Strategia wykorzystania owadów jako alternatywnych źródeł białka w żywieniu zwierząt oraz możliwości rozwoju jego produkcji na terytorium Rzeczypospolitej Polskiej

Opracowanie pod redakcją

Tadeusz Bakuła

Remigiusz Gałęcki

Olsztyn 31.10.2021

Publikacja powstała w ramach projektu współfinansowanego przez Narodowe Centrum Badań i Rozwoju programu GOSPOSTRATEG pt.: „Opracowanie strategii wykorzystania alternatywnych źródeł białka w żywieniu zwierząt umożliwiającej rozwój jego produkcji na terytorium RP”. Umowa nr GOSPOSTRATEG1/385141/16/NCBR/2018. Wartość projektu 5 214 500 zł. Wartość dofinansowania 4 983 700 zł.

Narodowe Centrum Badań i Rozwoju

UNIWERSYTET WARMIŃSKO-MAZURSKI W OLSZTYNIE

PIWet

Opracowanie pod redakcją:

TADEUSZ BAKUŁA
REMIGIUSZ GAŁĘCKI

Korekta

MARZENA BARASIŃSKA

Wydawca

STUDIO REKLAMY ERZET
OLSZTYN

ISBN 978-83-961897-1-4

Olsztyn 2021

Spis treści

1. Osoby i instytucje uczestniczące w realizacji projektu 5
2. Wstęp MRiRW – Magdalena Zasępa, Joanna Gołębiowska 11
3. Białko z owadów jako alternatywny komponent paszowy w żywieniu ludzi i zwierząt
   Tadeusz Bakuła, Remigiusz Gałęcki, Joanna Kisielewska 15
4. Specjalistyczna ekspertyza entomologiczna pt. „Potencjalne gatunki owadów do masowej hodowli na cele paszowe"
   Marcin Kadej 21
5. Analiza dostępnych dokumentów krajowych i zagranicznych w zakresie wykorzystania owadów jako pokarmu dla zwierząt, oraz analiza aktów prawnych różnych krajów świata regulujących ten obszar
   Michał Dąbrowski 81
6. Testy żywieniowe z użyciem PAP owadziego w żywieniu kurcząt brojlerów w skali laboratoryjnej i produkcyjnej – fermowej oraz badania laboratoryjne 111
7. Wyniki ankietyzacji w zakresie możliwości wykorzystania PAP owadziego w żywieniu ludzi i zwierząt 139
8. Wytyczne dobrej praktyki higienicznej w produkcji owadów dla celów paszowych i spożywczych
   Krzysztof Kwiatek, Tadeusz Bakuła, Zbigniew Sieradzki, Zbigniew Osiński, Ewelina Kowalczyk 169
9. Wdrożenie systemu HACCP i ocena ryzyka w produkcji przetworzonego białka owadziego
   Krzysztof Kwiatek, Zbigniew Osiński, Zbigniew Sieradzki, Ewelina Patyra, Tadeusz Bakuła 195
10. Mącznik młynarek – hodowla w kilku krokach. Podręcznik hodowli mącznika młynarka (*Tenebrio molitor*)
    Remigiusz Gałęcki 261
11. Czarna mucha – nowe zwierzę gospodarskie. Podręcznik hodowli czarnej muchy (*Hermetia illucens*)
    Ismena Kordylewska, Remigiusz Gałęcki 317
12. Analiza opłacalności stosowania białka owadziego w żywieniu zwierząt
    Bogdan Włodarczyk, Lesław Markowski, Anna Rutkowska-Ziarko, Marek Szturo, Konrad Szydłowski, Karol Wojtowicz 369
13. Podsumowanie 421

Osoby i instytucje uczestniczące w realizacji projektu GOSPOSTRATEG I „OWADY”

pt.: „Opracowanie strategii wykorzystania alternatywnych źródeł białka owadów w żywieniu zwierząt umożliwiającej rozwój jego produkcji na terytorium RP”

Ministerstwo Rolnictwa i Rozwoju Wsi

Departament Hodowli Zwierząt

Mgr Zasępa Magdalena
Lek. wet. Gołębiowska Joanna

Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie

Wydział Medycyny Weterynaryjnej

Katedra Prewencji Weterynaryjnej i Higieny Pasz:
Dr hab. Bakuła Tadeusz prof. UWM
Prof. dr hab. Gajęcka Magdalena
Dr hab. Obremski Kazimierz prof. UWM
Dr hab. Zielonka Łukasz prof. UWM
Dr n. wet. Baranowski Mirosław
Dr n. wet. Dąbrowski Michał
Dr n. wet. Jakimiuk Ewa
Lek. wet. Gałęcki Remigiusz
Lek. wet. Marszałek Ewa
Inż. Barasińska Marzena
Mgr Kisielewska Joanna

Katedra Chorób Ptaków
Prof. dr hab. Koncicki Andrzej
Dr hab. wet. Stenzel Tomasz, prof. UWM
Dr n. wet. Śmiałek Marcin
Dr n. wet. Tykałowski Bartłomiej
Dr n. wet. Kowalczyk Joanna

Katedra Histologii i Embriologii
Prof. dr hab. Lewczuk Bogdan
Prof. dr hab. Przybylska-Gornowicz Barbara
Dr inż. Szyryńska Natalia

Katedra Anatomii Patologicznej
Dr hab. Gesek Michał, prof. UWM

Katedra Fizjologii Klinicznej
Lek wet. Kordylewska Ismena

Wydział Bioinżynierii Zwierząt

Katedra Towaroznawstwa Ogólnego i Doświadczalnictwa
Prof. dr hab. Murawska Daria
Prof. dr hab. Michalik Danuta
Dr inż. Brzozowski Wiesław
Mgr inż. Brzostowska Urszula
Mgr inż. Szepelska-Sell Anna
Łukasik Patryk
Mroczkowski Kamil
Szymański Łukasz
Kaczmarek Patrycja

Katedra Żywienia Zwierząt i Paszoznawstwa
Prof. dr hab. inż. Sobotka Wiesław
Dr hab. inż. Antoszkiewicz Zofia
Dr inż. Kaliniewicz Joanna
Mgr inż. Żukowski Przemysław

Katedra Towaroznawstwa i Przetwórstwa Surowców Zwierzęcych
Prof. dr hab. inż. Daszkiewicz Tomasz
Dr inż. Kubiak Dorota

Katedra Higieny Zwierząt i Środowiska
Dr hab. wet. Witkowska Dorota, prof. UWM

Wydziału Nauk Ekonomicznych

Katedra Finansów
Dr hab. Włodarczyk Bogdan, prof. UWM
Dr Markowski Lesław
Dr Rutkowska-Ziarko Anna
Dr Szturo Marek
Dr Szydłowski Konrad
Dr Wojtowicz Karol

Wydział Rolnictwa i Leśnictwa

Katedra Entomologii, Fitopatologii i Diagnostyki Molekularnej
Dr hab. Agnieszka Kosewska prof. UWM

Uniwersytet Wrocławski

Wydział Nauk Biologicznych

Zakład Biologii, Ewolucji i Ochrony Bezkręgowców
Dr hab. inż. Kadej Marcin, prof. UW

Państwowy Instytut Weterynaryjny - Państwowy Instytut Badawczy w Puławach

Zakład Higieny Pasz
Prof. dr hab. Kwiatek Krzysztof
Mgr inż. Osiński Zbigniew
Dr inż. Sieradzki Zbigniew
Dr Weiner Anna
Dr hab. Patyra Ewelina
Dr Przeniosło-Siwczyńska Monika
Dr inż. Grenda Tomasz
Mgr inż. Goldsztejn Magdalena
Mgr inż. Chyłek-Purchała Maja
Mgr Kozieł Nina
Mgr inż. Paprocka Ilona
Dr Mazur Małgorzata
Mgr Król Beata
Mgr Skowronek Martyna
Mgr Grelik Aleksndra
Tech. Spychalska Emilia
Lab. Łyszcz Bożena
Pom. lab. Kozak Lucyna

Zakłada Farmakologii i Toksykologii
Mgr inż. Nawrocka Agnieszka
Dr inż. Durkalec Maciej
Dr Kiljanek Tomasz
Dr Matraszek-Żuchowska Iwona
Dr hab. Woźniak Barbara
Dr Semeniuk Stanisław
Mgr inż. Filipek Aleksandra
Mgr inż. Kmiecik Mirosława
Mgr Kłopot Alicja
Mgr Burek Olga
Mgr Łusiak Patrycja
Mgr Goliszek Milena
Mgr Gaweł Marta
Tech. chem. Ciuba Beata
Pom. lab. Koksa Urszula

Zakład Radiobiologii
Dr Warenik-Bany Małgorzata
Dr Maszewski Sebastian
Mgr inż. Pajurek Marek
Tech. lab. Grochowska Iwona
Tech. lab. Dudek Halina
Pom. lab. Mikos Ewa

Danish Technological Institute, Teknologiparken, Kongsvang Alle, 8000 Aarhus

Bioengineering and Environmental Technology
Lars-Henrik Lau Heckmann, Technology Manager, Biologist, PhD

Zakład Doświadczalny Żywienia Zwierząt

Uniwersytetu Przyrodniczego w Poznaniu
Gorzyń 4, 64-400 Międzychód

Krajowe Laboratorium Pasz

Instytut Zootechniki - Państwowy Instytut Badawczy
ul. Chmielna 2, 20-079 Lublin

ChemProf Doradztwo Chemiczne s.c. Katarzyna Łuczyńska i Michał Łuczyński

Gutkowo 54b, 11-041 Olsztyn

Specjalistyczne Laboratorium Badawcze
PIAST PASZE Sp. z o.o.
Olszowa, ul. Onyksowa 8, 63-600 Kępno
PIAST PASZE Sp. z o.o.
Lewkowiec 50A, 63-400 Ostrów Wielkopolski

HiProMine S.A.
Poznańska 12F, 62-023 Robakowo

AGRO-FISH Sp. z o.o.
ul. Żarnowiecka 2, Kartoszyno, 84-110 Krokowa

Maciej Felski
Purda 130C, 11-030 Purda

VET-LAB BRUDZEW dr Piotr Kwieciński
ul. Turkowska 58c, 62-720 Brudzew

Centrum Doradztwa Rolniczego w Brwinowie
ul. Pszczelińska 99, 05-840 Brwinów

Warmińsko-Mazurski Ośrodek Doradztwa Rolniczego
ul. Jagiellońska 91, 10-365 Olsztyn

Gospodarstwo rolne w Tuławkach z hodowlą owadów
Stanisław Majewski partner Tenebria Sp. z o.o.
Dr wt. Terech-Majewska Elżbieta
Majewski Stanisław

Tenebria Sp. o. o.
Górzyński Paweł
ul. Dworcowa 36, 14-260 Lubawa

Wstęp do strategii

Magdalena Zasępa, Joanna Gołębiowska

Departament Hodowli Zwierząt, Ministerstwo Rolnictwa i Rozwoju Wsi, Warszawa

Polska, podobnie jak pozostałe państwa członkowskie UE, jest krajem z ograniczonym asortymentem wysokobiałkowych surowców paszowych mogących stanowić wartościowe komponenty do produkcji pasz. Celem tej publikacji jest przedstawienie potrzeb i możliwości wykorzystania białka owadziego w żywieniu zwierząt na terenie RP.

Zgodnie z przepisami UE przetworzone białko zwierzęce (PAP – Processed Animal Protein) z owadów może być wykorzystywane do produkcji pasz dla zwierząt towarzyszących, zwierząt akwakultury, drobiu i świń. Na podstawie przeprowadzonych badań, pozytywnie oceniono możliwość bezpiecznego dopuszczenia białka owadziego do żywienia zwierząt gospodarskich.

Hodowla owadów w Polsce w przyszłości może rozwinąć się w zupełnie nową formę działalności rolniczej co może dać szansę na przekwalifikowanie rolników, których gospodarstwa zostały dotknięte afrykańskim pomorem świń (*African Swine Fever* - ASF) czy grypą ptaków (*AI - Avian influenza*). Stworzy to również możliwość powstawania nowych miejsc pracy, rozwoju innowacyjnej przedsiębiorczości oraz zwiększenia produkcji żywności i pasz. Dla społeczeństwa polskiego pojęcie entomofagii jest nowe i kontrowersyjne, ale w przyszłości może stać się odpowiedzią na problemy związane z żywieniem ludzi i zwierząt.

W związku z rozwojem produkcji zwierzęcej zapotrzebowanie na surowce wysokobiałkowe w ciągu ostatnich dziesięciu lat wzrosło o około 40%. W Polsce, tak jak w całej Unii Europejskiej produkuje się śladowe ilości soi, dlatego w bilansie białka w UE główne znaczenie ma śruta sojowa pochodząca z importu - około 10% światowego obrotu tą rośliną. Znalezienie alternatywy dla importowanej śruty sojowej – źródła białka paszowego – wymaga uwzględnienia parametrów porównywalnych pod względem jakościowym, aspektów utrzymania równowagi i opłacalności produkcji zwierzęcej oraz konkurencyjności i wyników produkcyjnych w kontekście jednolitego rynku UE. Zastąpienie śruty sojowej wymaga dostępności wystarczających, koniecznych do utrzymania równowagi na rynku pasz, ilości zastępczych, wysokobiałkowych składników porównywalnych do importowanej soi.

Pewnym rozwiązaniem są nasiona, uprawianych na różnych typach gleb, rośliny strączkowych, poekstrakcyjna śruta rzepakowa oraz suszone wywary zbożowe. Wprowadzenie tych komponentów do pasz wymaga uwzględnienia

zawartości białka, jego wartości odżywczej oraz związanych z tym efektów uzyskiwanych w żywieniu zwierząt gospodarskich, a w przypadku komponentów roślinnych, dostępności na rynku dużych partii jednolitego surowca. Zastępowanie białka sojowego alternatywnymi surowcami, w tym krajowymi nasionami roślin strączkowych, wymaga uwzględnienia granicznych udziałów tych pasz w dietach (dopuszczalne ilości), szczególnie w mieszankach paszowych dla młodego drobiu i młodych świń. Przekroczenie dopuszczalnych udziałów roślin strączkowych w dietach dla tych zwierząt obniża efektywność produkcji.

Mączka rybna to doskonałe źródło białka, które jest łatwo przyswajalne, ma doskonałą kompozycję niezbędnych aminokwasów i długołańcuchowych kwasów tłuszczowych, jak również jest dobrym źródłem witamin oraz minerałów. Jednak wzrost zapotrzebowania na mączkę rybną przy jednoczesnym spadku połowów ryb, spowodowanym nadmiernym eksploatowaniem łowisk, przyczynił się do zmniejszenia dostępności mączki rybnej, a tym samym do wzrostu ceny.

Obecnie promowana jest w Komisji Europejskiej polityka „green deal", polegająca m. in. na tworzeniu możliwości prawnych do jak najefektywniejszego wykorzystania już wytworzonych zasobów i ograniczania negatywnego wpływu na środowisko. Uwzględnia ona jak najszersze wykorzystanie przetworzonych białek zwierzęcych powstałych z wygenerowanych odpadów rzeźnianych (uppz – uboczne produkty pochodzenia zwierzęcego) do żywienia zwierząt, stanowiących alternatywę dla importowanej śruty sojowej. Dlatego złagodzono wprowadzony w 2001 roku zakaz wykorzystywania w żywieniu zwierząt gospodarskich przetworzonego białka zwierzęcego (PAP), w zakresie przywrócenia możliwości skarmiania zwierząt gospodarskich przetworzonym białkiem zwierzęcym, z wykluczeniem skarmiania tym samym gatunkiem. Oznacza to, że w żywieniu trzody chlewnej dozwolone jest stosowanie PAP wyprodukowanego z uppz pochodzenia drobiowego, natomiast w żywieniu drobiu - PAP wyprodukowanego z uppz pozyskanych od trzody chlewnej.

Przywrócenie skarmiania krzyżowego oraz dopuszczenie stosowania białka owadziego w żywieniu zwierząt może znacząco wpłynąć na rozwój rynku alternatywnych, dla soi surowców białkowych stosowanych do produkcji pasz, co bezsprzecznie wiąże się z wymiernymi korzyściami dla środowiska i produkcji zwierzęcej. Ponadto od 1 lipca 2017 r. przepisy Unii Europejskiej umożliwiają stosowanie w żywieniu akwakultury białka owadziego, które w zakresie składu aminokwasowego odpowiada białku sojowemu i mączce rybnej.

Alternatywnym źródłem białka w dłuższej perspektywie mogą się okazać owady, które zawierają dużo więcej korzystnych aminokwasów niż białka zbóż, śruty rzepakowej czy innych roślin strączkowych. W żywieniu drobiu można wykorzystać żywe owady i sporządzone z nich mączki. Całkowity procentowy udział białka w mączce owadziej to nawet 40-60%. W porównaniu do mączki rybnej mączki z owadów zawierają więcej treoniny, waliny, izoleucyny, leucyny i lizyny. Na uwagę zasługuje również wysoka

strawność aminokwasów białka owadziego, wynosząca od 91 do 95%. W porównaniu do zbóż czy roślin strączkowych larwy owadów stanowią też doskonałe źródło energii, ponieważ zawierają znaczną ilość lipidów o korzystnym profilu kwasów tłuszczowych.

Działania mające na celu poszukiwania alternatywnych źródeł białka będą wymagać wprowadzania nowych, innowacyjnych technologii takich jak zyskujące na popularności owady. W ciągu ostatnich dziesięciu lat na całym świecie znacznie wzrosło zainteresowanie owadami w kontekście żywienia zwierząt oraz ludzi.

Owady ze względu na swoją liczebność, która w przybliżeniu wynosi 2 mln gatunków zwierząt, co stanowi najliczniejszą grupę organizmów na ziemi, stanowią znaczącą część biomasy. Spełniają one wiele ważnych funkcji. Są źródłem pokarmu dla innych zwierząt m.in. ryb, płazów, gadów, ptaków, ssaków, w tym człowieka. Uczestniczą w obiegu węgla i składników odżywczych poprzez rozkład martwej materii organicznej. Wiele gatunków owadów jest wykorzystanych na całym świecie w celach leczniczych. Owady to również istotna grupa producentów cennych produktów, takich jak miód i jedwab. Nie bez znaczenia jest ich rola w zapylaniu roślin. Owady to także doskonałe źródło białka dla ludzi.

Entomofagia czyli konsumpcja owadów, to potencjalne rozwiązanie globalnych problemów związanych z wyżywieniem rosnącej populacji ludzkiej w nadchodzących latach. Ponad 2000 gatunków owadów uważanych jest za jadalne. W Polsce nie posiadamy tradycji spożywania owadów czy produktów z udziałem przetworzonego białka zwierzęcego z owadów. Jednak w przyszłości owady mogą okazać się jednym z istotniejszych składników naszej diety. Niektóre owady zawierają również składniki bioaktywne, takie jak kwas laurynowy, peptydy przeciwdrobnoustrojowe i chitynę, które mają właściwości pozytywnie wpływające na odporność.

Owady można hodować wykorzystując różnego rodzaju odpady organiczne i produkty uboczne rolnictwa i przemysłu spożywczego. Biologiczne przetwarzanie odpadów organicznych to kluczowa koncepcja, gdyż wykorzystanie owadów do celów paszowych nie tylko pomoże obniżyć deficyt białka w Polsce, ale znacząco zmniejszy ilość odpadów.

Niniejsze opracowanie jest efektem prac nad projektem pt. ”Opracowanie strategii wykorzystania alternatywnych źródeł białka owadów w żywieniu zwierząt umożliwiającej rozwój jego produkcji na terytorium RP”, który był realizowany przez konsorcjum w skład którego wchodzą: Ministerstwo Rolnictwa i Rozwoju Wsi, Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie oraz Państwowy Instytut Weterynaryjny – Państwowy Instytut Badawczy w Puławach.

Hodowla owadów w Polsce i wykorzystanie PAP owadziego da podstawę do rozwinięcia nowej formy działalności gospodarczej o dużym potencjale prowadzonej zarówno przez rolników, jak i zakłady przemysłu paszowego. Spodziewany jest rozwój hodowli owadów w dużej fermowej skali jak również

w mniejszej rozdrobnionej skali na bazie potencjału małych gospodarstw rolnych. Pozwoli to w przyszłości na stworzenie nowych miejsc pracy, rozwoju przedsiębiorczości, zwiększenie produkcji żywności i pasz.

Najważniejszym aspektem i dużym wyzwaniem dla rozwoju chowu jadalnych owadów jest rozpowszechnianie wiedzy wśród społeczeństwa na temat wykorzystania białka owadziego i to zadanie ma spełnić niniejsze opracowanie.

Białko z owadów jako alternatywny komponent paszowy w żywieniu zwierząt i ludzi

Bakuła Tadeusz[1], Gałęcki Remigiusz[2], Kisielewska Joanna[2]

[1]Wydział Medycyny Weterynaryjnej UWM w Olsztynie
[2]Katedra Prewencji Weterynaryjneh i Higieny Pasz

Organizacja Narodów Zjednoczonych (ONZ) przewiduje, że globalna populacja ludzi osiągnie 8,5 miliarda do 2030 roku i 9,7 miliarda do 2050 roku (1). Zwiększenie produkcji żywności do poziomu odpowiadającego zapotrzebowaniu szybko rosnącej populacji ludzi oraz zwierząt, przy jednoczesnym ograniczeniu dostępności do nowych gruntów rolnych, jest już coraz trudniejsze (2, 3). Oczekuje się, że globalne zapotrzebowanie na białko będzie musiało wzrosnąć o 76%. Ten ogromny wzrost zapotrzebowania na białko związany jest nie tylko z przyrostem populacji ludzkiej, ale również wynika ze stałego zwiększenia ilości dziennego spożywanego białka na mieszkańca. Dzienne spożycie białka zwierzęcego na człowieka wzrosło z 39 gram dziennie w 1961 roku do 52 gram dziennie w 2011 roku. Organizacja Narodów Zjednoczonych ds. Wyżywienia i Rolnictwa (FAO) przewiduje, że dzienne spożycie białka w 2030 r. wyniesie około 54 gramów na mieszkańca i 57 gramów na mieszkańca do 2050 r. (4). Obecnie 30% całkowitej powierzchni ziemi jest wykorzystywane do celów rolniczych, a 7% gruntu stanowi produkcja zwierzęca (3,5). Co więcej produkcja zwierzęca jest jedną z głównych przyczyn problemów środowiskowych na świecie – przyczyniając się istotnie do wytwarzania gazów cieplarnianych, globalnego ocieplenia, degradacji gleby, zanieczyszczenia powietrza i wody oraz utraty różnorodności biologicznej. Niemniej jednak w większości krajów hodowla zwierząt jest jednym z najszybciej rozwijających się podsektorów rolnych, a popyt na produkty zwierzęce stale wzrasta. Tak dynamiczny proces będzie, wymagał zwiększenia produkcji pasz, co w obecnej sytuacji również staje się problemem, którego rozwiązania należy poszukiwać w alternatywnych źródłach białka.

Dobrze zbilansowane żywienie zwierząt hodowlanych jest nierozerwalnie powiązane z ich odpowiednim rozwojem i wynikami produkcyjnymi. Aby to osiągnąć wymagane jest stosowanie materiałów paszowych o wysokiej zawartości białka charakteryzującego się odpowiednim profilem aminokwasowym, właściwą strawnością i smakowitością. Ponadto pasze te powinny być bezpieczne, wolne od składników antyodżywczych oraz stosowane bez ryzyka negatywnego wpływu na zdrowie zwierząt (6). Dlatego tak istotny jest wybór najbardziej odpowiednich komponentów do produkcji pasz, aby uzyskać zamierzone efekt produkcyjne.

Obecnie głównymi składnikami białkowymi w żywieniu zwierząt są mączka sojowa oraz mączka rybna.

W żywieniu zwierząt podstawowym składnikiem białkowym pochodzenia zwierzęcego stała się mączka rybna. Mączka ta jest produktem handlowym wytwarzanym głównie z ryb zawierających wysoki procent kości i tłuszczu zazwyczaj nie nadających się do bezpośredniego spożycia przez ludzi. Mączkę rybną uważa się za doskonałe źródło białka, jest łatwo przyswajalna, ma doskonałą kompozycję niezbędnych aminokwasów i długołańcuchowych kwasów tłuszczowych, jak również jest dobrym źródłem witamin oraz minerałów (6). Jednak nadmierna eksploatacja łowisk, przyczyniła się do zmniejszenia dostępności mączki rybnej na rynku paszowym.

Aktualnie światowy rynek pasz opiera się głównie na soi genetycznie modyfikowanej (GM), która stanowi podstawowy komponent białkowy. Uprawa soi jak na razie pokrywa światowe zapotrzebowanie na białko. W 2014 roku uprawa soi GM stanowiła 82% areału upraw tej rośliny na świecie i 50% powierzchni wszystkich upraw GM. Ponadto szacuje się, że 93-95% śruty sojowej w handlu międzynarodowym stanowi śruta wytworzona z roślin GM (7). Dlatego też, praktycznie niemożliwe jest prowadzenie hodowli zwierząt, zwłaszcza w Europie i innych krajach wysokorozwiniętych bez wykorzystania pasz zawierających soję genetycznie modyfikowaną (8). W samej Unii Europejskiej ze względów klimatycznych produkuje się śladowe ilości soi, a uzyskiwane zbiory w ostatnich latach rzadko osiągają 1 mln ton. Dlatego w bilansie śrut główne znaczenie ma śruta sojowa pochodząca z importu. Unia Europejska jest drugim co do wielkości importerem białka paszowego na świecie. Import soi wynoszący w ostatnich latach 13-14 mln ton obejmuje 10% światowego obrotu tą rośliną (8).

Polska, tak jak wiele krajów UE, w dużym stopniu swoje zapotrzebowanie na soję pokrywa z dostaw pochodzących z importu. Rocznie importujemy około 2-3 mln ton śruty sojowej (stanowi to około 1,5 mln ton czystego 100% białka). Należy też zauważyć, że w naszym kraju występuje ograniczony asortyment wysokobiałkowych surowców paszowych, mogących stanowić wartościowe komponenty do produkcji pasz, w tym zwłaszcza pasz przemysłowych.

Trwają poszukiwania nowych strategii, umożliwiających zastąpienie importowanej śruty sojowej białkiem bez modyfikacji genetycznych, porównywalnym pod względem jakościowym i ekonomicznym do soi. Od wielu lat podejmuje się próby zwiększenia wykorzystania rodzimych surowców białkowych, takich jak: nasiona roślin strączkowych, poekstrakcyjna śruta rzepakowa oraz suszone wywary zbożowe. Wprowadzenie tych komponentów do pasz wymaga uwzględnienia zawartości białka, jego wartości odżywczej oraz związanych z tym efektów produkcyjnych uzyskiwanych w żywieniu zwierząt gospodarskich. Wymagana jest także dostępność na rynku dużych partii jednolitego surowca. W Polsce rośliny strączkowe w strukturze zużycia surowców wysokobiałkowych stanowią ok. 6-10%, a białko rzepaku 15-17%. Aby zwiększyć ich udział w produkcji pasz

konieczne jest wsparcie ze strony postępu biologicznego, który umożliwi uzyskiwanie plonów na stałym poziomie bez względu na panujące warunki klimatyczne w kraju.

W ciągu ostatnich dziesięciu lat na całym świecie zaczęło rosnąć zainteresowanie owadami w kontekście żywienia ludzi oraz zwierząt. Według dostępnej literatury oraz przeprowadzonych badań, owady z powodzeniem mogą być uzupełnieniem lub zamiennikiem komponentów paszowych, takich jak: soja czy mączka rybna.

Hodowla owadów na pasze posiada ogromny potencjał. W wielu krajach świata prowadzona jest już masowa - fermowa hodowla owadów. Dotychczasowe badania wskazują, że białko owadzie charakteryzuje się składem aminokwasowym zbliżonym do białka rybiego. Według raportu ONZ konsumpcja owadów może być pomocna w walce z głodem na świecie. Owady mogą zapewnić zrównoważoną i przyjazną dla środowiska produkcję pasz dla zwierząt jak i żywności dla ludzi (1).

Owady (*Insecta*) ze względu na swoją liczebność gatunków stanowią najliczniejszą grupę organizmów ze wszystkich znanych gatunków zwierząt. Obecnie opisano ponad milion gatunków owadów, które zasiedlają wszystkie strefy klimatyczne i tym samym tworzą jeden z najważniejszych elementów ekosystemu (9). Ze względu na wszechobecność owadów na świecie, ludzie w różny sposób je postrzegają. Dla jednych stwarzają obraz obrzydliwych szkodników a dla innych stanowią bardzo ważny element ich życia. Owady w przyrodzie spełniają kilka ważnych funkcji (10). Przede wszystkim owady wchodzą w skład łańcucha żywieniowego innych zwierząt m.in. ryb, płazów, ptaków, jak również wielu gatunków z rzędu naczelnych w tym człowieka (11). Poza tym większość owadów dostarcza niezbędnych usług ekosystemowych, które przynoszą korzyści ludziom oraz środowisku. Owady mają istotny wpływ na obieg węgla i składników odżywczych poprzez rozkład martwej materii organicznej (12). Praktycznie wszystkie agroekosystemy czerpią korzyści z owadów, ponieważ mogą one naturalnie zwalczać szkodliwe gatunki, podlegające tzw. naturalnej kontroli biologicznej. Wiele gatunków owadów jest wykorzystywanych na całym świecie w celach leczniczych (13). Jednym z najciekawszych zastosowań owadów w medycynie jest produkcja szczepionek i innych użytecznych białek oraz powszechnie znana terapia larwami (*Lucilla sericata*) w leczeniu zakażonych i trudno gojących się ran (14). Owady to również ogromna grupa producentów. Gatunki takie jak pszczoła miodna (*Apis mellifera*), jedwabnik morwowy (*Bombyx mori*) czy jedwabnik dębowy (*Atheraea pernyi*) znane nam są dobrze jako producenci miodu czy jedwabiu. Ponadto owady odgrywają kluczową rolę w zapylaniu roślin. Szacuje się, że ze 100 tys. gatunków zapylaczy, które zostały zidentyfikowane, 98% stanowią owady (15). Prawie 70% roślin uprawnych, które generują większość żywności na świecie, wymaga do zapylenia przynajmniej jednego gatunku *Apoidea*. Znaczenie tej ekologicznej usługi dla rolnictwa i przyrody jest bezdyskusyjne.

Co więcej całkowitą wartość ekonomiczną zapylania na całym świecie szacuję się na około 3 miliardy dolarów (16).

Owady od dawna stanowią źródło białka dla ludzi i zwierząt. Konsumpcja owadów, znana jako entomofagia, wzbudza coraz większe zainteresowanie badaczy, ekologów i społeczeństwa jako potencjalne rozwiązanie nieuniknionych globalnych problemów związanych z wyżywieniem populacji ludzkiej w nadchodzących latach (5, 17). Entomofagia jest praktykowana w większości krajów tropikalnych, podczas gdy w zachodniej części świata nie stanowi obecnie istotnej części diety człowieka (5). Obecnie 2111 gatunków owadów uważanych jest za jadalne. W Polsce trafiają one na talerz raczej sporadycznie i traktowane są jako ciekawostka i potrawa egzotyczna. Niemniej jednak w przyszłości owady mogą okazać się jedynym skutecznym rozwiązaniem w kwestii wyżywienia stale rosnącej liczby ludności.

Białko pochodzenia owadziego w UE (PAP) zostało zatwierdzone i może być wykorzystywane do produkcji paszy dla ryb, zwierząt towarzyszących, drobiu i świń. Rynek produkcji owadów stale rośnie, a ekonomiści prognozują wzrost w okresie 5 lat, z 2 tysięcy ton rocznej produkcji w 2018 r. do około 200 tyś. ton w 2020 r. i aż do około 1 miliona 200 tyś. ton w roku 2025 (18). Owady są naturalnym składnikiem diety zwierząt. Są bogate w białko, mają profil aminokwasowy, który sprawia, że są wysoce strawne dla zwierząt. Niektóre owady zawierają również składniki bioaktywne, takie jak kwas laurynowy, peptydy przeciwdrobnoustrojowe i chitynę, które mają właściwości immunomodulujące. Kilka europejskich firm produkuje już karmę dla zwierząt domowych zawierającą w swoim składzie komponenty owadzie. Oczekuje się, że w ciągu najbliższych lat trend ten będzie nadal wzrastał.

Bogate w białko owady są naturalnym składnikiem diety wielu ryb i drobiu hodowanego w warunkach naturalnych. Larwy owadów można hodować na szerokiej gamie odpadów organicznych i produktów ubocznych. Pozwala to odzyskać wartość z materiałów, które stanowią produkty uboczne w rolnictwie i przemyśle spożywczym. Biologiczne przetwarzanie odpadów organicznych to kluczowa koncepcja, gdyż wykorzystanie owadów w paszach nie tylko pomogłoby obniżyć deficyt białka w Europie, ale ułatwiłoby także znaczne zmniejszenie objętości odpadów i produktów ubocznych. Owady mogą obniżyć masę organicznych produktów ubocznych o 60% w zaledwie 10 dni. Zjawisko to pozwala na upcykling niskowartościowych substratów w wysokowartościowe produkty.

Badania wykazały również, że zastosowanie białka owadziego w paszach w celu uzupełnienia tradycyjnych źródeł roślinnych przyczyni się do zwiększenia areału gruntów rolnych pod uprawy do bezpośredniego spożycia przez ludzi. W ten sposób hodowla owadów może przyczynić się do podniesienia bezpieczeństwa żywnościowego.

Poszukując zrównoważonych i długofalowych rozwiązań w Europie musimy rozważyć korzyści, jakie może przynieść zastosowanie owadów w paszy

dla zwierząt. Ponadto konieczne jest prowadzenie badań na podstawie, których zaistnieje możliwość podjęcia decyzji o bezpiecznym wprowadzeniu PAP owadziego do systemu żywieniowego zwierząt hodowlanych i ludzi. Takie badania były prowadzone między innymi w ramach projektu pt. „Opracowanie strategii wykorzystania alternatywnych źródeł białka owadów w żywieniu zwierząt umożliwiającej rozwój jego produkcji na terytorium RP", który był realizowany przez konsorcjum, w skład którego wchodziło: Ministerstwo Rolnictwa i Rozwoju Wsi, Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie oraz Państwowy Instytut Weterynaryjny – Państwowy Instytut Badawczy w Puławach. Celem projektu było opracowanie strategii rozwoju produkcji białka z owadów poprzedzone przeprowadzeniem badań i analizy światowego piśmiennictwa, na podstawie, których zarekomendowano dwa gatunki owadów możliwych do hodowli w warunkach RP. Określono również optymalne parametry hodowli owadów i technologii ich produkcji, przetwarzania oraz zasad przechowywania i stosowania w żywieniu zwierząt. Sam wybór najbardziej odpowiedniego oraz zrównoważonego gatunku o najbardziej pożądanych właściwościach do produkcji pasz stanowił dosyć trudne zadanie. Podczas gdy tysiące gatunków są spożywane na całym świecie, to tylko kilka z nich jest brane pod uwagę w kontekście hodowli przemysłowej. Na wybór ten miało wpływ wiele czynników poczynając od odpowiedniego środowiska i warunków klimatycznych przez wymagania żywieniowe oraz gatunki charakteryzujące się najwyższymi wartościami odżywczymi a kończąc na możliwości masowej hodowli owadów z wykorzystaniem odpadów organicznych i produktów ubocznych.

Realizację projektu rozpoczęto od analizy dostępnego, coraz bardziej, obszernego piśmiennictwa dotyczącego hodowli owadów. Opracowano ekspertyzę entomologiczną w celu przedstawienia możliwości hodowli owadów w skali masowej na cele paszowe. Na podstawie zebranych informacji dokonano ostatecznego wyboru dwóch gatunków owadów: Czarnej muchy (*Hermetia illucens*) i Mącznika młynarka (*Tenebrio molitor*). Dostępna literatura miała tu kluczowe znaczenie, ponieważ dostępność informacji na temat tych dwóch gatunków jest już bardzo duża, co ma nieodzowny związek z popularnością tych owadów w kwestii prowadzenia masowej hodowli na całym świecie. W tym etapie realizacji projektu wykonano również specjalistyczną ekspertyzę dostępnych aktów prawnych różnych krajów świata oraz różnych dokumentów krajowych i zagranicznych w zakresie wykorzystania owadów jako pokarmu dla zwierząt.

Piśmiennictwo

1. United Nations.: World population prospects: the 2012 revision. Key findings and advance tables. Department of Economic and Social Affairs, Population Division, Working Paper No. 2013 ESA/P/WP.227, 2.
2. Mitsuhashi J. (2010). The Future use of insects as human food. W: Durst P. B., Johnson D.V., Leslie R. N., Shono K. (Eds.): Forest insects as food: humans bite back. *FAO Regional Office for Asia and the Pacific* 2010, 115-122.
3. Premalatha M., Abbasi T., Abbasi T., Abbasi S.A. (2011). Energy-efficient food production to reduce global warming and ecodegradation: The use of edible insects. Renewable and sustainable energy reviews, 15 (9), 4357-4360..
4. WHO Technical Report Series. Protein and Amino Acid Requirements in Human Nutrition: Report of a Joint FAO/WHO/UNU Expert Consultation. http://whqlibdoc.who.int/trs/who_trs_935_eng.pdf
5. Van Huis A. (2013). Potential of insects as food and feed in assuring food security. Annual review of entomology, 58, 563-583..
6. Barrows F.T., Bellis D., Krogdahl Å., Silverstein J.T., Herman E.M., Sealey W.M., Rust M.B., Gatlin III D.M. (2008). Report of the plant products in aquafeed strategic planning workshop: an integrated, interdisciplinary research roadmap for increasing utilization of plant feedstuffs in diets for carnivorous fish. Reviews in Fisheries Science, 16 (4), 449-455.
7. Dzwonkowski W., Rola K., Hanczakowska E., Niwińska B., Świątkiewicz S. (2015). *Raport o sytuacji na światowym rynku roślin GMO i możliwościach substytucji genetycznie zmodyfikowanej soi krajowymi roślinami białkowymi w aspekcie bilansu paszowego*. Instytut Ekonomiki Rolnictwa i Gospodarki Żywnościowej-Państwowy Instytut Badawczy.*Warszawa: IERiGŻ-PIB*. 2015.
8. Olsen R.L., Hasan M.R. (2012). A limited supply of fishmeal: Impact on future increases in global aquaculture production. Trends in Food Science & Technology, 27 (2), 120-128.
9. Boczek J., Pruszyński S. (2013). Owady w żywieniu człowieka i zwierząt domowych. *Zagadn. Doradztwa Roln.* 2013, 2, 98-107.
10. New T.R. (2009). Insect species conservation by ecology, biodiversity and conservation series. *Cambridge University Press* 2009.
11. Raubenheimer D., Rothman J.M. (2013). Nutritional ecology of entomophagy in humans and other primates. Annual review of entomology, 58, 141-160.
12. Yang L.H., Gratton C. (2014). Insects as drivers of ecosystem processes. *Current Opinion in Insect Science*, *2*, 26-32.
13. Dossey A.T. (2010). Insects and their chemical weaponry: new potential for drug discovery. *Natural product reports*, 27 (12), 1737-1757.
14. Sherman R.A., Wyle F.A. (1996). Low-cost, low-maintenance rearing of maggots in hospitals, clinics, and schools. *The American journal of tropical medicine and hygiene*, 54 (1), 38-41.
15. Ingram M., Nabhan G., Buchmann S.L. (1996). Our forgotten pollinators: Protecting the birds and bees. Global Pesticide Campaigner, 6 (4), 1-12.
16. Losey J.E., Vaughan M. (2006). The economic value of ecological services provided by insects. Bioscience, 56 (4), 311-323.
17. Verbeke W. (2015). Profiling consumers who are ready to adopt insects as a meat substitute in a Western society. Food Quality and Preference, 39, 147-155.
18. International Platform of Insects for Food and Feed (IPIFF): The European Insect Sector Today: Challenges, Opportunities And Regulatory Landscape. IPIFF vision paper on the future of the insect sector towards 2030. *IPIFF* 2018.

Specjalistyczna ekspertyza entomologiczna pt. Potencjalne gatunki owadów do masowej hodowli na cele paszowe

Marcin Kadej

Zakład Biologii, Ewolucji i Ochrony Bezkręgowców,
Wydział Nauk Biologicznych Uniwesytetu Wrocławskiego

Spis treści

I. Rząd Blattodea (karaczany) 25
1. Morfologia 25
2. Naturalne środowisko – zasięg występowania 25
3. Cykl rozowjowy 25
4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat 25
5. Żywienie – preferencje pokarmowe 27

II. Rząd Orthoptera (prostoskrzydłe) 28
Świerszcz bananowy (*Gryllodess igillatus*, Tropical house cricket) 28
1. Morfologia 28
2. Naturalne środowisko – zasięg występowania 28
3. Cykl rozwojowy 28
4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat 28
5. Żywienie – preferencje pokarmowe 29
Świerszcz domowy (*Acheta domesticus*, House cricket) 29
1. Morfologia 29
2. Naturalne środowisko – zasięg występowania 29
3. Cykl rozwojowy 29
4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat 30
5. Żywienie – preferencje pokarmowe 33
Świerszcz kubański (*Gryllus assimilis*, Jamaican field cricket) 33
1. Morfologia 33
2. Naturalne środowisko – zasięg występowania 34
3. Cykl rozwojowy 34

4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat 34
5. Żywienie – preferencje pokarmowe 34
Świerszcz śródziemnomorski (*Gryllus bimaculatus*, Mediterranean field cricket) 35
1. Morfologia 35
2. Naturalne środowisko – zasięg występowania 35
3. Cykl rozwojowy 35
4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat 36
5. Żywienie – preferencje pokarmowe 36

III. Rząd Coleoptera (chrząszcze) 36
Drewnojad (*Zophobas morio*, Superworm) 36
1. Morfologia 36
2. Naturalne środowisko – zasięg występowania 37
3. Cykl rozwojowy 37
4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat 37
5. Żywienie – preferencje pokarmowe 38
Mącznik młynarek (*Tenebrio molitor,* Mealworm) 38
1. Morfologia 38
2. Naturalne środowisko – zasięg występowania 39
3. Cykl rozwojowy 39
4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat 40
5. Żywienie – preferencje pokarmowe 43
Pleśniakowiec lśniący (*Alphitobius diaperinus*, Lesser mealworm) 44
1. Morfologia 44
2. Naturalne środowisko – zasięg występowania 45
3. Cykl rozwojowy 45
4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat 45
5. Żywienie – preferencje pokarmowe 46
Kruszczyca złotawka (*Cetonia aurata*, Green rosechafer) 46
1. Morfologia 46
2. Naturalne środowisko – zasięg występowania 47
3. Cykl rozwojowy 47
4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat 47
5. Żywienie – preferencje pokarmowe 48

IV. Rząd Diptera (muchówki) 48
Mucha czarna (*Hermetia illucens*, Black soldier fly) 48
1. Morfologia 48
2. Naturalne środowisko – zasięg występowania 49
3. Cykl rozwojowy 49
4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat 49
5. Żywienie – preferencje pokarmowe 50
Mucha domowa (*Musca domestica*, House fly) 51
1. Morfologia 51
2. Naturalne środowisko – zasięg występowania 51
3. Cykl rozwojowy 51
4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat 52
5. Żywienie – preferencje pokarmowe 53
Padlinówka skórnica (*Lucilia sericata*, Green bottle fly) 54
11. Morfologia 54
2. Naturalne środowisko – zasięg występowania 54
3. Cykl rozwojowy 54
4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat 55
5. Żywienie – preferencje pokarmowe 55

IV. Rząd Lepidoptera (motyle) 56
Barciak większy (*Galleria mellonella*, Greater wax moth) 56
1. Morfologia 56
2. Naturalne środowisko – zasięg występowania 56
3. Cykl rozwojowy 56
4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat 57
5. Żywienie – preferencje pokarmowe 58
Jedwabnik morwowy (*Bombyx mori*, Silkworm) 58
1. Morfologia 58
2. Naturalne środowisko – zasięg występowania 59
3. Cykl rozwojowy 59
4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat 59
5. Żywienie – preferencje pokarmowe 61

VI. Inne gatunki owadów możliwe do masowej hodowli 61

VII. Podsumowanie 63

VIII. Piśmiennictwo 67

I. Rząd Blattodea (karaczany)

Na przykładzie *Cryptocercus punctulatus* Scudder, 1862 (z ang. Woodroache, Woodroach, Woodie)

1. Morfologia

Postacie dorosłe ubarwione czarno, osiągają długość ciała do 30 mm. Są formami bezskrzydłymi. Postacie młodociane - nimfy zaraz po wylęgnięciu się mierzą około 2,5 mm długości. Swoim wyglądem przypominają osobniki dorosłe; pozbawione są jednak skrzydeł – jedynie ich zawiązki widoczne są od strony grzbietowej.

2. Naturalne środowisko – rozsiedlenie

Naturalnym habitatem tego gatunku są są wilgotne obszary leśne, ale często stają się one stałym elementem domostw ludzkich. W naturalnym stanie występuje w Ameryce Północnej.

3. Cykl rozwojowy

Cykl rozwojowy prosty (hemimetabolia) – w rozwoju nie występuje stadium spoczynkowe - poczwarka; osobniki młodociane przypominają formy doskonałe; nazywamy je nimfami. Zapłodnione samice wytwarzają ootekę, kóra stanowi swoistą chitynową osłonę dla jaj. Ooteka jest umocowana do odwłoka samicy i w ten sposób transportowana do miejsc odwiedzanych przez matkę. Nimfy, po wylęgu, przez jakiś czas chronią się pod ciałem matki. Resztki ooteki są przez nie w tym okresie zjadane. W jednej ootece może być 20-30 jaj i z nich wylęga się mniej więcej tyle samo nimf. Przy optymalnych warunkach ponad 90% z nich osiąga stan dorosłości. Nimfy zrzucają linkę wielokrotnie, co umożliwia im wzrost. Liczba linek zależy od temperatury i jakości pokarmu. Wiele z nich zjada zrzuconą linkę. Karaczany te mogą żyć do 12 miesięcy. Biologię ich rozwoju opisał Nalepa (1988).

4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat

Karaczany te preferują stałą temperaturę wynoszącą mniej więcej 25-30°C i wilgotność względną powietrza około 55% (może być nieco niższa). Termiczna izolacja pomieszczenia lub pojemnika hodowlanego jest zalecana do utrzymania tych warunków. Pomieszczenie lub pojemniki hodowlane powinny mieć system wentylacji mechanicznej, aby usuwać nieświeże powietrze i zapewniać czyste. Wskazane jest aby wentylator wewnątrz pomieszczenia pracował przez 24 godziny na dobę w celu zapewnienia równomiernego rozprowadzania ciepła i wilgoci. Zbyt słabe ruchy powietrza zwiększonają wilgotność, a tym samym wywołują rozwój grzybów i powodują pojawianie się roztoczy. Roztocza zazwyczaj nie wyrządzają szkód karaczanom, ale mogą być bardzo uciążliwe dla personelu. Bez wentylatora

pudełka/tacki górnego poziomu (na regałach) mają stale wyższy poziom ciepła niż pudełka dolne, co wpływa na szybszy wzrost lub możliwość występowania stresu cieplnego dla owadów na półkach górnego poziomu.

Pomieszczenia hodowlane zaleca się odkurzać. Odkurzanie podłogi minimalizuje gromadzenie się roztoczy, ponieważ zazwyczaj lubią one spędzać dużo czasu w niższej temperaturze niż karaczany. Część zasadnicza odkurzacza powinna znajdować się na zewnątrz pomieszczenia. Wtedy wszelkie patogeny przechodzące przez filtry odkurzacza nie zanieczyszczą wtórnie czyszczonego pomieszczenia. Odkurzanie podłogi należy przeprowadzać co najmniej raz w tygodniu i należy ją myć przy użyciu domowego środka dezynfekującego. Ściany pomieszczenia należy czyścić miękką szmatką co trzy miesiące używając łagodnego środka dezynfekującego lub detergentu do mycia naczyń. Czyszczenie ścian ma za zadanie jedynie usunięcie wszelkich nagromadzonych pyłów i drobnych cząstek. W razie potrzeby należy zdemontować i umyć kratkę wentylatora i jego łopatki.

Światło: karaczany nie mają reżimu fotoperiodycznego, więc nie jest konieczne czasowe sterowanie lampkami doświetlającymi.

Ogrzewanie: niezbędna jest sprawna, bezpieczna i niezawodna grzałka. Zaleca się ogrzewanie elektryczne, ponieważ wtedy nie ma niebezpieczeństwa powstawania szkodliwych oparów.

Termostat: niezbędne jest również bardzo dokładne i niezawodne takie urządzenie. W większych pomieszczeniach można rozważyć instalację podwójnych termostatów. Jeśli termostat nie wyłączy podgrzewacza, to karaczany zaczną zamierać w temperaturze około 35-40°C. Przy poprawnie zainstalowanych dwóch termostatach jest znacznie mniejsze prawdopodobieństwo aby oba zawiodły równocześnie.

Zewnętrzne wentylatory wyciągowe: oprócz usuwania nieświeżego powietrza z pomieszczenia takie urządzenia mogą być bardzo pomocne w szybkim usuwaniu z niego nadmiaru wilgoci, szczególnie latem.

Regały: najlepsze są regały ze stali ocynkowanej, odpowiednie są też stalowe malowane lub obrabiane powierzchniowo. Roztocza nie lubią takich powłok. Regały z dewnianymi ramami są bardzo trudne do utrzymania w nich czystości i zapewniają wiele miejsc, w których mogą ukrywać się roztocza.

Przechowywanie paszy: należy zapewnić czyste i suche miejsce do składowania pasz kupowanych luzem. Jeśli pasze są przetrzymywane zbyt długo, to istnieje duże prawdopodobieństwo, że znajdą się w nich roztocza, ćmy lub ryjkowce. Pojemniki hermetyczne są dobre do przechowywania pełnoziarnistej mąki i drożdży.

Usuwanie odpadków: należy przestrzegać maksymalnej higieny podczas utylizacji odpadów wytworzonych przez karaczany. Niezjedzne lub gnijące pokarmy usuwamy natychmiast; odchody owadów co 3-5 dni (http://birdcare.com.au; Bruins 2003).

Proponowane pojemniki hodowlane mają wymiary około 60x40x25 cm. Pudełka te powinny być plastikowe, gdyż są lekkie i łatwe do czyszczenia. Nie ma potrzeby stosowania pokryw na pojemnikach hodowlanych, gdyż ich obecność sprzyja rozwojowi roztoczy i wysokiemu poziomowi wilgotności. Górne partie ścianek należy pokryć wazeliną w celu uniemożliwienia karaczanom ewentualnej ucieczki z pojemnika. Wazelina spełnia swoją rolę w pomieszczeniach o temperaturze powyżej 25°C, a jej działanie zmniejsza się wraz ze spadkiem temperatury - staje się wtedy twardsza i mniej lepka. Wazelina musi być wymieniana mniej więcej co cztery miesiące lub gdy całkowicie wyschnie. Nie ma potrzeby usuwania karaluchów podczas wymiany wazeliny, należy jedynie robić to w dobrze oświetlonym miejscu. Postacie dorosłe rzadko opuszczają pojemniki hodowlane, jeśli zapewni im się dobre warunki, tj. najlepszy pokarm i odpowiednią wilgotność.

Plastikowe pudełka (ich ścianki) należy myć wyłącznie detergentem do mycia naczyń, dobrze spłukiwać i osuszać czystą miękką ściereczką. Jeśli stosuje się wazelinę w górnych partiach ścianek, to można ją łatwo usunąć najpierw poprzez zeskrobanie, a następnie należy przemyć je stężonym detergentem.

Do wnętrza pojemników zaleca się wkładanie kartonowych ścianek (np. wytłoczek po jajkach). Wytłoczki powinny być oparte o siebie pod kątem około 30° i nie mogą dotykać boków pudełka. Ponadto górna część kartonu (wytłoczki) nie może znajdować się w odległości mniejszej niż 2 cm od dolnej krawędzi bariery chroniącej przed ucieczką. Około 8 takich wytłoczek zmieści się w pudełku o wymiarach 60x40 cm. Konstrukcje te nie powinny znajdować się w przedniej części (o powierzchni 15 cm²) pojemnika. Ta przestrzeń zarezerwowana jest na pokarm i wodę.

W przypadku przepełnienia się hodowlarek zaleca się usunięcie części osobników i przesiedlenie ich do nowych pojemników. Należy przy tym uważać, aby nie usunąć zbyt wielu dorosłych karaczanów, co mogłoby spowolnić hodowlę lub spowodować jej zatrzymanie

5. Żywienie – preferencje pokarmowe

Źródłem pożywienia dla karaczanów jest sucha karma dla psów/kotów. Dodatkowymi produktami, które one lubią są chleb, cukier, herbatniki, wyroby cukiernicze. Koniecznie należy podawać świeże warzywa i owoce ponieważ stanowią one nie tylko uzupełnienie diety w makro- i mikroelemanty oraz witaminy, ale także są naturalnym źródłem wody (Bruins 2003).

II. Rząd Orthoptera (prostoskrzydłe)

Świerszcz bananowy *Gryllodes sigillatus* (Walker, 1869) (z ang. Tropical house cricket)

1. Morfologia

Postacie dorosłe przypominają swoim wyglądem świerszcze domowe; są jednak od nich nieco mniejsze i osiągają długość 13-18 mm. Ciało mają jasno-żółte z dwiema szerokimi czarnymi poprzecznymi opaskami. Jedna z nich przebiega w tylnej części tułowia, podczas gdy druga przechodzi przez pierwszy segment odwłoka. Czułki długie, nitkowate. Odnóża dobrze wykształcone, pokryte silnymi szczecinami. Trzecia para odnóży typu skocznego. Na końcu odwłoka obecne długie wyrostki rylcowe. Samice są podobne do samców, różnią się od nich długim pokładełkiem oraz brakiem wykształconych skrzydeł. U samców skrzydła przykrywają odwłok do połowy. Samice mają jedynie szczątkowe skrzydła. Postacie młodociane podobne do postaci dorosłych, tyle że są mniejsze (Bruins 2003).

2. Naturalne środowisko – rozsiedlenie

Gatunek prawdopodobnie pochodzi z południowo-zachodniej części Azji, ale rozprzestrzenił się w tropikalnych regionach na całym świecie. Najczęściej zasiedla środowiska w pobliżu terenów utwardzonych; rzadko pojawia się w pomieszczeniach.

3. Cykl rozwojowy

Cykl rozwojowy prosty (hemimetabolia) – w rozwoju wyróżnia się jaja, postacie młodociane (= nimfy) oraz postacie dorosłe. Nie występuje stadium spoczynkowe – poczwarka. Osobniki młodociane przypominają formy doskonałe. Rozwój bardzo podobny do świerszcza domowego. Nie obserwuje się etapu zimowania, a pokolenia rozwijają się w trybie ciągłym. W zależności od temperatury rozwój jaj przez nimfy do dorosłych trwa od dwóch do trzech miesięcy. Są aktywne głównie nocą, wtedy też w środowisku naturalnym w poszukiwaniu pokarmu wychodzą ze swoich kryjówek, takich jak szczeliny między kamieniami, czy w bruku. Ich śpiew zdradza ich obecność i wskazuje na miejsce przebywania. Tylko samce wydaja dziwięki by zwabić w ten sposób samice. Następnie dochodzi do zalotów, a samiec przyczepia do samicy spermatofor. Spermatofor posiada białkową otoczkę, którą samica zjada, podczas gdy sperma przechodzi do jej woreczka nasiennego (Sakaluk 1984, 1987).

4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat

Wymagania odnośnie pojemników, pomieszczeń, wentylacji, termoregulacji, utrzymania czystości - patrz opis dla świerszcza domowego, pkt. 4.

5. Żywienie – preferencje pokarmowe

Owad ten ma szeroki wachlarz pokarmowy. Uzupełnieniem diety są owoce i warzywa (jabłka, marchew, dynia, kapusta pekińska). W warunkach hodowlanych przed podaniem należy je dokładnie umyć i obrać. Podajemy ilość, która zostanie zjedzona całkowicie w ciągu dwóch dni, nie dłużej.

Uwaga: nie zaleca się, by podawać do jedzenia sałatę.

Świerszcz domowy *Acheta domesticus* (Linnaeus, 1758) (z ang. House cricket)

1. Morfologia

Postacie dorosłe o długości 15-21 mm. Ubarwienie jasnobrązowe i brązowe. Głowa duża, hypognatyczna i zopatrzona w wydatne oczy złożone, nitkowate czułki oraz silny aparat gryzący; jasnobrązowa z trzema czarnymi poprzecznymi opaskami: jedna z tyłu głowy, druga między oczami i trzecia w kształcie podkowy między czułkami. Pronotum jasnobrązowe z ciemnobrązowymi lub czarnawymi plamkami na boku i grzbiecie. Skrzydła brązowe (czasem czarne), obie pary dobrze wykształcone, służą do wydawania ćwierkających dźwięków, np. w czasie zalotów samców. Odnóża brązowe i dobrze wykształcone; III para typu skocznego, golenie zaopatrzone w dwa rzędy silnych szczecin (kolców). Na odwłoku niezbyt długie parzyste wyrostki rylcowe (cerci). Dymorfizm płciowy wyrażony jest głównie w postaci prostego pokładełka obecnego u samic; jego długość mniejsza od długości odwłoka. Postacie młodociane swoim wyglądem przypominają osobniki dorosłe. Nie mają jednak wykształconych skrzydeł I i II pary, a w przypadku samic pokładełka (Bazyluk i Liana 2000).

2. Naturalne środowisko – rozsiedlenie

Naturalnym środowiskiem życia świerszczy domowych są obszary otwarte, ale zawsze blisko siedzib ludzkich. W Europie są to zazwyczaj tereny zurbanizowane w pobliżu domów lub w budynkach o różnorodnym przeznaczeniu. Naturalny zasięg jego występowania obejmował Północną Afrykę i południowo-zachodnią część Azji. Został zawleczony na kontynent europejski oraz do USA, gdzie w warunkach wybitnie synantropijnych spotykany jest w miejscach ciepłych i wilgotnych – zimą zawsze w ogrzewanych budynkach (Bazyluk i Liana 2000).

3. Cykl rozwojowy

Cykl rozwojowy prosty (hemimetabolia) – w rozwoju wyróżnia się jaja, postacie młodociane (= nimfy) oraz postacie dorosłe. Nie występuje stadium spoczynkowe - poczwarka. Osobniki młodociane przypominają formy doskonałe. Samce w celu przyciągnięcia partnerek wydają głośne dzwięki przypominające ćwierkanie. Udowodniono, że samice preferują samce o największych rozmiarach

(Gray 1997). Samice składają jaja za pomoca pokładełek wprost do wilgotnej gleby. Okres inkubacji jaj w temperaturze 32°C wynosi 10-14 dni, a rozwój nimf trwa 6-8 tygodni (Patton 1978).

4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat

Pojemniki do hodowli mogą posiadać wymiary 60x45x30 cm (około 55-60 l). W hodowli można stosować także pojemniki o wymiarach 50-160 cm długości i 40-100 cm szerokości. Większe pudełka zapewniają więcej przestrzeni do chowu, zmniejszając tym samym liczbę osób do ich obsługi. Z drugiej strony, mniejsze pudełka są łatwiejsze i wygodniejsze w obsłudze. Pojemniki powinny mieć gładkie, niezarysowane i czyste ściank wewnętrzne. Pudełka powinny być białe lub bezbarwne (przezroczyste) z tworzywa sztucznego. Plastikowe pudełka są łatwe w czyszczeniu, lekkie i pod warunkiem, że ściany nie są porysowane lub brudne, to świerszcze nie będą się po nich wspinać. Dopóki młode pokolenie nie osiągnie uskrzydlonego stadium dojrzałego nie ma potrzeby przykrywania pojemnika kompletną pokrywą. Do tego czasu można pozostawić otwór o wielkości ok. 5-6 cm. Przykrywki o zbyt drobnych oczkach siatki lub stosowanie pełnego zamknięcia może sprzyjać gromadzeniu się roztoczy i powstawaniu zbyt wysokiego poziomomu wilgotności. Zamiast drobnej siatki zaleca się stosować siatki o wielkości oczek około 5 mm lub nieco mniejszej. Ten rozmiar oczek jest wystarczająco mały, aby mógł przez nie przecisnąć się dorosły świerszcz. Próby ucieczki z pojemnika najczęściej podejmują samice. W pojemiku hodowlanym obok źródeł pokarmu i wody zaleca się pozostawiać miejsca schronienia, takie jak np. wytłoczki po kurzych jajkach. Powinny one być usytuowane w tylnej części pojemnika, tak by przestrzeń z przodu (12-15 cm) była dostępna dla paszy i wody (i jeśli to konieczne, tacy do zbierania jaj). Tace do pozyskiwania jaj to płytkie pojemniki (5-7,5 cm głębokości), np. patelnie. Powinny być one wypełnione wilgotnym i przewiewnym substratem, takim jak mech, torf, łupiny orzecha kokosowego, piasek i w końcu też ziemia ogrodowa zmieszana z piaskiem do wyskokości ok. 4 cm. Powyższe substraty można również mieszać w różnych proporcjach w celu uzyskania lepszych warunków do składania jaj. Dobry substrat do składania jaj powinien być wystarczająco delikatny, wilgotny i lekki tak by przepuszczął powietrze. Wilgotność substratu powinna być kontrolowana. Tak przygotowane tace należy eksponować przez 48-72 godzin, umożliwiając tym samym samicom złożenie jaj. Tace należy zabezpieczyć poprzez stosowanie nylonowej siatki o oczku 1-2 mm umieszczonej w taki sposób by proces składania jaj nie zostanie zaburzony. Siatka powinna znajdować się w styczności z podłożem i zamontowana tak, aby inne świerszcze nie mogły się pod nią podkopać. Samice nie będą miały problemów z wsunięciem pokładełka poprzez oczka siatki do podłoża, a i młode, wykluwające się z jaj owady bez problemu wyjdą na powierzchnię. Ponadto po ewentualnym przeniesieniu pojemnika ze złożonymi jajami w inne miejsce, można siatkę usunąć. Po ok. 10-14 dni zaleca się przeniesienie tac do osobnych pojemników hodowlanych

o tych samych parametrach w celu umożliwienia młodemu pokoleniu rozwoju. Liczba osobników pierwszych stadiów na pojemnik zależy od objętości (34 ml odpowiada od 10000 do 12000 osobników). Można to również szacować wagowo. Średnia waga pierwszego stadium wynosi około 500 µg (Morales -Ramos, dane niepublikowane), czyli 2000 pierwszych stadiów waży około 1 g. Gęstość różni się znacznie w komercyjnych hodowlach. Niektórzy utrzymują zagęszczenie od 500 do 750 świerszczy na 28,3 litra. Taka objętość przestrzeni hodowlanej jest uzyskiwana przez włożenie do pojemnika sześciu wytłoczek po jajach (30×30×5 cm). Całkowita powierzchnia zapewniona przez wytłoczki w tej objętości lub w przestrzeni hodowlanej odpowiada 10800 cm^2. Według szacunków Lundy i Parrella (2015) wynosi ona 1800 cm^2. Korzystając z tych szacunków, zagęszczenie wynosi od 4 do 7 nimf/dm^2 (= 100 cm^2). W hodowlach można wykorzystać tekturowe przekładki w miejsce wytłoczek, co może potem pomóc w szybszym zbiorze owadów.

Plastikowe pudełka należy myć wyłącznie detergentem do mycia naczyń, a potem dobrze spłukać i wysuszyć czystą miękką ściereczką. Środki czyszczące na bazie chloru mogą niszczyć gładką powierzchnię plastikowych pudełek, umożliwiając postaciom młodocianym wspinanie się po ich ściankach. Czasami pudełka hodowlane mogą wymagać wytarcia ścianek wewnętrznych czystą miękką, wilgotną ściereczką lub miękkim, wilgotnym jednorazowym ręcznikiem papierowym, aby usunąć wszelkie nagromadzone cząstki jedzenia lub cząsteczki kurzu. Jest to zwykle wymagane, gdy wilgotność spada, a małe cząsteczki mogą przylgnąć do wewnętrznych ścian.

Świerszcze preferują stałą, równomierną temperaturę wynoszącą około 28-33°C i otoczenie o wilgotności około 55%. Według Pattona (1978) optymalny zakres temperatury dla wzrostu i rozwoju *A. domesticus* wynosi 32-35°C. Clifford i in. (1977) jako odpowiedni zakres względem wilgotności powietrza podają 25-50%. Niektórzy komercyjni hodowcy utrzymują wilgotność względną powietrza w swoich kulturach między 33-45%. McFarlane (1985) stwierdza, że wilgotność względna wynosząca 55% jest wystarczająca, aby zapobiec gromadzeniu się świerszczy wokół źródła wody, zapewniając jednocześnie, że żywność pozostanie sucha i nieodpowiednia do wzrostu mikroorganizmów (Cortes Ortiz i in. 2016).

Izolowane pomieszczenie lub tzw. szafa hodowlana jest wskazana do tego aby utrzymać powyższe wartości. Zastosowanie izolowanych ścianek i sufitów o grubości 100 mm lub 150 mm dla większych pomieszczeń hodowlanych jest doskonałą inwestycją i bardzo szybko się spłaca przy minimalnych kosztach ogrzewania. Pomieszczenie powinno mieć system wentylacji mechanicznej, aby usuwać nieświeże powietrze i je wymieniać. Wewnątrz pomieszczenia zaleca się pracę wentylatora przez 24 godziny na dobę, aby zapewnić równomierne rozprowadzanie ciepła i wilgoci. Słabe ruchy powietrza zwiększają szanse na zaleganie mas powietrza o wysokiej wilgotności, wtedy wzrasta też prawdopodobieństwo pojawienia się grzybów i roztoczy.

Pomieszczenia hodowlane zaleca się odkurzać. Odkurzanie podłogi minimalizuje gromadzenie się roztoczy, ponieważ zazwyczaj lubią one spędzać dużo czasu w niższej temperaturze niż świerszcze. Część zasadnicza odkurzacza powinna znajdować się na zewnątrz pomieszczenia. Wtedy wszelkie patogeny przechodzące przez filtry odkurzacza nie zanieczyszczą wtórnie czyszczonego pomieszczenia. Odkurzanie podłogi należy przeprowadzać co najmniej raz w tygodniu i należy ją myć przy użyciu domowego środka dezynfekującego. Ściany pomieszczenia należy czyścić miękką szmatką co trzy miesiące, używając łagodnego środka dezynfekującego lub detergentu do mycia naczyń. Czyszczenie ścian ma za zadanie jedynie usunięcie wszelkich nagromadzonych pyłów i drobnych cząstek. W razie potrzeby należy zdemontować i umyć kratkę wentylatora i jego łopatki.

Bez sprawnej wentylacji pudełka/tacki górnego poziomu mają stały wyższy poziom ciepła niż pudełka dolne, co wpływa na szybszy wzrost lub możliwość występowania stresu cieplnego u świerszczy na półkach górnego poziomu.

Światło: świerszcze mają swój własny reżim fotoperiodyczny, więc konieczne jest sterowanie czasowe oswietleniem. Czas świecenia wynosi co najmniej 12 godzin dziennie; maksymalnie zalecane jest 14 godzin. Zmniejszenie liczby godzin zmniejsza długość życia dorosłego osobnika. Najlepsze są lampy fluorescencyjne do oświetlenia głównego i żarówki zwykłe do użytku, gdy światła fluorescencyjne są wyłączone.

Ogrzewanie: niezbędna jest sprawna, bezpieczna i niezawodna grzałka. Zaleca się ogrzewanie elektryczne, ponieważ wtedy nie ma niebezpieczeństwa powstawania szkodliwych oparów.

Termostat: niezbędne jest również bardzo dokładne i niezawodne takie urządzenie. W większych pomieszczeniach można rozważyć instalację podwójnych termostatów. Jeśli termostat nie wyłączy podgrzewacza, to świerszcze zaczną ginąć w temperaturze około 38°C.

Przy poprawnie zainstalowanych dwóch termostatach jest znacznie mniejsze prawdopodobieństwo aby oba zawiodły równocześnie.

Zewnętrzne wentylatory wyciągowe: oprócz usuwania nieświeżego powietrza z pomieszczenia takie urządzenia mogą być bardzo pomocne w szybkim usuwaniu z niego nadmiaru wilgoci, szczególnie latem.

Regały: najlepsze są regały ze stali ocynkowanej, odpowiednie są też stalowe malowane lub obrabiane powierzchniowo. Roztocza nie lubią takich powłok. Regały z dewnianymi ramami są bardzo trudne do utrzymania w nich czystości i zapewniają wiele miejsc, w których mogą ukrywać się roztocza.

Przechowywanie paszy: należy zapewnić czyste i suche miejsce do przechowywania karmy oraz suchej karmy dla psów, jeżeli są one kupowane luzem. Jeśli suche karmy są przechowywane zbyt długo w zbyt chłodnym miejscu, to istnieje duża szansa na zaatakowanie ich przez roztocza. Warzywa oraz owoce dostarczające wilgoci wymagają takich samych warunków przechowywania, jak przy standardach i procedurach dla ludzi.

Usuwanie odpadów: należy przestrzegać maksymalnej higieny podczas usuwania odpadów z pomieszczeń i pojemników hodowlanych (http://birdcare.com.au).

Karmienie: żywność powinna być dostarczana na płytkich tacach lub papierowych talerzach umieszczonych na podłożu lub w górnej części hodowlarki (np. na wytłoczkach po kurzych jajach) (Cortes Ortiz i in. 2016).

5. Żywienie – preferencje pokarmowe

Owady te posiadają szerokie spektrum pokarmowe. Odżywiają się zarówno żywą jak też martwą materią organiczną, tj. owocami, warzywami, pędami roślin, nasionami, martwymi owadami, padliną, a także potrafią aktywnie polować na mniejsze od siebie owady. W warunkach hodowlanych zatem można im podawać owoce, warzywa, ale również płatki owsiane (pszenne), nasiona słonecznika i traw, wysokobiałkowe granulaty i płatki dla ryb, suszone mięso. Patton (1967) w swojej pracy stwierdza, że najbardziej wydajne w przypadku hodowli świerszcza domowego są mieszanki pokarmowe zawierające 20-30% białka, 32-47% węglowodanów i 3,2-5,2% lipidów. Pomimo tego, większość komercyjnych mieszanek paszowych ma zawartość białka poniżej 20% (Cortes Ortiz i in. 2016).

W przypadku karmienia wilgotnymi pokarmami należy podawać je w takich ilościach, żeby owady zdążyły je zjeść zanim zaczną pleśnieć. W związku z tym kontrola pokarmu i w razie konieczności jego usuwanie z hodowli są jednym z ważniejszych wymagań higienicznych.

Uwaga: świerszczom nie podajemy do jedzenia sałaty. Badania Michaels i in. (2014) dowiodły, że uzupełnianie wapnia poprzez napylanie z powodzeniem zwiększa zawartość wapnia w ciele świerszczy do poziomów, które zapewniają odpowiednie proporcje Ca:P (wapnia do fosforu) owadożercom, skarmianym takimi owadami. Ponadto sugerują, że suplementy wapnia mogą pozostawać na kutikuli świerszcy dłużej niż to przewidywali (Allen i Oftedal 1989) i dlatego mogą stanowić odpowiedni sposób podawania wapnia nawet w przypadku zastosowania tych owadów do celów paszowych, które nie będą konsumowane od razu (Allen i Oftedal 1989; Bernard i in. 1997; Barker i in. 1998).

Świerszcz kubański *Gryllus assimilis* (Fabricius, 1775) (z ang. Jamaican field cricket)

1. Morfologia

Postacie dorosłe o długości ciała 25-35 mm. Ubarwienie brązowe i czarne. Głowa czarna z brązowymi pasami, duża, hypognatyczna, zopatrzona w wydatne oczy złożone, nitkowate czułki oraz silny aparat gryzący. Skrzydła I i II pary dobrze wykształcone, służą do wydawania ćwierkających dźięków, np. w czasie zalotów samców. Skrzydła I pary od strony grzbietowej czarne, boki brązowe. Odnóża brązowe i dobrze wykształcone; III para typu skocznego, golenie zaopa-

trzone w dwa rzędy silnych szczcin (kolców). Na odwłoku brązowe, niezbyt długie parzyste wyrostki rylcowe (cerci). Dymorfizm płciowy wyrażony głównie w postaci prostego, czarnego pokładełka obecnego u samic; jego długość mniejsza od długości odwłoka. Postacie młodociane brązowe, swoim wyglądem przypominają osobniki dorosłe. Nie mają jednak wykształconych skrzydeł I i II pary oraz, w przypadku samic, pokładełka (Nickle i Walker 1974).

2. Naturalne środowisko – rozsiedlenie

Typowym siedliskiem gatunku są zarośnięte pola, przydroża, trawniki i pastwiska, tereny o charakterze sawannowym (Bruins 2003). Naturalny zasięg ogranicza się do Zachodnich Indii i południowych części Stanów Zjednoczonych, Meksyku i Ameryki Południowej. W wyniku szeroko rozpowszechnionych od 2010 roku programów hodowlanych dostarczających owadów jako źródła pokarmu dla zwierząt domowych, stał się ten gatunek świerszcza dostępny na rynku w Ameryce Północnej i Europie.

3. Cykl rozwojowy

Cykl rozwojowy prosty (hemimetabolia) – w rozwoju wyróżnia się jaja, postacie młodociane (= nimfy) oraz postacie dorosłe. Nie występuje stadium spoczynkowe - poczwarka. Osobniki młodociane przypominają formy doskonałe. Samice za pomocą pokładełka składają do 400 jaj w wilgotną glebę. W odpowiednich dość wysokich temperaturach (pomiędzy 25-30°C) inkubacja ich trwa ok. 11 dni. Cykl życiowy stadiów młodocianych (nimf) trwa 6-7 tygodni. Po tym okresie owady te osiągają dojrzałość płciową i samce zaczynają przywabiać dźwiękiem samice. Obserwowano zachowania kanibalistyczne polegające na zjadaniu jaj przez osobniki dorosłe przeszukujące glebę w celu zdobycia pożywienia.

4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat

Wymagania odnośnie pojemników, pomieszczeń, wentylacji, termoregulacji, utrzymania czystości - patrz opis dla świerszcza domowego.

5. Żywienie – preferencje pokarmowe

Owady te posiadają szerokie spektrum pokarmowe. Odżywiają się zarówno żywą jak też martwą materią organiczną, tj. owocami, warzywami, pędami roślin, nasionami, martwymi owadami, padliną, a także potrafią aktywnie polować na mniejsze od siebie owady. W warunkach hodowlanych zatem można im podawać owoce, warzywa (jabłka, marchew, dynia, kapusta pekińska), ale również płatki owsiane (pszenne), nasiona słonecznika i traw, wysokobiałkowe granulaty i płatki dla ryb, suszone mięso. W warunkach hodowlanych przed podaniem owoce i warzywa należy dokładnie umyć i obrać. Podajemy ilość, która zostanie zjedzona całkowicie w ciągu dwóch dni, nie dłużej.

Uwaga: świerszczom nie podajemy do jedzenia sałaty. Badania Michaels i in. (2014) dowiodły, że uzupełnianie wapnia poprzez napylanie z powodzeniem zwiększa zawartość wapnia w ciele świerszczy do poziomów, które zapewniają odpowiednie proporcje Ca:P (wapnia do fosforu) owadożercom, skarmianym takimi owadami. Ponadto sugerują, że suplementy wapnia mogą pozostawać na kutikuli świerszczy dłużej niż to przewidywali (Allen i Oftedal 1989) i dlatego mogą stanowić odpowiedni sposób podawania wapnia nawet w przypadku zastosowania tych owadów do celów paszowych, które nie będą konsumowane od razu (Allen i Oftedal 1989; Bernard i in. 1997; Barker i in. 1998).

Świerszcz śródziemnomorski *Gryllus bimaculatus* De Geer, 1773 (z ang. Mediterranean field cricket)

1. Morfologia

Postacie dorosłe o długości ciała ok. 35 mm. Ubarwienie czarne z dwiema żółtymi plamami (Bruins 2003). Głowa duża, hypognatyczna, zopatrzona w wydatne oczy złożone, nitkowate czułki oraz silny aparat gryzący. Skrzydła I i II pary dobrze wykształcone, służą do wydawania ćwierkających dźwięków, np. w czasie zalotów samców. U podstawy skrzydeł charakterystyczne jasne żółte plamy. Odnóża czarne i dobrze wykształcone; III para typu skocznego, golenie zaopatrzone w dwa rzędy silnych szczcin (kolców). Na odwłoku niezbyt długie parzyste wyrostki rylcowe (cerci). Dymorfizm płciowy wyrażony głównie w postaci prostego pokładełka obecnego u samic; jego długość mniejsza od długości odwłoka. Postacie młodociane swoim wyglądem przypominają osobniki dorosłe. Nie mają jednak wykształconych skrzydeł I i II pary oraz, w przypadku samic, pokładełka.

2. Naturalne środowisko – rozsiedlenie

W naturalnym środowisku chowają się pod kłody, w trawie i w szczeliny gleby. Wykopują również dziury w ziemi lub wykorzystują norki stworzone przez inne zwierzęta. Samce są terytorialne i będą walczyć z innymi samcami, ale pozwalają dowolnej liczbie samic na współprzebywanie w norce. Występuje na obszarach śródziemnomorskich, w Afryce i w tropikalnej części Azji (Bruins 2003).

3. Cykl rozwojowy

Cykl rozwojowy prosty (hemimetabolia) – w rozwoju wyróżnia się jaja, postacie młodociane (= nimfy) oraz postacie dorosłe. Nie występuje stadium spoczynkowe - poczwarka. Osobniki młodociane przypominają formy doskonałe. W naturalnym środowisku, samce nie tolerują się nawzajem i walczą ze sobą o terytorium i samice. Przegrany osobnik zazwyczaj wycofuje się bez poważnych obrażeń. Walka polega na możliwie jak najszerszym otwarciu żuwaczek

i chwytaniu nimi żuwaczek przeciwnika oraz na wzajemnym przepychaniu się z wykorzystaniem siły tylnych odnóży. Według Halloran i in. (2017) średnio cykl życiowy tego gatunku w warunkach hodowlanych wynosi 42 dni. W ciągu roku może być nawet 8,5 generacji świerszczy.

4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat

Wymagania odnośnie pojemników, pomieszczeń, wentylacji, termoregulacji, utrzymania czystości - patrz opis dla świerszcza domowego.

5. Żywienie – preferencje pokarmowe

Owady te posiadają szerokie spektrum pokarmowe. Odżywiają się zarówno żywą jak też martwą materią organiczną, tj. owocami, warzywami, pędami roślin, nasionami, martwymi owadami, padliną, a także potrafią aktywnie polować na mniejsze od siebie owady. W warunkach hodowlanych zatem można im podawać owoce, warzywa (jabłka, marchew, dynia, kapusta pekińska), ale również płatki owsiane (pszenne), nasiona słonecznika i traw, wysokobiałkowe granulaty i płatki dla ryb, suszone mięso. W warunkach hodowlanych przed podaniem owoce i warzywa należy dokładnie umyć i obrać. Podajemy ilość, która zostanie zjedzona całkowicie w ciągu dwóch dni, nie dłużej.

Uwaga: świerszczom nie podajemy do jedzenia sałaty. Badania Michaels i in. (2014) dowiodły, że uzupełnianie wapnia poprzez napylanie z powodzeniem zwiększa zawartość wapnia w ciele świerszczy do poziomów, które zapewniają odpowiednie proporcje Ca:P (wapnia do fosforu) owadożercom, skarmianym takimi owadami. Ponadto sugerują, że suplementy wapnia mogą pozostawać na kutikuli świerszczy dłużej niż to przewidywali (Allen i Oftedal 1989) i dlatego mogą stanowić odpowiedni sposób podawania wapnia nawet w przypadku zastosowania tych owadów do celów paszowych, które nie będą konsumowane od razu (Allen i Oftedal 1989; Bernard i in. 1997; Barker i in. 1998).

III. Rząd Coleoptera (chrząszcze)

Drewnojad *Zophobas morio* Fabricius, 1776 (z ang. Superworm)

1. Morfologia

Postacie dorosłe przypominają bliskich krewniaków z rodziny czarnuchowatych (Tenebrionidae), takich jak np. mącznik młynarek *Tenebrio molitor*. Ciało masywne, lekko wydłużone, matowe, ubarwione czarno. Owady dorosłe osiągają 30-40 mm długości. Dymorfizm płciowy wyraża się w różnicach budowy

nadustka, który u samców posiada charakterystyczne wyżłobienie z jasną błonką; u samic brak tej cechy. Czułki nitkowate; w części szczytowej z delikatnie rozszerzonymi członami tworzącymi coś w rodzaju buławki czułkowej. Larwy typu kampodealnego (przypominają drutowce), podobnie jak postacie dorosłe swoim wyglądem przypominają larwy *T. molitor*. Dojrzałe larwy osiągają długość 50-60 mm. Młodociane osobniki są jasnokremowe do żółtawych, brązowe w okolicach głowy i na granicach segmentów. Posiadają trzy pary krótkich odnóży i parę niewielkich czułków na głowie.

2. Naturalne środowisko – rozsiedlenie

W warunkach naturalnych spotykany w biotopach obfitujących w martwą materię organiczną, takich jak zbutwiałe pnie drzew, kieszenie podkorowe, gniazda ptaków. W warunkach tych odżywiają się martwą materią (saprofagia) albo owocnikami grzybów (mykofagia). Wykazywane były także z jaskiń nietoperzy (Chiroptera), w których odżywiały się ich odchodami. Zasięg występowania: gatunek pierwotnie wywodzi się z Neotropiku; notowany w krajach Środkowej i Południowej Ameryki (Bruins 2003).

3. Cykl rozwojowy

Cykl rozwojowy złożony (holometabolia) – w rozwoju obok jaj, larw i postaci dorosłej występuje jeszcze stadium spoczynkowe - poczwarka. W niej zachodzi proces przeobrażenia. Dorosłe owady mogą żyć od pięciu miesięcy do nawet roku. Samice w ciągu całego swojego życia składają od 500 do nawet 1500 jaj w wilgotny substrat (np. glebę). Jaja są białawe i nie przekraczają 2,54 mm. Larw wylęgają się już po 8-12 dniach; przechodzą kilka linień. W temperaturze 30°C ich rozwój trwa nawet 3-4 miesięce. Jednak w warunkach hodowlanych nawet już po 2-8 tygodniach larwy zaczynają poszukiwac dobrego miejsca do przeobrażenia się. W tym celu dojrzałe larwy ostatniego stadium, zdala od innych osobników, wygryzaja w drewnie lub w ugniecionym substracie komory poczwarkowe. Przepoczwarczanie może trwać nawet 2-3 tygodnie, a w skrajnych przypadkach nawet 5. W przegęszczonych populacjach obserwowano kanibalizm – najczęściej larwy zjadały poczwarki (Bruins 2003).

4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat

Ten gatunek chrząszcza jest łatwy do hodowania. Wielkość pomieszczeń/ pojemników uzależniona jest od ilości osobników, które chcemy hodować. Minimalna wielkość pojemnika 20x20x15 cm. Najczęściej proponowane są pojemniki plastikowe lub szklane, tak by uniemożliwić larwom przegryziene ścianek. Pojemnika nie trzeba doświetlać – owady dobrze czują się w ciemności. Jako podłoże można stosować torf lub włókna kokosowe, ale najlepiej sprawdzają się otręby pszenne. Zalecana miąższość podłoża wynosi 2-10 cm. Należy dbać o utrzymanie stałej wilgotności podłoża, bo w nim składane są jaja oraz

przebywaja tam też młodsze stadia larwalne. W związku z potrzebą utrzymania wilgotności konieczne jest odpowiednie wentylowanie hodowli lub wymiana substratu zanim opanują go grzyby. Wymagania termiczne do hodowli dla tego gatunku wynoszą 21-28°C (według niektórych nawet do 35°C). Najlepsze wyniki osiągano przy temperaturze wynoszącej 26°C. Wilgotność powinna być stale wysoka – ok. 70-90%, choć gatunek ten jest odporny na przesuszenie. Do pojemników zaleca się wkładać fragmenty kory (np. *Betula* spp.), owocniki grzybów (np. *Fomes fomentarius*, *Fisulina* spp. *Ganoderma* spp.) lub fragmenty pniaków z oznakami zajęcia przez brunatną zgniliznę. Wyżej wymienione dodatki będą wykorzystywane przez larwy do zakładania w nich komór poczwarkowych, dorosłe osobniki zaś mogą składać tam jaja. W przepełnionych hodowlach z uwagi na wysoki poziom kanibalizmu zaleca się poczwarki przenosić do osobnych pojemników.

Wymagania odnośnie pomieszczeń patrz opis dla mącznika młynarka, pkt. 4.

5. Żywienie – preferencje pokarmowe

Zarówno postacie dorosłe jak i młodociane *Zophobas morio* można uznać za wszystkożerne. Odżywiają się bowiem zarówno pokarmem roślinnym jak i zwierzęcym. Dietę owadów stanowić mogą owoce i warzywa (takie jak jabłka, pomarańcze, marchew, ziemniaki, sałata rzymska), przetworzony substrat roślinny (np. płatki owsiane). Pokarm można wzbogacać o białko zwierzęce, np. kawałki mięsa lub suchą karmę dla psów/kotów. W przypadku podawania mokrych produktów takich jak niezjedzone warzywa/owoce należy usuwać je z pojemnika po 24 godzinach lub najpóźniej po 48 godzinach (Cortes Ortiz i in. 2016).

Mącznik młynarek *Tenebrio molitor* Linnaeus, 1758 (z ang. Mealworm)

1. Morfologia

Postacie dorosłe mają wydłużone ciało z równoległymi bokami; ich długość wynosi 12-18 mm. Ubarwienie czarne, brązowe, kasztanowe lub czarno-brązowe; z połyskiem. Głowa stosunkowo duża, nadustek prosty (bez wycięć). Czułki nitkowate; człony od 7 do 11 perełkowate; ostatni człon nieco zaokrąglony. Przedplecze zmienne w proporcjach długości do szerokości; niekiedy węższe od pokryw; tylne kąty przedplecza ostre i lekko wystająca; u podstawy przedplecza po środku wyraźna, pogrubiona listewka brzeżna. Pokrywy długie z wyraźnie zaznaczonymi rzędami. Rzędy pokryw zaznaczone wgłębioną i punktowaną linią; zagoniki z gęstym punktowaniem. Skrzydła II pary dobrze wykształcone, lotne. Dymorfizm płciowy wyrażony budową odnóży: u samców przednie golenie są dłuższe i bardziej wygięte niż u samic (Gołębiowska i Nawrot

1976). Płeć też można rozróżnić u poczwarek - tuż przed wyrostkami na pygidium (końcu odwłoka), po brzusznej stronie, można zaobserwować dwa drobne ząbki – wtedy jest to samica. Larwy typu kampodealnego (drutowiec) – ciało wydłużone, cylindryczne, jasnobrązowe, czasem żółtawe, z ciemniej ubarwioną puszką głowową oraz trzema parami odnóży. Ostatni segment ciała z małym, rozdwojonym wyrostkiem (urogomfy). Larwy I stadium mają długość ok. 0,2-0,3 cm, podczas gdy larwy ostatnigo (tuż przed przepoczwarczeniem) dochodzą do 3-3,5 cm długości (Stebnicka 1991). Poczwarki koloru kremowego, ich długość wynosi ok. 20 mm. Jaja mają 1 mm średnicy.

2. Naturalne środowisko – rozsiedlenie

W środowisku naturalnym występuje dość rzadko, jako że jest to dziś gatunek wybitnie synantropijny. W siedliskach naturalnych znaleźć go można pod zmurszałą korą drzew liściastych lub w próchnowiskach i dziuplach. Zasięg występowania: obecnie traktowany jako gatunek kosmopolityczny (Stebnicka 1991).

3. Cykl rozwojowy

Cykl rozwojowy złożony (holometabolia) – w rozwoju obok jaj, larw i postaci dorosłej mącznika młynarka występuje jeszcze stadium spoczynkowe - poczwarka. W niej zachodzi proces przeobrażenia. Zaplemnione samice po ok. 3-4 dniach od kopulacji składają na podłoże zapłodnione jaja. Samica w ciągu swojego życia (tj. 1-2 miesiące) składa ok. 400-500 jaj (Cotton 1927; Hardouin i Mahoux 2003; Hill 2002; Manojlovic 1987; Spencer i Spencer 2006). Rozwój embrionalny trwa stosunkowo długo, bo 2-3 tygodnie. Przebieg rozwoju embrionalnego zależy w dużym stopniu od temperatury. I tak w temperaturze 26-30°C wynosi on 4 dni, podczas gdy w temp. 15°C wydłuża się do 34 dni (Kim i in. 2015). Larwy w ciągu 12-18 miesięcy przechodzą od 9 (Cotton 1927; Hill 2002) do 23 linień (Ludwig 1956); średnio 11-19 (Ludwig, 1956; Miryam i in. 2000). Liczba linek, a zwłaszca czas rozwoju stadiów młodocianych uzależniony jest bardzo mocno od temperatury otoczenia, i tak wynosi on odpowiednio 12-18 miesięcy w 20°C, 6-8 miesięcy w 25°C i ok. 4 miesiące w 35°C. Gotowe do przepoczwarczenia larwy ostatniego stadium na powierzchni podłoża przybierają kształt litery J formując przy tym poczwarkę. Długość trwania tego stadium podobnie jak larw zależy od temperatury, np. w 15°C cały ten proces trwa 30 dni, a w 32°C już tylko 5 dni (Gołębiowska i Nawrot 1976). Dorosłe stadium *Tenebrio molitor* trwa od 16 do 173 dni (Miryam i in. 2000), ze średnią 31,8 dni (Urs i Hopkins 1973) do 62 dni (Miryam i in. 2000).

W warunkach hodowanych rozwój mącznika młynarka ulega skróceniu. W temperaturze 25-30°C cały cykl zamyka się już w ok. 16 tygodniach (Bruins 2003). Dorosłe samice składają jaja już nawet w trzeciej dobie od zaplemnienia (Manojlovic 1987), larwy wylęgają się z jaj nawet w 7 dniu od złożenia jaj. Rozwój

larw do osiągnięcia stadium poczwarki zajmuje 45-60 dni (Cortes Ortiz i in. 2016). Warto nadmienić, że już sam rozwój larwalny jest zmienny odnośnie np. liczby instarów (= u larw okresy pomiędzy kolejnymi linieniami) (Cotton i St George 1929; Esperk i in. 2007). Na liczbę stadiów larwalnych może mieć wpływ temperatura (Ludwig 1956), wilgotność (Murray 1968, Urs i Hopkins 1973), fotoperiod (Tyshchenko i Sheyk Ba 1986), dostępność tlenu (Loudon 1988; Greenberg i Ar 1996), zagęszczenie (Connat i in. 1991), wiek rodzicielski (Ludwig 1956; Ludwig i Fiore 1960) i żywienie (Stellwaag-Kittler 1954; Morales-Ramos i in. 2010). Udowodniono, że śmiertelność larw była wyższa w warunkach niskiego stężenia tlenu (Greenberg i Ar 1996). Mimo że czas rozwoju w hiperoksji i normoksji jest podobny, warunki hiperoksji indukują niższą liczbę instarów, co ostatecznie skutkuje także niższą końcową biomasą larw (Greenberg i Ar 1996).

Mącznik młynarek jest gatunkiem o fototropizmie ujemnym (Balfour i Carmichael 1928; Cloudsley-Thompson 1953). Osobniki dorosłe i starsze larwy przebywaja w ciemności, najczęściej w wierzchniej warstwie podłoża. Odpowiedź na fotoperiod znika w stałych warunkach, a *T. molitor* staje się arytmiczny (Cloudsley-Thompson 1953). Paradoksalnie badania dotyczące fotoperiodu wykazały, że rozwój larw był optymalny w warunkach długiego dnia (Kim i in. 2015; Ribeiro 2017).

4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat

Powierzchnia hodowlana zależna jest od ilości osobników, które chcemy uzyskać. Do hodowli należy używać pojemników szklanych lub plastikowych (wtedy o grubych ściankach; w przeciwnym wypadku larwy mogą przegryźć ich ścianki). Stosowanie pokryw na pojemniki o wyskich ściankach nie jest konieczne, bo dorosłe niechętnie, a właściwie wcale nie latają. Poza tym pokrywy sprzyjają rozwojowi roztoczy i wysokim poziomom wilgotności. Zalecana wielkość pojemników do hodowli wynosi 60x40x12,5 cm lub 65x50x15,0 cm. Plastikowe pudła/tace są lekkie i łatwe w czyszczeniu. Ponadto, jeżeli ich ścianki nie są porysowane lub zabrudzone, to chrząszcze i stadia larwalne nie będą się po nich wspinać. Nie ma powodu, aby mieć pokrywy na pojemnikach hodowlanych. Plastikowe pudełka należy myć wyłącznie detergentem do mycia naczyń, dobrze spłukać i wysuszyć czystą miękką ściereczką. Czasami pudełka hodowlane mogą wymagać czyszczenia ścianek wewnętrznych (np. czystą miękką, wilgotną szmatką/gąbką/miękkim jednorazowym papierowym ręcznikiem/bibułką), aby usunąć wszelkie nagromadzone cząstki jedzenia lub kurz. Jest to zwykle wymagane, gdy wilgotność spada, a małe cząsteczki mogą przylgnąć do ścian wewnętrznych, głównie z powodu oddziaływań elektrostatycznych. Opracowano systemy hodowli oparte na zespołach tac układanych w stos z nylonowymi spodami (średnica oczka 0,5 mm) ułatwiającymi czyszczenie tac z odpadków oraz pobieranie młodszych stadiów larwalnych (Morales-Ramos i in. 2012). Systemy takie zalecane są do hodownia larw piątego stadium i starszych. Do tego czasu młodsze instary (= u larw okresy pomiędzy kolejnymi linieniami) powinny być

trzymane przez 4-5 tygodni w osobnych pojemnikach o jednolitym spodzie w temp. 25-28°C.

Podłoże w pojemnikach może stanowić 10-30 mm warstwa płatków owsianych, będąca jednocześnie doskonałym źródłem pokarmu i substratem, do którego samice będą przyklejały składane jaja.

Gatunek ten ma bardzo szerokie spektrum termiczne zamykające się w przedziale 0-40°C. Optymalna temperatura wynosi 25-28°C (Kim i in. 2015; Koo i in. 2013; Ludwig 1956; Punzo 1975; Punzo i Mutchmor 1980; Spencer i Spencer 2006). Minimalna temperatura wzrostu wynosi 10°C (Punzo i Mutchmor 1980), a maksymalna to 35°C (Martin i in. 1976; Punzo i Mutchmor, 1980). Suboptymalne wartości temperatur do rozwoju wynoszą 17ºC (Koo i in. 2013) i 30ºC (Koo i in. 2013; Ludwig 1956). Temperatury letalne to 40-44°C (Altman i Katz 1973; Martin i in. 1976) i 7-8°C (Mutchmor i Richards 1961), odpowiednio dla 24 godzin okresów ekspozycji.

Podobnie jak w przypadku temperatury mącznik młynarek odporny jest na niską i wysoką wilgotność. Optymalne jego wymagania w tym względzie to 55-80% względnej wilgotności powietrza. W chińskich systemach hodowli pomieszczenia dla mącznika utrzymywane są w temperaturze 25-30°C, a wilgotność względna wynosi 50-75% (Manojlovie 1988; Chen i Liu 1992).

Optymalna ilość osobników dorosłych w hodowli wynosi 0,94 larwy/cm^2. Podczas gdy dla larw 1,18 larwy/cm^2 (Wu 2009). Odpowiednie zagęszczenie osobników jest bardzo ważnym czynnikiem wpływającym na sukces hodowli (Connat i in. 1991; Morales-Ramos i in. 2012; Morales-Ramos i Rojas 2015; Tschinkel i Willson 1971; Weaver i McFarlane 1990). Zagęszczenie ma wpływ na poziom rozrodczości (Morales-Ramos i in. 2012), tempo wzrostu larw, ogólną masę poczwarek (Weaver i McFarlane 1990; Parween i Begum 2001), a w końcu zwiększoną śmiertelność oraz poziom i intensywność zjawisk kanibalistycznych (Savvidou i Bell 1994; Morales-Ramos i in. 2012).

Źródło wody stanowią dla niego np. świeże owoce lub warzywa. W tym względzie nie jest wymagane dodatkowe nawilżanie, które (jeżeli jest zbyt wysokie) sprzyja inwazji roztoczy. Udowodniono jednak, że owady w hodowlach opartych o stałe nawadnianie miały lepszy wynik hodowlany niż te pozbawione takich rozwiązań. Dotyczy to także osobników dorosłych, które powinny być pojone dwa razy w tygodniu.

Na podłożu można umieszczać wytłoczki po jajkach – owady chętnie wykorzystują je jako potencjalne kryjówki. Z uwagi na szybkie zużywanie podłoża, należy je regularnie (co 2-3 miesiące) przesiewać w celu oddzielenia zanieczyszczeń i martwych osobników. Z uwagi na wysoki stopień kanibalizmu u tego gatunku zaleca się przenosić poczwarki do osobnych pojemników o tych samych parametrach jak w hodowli macierzystej.

Izolacja pomieszczenia lub stelaży hodowlanych jest wymagana do utrzymania poziomów termicznych i wilgotnościowych. Zastosowanie izolowanych ścianek i sufitów o grubości 10 cm lub 15 cm dla większych pomieszczeń hodowlanych

jest doskonałą inwestycją i bardzo szybko się spłaca przy minimalnych kosztach ogrzewania. Pomieszczenie powinno mieć system wentylacji mechanicznej w celu zapewnienia wymiany powietrza. Wskazane jest aby wentylator wewnątrz pomieszczenia pracował przez 24 godziny na dobę w celu zapewnienia równomiernego rozprowadzania ciepła i wilgoci. Zbyt słabe ruchy powietrza zwiększonają wilgotność, a tym samym wywołują rozwój grzybów i powodują pojawianie się roztoczy. Roztocza zazwyczaj nie wyrządzają szkód mącznikom, ale mogą być bardzo uciążliwe dla personelu. Bez wentylatora pudełka/tacki górnego poziomu (na regałach) mają stale wyższy poziom ciepła niż pudełka dolne, co wpływa na szybszy wzrost lub możliwość występowania stresu cieplnego dla owadów na półkach górnego poziomu.

Pomieszczenia hodowlane zaleca się odkurzać. Odkurzanie podłogi minimalizuje gromadzenie się roztoczy, ponieważ zazwyczaj lubią spędzać dużo czasu w niższej temperaturze niż mączniki. Część zasadnicza odkurzacza powinna znajdować się na zewnątrz pomieszczenia. Wtedy wszelkie patogeny przechodzące przez filtry odkurzacza nie zanieczyszczą wtórnie czyszczonego pomieszczenia. Odkurzanie podłogi należy przeprowadzać co najmniej raz w tygodniu i myć przy użyciu domowego środka dezynfekującego. Ściany pomieszczenia należy czyścić miękką szmatką co trzy miesiące, używając łagodnego środka dezynfekującego lub detergentu do mycia naczyń. Czyszczenie ścian ma za zadanie jedynie usunięcie wszelkich nagromadzonych pyłów i drobnych cząstek. W razie potrzeby należy zdemontować i umyć kratkę wentylatora i jego łopatki.

Światło: mączniki w stałych warunkach hodowlanych nie mają reżimu fotoperiodycznego (stają się arytmiczne, Cloudsley-Thompson 1953), więc nie jest konieczne czasowe sterowanie lampkami doświetlającymi.

Ogrzewanie: niezbędna jest sprawna, bezpieczna i niezawodna grzałka. Najlepsza elektryczna, ponieważ nie ma wtedy niebezpieczeństwa powstania szkodliwych oparów.

Termostat: niezbędne jest również bardzo dokładne i niezawodne takie urządzenie. W większych pomieszczeniach można rozważyć instalację podwójnych termostatów. Jeśli termostat nie wyłączy podgrzewacza, to mączniki zaczną zamierać w temperaturze około 38°C.

Przy poprawnie zainstalowanych dwóch termostatach jest znacznie mniejsze prawdopodobieństwo aby oba zawiodły równocześnie.

Zewnętrzne wentylatory wyciągowe: oprócz usuwania nieświeżego powietrza z pomieszczenia takie urządzenia mogą być bardzo pomocne w szybkim usuwaniu z niego nadmiaru wilgoci, szczególnie latem.

Regały: najlepsze są regały ze stali ocynkowanej, odpowiednie są też stalowe malowane lub obrabiane powierzchniowo. Roztocza nie lubią takich powłok. Regały z dewnianymi ramami są bardzo trudne do utrzymania w nich czystości i zapewniają wiele miejsc, w których mogą ukrywać się roztocza.

Przechowywanie paszy: należy zapewnić czyste i suche miejsce do składowania pasz kupowanych luzem. Jeśli pasze są przetrzymywane zbyt długo,

to istnieje duże prawdopodobieństwo, że znajdą się w nich roztocza, ćmy lub ryjkowce. Pojemniki hermetyczne są dobre do przechowywania pełnoziarnistej mąki i drożdży.

Usuwanie odpadków: należy przestrzegać maksymalnej higieny podczas utylizacji odpadów wytworzonych przez mączniki. Niezjedzne lub gnijące pokarmy usuwamy natychmiast (np. warzywa i owoce po 24 lub najpóźniej po 48 godzinach) odchody owadów co 3-5 dni (http://birdcare.com.au; Cortes Ortiz i in. 2016).

5. Żywienie – preferencje pokarmowe

W warunkach naturalnych mącznik młynarek to typowy saprofag odżywiający się martwą materią organiczną. W warunkach hodowlanych nie ma specjalnych wymagań. Można uznać go za gatunek wszystkożerny. Jego pokarm stanowić mogą pokarmy pochodzenia roślinnego, jak też zwierzęcego. Chociaż *T. molitor* może rosnąć i rozmnażać się poprzez karmienie wyłącznie otrębami pszenicznymi, znaczna poprawa w rozwoju, przeżywalności larw i płodność dorosłych następuje przez dodanie innych źródeł pokarmu (Morales-Ramos i in. 2010, 2011a, 2013; van Broekhoven i in. 2015). Urozmaiconą dietę owadów mogą zatem stanowić pokrojone owoce i warzywa (takie jak jabłka, pomarańcze, marchew, ziemniaki, kapusta), przetworzony substrat roślinny (np. chleb). Powyższe pokarmy zawierają ważne składniki odżywcze, które mogą nie występować w otrębach pszennych, takie jak witaminy, niezbędne nienasycone kwasy tłuszczowe oraz sterole (van Broekhoven i in. 2015). Dodanie surowych warzyw i owoców może również zapewnić larwom naturalne źródło wody. Optymalna zawartość wody w paszy mącznika (otręby pszenne i warzywa) wynosi około 18% (Wu 2009). Przed podaniem warzywa/owoce należy umyć i osuszyć w celu usunięcia ewentualnych zanieczyszczen wynikających z obecności pestycydów, gleby czy kurzu.

Pokarm można wzbogacać w białko zwierzęce, np. kawałki mięsa lub suchą karmę dla psów/kotów. Cykl życiowy mącznika jest silnie uwarunkowany odpowiednim stosunkiem dietetycznym białka do węglowodanów (Martin i Hare 1942; Rho i Lee 2016; Urrejola i in. 2011). Zwiększenie zawartości białka może pozytywnie wpływać na przeżywalność i skrócić czas rozwoju mącznika młynarka (Morales-Ramos i in. 2010, 2011a, 2013; van Broekhoven i in. 2015). Należy jednak pamiętać o zrównoważonej diecie, ponieważ pokarmy o wysokiej zawartości kalorii mogą zmniejszyć przeżywalność larw (van Broekhoven i in. 2015). Dieta wysokokaloryczna ma wpływ na zdolność owadów do zapadania na choroby (Krams i in. 2015). Na przykład, wzrastający udział lipidów w diecie czyni *T. molitor* bardziej podatnym na entomopatogeniczne nicienie (Shapiro-Ilan i in. 2008, 2012). Warto nadmienić, że mączniki wykazują wysokie tempo wzrostu, gdy zakres węglowodanów wynosi 80-85% ich zawartości w diecie, podczas gdy spożycie pokarmu zawierającego tylko 20% węglowodanów powoduje bardzo powolny wzrost (Fraenkel 1950).

Mączniki to szkodniki w magazynach zbożowych. Zazwyczaj odżywiają się uszkodzonym zbożem. Zwykle nie żyją na ziemi ani w ziemi i nie mają tolerancji dla chorób przenoszonych przez glebę i bytujących w niej patogenów. Można rozważyć dodawanie pokarmu mięsnego, ponieważ takie działanie znacząco zmniejsza poziom kanibalizmu w hodowli. Jest to o tyle istotne, że wysoki poziom kanibalizmu larw w stosunku do poczwarek był niejednokrotnie dokumentowany przez naukowców (Martin i in. 1976; Weaver i McFarlane 1990; Morales-Ramos i in. 2012, 2015).

Zalecanym pokarmem jest jednak pokarm suchy - mieszanka trzech składników w proporcjach 80% masy otrębów, 15% mąki razowej i 5% drożdży. Ten ostatni składnik ma istotne znaczenie, ponieważ udowodniono, że optymalny wzrost osiąga się, gdy dieta zawiera od 5% do 10% drożdży (Martin i Hare 1942). Taką mieszankę należy umieścić w osobnym pojemniku do poziomu nie przekraczającego 40 mm od górnej części karmnika. Jak sugeruje Grau i in. (2017) można rozważać dodawanie probiotyków do pokarmu mącznika, by w ten sposób nie tylko zwiększyć ochronę przed działaniem patogenów, ale także zwiększyć wartość użytkową tego owada w diecie owadożerców. Ponadto udowodniono, że witaminy kompleksu B są niezbędne do rozwoju mączników (Leclercq 1948; Martin i Hare 1942), podczas gdy nie odnotowano korzystnego wpływu pokarmu z dodatkiem witamin A, C, D, E, K na rozwój mącznika młynarka (Fraenkel 1950; Martin i Hare 1942).

Pleśniakowiec lśniący *Alphitobius diaperinus* Panzer, 1797 (z ang. Lesser mealworm)

1. Morfologia

Postacie dorosłe o ciele masywnym, przypłaszczonym, pozbawionym mikrorzeźby, z błyszczącą chityną. Ubarwienie zmienne od czarnego przez czarno brązowe do brązowego. Długość ciała wynosi 6-8 mm. Przedplecze najszersze w 1/3 długości. Boki przedplecza słabo zaokrąglone i nie są uniesione. Pokrywy z płaskimi zagonikami w części barkowej, silnie wypukłe przy wierzchołkach i mocno punktowane. Dymorfizm płciowy słabo zaznaczony – u samców przedplecze nieco bardziej wysklepione niż u samic (Gołębiowska i Nawrot 1976; Stebnicka 1991). Larwy typu kampodealnego (drutowiec), mają ciało wydłużone, cylindryczne, jasnobrązowe, czasem żółtawe, z ciemniej ubarwioną puszką głowową oraz trzema parami odnóży. Tergity pośrodku często z ciemnymi przebarwieniami otoczonymi jaśniejszym obramowaniem. W rozwoju może być nawet 6-13 stadiów larwalnych. Najstarsze stadium larwanle ma 7-11 mm długości. Poczwarki mają około 6 do 8 mm długości, są kremowo białe do jasnobrązowych, z widocznymi odnóżami ułożonymi wzdłuż ciała.

2. Naturalne środowisko – rozsiedlenie

W naturalnym środowisku występuje dość rzadko, jako że jest to dziś gatunek wybitnie synantropijny. W siedliskach naturalnych znaleźć go można pod zmurszałą korą drzew liściastych, w próchnowiskach i dziuplach oraz gniazdach ptaków. Zasięg występowania: prawdopodobnie wywodzi się z tropików (za potencjalne miejsce bytowania uznaje się często kraje Afryki Subsaharyjskiej (Geden i Hogsette 1994; Lambkin 2001), gdzie rozwija się w pniach leżacych i butwiejących palm). Obecnie traktowany jest jako gatunek kosmopolityczny (Stebnicka 1991).

3. Cykl rozwojowy

Cykl rozwojowy złożony (holometabolia) – w rozwoju obok jaj, larw i postaci dorosłej występuje jeszcze stadium spoczynkowe - poczwarka. W niej zachodzi proces przeobrażenia. Zaplemnione samice po ok. 4-30 dniach od kopulacji składają jaja na podłoże w liczbie 2-50 na dzień. Samica w ciągu swojego życia (tj. 1-2 miesiące) składa ok. 400 jaj, a w rzadkich przypadkach więcej - 700 lub nawet do 2500. Rozwój embrionalny zależny jest mocno od temperatury otoczenia (np. w temperaturze 32-38°C wynosi 3,3 dnia, podczas gdy w temperaturze 15,5°C 9,7 dnia). Larwy przechodzą 6-13 linień. Liczba linek, a zwłaszcza czas rozwoju stadiów młodocianych uzależniony jest bardzo mocno od temperatury otoczenia, i tak wynosi on odpowiednio 338 dni w 15°C, 48 dni w 25°C oraz 34 dni w 30°C przy wilgotności 35-45%. W temperaturze poniżej 10°C rozwój stadiów młodocianych ustaje. Gotowe do przepoczwarczenia dojrzałe larwy ostatniego stadium na powierzchni podłoża przybierają kształt litery J formując przy tym poczwarkę. Cały proces przepoczwarczenia trwa 5-7 dni (Gołębiowska i Nawrot 1976).

4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat

Wielkość hodowlarek zależna jest od ilości osobników, które chcemy uzyskać. Do hodowli należy używać pojemników szklanych lub plastikowych (wtedy o grubych ściankach; w przeciwnym wypadku larwy mogą przegryźć ścianki). Stosowanie pokryw na pojemniki o wyskich ściankach nie jest zalecane z uwagi na podniesioną wilgotność wewnątrz pojemników. Z tego powodu, że dorosłe dobrze latają zaleca się przykrycie pojemnika siatką drucianą o niewielkich oczkach. Takie działanie zabezpieczy też hodowle przed ewentualnymi atakami myszy. Podłoże może stanowić 10 cm warstwa płatków owsianych, będąca jednoczesnie doskonałym źródłem pokarmu. Gatunek ten ma bardzo szerokie spektrum termiczne zamykające się w przedziale 0-40°C. Optymalna temperatura wynosi 30-35°C. Preferuje wysoką wilgotność względną powietrza (80%), ale mimo to jest odporny na przesuszenie. Źródło wody stanowią dla niego np. świeże owoce lub warzywa. Pomimo tego owad ten lubi zraszanie, które niestety sprzyja inwazji roztoczy. W przypadku ich pojawienia się należy przesuszyć całą hodowlę. Nie jest

wymagane stosowanie doświetlenia – owad ten doskonale rozwija się w pomieszczeniach zaciemnionych. Na podłożu można zostawiać wytłoczki po jajkach – owady chętnie wykorzystują je jako potencjalne kryjówki. Z uwagi na szybkie zużycie podłoża, należy je regularnie (co 2-3 miesiące) przesiewać w celu oddzielenia zanieczyszczeń i martwych osobników. Z uwagi na wysoki stopień kanibalizmu larw w stosunku do poczwarek zaleca się przenosić je do osobnych pojemników o tych samych parametrach co w hodowli macierzystej.

Wymagania odnośnie pomieszczeń, wentylacji, termoregulacji, utrzymania czystości patrz opis dla mącznika młynarka, pkt. 4.

5. Żywienie – preferencje pokarmowe

W warunkach naturalnych typowy saprofag odżywiający się martwą materią organiczną (np. martwymi organizmami i butwiejącą materią roślinną). W warunkach hodowlanych nie ma specjalnych wymagań. Można uznać go za gatunek wszystkożerny. Jego pokarm stanowić mogą pokarmy pochodzenia roślinnego jak też zwierzęcego. Dietę owadów stanowić mogą owoce i warzywa (takie jak jabłka, pomarańcze, marchew), przetworzony substrat roślinny (np. chleb, płatki owsiane). Pokarm można wzbogacać w białko zwierzęce, np. kawałki mięsa lub suchą karmę dla psów/kotów. Dodawanie pokarmu mięsnego znacząco zmniejsza poziom kanibalizmu w hodowlach.

Kruszczyca złotawka *Cetonia aurata* (Linnaeus, 1758) (z ang. Green rosechafer)

1. Morfologia

Postacie dorosłe osiągają długość 12-20 mm. Mają ciało krępe, spłaszczone; metalicznie zielonkawe, na pokrywach obecne są białe plamki oraz w dolnej ich części transwersalne opaski. Metaliczne ubarwienie bardzo zmienne od jasnozielonego przez purpurowo-zielone, ciemnobrązowe, zielononiebieskie do fioletowoniebieskiego. Spodnia strona ciała podobnie jak grzbiet jest metalicznie zielonkawa; jej przednia część jest oszczecona; zapiersie i środek odwłoka są pozbawione szczecin. Przedplecze nierównomiernie punktowane. Pokrywy (skrzydla I pary) z wydatnymi guzami barkowymi oraz wierzchołkowymi; posiada lekko wypukłe zagoniki. Skrzydła I pary w czasie lotu nie są otwarte. Dymorfizm płciowy jest słabo zaznaczony – u samca na środku odwłoka pojawiają się podłużne zagłębienia. Jaja koloru białego lub kremowego i osiągają wielkość około 2 mm. Larwy typu pędrak – ciało białawe, z brazową puszką głowową oraz trzema parami odnóży; są charakterystycznie wygięte w kształt litery C. Osiągają długość do 35 mm (Stebnicka 1978). Poczwarki koloru białego lub kremowego z widocznymi odnóżami ułożonymi wzdłuż ciała.

2. Naturalne środowisko – rozsiedlenie

W warunkach naturalnych owad ten jest najczęściej spotykany w okresie kwitnienia roślin. Siada wtedy na kwiatach (np. baldachach), gdzie pożywia się ich pyłkiem oraz nektarem. Zazwyczaj występuje wszędzie tam, gdzie znajdują się stare, wiekowe drzewa, w których najczęściej odbywa się rozwój stadiów młodocianych (jaj, larw i poczwarek). Zasięg występowania: gatunek występuje w Europie oraz Azji Mniejszej, na Kaukazie i na Syberii (Stebnicka 1978).

3. Cykl rozwojowy

Cykl rozwojowy złożony (holometabolia) – w rozwoju obok jaj, larw i postaci dorosłej występuje jeszcze stadium spoczynkowe - poczwarka. W niej zachodzi proces przeobrażenia. Długość życia tego chrząszcza jest uwarunkowana głównie od temperatury. W warunkach naturalnych cały cykl życiowy tego gatunku trwa około roku. Nieco ponad połowę życia spędzają one jako larwy. Pierwsze osobniki dorosłe po przepoczarczeniu pojawiają się już pod koniec kwietnia (choć przeważnie jest to koniec maja lub nawet czerwiec) i potrafią one dożyć do późnej jesieni. Szczyt aktywności przypada jednak na miesiące letnie takie jak czerwiec-lipiec. Wtedy też chętnie odwiedzają kwiaty bzu czarnego, czeremchy czy też drzew owocowych by pożywiać się ich pyłkiem i nektarem. Samice po zaplemnieniu składają zapłodnione jaja do butwiejącego drewna (w rzadkich przypadkach do gleby). Najczęściej są to dziuplowiska lub podkorowe próchnowiska drzew liściastych takich jak dęby *Quercus* spp., buki *Fagus* spp., wierzby *Salix* spp., robinie *Robinia* spp., olchy *Alnus* spp. Z jaj po około 2-3 tygodniach wykluwają się larwy; wyróżnia się trzy ich stadia rozwojowe (tj. L1-L3). Pędraki żerują intensywnie, by przed zimą zbudować kokolit, w którym przezimują jako poczwarki albo już po całkowitym przeobrażeniu jako postacie dorosłe. Okres larwalny trwa około 4-5 miesięcy, potem jeszcze kolejne kilka-kilkanaście tygodni pędrak spędza w kokolicie, który jest niczym innym jak czymś na wzór komory uformowanej z podłoża (zwykle próchna) i odchodów kruszczyc. W nim larwy przeobrażają się w dorosłe osobniki.

4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat

Wielkość pojemnika hodowlanego silnie uzależniona od ilości osobników, które chcemy hodować. Przyjmuje się, że minimalne wymagane rozmiary insektarium to 30x20x25 cm (dla ok. 8 osobników/4 par). Dno pomieszczenia wykładamy torfem zmieszanym z liśćmi i fragmentami zbutwiałego drewna/próchna. Miąższość podłoża powinna wynosić 5-15 cm. Do pojemnika można dołożyć fragmenty pni lub konarów, które mogą być wykorzystane przez postacie dorosłe do wygrzewania (o ile są blisko źródła światła). Podłoże powino być wilgotne (50-70%) – efekt ten można osiągnąć poprzez delikatne zraszanie. Preferowana temperatura dla rozwoju kruszczyc wynosi 20-25°C. Nie należy jej przekraczać, ponieważ może to niekorzystnie wpływać na przezy-

walność pędraków. Do doświetlenia i ogrzewania należy stosować lampy w cyklu 12 godzinnym. Dodanie nawozu (obornika) do podłoża korzystnie wpływa na zwiększoną efektywność hodowli (blisko trzykrotnie).

Wymagania odnośnie pomieszczeń patrz opis dla mącznika młynarka, pkt. 4.

5. Żywienie – preferencje pokarmowe

W warunkach naturalnych postacie dojrzałe kruszczycy złotawki odżywiają się nektarem i pyłkiem kwiatowym, fermentującymi owocami, a także sokiem wyciekającym z uszkodzonych pni drzew. W hodowli preferują wilgotne, świeże owoce (jabłka, gruszki, brzoskwinie, śliwki, banany), liście i kwiaty mniszka lekarskiego oraz naturalne soki. W przypadku pędraków pokarm stanowią w/w substraty, tyle że zakopane w podłożu. W przypadku podawania mokrych produktów takich jak warzywa/owoce, to niezjedzone ich pozostałości należy usuwać z pojemników po 24 lub najpóźniej po 48 godzinach.

IV. Rząd Diptera (muchówki)

Mucha czarna *Hermetia illucens* (Linnaeus, 1758) (z ang. Black soldier fly)

1. Morfologia

Postacie dorosłe o zmiennym w ubarwieniu od żółtego, zielonego, czarnego lub niebieskiego, a niektóre mają metaliczny pobłysk. Pokrojem ciała przypominają błonkówki. Na spodniej i na grzbietowej stronie odwłoka na pierwszym jego segmencie obecne są dwa przezroczyste pola. Osobniki dorosłe mają długość 15-20 mm (Sheppard i in. 2002). Czułki są czarne, wydłużone i składają się z trzech segmentów. Odnóża czarne z biało zabarwionymi stopami (Park 2015). Jaja owalne, eliptyczne, wydłużone, w kształcie ryżu, z zaokrąglonymi końcami, bladożółte lub kremowo-białe; długość ich wynosi ok. 1-1,4 mm. Pokryte są śluzem, który pozwala na przyklejenie złoża jaj do podłoża. Larwy mogą osiągnąć 27 mm długości i 6 mm szerokości. Ciało zabarwione na biało, matowe; głowa mała, wystającą. Larwy przechodzą przez sześć stadiów (L1-L6) i wymagają około 14 dni na ukończenie rozwoju (Hall i Gerhardt 2002). Poczwarki powstają z larw szóstego stadium. Długość poczwarek wynosi 15-22 mm. Składają się one z 12 segmentów, w zarysie są wydłużone i spłaszczone. Kutikula poczwarki prążkowana i sztywna, z ornamentacją. Szczecinki sztywniejsze niż te u larw. Kolor poczwarki: od brązowego po ciemno brązowy. Szczegółowy opis poszczególnych stadiów młodocianych (tj. jaj, larw oraz poczwarek) przedstawił Barros i in. (2018).

2. Naturalne środowisko – rozsiedlenie

W naturalnym środowisku często na obszarach rolniczych, gdzie są odpady organiczne oferujące odpowiednie miejsca do rozrodu. Na obszarach zurbanizowanych częsta w sąsiedztwie śmietników lub kompostowników. Naturalny zasięg występowania obejmował najprawdopodobniej tropikalną i subtropikalną strefę krainy neotropikalnej, a być może obu Ameryk. Obecnie wykazywany niemal ze wszystkich krain zoogeograficznych, włącznie z ich chłodniejszymi strefami: nearktycznej, palearktycznej, orientalnej, australijskiej i etiopskiej. Z tego względu uznawany za gatunek kosmopolityczny. Występuje głównie pomiędzy 46°N a 42°S szerokości geograficznej (Ustuner i in. 2003; Roháček i in. 2013).

3. Cykl rozwojowy

Cykl rozwojowy złożony (holometabolia) – w rozwoju obok jaj, larw i postaci dorosłej występuje jeszcze stadium spoczynkowe – poczwarka. W niej zachodzi proces przeobrażenia (May 1961). Dorosłe osobniki mogą już kopulować dwa dni po wyjściu z poczwarki. Kopulacja najczęściej dokonuje się w godzinach porannych. Samiec przechwytuje przelatującą samicę w powietrzu i dochodzi do zaplemnienia (Tomberlin i Sheppard 2001). Samce czekają na przelatujące samice broniąc swoich czatowni przed innymi osobnikami tej samej płci. Dwa dni od zaplemnienia samice są zdolne do składania jaj (Tomberlin i Sheppard 2002). Samica składa 400-800 (Dortmans i in. 2017), średnio około 500 jaj w pęknięciach i szczelinach podłoża w pobliżu lub w gnijących substancjach, takich jak łajno, padlina i inne odpady organiczne. Larwy wylęgają się z jaj po około czterech dniach (Tomberlin i Sheppard 2001; Zhang i in. 2010). Larwy przechodzą sześć stadiów, włączając w to przedpoczwarkę (Hall i Gerhardt 2002; Dortmans i in. 2017); podczas swego rozwoju są bardzo żarłoczne. Przeobrażenie ma miejsce po szóstym stadium i trwa około dwóch do trzech tygodni (Hall i Gerhardt 2002). Osobniki dorosłe nie pobierają pokarmu bazując na zapasach zgromadzonych w stadium larwalnym (Newton i in. 2005); do przeżycia wystarczy im jedynie woda. Postacie dorosłe żyją około jednego do dwóch tygodni (Tomberlin i in. 2002).

4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat

Z powodu agregacyjnego zachowania dorosłych postaci tych muchówek hodowle należy utrzymywać w klatkach o pojemności co najmniej 1 m^3. Ponadto zachowania godowe są regulowane przez światło słoneczne (Tomberlin i Sheppard 2002; Zhang i in. 2010). W związku z tym należy zadbać o sztuczne doświetlanie aby zapewnić takie warunki. Kolejnymi czynnikami ważnymi w hodowli dorosłych owadów są temperatura i wilgotność (Holmes i in. 2012). Rozwój możliwy jest w przedziale temperatur od 24-30°C (Dortmans i in. 2017). Temperatury poniżej około 27°C powodują obniżoną aktywność, która przekłada się potem na niski wynik godowy oraz na małą liczbę złożonych jaj (Tomberlin i Sheppard 2002).

Miejsca składania jaj powinny zostać ograniczone do określonych miejsc w kolonii (Sheppard i in. 2002). W większości przypadków używa się pojemników z rozkładającym się ziarnem i wodą. Bloki z tektury falistej (2-3 cm grubości, 3-5 cm długości, 2-3 cm szerokości) są przymocowane do pojemnika bezpośrednio nad podłożem. Na tak przygotowane podkłady samice składają jaja. Zaleca się by tekturowe podkłady pozostały w miejscu składania jaj nie dłużej niż przez cztery dni. Tak zebrane jaja należy podzielić potem na dwie grupy - te, które mają być używane do utrzymania kolonii i te do masowej produkcji. Jak wcześniej wspomniano, larwy mają tendencję do wylęgu po około czterech dniach (Tomberlin i in. 2002). Niskie temperatury znacząco wpływają na czas wylęgu i ich żywotność (Holmes i in. 2010). Należy umieścić karton zawierający jaja w małym pojemniku (np. przezroczysty plastikowy kubek o pojemności 500 ml), przykrytym papierowym ręcznikiem, który jest zabezpieczony gumką. Wylęgłe larwy mogą być umieszczone na półce w pomieszczeniu do hodowli larw. Przestrzeń tę należy utrzymywać w stabilnym stanie tj. około 27°C i 60-70% wilgotności względnej. Temperatura jest niezbędnym parametrem, który musi być ściśle monitorowany, ponieważ wpływa na rozwój larw (Tomberlin i in. 2009). Gdy larwy zjedzą pierwszy przydział karmy, to należy je przenieść do większego pojemnika (o rozmiarze: 24 cm długości, 12 cm głębokości i 13 cm szerokości) i przetrzymywać tam do momentu aż ubędzie połowa substratu pokarmowego. Wtedy larwy powinno się przenieść do pełnowymiarowego pojemnika (76 cm długie, 12 cm głęboki, 45 cm szeroki) i karmić tam aż do przepoczwarzenia się. W momencie gdy ok. 40% larw weszło w stadium poczwarki, to pojemniki powinny być przykryte gazą w celu uniknięcia sytuacji, w której dorosłe osobniki będą mogły opuścić pojemnik (Cortes Ortiz i in. 2016).

Szczegółowe informacje na temat organizacji i warunków prowadzenia hodowli muchy czarnej na skalę masową (z ang. *insect mass rearing*) podają Sheppard i in. 2002, Park (2015), Marzouk (2016), Dortmans i in. (2017) i Chia i in. (2018).

Boaru i in. (2019) publikują interesujące dane odnoszące się do testowania czterech różnych struktur (wykonanych z drewna, plastiku, tektury i szkła) do składania jaj (z ang. *oviposition structures*) i ich wpływu na reprodukcję w warunkach hodowlanych. Badania udowodniły, że najchętniej przez samice wybierane były struktury wykonane z naturalnych materiałów takich jak drewno lub tektura. Drewno okazało się najlepszym materiałem zwiększającym efektywność pozyskiwania jaj.

5. Żywienie – preferencje pokarmowe

Larwy odżywiają się rożnorodnym pokarmem o charakterze odpadków. Badania wykazały, że mogą z powodzeniem się rozwijać na szczątkach kręgowców (Tomberlin i in. 2005), odpadkach kuchennych, owocach i warzywach, surowej wątrobie (Nguyen i in. 2013, 2015), podrobach rybnych (St-Hilaire i in. 2007), odpadach komunalnych (Diener i in. 2011), szczątkach ludzkich (Banks i in. 2014)

oraz oborniku bydlęcym (Myers i in. 2008). Ta plastyczność fagiczna sprawia, że są one idealnymi owadami do masowej produkcji białka. Należy jednak podkreślić, że rodzaj spożywanego pokarmu ma wpływ na czas rozwoju. W żywieniu czerwi można rozważać użycie probiotyków. Badania wykazały, że wybrane drobnoustroje dodawane do pokarmu przyspieszają trawienie u czerwi, a tym samym skracają rozwój larwalny i zwiększają masę przedpoczwarkową (Yu i in. 2011; Cortes Ortiz i in. 2016).

Mucha domowa *Musca domestica* Linnaeus, 1758 (z ang. House fly)

1. Morfologia

Postacie dorosłe mają długość 6-7 mm, przy czym samica jest zwykle większa od samca. Samicę można odróżnić od samca dzięki wyraźnymu odstępowi pomiędzy oczami (u samców, oczy prawie dotykają się krawędziami wewnętrznymi). Głowa dorosłej muchy ma czerwonawe oczy i policzki. Tułów jest z czterema wąskimi czarnymi pasami. Strona brzuszna odwłoka jest szara lub żółtawa z ciemną linią środkową i nieregularnymi ciemnymi plamkami na bokach. Spód samca jest żółtawy. Jaja białe o długości około 1,2 mm. Larwy typu czerw; w zarysie stożkowate. W rozwoju wyróżnia się trzy stadia larwalne (L1-L3). Wczesne stadium larwalne L1 ma długość 3-9 mm, jest jasnokremowe. Głowa zawiera jedną parę ciemnych haczyków. Tylne przedchlinki są lekko uniesione. Trzecie stadium larwalne ma długość 7-12 mm i jest ubarwione na kremowo. Morfologia larw stadium L1 została szczegółowo opisana przez Szpilę i Pape (2008). Larwy stadium L3 od innych przedstawicieli muchowatych możliwe są do oznaczenia na podstawie klucza Grzywacza i in. (2016). Poczwarki mają długość około 8 mm, są zamknięta w osłonce (puparium) utworzonej z ostatniej wylinki larwalnej. Kolor puparium jest zmienny w miarę upływu czasu od żółtego, czerwonego, brązowego do czarnego. Puparium zaokrąglone jest na obydwu swoich końcach.

2. Naturalne środowisko – rozsiedlenie

Pochodzi z stepów Azji Środkowej, ale obecnie występuje na wszystkich zamieszkanych kontynentach, we wszystkich strefach klimatycznych od tropikalnych po umiarkowane, w różnych środowiskach, od wiejskich po miejskie. Jest powszechnie kojarzona z odchodami zwierzęcymi, ale dobrze przystosowała się do żerowania na odpadach, więc występuje prawie wszędzie tam, gdzie żyją ludzie.

3. Cykl rozwojowy

Cykl rozwojowy złożony (holometabolia) – w rozwoju obok jaj, larw i postaci dorosłej występuje jeszcze stadium spoczynkowe – poczwarka. W niej zachodzi proces przeobrażenia. W warunkach letnich temperatur gatunek może

zakończyć swój cykl rozwojowy w ciągu zaledwie 7-10 dni. Jednak przy niższych temperaturach może przedłużyć się nawet do dwóch miesięcy. Aż 10-12 pokoleń muchy domowej może następować rocznie w strefie umiarkowanego klimatu, a w regionach podzwrotnikowych i tropikalnych nawet ponad 20. Samica w okresie 3-4 dni może złożyć do 500 jaj w kilku seriach (od 75 do 150 jaj). Maksymalna produkcja jaj odbywa się przy temperaturach wynoszących 25-30°C. Często kilka samic składa swoje jaja w tym samym miejscu/substracie, co prowadzi do masowego pojawu czerwi, a potem poczwarek. Beznogie larwy wykluwają się podczas ciepłej pogody w ciągu 8-20 godzin i natychmiast zaczynają żerować oraz rozwijać się w materiale, w którym jaja zostały złożone. Larwa przechodzi przez trzy stadia (L1-L3). Pokarmy o wysokiej wilgotności sprzyjają przetrwaniu larw muchy domowej. Optymalna temperatura rozwoju larw wynosi 35-38°C, choć przeżycie larw jest największe w przedziale temperatur 17-32°C. Larwy kończą rozwój w optymalnych temperaturach w ciągu 4-13 dni, podczas gdy 14-30 dni w temperaturze 12-17°C. Substancje bogate w składniki odżywcze, takie jak obornik zwierzęcy, stanowią doskonałe podłoże rozwojowe. Do rozwoju larw wystarczy niewielka ilość nawozu. Już nawet piasek lub gleba zawierające niewielkie ilości obornika pozwalają na pomyślny rozwój. Dojrzałe larwy L3 oddalają się od źródła pokarmu by przejść przepoczwarczenie. Poczwarki kończą rozwój w ciągu 2-6 dni w temperaturze 32-37°C. W temperaturze około 14°C cały proces wydłuża się i trwa 17-27 dni. Dorosły owad opuszcza puparium używając ptilinum (struktury z przodu jego głowy), który wykorzystuje jak młot pneumatyczny, aby przebić się przez osłonkę na zewnątrz. Dorosłe osobniki żyją zwykle 15-25 dni, a nawet do 2 miesięcy. Bez jedzenia przetrwają tylko od dwóch do trzech dni. Długowieczność zwiększa się dzięki dostępności odpowiedniego pokarmu, zwłaszcza cukru. Dostęp do odchodów zwierzęcych nie wydłuża życia dorosłych. Dorosłe muchy żyją dłużej w niższych temperaturach. Przed kopulacją odżywiają się. Kopulacja trwa od 2 do 15 minut. Składanie jaj rozpoczyna się 4-20 dni po kopulacji. Samice muchy domowej potrzebują dostępu do odpowiedniej żywności (białka), aby mogły produkować jaja, a sam nawóz nie jest wystarczającym źródłem pokarmu. Dorosłe owady są nieaktywne w nocy. Według badań przeprowadzonych w USA, najlepszymi miejscami rozrodu (w porządku malejącym) były gnojowica, odchody człowieka, krowi nawóz, fermentująca materia roślinna i odpady kuchenne.

4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat

Pomieszczenia hodowlane (o temperaturze 25-32°C i wilgotności względnej 65-75%) dla dorosłych much domowych powinny być zaprojektowane w taki sposób, aby zapobiegać ucieczce, zapewniać napowietrzenie i 8-godzinne źródło światła. Woda może być dostarczana bezpośrednio rurką do zbiornika, skąd dorosłe muchy mogą ją pić; można też użyć odwrócony kubek (wypełniony wodą) na pokrywie pokrytej bibułą filtracyjną – wtedy papier jest stale wilgotny. Optymalne zagęszczenie postaci dorosłych wynosi

w przybliżeniu 5625 osobników (stosunek płci 1:1) na 1 m^3. Dorosłe samice w wieku około trzech dni są gotowe do składania jaj. W tym celu do klatki jako podłoże do składania jaj wkłada się kawałek bawełnianego materiału umieszczonego na mokrych otrębach pszennych (zawartość wody 60-70%). Dorosłe owady przyciąga w takie miejsca aromat sfermentowanych otrębów pszennych. Jaja zbiera się pomiędzy godziną 9-16 przez 5-10 dni. Okres składania jaj może być wydłużony, a wydajność procesu składania jaj zwiększona się poprzez dodanie do diety jaj kurzych. Następnie jaja są deponowane na pożywkę umieszczoną w plastikowych lub metalowych pojemnikach w proporcji około 1 g jaj na 1 kg pożywienia. W warunkach od 25°C do 32°C i wilgotności względnej 65-75% larwy wylęgają się z jaj i stają się dojrzałe po 5 lub 6 dniach. Larwy separujemy od pokarmu kilkoma metodami, takimi jak: samoucieczka, negatywna fototaksja (Jia 2007), siatka ekranowa (Jia 2007; Li i in. 1998) lub poprzez obniżenie stężenia tlenu (Han i Chen 2010). Dojrzałe larwy (L3) można również mieszać z suchymi otrębami pszenicznymi w celu umożliwienia im przepoczwarzenia bezpośrednio w pojemniku hodowlanym. Po jednym lub dwóch dniach przebywania w temperaturze 25-30°C i wilgotności względnej 65-75% przeobrażają się w poczwarki. Poczwarki przenosi się do pomieszczeń przeznaczonych do hodowli osobników dorosłych (Cortes Ortiz i in. 2016).

5. Żywienie – preferencje pokarmowe

Dorosłe osobniki muchy domowej są zazwyczaj hodowane na diecie składającej się w 50% z glukozy i 50% z mleka w proszku (Chang i in. 2007). Lysyk (1991) udowodnił, że zawaartość cukru w pożywieniu ma istotny wpływ na długość życia muchy domowej. W przypadku żywienia czerwi istnieje kilka różnych receptur, w tym opartych na otrębach pszennych, gnojowicy i oborniku (Richardson 1932; Wu i in. 2001; Yang i in. 2004; Wang i in. 2010). Ze względu na wysoką zawartość wody w nawozach zwierzęcych, czasami istnieje potrzeba dodania otrębów pszennych lub otrębów ryżowych w celu obniżenia zawartości wody. Hogsette (1992) opracował receptury dietetyczne dla larw much domowych, które nie zawierają obornika. Ich formuła składa się w 33% z otrębów pszennych, 27% z mączki z lucerny i 40% z granulatu drożdży piwowarskich. Stosunkowo tanim i bardziej wydajnym pożywienie (89,5% wydajności) jest mieszanka z dodatkiem kukurydzy, przy jednoczesnej eliminacji granulatu z drożdży. Taka mieszanka składa się w 50% z otrębów pszennych, w 30% z mączki z lucerny i w 20% z mączki kukurydzianej. Składniki te są wcześniej mieszane z wodą w stosunku 1:1 (Hogsette 1992). Podobnie jak w przypadku innych gatunków owadów, skład diety much domowych pozostaje otwartym polem do dalszych doświadczeń. W przypadku muchy domowej istnieje spory potencjał do wykorzystania jako pokarmu dla ich czerwi produktów rolnych i przemysłowych (Cortes Ortiz i in. 2016).

Padlinówka skórnica *Lucilia sericata* (Meigen, 1826) (z ang. Green bottle fly)

1. Morfologia

Postacie dorosłe o długości ciała wynoszącej około 8-10 mm; zazwyczaj ubarwione na zielono z metalicznym połyskiem. Aparat gębowy jest zwykle żółty (Apperson i in. 2011). Grzbiet jest pokryty szczecinkami. Calyptery (= squamae) u podstawy skrzydeł są nagie – nie posiadają szczecinek na obrzeżach; bazykosta skrzydła koloru żółtego (Holloway 1991; Salimi i in. 2010; Szpila 2012). Jaja zwykle białe, ale mogą być jasnożółte, są wydłużone z jednym końcem lekko zwężającym się i mają długość około 1,5 mm. Są zdeponowane w niewielkich lub dużych złożach (Apperson i in. 2011). Larwy typu czerw są nagie i pozbawione szczecinek. Pokrój ich ciała jest stożkowaty (Salimi i in. 2010). Są białe lub żółtawe we wszystkich trzech stadiach rozwoju (L1-L3) i tuż przed przepoczwarczeniem osiągają maksimum 12-18 mm długości (Apperson i in. 2011). Identyfikacja niedojrzałych muchówek jest trudna, wymaga użycia mikroskopu, a często wynicowania części przewodu pokarmowego. Larwy stadium L3 od innych gatunków plujek można oznaczać według kluczy Szpili (2010, 2012). Niejednokrotnie identyfikacja jest potwierdzana na podstawie wyhodowanych z nich postaci dorosłych. Poczwarka zamknięta w twardej chitynowej otoczce nazywanej puparium. Puparium zazwyczaj czerwonobrązowe, jasnobrązowe lub czarne o długości 9-10 mm i szerokości 3-4 mm. Początkowo osłonka poczwarki jest biała, ale szybko w ciągu kilku godzin ciemnieje (Apperson i in. 2011).

2. Naturalne środowisko – rozsiedlenie

Naturalnym środowiskiem tej muchówki są zarówno otwarte jak i zamknięte tereny, na których znajduje dogodne warunki do swego rozwoju. Występuje na całym świecie, ale jej pierwotny zasięg prawdopodobnie ograniczał się do Holarktyki (półkuli północnej) (Rueda i in. 2010).

3. Cykl rozwojowy

Cykl rozwojowy złożony (holometabolia) – w rozwoju obok jaj, larw i postaci dorosłej występuje jeszcze stadium spoczynkowe –poczwarka. W niej zachodzi proces przeobrażenia. W temperaturze ok. 21°C inkubacja jaj wynosi ok. 21 godzin, podczas gdy w 27°C już tylko ok. 18 godzin. Rozwój larwalny wymaga około 4 dni w 20°C i 3 dni w 27°C. W rozwoju są trzy stadia larwalne (L1-L3) (Anderson 2000). W rozwoju ważną odgrywa rolę też wiele innych czynników, w tym pokarm i wilgotność (Tarone i Foran 2006). Po osiągnięciu stadium L3 dojrzałe czerwie zagrzebują się w glebie w celu przepoczwarczenia (Strikewise 2007). Rozwój poczwarki trwa około 10 dni w temperaturze 21°C i 7 dni w temperaturze 27°C (Anderson 2000). Po kopulacji samice składają do 200 jaj na źródle pokarmu przyszych czerwi. W przypadku optymalnych warunków termicznych może

istnieć wiele pokoleń rocznie (Strikewise 2007). Według Firoozfar i in. (2011) optymalna temperatura do rozwoju czerwi wynosi 35-38°C, chociaż najlepsza przeżywalność larw ma miejsce w temperaturze 17-32°C. Larwy w optymalnej temperaturze mogą zakończyć cały cykl w 4-13 dni, a w temperaturze 12-17°C 14-30 dni. Okres niezbędny do zamknięcia cyklu może wynosić odpowiednio 1-2 tygodnie (Spiller 1966; Hassan 2008) lub 2-3 tygodnie (Firoozfar i in. 2011). Ponadto, udowodniono, że larwy (czerwie) L1 i L2 są bardziej wrażliwe na przesuszenie i niedobory żywności, podczas gdy larwy trzeciego stadium (L3) są wrażliwe przede wszystkim na warunki wilgotnościowe (Firoozfar i in. 2011).

4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat

Dorosłe owady mogą być trzymane w klatkach hodowlanych typu Bugdorm® (wymiary 30x30x30 cm) w pomieszczeniach o temperaturze 25-27°C. Zalecany jest reżim świetlny z wydłużonym okresem naświetlania w stosunku 16:8 godzin. Larwy można hodować w hodowlarkach typu Stewart® (wymiary 52x42x28 cm) w tych samych pomieszczeniach co osobniki dorosłe z zachowaniem 50% wilgotności względnej powietrza (Sherman 1995; Barnes i Gennard 2013). Schemat i opis procesu hodowlanego w szczegółach podają Wollf i Hansson (2005).

5. Żywienie – preferencje pokarmowe

W naturze pokarm postaci dorosłych stanowi nektar, pyłek, spadź, ale także substancje odżywcze pozyskiwane z padliny oraz ekskrementów i rozkładających się szczątków organicznych. Larwy są mięsożerne, rozwijają się na mięsie i padlinie. Badania udowodniły, że ogromny wpływ na rozwój larw ma pokarm. W warunkach hodowlanych udowodniono, że larwy karmione owczą wątrobą miały mniejsze tempo wzrostu niż te karmione mięsem kurczaka lub wołowiną (Wallman i Day 2006). Sherman (1995) dla larw proponuje mieszankę oczyszczonej wątroby wołowej z 3% Bacto agarem w stosunku 1:1. Tachibana i Numata (2001) jako pokarm dla larw proponują mieszankę płatków pszennych, pełnego mleka i suchych drożdży zamiast wątroby wołowej. Należy jednak pamiętać, że rozwój larw na w/w mieszance jest dłuższy niż w przypadku karmienia larw wątrobą.

Z kolei Barnes i Gennard (2013) w warunkach hodowlanych karmili dorosłe osobniki cukrem granulowanym i wodą. Nowo wyhodowane osobniki dorosłe otrzymywały codziennie 25 g świeżego mleka oraz wątrobę świńską. Badania wykazały bowiem, że źródło białka jest niezbędne do prawidłowego funkcjonowania jajników oraz rozwoju i dojrzewania oocytów (Kamal 1958; Daniels i in. 1991; Wall 1993).

V. Rząd Lepidoptera (motyle)

Barciak większy *Galleria mellonella* (Linnaeus, 1758) (z ang. Greater wax moth)

1. Morfologia

Postacie dorosłe zabarwione na szaro. Długość ciała samic wynosi 19 mm, a rozpiętość ich skrzydeł 38 mm. Samce są nieco mniejsze i jaśniej zabarwione. Dymorfizm płciowy zaznaczony w budowie przednich skrzydeł, aparatu gębowego i głowy. Larwy (gąsienice) są jasnokremowe lub jasnobrązowe z ciemniejszą puszką głowową. Ich długość w miarę wzrostu zawiera się w przedziale 3-30 mm (Gulati i Kaushik 2004; Nawrot i Klejdysz 2009).

2. Naturalne środowisko – rozsiedlenie

Naturalne środowisko życia i obecny zasięg występowania tego motyla porywa się z obecnym zasięgiem pszczoły miodnej *Apis mellifera mellifera*. Pierwsze doniesienia o obserwacjach barciaka większego jako szkodnika uli pochodzą z Azji, skąd jak się dziś uważa podjął on ekspansję m.in. do Północnej Afryki, Europy, USA oraz Nowej Zelandii. Obecnie traktowany jest jako gatunek kosmopolityczny.

3. Cykl rozwojowy

Cykl rozwojowy złożony (holometabolia) – w rozwoju występuje stadium spoczynkowe –poczwarka. W niej zachodzi proces przeobrażenia. Samice przywabiają do siebie samce produkując feromon płciowy. Po zaplemnieniu (około 4-10 dni od przepoczwarczenia) składają zwykle 300-600 (rekordzistki nawet 1800) kremowobiałych jaj na plastry, w szpary ścian ula oraz między listewki ramek. Z jaj po 3-7 dniach w temperaturze 29-35°C i po 30 dniach przy 18°C wylęgają się bardzo ruchliwe, białe gąsienice (2,8 mm długości), których grzbietowa i boczna powierzchnia ciała stopniowo ciemnieje u starszych osobników. Larwy te żerują najczęściej na starych plastrach z resztkami kału i oprzędem czerwi. Gąsienice przechodzą 4-6 linień, a rozwój larwalny może trwać 22-60 dni. Osobniki młodociane osiągające ok. 25 mm długości budują szarobiały kokon, w którym przeobrażają się. Młode poczwarki są jasnobrązowe, podczas gdy stare brązowe, ich długość wynosi 14-16 mm. Proces związany z przeobrażeniem, podobnie jak okres inkubacji jaj i rozwoju gąsienic, uzależniony jest od temperatury otoczenia i może trwać 7-60 dni (np. w 30°C wynosi 1-2 tygodnie), a niekiedy nawet dochodzić do 100 dni. Cały cykl rozwojowy jest ściśle uzależniony od temperatury otoczenia i trwa od 5 dni do 6 miesięcy; przy 30°C trwa ok. 3-4 tygodnie, w 15°C wydłuża się do kilku miesięcy. Udowodniono, że w temperaturze poniżej 15°C owady te nie przepoczwarczają się. Długość życia postaci dorosłej wynosi 3-30 dni - średnio ok. 14 dni (Warren i Huddleston 1962; Allegret 1975; Kapil

i Sihag 1983; Jyothi i Reddy 1993, 1994a, b; Khanbash i Oshan 1997; Gulati i Kaushik 2004; Kwadha i in. 2017).

4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat

Do założenia hodowli macierzystej, z której potem uzyskamy tysiące osobników potomnych wystarczy już 40-50 dorosłych motyli. Gąsienice można hodować w wysokich, plastikowych pojemnikach z łatwym dostępem w pokrywie (okienko). Pojemnik (wymiary 40x30x40 cm lub poj. 4,4 l) powinien być przykryty siatką metalową lub tzw. gazą młyńską o drobnych oczkach. Ma to zapwenić dobrą cyrkulację powietrza. W celu uniemożliwienia ucieczki gąsienicom z pojemnika siatka powinna dobrze przylegać do ścianek. W tym celu zaleca się przyklejenie jej za pomocą kleju lub zabezpieczenie warstwą wazeliny. Źródłem pokarmu są plastry woskowe, które wkładamy do pojemnika nawet do ¾ jego wysokości. Na nich zaleca się wyłożyć wytłoczki po jajach. Szacuje się, że do wykarmienia 1000 gąsienić potrzeba 1-2 kg wosku. Należy dbać o czystość i stan sanitarny plastrów, tak by były one wolne od innych gatunków owadów (ich jaj, larw, poczwarek) i roztoczy zanim zostaną włożone do pojemnika (Karsten i Island 2002). Barciaki do rozwoju preferują temperatury w przedziale 25-30°C. W temperaturze pokojowej będą rozwijały się znacznie wolniej. Rozwój larw *G. mellonella* w warunkach hodowlanych wynosi 28-30 dni w temperaturze 29-30°C; zaś okres przepoczwarczenia 6-10 dni w tym samym zakresie temperatur (Marston i Campbell 1973; Krams i in. 2015). Do hodowli gąsienic zaleca się temperatury pomiędzy 28-30°C oraz wilgotność względną powietrza na poziomie 60-75%. Nie jest wymagane ich doświetlanie, ani zraszanie pojemnika z uwagi na wytrącanie się wody w procesach życiowych gąsienic (Cortes Ortiz i in. 2016). Dojrzałe gąsienice mogą być przeniesione do specjalnych pojemników, w których przejdą przepoczwarczenie (np. cylindrycznych pojemników lub klatek podobnych do tych, w których samice składają jaja, patrz poniżej). Zebrane kokony z poczwarkami mogą być następnie ułożone na tacach w specjalnych pojemnikach tzw. emergence boxes (121,1 cm wysokości, 101,6 cm szerokości i 71,1 cm głębokości; Marston i in. 1975).

Dorose osobniki *G. mellonella* są aktywne nocą. Warunki hodowli dla dorosłych motyli wynoszą 24°C przy 78-80% wilgotności względnej. Stosunek światła do ciemności powinien wynosić 14:10 godzin. Oświetlenie stanowić powinna żarówka fluorescencyjna dająca chłodne białe światło o średniej intensywności. Z uwagi na obecność łusek pochodzących ze skrzydeł dorosłych ciem warto stosować systemy fitracji powietrza zapewniające stale niski poziom tych alergenów w powietrzu.

Dorosłe samice rozpoczynają składanie jaj natychmiast po zaplemnieniu – jedna samica może w zależności od temperatury i wilgotności względnej wyprodukować od 1450 do 1950 jaj (Marston i in. 1975). Davis (1982, 2009) opisał

klatki, w których samice mogą skadać jaja. Klatki są wykonane ze stalowego stelarza (ale można go zastąpić aluminium lub innym materiałem), a ściany stanowi siatka. Wymiary katki mogącej pomieścić 1500 osobników dorosłych wynoszą 64×64×64 cm. W górnej części klatki znajdują się szczeliny, przez które do środka wkłada się woskowane arkusze papieru jako substrat do składania jaj. U dołu jest otwór ułatwiający wprowadzanie poczwarek.

5. Żywienie – preferencje pokarmowe

W środowisku naturalnym związany jest fagicznie z ulami pszczoły miodnej *Apis mellifera mellifera*, gdzie odżywia się plastrami woskowymi pszczół. Gąsienice niszczą strukturę komórek, zjadają zapasy pierzgi, a nawet linki czerwi pszczoły miodnej. Udowodniono, że dodatek pyłku i czerwi do podstawowego źródła pokarmu jakim jest wosk pozytywnie wpływa na rozwój gąsienic oraz na ich masę (Somerville 2007). Sam wosk nie jest dziś wymagany do tego by skarmiać gąsienice barciaka. Jednak włączenie go do diety skraca okres rozwoju i poprawia tempo wzrostu (Haydak 1936; Young 1961).

Zamiast plastrów z woskiem można stosować pożywki zwiększające dostępność wapnia dla gąsienic według procedur opisanych m.in. przez Strzelewicza i in. (1985) oraz Allen'a i oftedal (1989). Według Strzelewicza i in. (1985) mieszanka żywieniowa składa się z miodu (12 ml), wysokobiałkowch płatków dla dzieci (21,3 g), węglanu wapnia (5,7 g), glicerolu (10 ml) i wody (4 ml). Inne mieszanki żywieniowe (ich receptury) podają odpowiednio Haydak (1936), Balázs (1958), Beck (1960), Dutky i in. (1962), Marston i Campbell (1973), Marston i in. (1975), King i Hartley (1985) oraz Gross (1994).

Niedawno wykazano, że gąsienice tego gatunku zdolne są do rozkładania polimerów takich jak polietylen przekształcając go w glikol etylenowy (glikol) (Bombelli i in. 2017; Khan 2017).

Aktywnie pokarmowo są jedynie stadia młodociane, tj. gąsienice. Osobniki dorosłe nie pobierają pokarmu (Warren i Huddleston 1962; Gulati i Kaushik 2004; Kwadha i in. 2017).

Jedwabnik morwowy *Bombyx mori* (Linnaeus, 1758) (z ang. Silkworm)

1. Morfologia

Postacie dorosłe to masywne motyle, o silnie oszczeconym, kremowo-białym ciele. Skrzydła I i II pary są dobrze wykształcone, w tym samym kolorze co ciało. Rozpietość skrzydeł wynosi nawet 4-6 cm. Pomimo obecności skrzydeł motyl ten nie podejmuje lotu z uwagi na zbyt duże rozmiary i masę. Czułki u obu płci są podwójnie grzebieniaste. Dymorfizm płciowy wyrażony w budowie czułków oraz morfologii odwłoka – u samców czułki są mocniej rozbudowane, odwłok zaś jest smukły. Larwy (gąsienice) podobnie ubarwione jak

postacie dojrzałe, jedynie ich głowa i odnóża są brązowe. Ciało wałeczkowate, złożone z głowy i 12 segmentów (trzy pierwsze to segmenty tułowiowe, pozostałe to segmenty odwłokowe). Segmenty tułowiowe z trzema parami odnóży; na 6-9 i 12 segmencie obecnych pięć par posówek (odnóży rzekomych). Po bokach segmentów 1, 4-11 widoczne ciemne przetchlinki. Na grzbiecie 11 segmentu ostro zakończony i pochylony ku tyłowi kolec. Gąsienice pierwszego stadium mają zaledwie kilka mm długości, podczas gdy przygotowane do przepoczwarczenia dojrzałe larwy nawet 50-60 mm. Poczwarki brązowe, ukryte zawsze w kokonie z jedwabnej przędzy, o długości ok. 40 mm. Jaja o kształcie owalnym, nieco wydłużone i jednostronnie wklęse ku środkowi, barwy żółtawej, ich wielkość zbliżona do rozmiarów dużego ziarna maku. W drugim dniu od złożenia przyjmują barwę brunatną, w piątym zaś szarą (Kopański 1955; Golański 1947; Wąsowicz 1966).

2. Naturalne środowisko – rozsiedlenie

Naturalnym środowiskiem życia prawdopodobnie były rejony wschodniej Azji – Himalaje. Obecnie rozprzestrzeniony w świecie w sztucznych hodowlach (w tym zachowawczych) z uwagi na rozliczne zastosowania w przemyśle włókienniczym, farmaceutycznym i medycynie.

3. Cykl rozwojowy

Cykl rozwojowy złożony (holometabolia) – w rozwoju obok jaj, larw i postaci dorosłej występuje jeszcze stadium spoczynkowe – poczwarka. W niej zachodzi proces przeobrażenia. Cały cykl obejmuje następujące stadia rozwojowe: jaja, gąsienice (pięć stadiów L1-L5), poczwarkę i postać dorosłą. Jaja mają wielkość dużego ziarna maku (1 mm) i zaraz po złożeniu są żółte. Gąsienice przechodzą pięć stadiów rozwojowych, z których każdy kończy się linieniem (zrzuceniem starego oskórka). Cykl życiowy gąsienic w zależności od temperatury i ilości pokarmu trwa łącznie 4-5 tygodni. W tym czasie gąsienice zwiększają długość swojego ciała 30-krotnie, a ciężar 8000 razy; w pierwszym stadium mają długość ok. 3 mm, a w piątym, ostatnim aż 90 mm. Pokarm, którym są liście morwy białej spożywają jedynie postacie młodociane – gąsienice. Pod koniec piatego stadium gąsienice przędą kokony zbudowane z nici jedwabnej. Według Banno i in. (2010) długość poszczególnych stadiów rozwojowych wynosi odpowiednio dla: jaj 10-14 dni; gąsienic 20-25 dni; poczwarek 10-14 dni; zaś motyl dorosły żyje ok. 7-14 dni. Zaraz po wyjściu z poczwarki dorosłe osobniki kopulują. Samice składają ok. 500 jaj (grena - tak są nazywane zapłodnione i złożone jaja motyla jedwabnika). Jaja są stadium zimującym (Golański 1947; Wąsowicz 1966; Grześkowiak i Łochyńska 2017).

4. Warunki hodowli – pomieszczenia i mikroklimat

Hodowla tego gatunku jest skomplikowana i wymagająca dużej staranności o czym pisali już Golański (1947, 1948) i Wąsowicz (1966) podając dokładny

opis pomieszczeń, urządzeń do hodowli oraz charakteryzując warunki mikroklimatyczne i cały rozwój tych ciem. Jaja włożone do insektarium wybudza się z zimowania poprzez powolny wzrost temperatury 3-25°C. W tym czasie wilgotność względna powietrza powinna być wysoka na poziomie 85%. Wylęgłe gąsienice utrzymujemy w wilgotności nieco niższej wyoszącej 60-70%. Temperatura otoczenia wraz z poszczególnymi stadiami rozwojowymi gąsienic powinna być stopniowo obniżana z 25 (przy L1/L2), 24 (przy L3), 23 (przy L4) do 22°C (przy L5). Dobowe wahania temperatury nie powinny być większe niż 2°C. Podniesienie temperatury ponad 28-30°C utrudnia wzrost gąsienic (ciało ich przegrzewa się, co wpływa na obniżenie żywotności). Obniżenie zaś poniżej 18°C powoduje zbyt duże ochłodzenie ciała gąsienicy, co skutkuje gorszym żerowaniem. W związku z faktem, iż partia gąsienic otrzymana z 25 g greny wydala w V okresie wzrostowym 20-25 litrów wody dziennie (ponadto tyle samo wody wyparowuje w tym samym czasie z liści morw) należy odpowiednio wietrzyć pomieszczenie hodowlane. Do prowadzenia hodowli gąsienic wykorzystuje się pomieszczenie zwane wychowalnią, którego wielkość uzależniona jest od ilości gąsienic. Za normę przyjmuje się, że do wychowu gąsienic uzyskanych z 1 g greny potrzeba 3 m^2 powietrza oraz 3 m^2 półek. W wychowalni instaluje się stojące etażerki (półki, zdejmniki i oprzędniki). Kształt i wielkość półek zależą od wielkości wychowalni (przykładowy wymiar 200x70x6 cm). Ramę półki wyplata się nierdzewnym drutem lub sznurkiem tworząc siatkę o wymiarze oczek 5-6 cm. Tak przygotowane półki mocuje się na stojakach w odstępach co 40 cm, ale nie niżej niż 50 cm nad poziomem podłogi i nie wyżej niż 50 cm od sufitu. Półki razem ze stojakiem tworzą etażerkę, która może być stojąca, wisząca, jedno lub dwuramienna. W czasie oczyszczania ich do przenoszenia gąsienic stosuje się zdejmiki. Są to arkusze papieru z otworami o średnicach 3, 7, 13, 17 mm i wymiarach 12x15; 23x30; 43x30; 45x60 cm. Używa się ich w 2, 4 i 5 okresie rozwoju gąsienic. Poza stojakami i zdejmnikami w pomieszczeniu hodowli są jeszcze oprzędniki, które służą gąsienicom gotowym do przepoczwarczenia do mocowania oprzędów. Ich liczba musi być dostosowana do ilości gąsienic. Jeden oprzędnik wystarcza na około 125-150 kokonów. Najczęściej stosuje się drewniane oprzędniki listewkowe. Do listewek o wymiarach 1x2x55 cm przybija się po obu stronach naprzemianlegle listewki cieńsze i krótsze o wymiarach 1x1x40 cm w odległości 3 cm jedna od drugiej. Na czas przepoczwarczenia temperatura otoczenia powinna wynosić 22°C, a wilgotność zaś 60% (Golański 1948; Wąsowicz 1966; Łochyńska 2016).

Należy dbać o czystość pomieszczenia usuwając z niego wszelkie odchody i odpadki.

Uwaga: od 2004 r. jedyną placówką zajmującą się hodowlą jedwabników na terenie Polski jest Pracownia Hodowli Jedwabnika i Uprawy Morwy działająca w Instytucie Włókien Naturalnych i Roślin Zielarskich w Poznaniu (Łochyńska 2010).

5. Żywienie – preferencje pokarmowe

Pokarm gąsienic stanowią wyłącznie liście morwy białej (*Morus alba*) (Sanchez 2002). Według niektórych źródeł gąsienice mogą także odżywiać się liśćmi buka (*Fagus* spp.) i wężymordu (*Scorzonera* spp.). Raz podanego pokarmu nie należy zmieniać w czasie skarmiania (Wąsowicz 1966; www.terrarium.com.pl).

VI. Inne gatunki owadów możliwe do masowej hodowli

Chełmce (= Karaczany) Blattodea:

Blattidae - *Periplaneta americana* (Linnaeus, 1758), *Blatta lateralis* Walker, 1868 (źródło Hopley 2016);

Blaberidae - *Blaptica dubia* Serville, 1838, *Gromphadorhina portentosa* (Schaum, 1853), *Eublaberus distanti* (Kirby, 1903), *Nauphoeta cinerea* (Olivier, 1789), *Oxyhalao duesta* (Thunberg, 1784) (źródło Hopley 2016).

Termity Isoptera: Termitidae - *Macrotermes bellicosus* (Smeathman, 1781), *Macrotermes subhyalinus* (Rambur, 1842) (źródło Huis 2012).

Patyczaki Phasmatodea - wybrane gatunki[1].

Ważki Odonata - wybrane gatunki[2].

Jętki Ephemeroptera - wybrane gatunki[2].

Prostoskrzydłe Orthoptera:

szarańczowate Arcididae - *Boopedon flaviventris* Bruner, 1904, *Sphenarium purpurascens* (Cohen i in. 2009), *Oxya fuscovittata* (Marschall, 1836), *Oxya yezoensis* Shiraki, 1910, *Oxya velox* (Fabricius, 1787), *Oxya sinuosa* Mistshenko, 1951, *Acrida exaltata* (Walker, 1859), *Acrida cineara* (Thunberg, 1815), *Atractomorpha lata* (Mochulsky, 1866), *Schistocera gragaria* Forsskål, 1775, *Locusta migratoria* (Linnaeus, 1758), *Nomadacris septemfasciata* (Audinet-Serville, 1883), *Locustana pardalina* Walker, 1870, *Hieroglyphus banian* (Fabricius, 1798), *Spathosternum prasiniferum prasiniferum* (Walker, 1871) (źródło Anand i in. 2008; Huis i in. 2013; Hopley 2016);

pasikonikowate Tettigonidae - *Microcentrum rhombifolium* (Saussure, 1859), *Ruspolia differens* (Serville, 1838) (źródło Hopley 2016);

świerszczowate Gryllidae - *Anurogryllus arboreus* Walker, 1973, *Brachytrupes portentosus* (Lichtenstein 1796), *Brachytrupes membranaceus*

[1] http://www.ediblebugfarm.com/blog/edible-insects-list/

(Drury, 1770) (źródło Hopley 2016); *Gryllus testaceus* Walker, 1869 (źródło Huis 2012).

Pluskwiaki Hemiptera:

Belostomatidae - *Lathrocerus indicus* (Lepeletier & Serville, 1825) (źródło Melo-Ruíz i in. 2016);

płoszczycowate Nepidae - wybrane gatunki[2];

wioślakowate Corixidae - wybrane gatunki[3];

cykady Cicadidae – wybrane gatunki z rodzju *Magicicada* spp.[3];

czerwce Coccoidea - wybrane gatunki[3].

Chrząszcze Coleoptera:

pływakowate Dytiscidae - wybrane gatunki[3];

trzyszczowate Cicindelinae - wybrane gatunki[3];

bogatkowate Buprestidae - wybrane gatunki[3];

kózkowate Cerambycidae - *Callipogon barbatus* (Fabricius, 1775); inne wybrane gatunki[3];

jelonkowate Lucanidae - wybrane gatunki[3];

poświętnikowate Scarabaeidae - *Cotinis nitida* (Linnaeus, 1758) (źródło Hopley 2016); *Melolontha aprilina* Duftschmidt, 1805*, Oryctes rhinoceros* (Linnaeus, 1758) (źródło Huis 2012); *Pachnoda marginata* (Cortes Ortiz i in. 2016); *Anoplognathus viridiaeneus* (Donovan, 1805)[3]; wybrane gatunki z rodzaju *Phllophaga* spp.[3]; wybrane gatunki z podrodziny Dynastinae[3];

czarnuchowate Tenebrionidae - *Zophobas atratus* (Fabricius, 1775) (źródło Kim i in. 2015);

ryjkowcowate Curculionidae - *Rhynchophorous palmarum* (Linnaeus, 1758)*, Rhynchophorous phoenicis* (Fabricius, 1801)*, Rhynchophorous ferrugineus* (Olivier, 1790)*, Rhynchophorous bilineatus* (Montrouzier, 1857) (źródło DeFoliart 1995); *Scyphophorus acupunctatus Gyllenhaal, 1838[3]; wybrane gatunki z rodzaju Metamasius spp.[3];*

kołatkowate Anobiidae - *Stegobium paniceum* (Linnaeus, 1758) (źródło Huis 2012).

Motyle Lepidoptera:

powszelatkowate Hesperidae - *Aegiale hesperiaris* (Walker, 1856)[4];

trociniarkowate Cossidae - *Chilecomadia moorei* (Silva Figueroa, 1915) (źródło Hopley 2016); *Comadia redtenbacheri* (Hammerschmidt, 1848)[4]; *Endoxyla leucomochla* (Turner, 1915)[4];

koszówkowate Psychidae – *wybrane gatunki[4];*

zawisakowate Sphingidae - *Manduca sexta* (Linnaeus, 1763)[4]; *Manduca quinquemaculata* (Haworth, 1803)[4];

---

[2] http://www.ediblebugfarm.com/blog/edible-insects-list/

pawicowate Saturniidae - *Antheraea pernyi* (Guérin-Méneville, 1855) (źródło Hopley 2016); *Cirina forda* (Westwood, 1849) (źródło Hopley 2016); *Gonimbrasia belina* Westwood, 1849 (źródło DeFoliart 1995; Glew i in. 1999; Swatson i in. 2003; Greyling i Potgieter 2004; Hopley 2016); *Callosamia promethea* Drury, 1773, *Hyalophora cecropia* (Linnaeus, 1758) (źródło Hopley 2016); *Samia cynthia* (Drury, 1773) (źródło Hopley 2016); *Saturnia pavonia* (Linnaeus, 1758)[4];

garbatkowate Notodontidae - *Anaphe panda* (Boisduval, 1847) (źródło Huis i in. 2013);

omacnicowate Pyralidae - *Achroia grisella* (Fabricius, 1794) (źródło EFSA 2015; Hopley 2016); *Ephestia kuehniella* Zeller, 1879 (źródło Cortes Ortiz i in. 2016);

sówkowate Noctuidae - *Mythimna unipuncta* (Haworth, 1809), *Spodoptera eridania* (Stoll), *Spodoptera frugiperda* J. E. Smith, 1797, (źródło Hopley 2016).

Muchówki Diptera:

plujkowate Calliphoridae - *Chrysomya chloropyga* (Wiedemann, 1818) (źródło EFSA 2015);

wodzienie Chaoboridae - wybrane gatunki[3];

komarowate Culicidae - wybrane gatunki[4].

Błonkoskrzydłe Hymenoptera:

mrówkowate Fromicidae - *Camponotus inflatus* Lubbock, 1880; *Oecophylla smaragdina* (Fabricius, 1775); *Oecophylla longinoda* Latreille, 1802; *Myrmelachista schumanni* Emery, 1890;

osowate Vespidae - *Vespa basalis* Smith, 1852; inne wybrane gatunki[4];

pszczołowate Apidae - wybrane gatunki z rodzajów *Apis* spp., *Bombus* spp., *Trigona* spp.[4]

VII. Podsumowanie

Hodowla owadów na cele paszowe, jako źródło pokarmu dla zwierząt i ludzi, jest obecnie jednym z najczęściekj podnoszonych tematów. Wynika to z coraz bardziej ograniczonych możliwości rozwoju produkcji białka zwierzęcego według dotychczasowych zasad związanych z ograniczoną powierzchnią na cele hodowlane oraz problemami natury środowiskowej (zanieczyszczenie, emisja gazów etc.). Powyższe aspekty zmuszają do poszukiwania alternatywnych źródeł białka. Owady, z uwagi na szereg cech, wydają się być najlepszą z możliwych

[3] http://www.ediblebugfarm.com/blog/edible-insects-list/

i dostępnych dziś opcji (Huis i in. 2013; Cortes Ortiz i in. 2016; Akhtar i Isman 2018). W związku z powyższym, zwłaszcza w ostatnich kilkunastu latach obseruje się znaczący przyrost publikacji odnoszących się do zagadnień związanych z masową produkcją owadów (z ang. *insect mass rearing*). Na rynku wydawniczym dostępne są dziś różnorodne poradniki, przewodniki, teksty naukowe i popularno-naukowe opisujące wymagania technologiczne, cykle rozwojowe, czy w końcu wybrane aspekty biologii poszczególnych gatunków owadów mające wpływ na powodzenie takich właśnie przedsięwzięć hodowlanych (Cáceres i in. 2012; Huis i in. 2013; Cortes Ortiz i in. 2016; Dortmans i in. 2017). Działania te znajdują także odzwierciedlenie w stosownych regulacjach prawnych (np. *Regulation (EU) 2015/2283 on novel foods*).

Powyższe zestawienie obejmujące wybrane rzędy owadów stanowi kompaktowe źródło informacji o tych gatunkach, które docelowo już dziś są lub mogłyby być hodowane na wielką skalę.

Produkcja na skalę przemysłową została zdefiniowana jako pozyskanie 1 tony świeżej wagi owadów dziennie. Ponadto gatunki przeznaczone do masowej produkcji powinny posiadać pewne cechy, w tym szybki wzrost; krótki cykl rozwojowy; wysoką przeżywalność stadiów młodocianych; wysoki poziom składania jaj; wysoki dzienny potencjał wzrostu biomasy (tj. przyrost masy na dzień); wysoki współczynnik konwersji (kg przyrostu biomasy na kg surowca); zdolność do życia w dużym zagęszczeniu (kg biomasy na m); i niską podatność na choroby (wysoka odporność) (Huis i in. 2013).

Biorąc pod uwagę powyższe wskazania, ale także rozliczne aspekty wynikające głównie z biologii, a mające potem wpływ na prowadzenie hodowli oraz przyszłe korzyści wynikające z tego faktu spośród wyżej wymienionych gatunków na szczególną uwagę zasługują mącznik młynarek *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae) i mucha czarna *Hermetia illucens* (Diptera: Stratiomyidae).

Obydwa te gatunki charakteryzuje relatywnie krótki cykl rozwojowy, szerokie spektrum fagiczne zarówno larw jak i postaci dorosłych (u *H. illucesns* owad dorosły nie pobiera pokarmu), niewielkie wymagania odnośnie zajmowanej na potrzeby hodowli powierzchni oraz łatwe do osiągnięcia i utrzymania warunki termiczno-wilgotnościowe.

Poniżej uzasadniam wybór, krótko charakteryzując korzyści wynikające z hodowli tych dwóch gatunków. Wskazuję też na potencjał wyżej wymienionych gatunków opisany w wybranych publikacjach naukowych.

Mucha czarna *Hermetia illucens*, jest owadem, którego postacie dorosłe praktycznie nie spożywają nic oprócz wody, nie jest groźna dla ludzi (nie kąsa ani nie żądli), nie jest też wektorem żadnych konkretnych chorób (Sheppard i in. 2012; Čičková i in. 2015).

Larwy *Hermetia illucens* mają bardzo szeroki wachlarz źrodeł pokarmu, którymi można je odżywiać obejmujący obornik (Sheppard 1983; Yu i in. 2009),

słomę ryżową (Zheng i in. 2012), odpady spożywcze (Green i Popa 2012) i browarnicze (Webster i in 2016), osad kałowy (Lalander i in. 2013; Banks i in. 2014), podroby zwierzęce, odpady kuchenne i resztki jedzenia, i tak dalej (Nguyen i in. 2015; Tinder i in. 2017).

Gatunek ten był już na małą skalę wykorzystywany w celach utylizacji odpadów, m.in. substratów wymienionych powyżej. Wynika to wprost z nieco dłuższego rozwoju larw niż ma to miejsce np. u muchy domowej czy padlinówki. Larwy przez ten czas są w stanie przerobić więcej odpadów. Prawdopodobnie różnorodność substratów, które te muchówki mogą przetwarzać oraz skuteczność, z jaką to robią może być najwyższa wśród przebadanych dotychczas pod tym kątem Diptera (Kim i in. 2011). Poza tym, wszystko to czego nie zjedzą larwy wraz z ich bogatymi w azot odchodami może stanowić doskonałej jakości nawóz do stosowania w rolnictwie (Green i Popa 2012; Lalander i in. 2015).

Hodowla muchy czarnej zasadniczo nie wymaga wielkich inwestycji w odniesieniu np. do budowy nowych obiektów czy skomplikowanych systemów hodowli (Sheppard i in. 1994, 2002; Aldana i in. 2016).

Dodatkowo, zaleta hodowania *H. illucens* jest specyficzny behawior tego gatunku. Osobniki młodociane *H. illucens*, gdy są na etapie przedpoczwarek, instynktownie opuszczają substrat i przemieszczają się do miejsc czystych położonych wyżej, gdzie wchodzą w stadium poczwarki, a przez to są łatwe do odłowienia i użytkowania w dalszych etapach hodowli (Sheppard i in. 1994; Diener i in. 2011).

Co ważne postacie młodociane (w tym larwy, przedpoczwarki i poczwarki) mogą stanowić doskonałe źródło pokarmu także dla zwierząt (Čičková i in. 2015; Wang i Shelomi 2017). Badania wykazały, że wysuszone larwy i przedpoczwarki *H. illucens* mogą być podawane jako pasza wielu różnym zwierzętom hodowanych przez człowieka, w tym płazom (Dierenfeld i King 2008), rybom (Bondari i Sheppard 1981), drobiowi (Halle 1973; Ravindran i Blair 1993; Hopley 2016), trzodzie chlewnej (Newton i in. 1997; Newton i in. 2005). Jest tak ponieważ larwy są bogate w białko (31,7-47,6%) i tłuszcz (11,8-34,3%) (Hopley 2016; Wang i Shelomi 2017).

Analiza suszonych larw (ESR International 2008) wykazała, że zawierają one: 42,1% surowego białka; 34,8% ekstraktu eterowego (lipidy); 14,6% popiołu; 7,9% wilgotności; 7,0% włókna surowego; 5,0% wapnia; 1,5% fosforu; 1,4% ekstraktu wolnego od azotu (NFE). Inne badania (Uushona 2014) wykazały natomiast, że współczynnik całkowitej strawności (z ang. *coefficient of total tract digestibility values for amino acids*) poczwarek muchy czarnej była wyższa w porównaniu z mączką sojową i mączką rybną (Hopley 2016). Ponadto nie zaobserwowano u tych owadów zdolności do akumulacji toksycznych substancji takich jak pestycydy i mykotoksyny (Blum 1994; Wang i Shelomi 2017).

W przypadku *H. illucens* wykazano, że wskaźniki konwersji paszy są lepsze od tych uzyskiwanych u świerszczy i mączników.

Mucha czarna, jak udowadnia Müller i in. (2017), ma ogromny potencjał nie tylko jako źródło białka i tłuszczu, ale także substancji o charakterze bioaktywnym. Autorzy cytowanej pracy zwrócili szczególną uwagę na niezwykłe enzymy larw *H. illucens*, które mogą być przydatne w procesie utylizacji celulozy, ligniny i innych związków organicznych. Ponadto wykazano obecność peptydów przeciwbakteryjnych które prawdopodobnie mogą służyć nam w walce ze szczepami lekoopornych bakterii (Erickson i in. 2004).

Wysoka zawartość tłuszczu surowego (z ang. *crude fat*) w czarnych muchach może być też źródłem biodiesela: 1 000 larw rozwijających się na 1 kg obornika bydlęcego, obornika świńskiego lub odchodów kurzych pozwala na wytwarzenie odpowiednio 36 g, 58 g i 91 g biodiesla (Li i in. 2011; Mohd-Noor i in. 2017; Nguyen i in. 2017; Wang i in. 2017).

Kompleksowe informacje o innych zaletach wynikających z hodowli muchy czarnej podają w swoim obszernym przeglądzie Wang i Shelomi (2017).

Mącznik młynarek *Tenebrio molitor,* z uwagi na pewne cechy jest jednym z najlepszych kandydatów wśród gatunków owadów, które mogłyby być hodowane na skalę przemysłową zarówno w celach paszowych, ale także jako pokarm dla ludzi. Z ekonomicznego punktu widzenia hodowla mącznika młynarka jest tania i szybka (Finke 2002; Wang i in. 2012; Adámková i in. 2017). Po pierwsze jest on łatwy do hodowania, gdyż cały jego cykl życiowy bez względu na postać rozwojową odbywa się w tym samym siedlisku. Hodowla tego owada zwykle jest prowadzona w pojemnikach hodowlanych z paszą na dnie (często jest to mączka zbożowa, mleko w proszku i mączka kostna) (Hůrka 2005). Według Li i in. (2013) jego cykl życia jest relatywnie krótki - faza jaj trwa 3-9 dni, stadium larwalne 26-76 dni, a etap poczwarki 5-17 dni. Ponadto czas trwania tegoż cyklu w dużym stopniu zależy od warunków środowiskowych i fizycznych, takich jak temperatura, wilgotność względna, dieta i gęstość, którymi łatwo sterować w warunkach hodowlanych (Wu i in. 2009). Jednym z głównych czynników wpływających na szybkość wzrostu jest temperatura (Xu i in. 2012). Wraz ze wzrostem temperatury cykl skraca się. W 20°C długość rozwoju wynosi 97 dni, a w 32°C tylko 60 dni (Xu i in. 2012). Jednak wraz ze wzrostem temperatury waga poczwarek i osobników dorosłych od pewnego poziomu temperatury ma tendencję spadkową (Kim i in. 2015). Ponadto kolejną zaletą hodowli *Tenebrio molitor* jest fakt, iż jest on gatunkiem przystosowanym do ekstremalnych warunków np. przesuszenia, uzyskując wodę niezbędną do podtrzymania procesów życiowych z żywności. W warunkach hodowlanych podawanie wody nie stanowi większego problemu, jako że może być ona dostarczana w różnorakiej formie (jako czysta woda, w postaci nasączonego papieru/bibuły, w świeżych warzywach/owocach lub nawet w uwodnionych polimerach zdolnych do absorbowania wody, np. poliakryloamid) (Ribeiro 2017).

Ponadto, jak wykazały badania naukowe, gatunek ten może być stosowany nie tylko jako źródło odżywczej paszy dla zwierząt hodowlanych i ludzi,

ale także może być używany do utylizacji odpadów o charakterze organicznym (Finke 2002; Ramos-Elorduy i in. 2002; Giannone 2003; Bovera 2016; Adámková i in. 2017). Z odżywczego punktu, larwy mącznika młynarka są bogatym źródłem energii, białka, fosforu i wielu śladowych składników odżywczych (Martin i in. 1976; Klasings i in. 2000; Aguilar-Miranda i in. 2002). Jakość białka uzyskanego z tych owadów została zrównana z jakością białka sojowego (Ramos-Elorduy i in. 2002). Wykazano, że larwy mącznika mają zawartość białka od 45% do 60% suchej masy (SM) i tłuszczu od 30% do 45% (SM). O składzie aminokwasowym, zawartości witamin A, E i wybranych składnikach mineralnych informują prace Barker i in. (1998), Hopley (2016) i Akhtar i Isman (2018). Finke (2002) w swoich badaniach wykazał szereg zalet larw mącznika młynarka w porównaniu z mięsem wołowym. Okazało się, że zawartość tłuszczu w wołowinie jest wyższa niż w przypadku larw mącznika młynarka. Poza tym larwy tego gatunku owada miały znacznie wyższe wartości kwasów linolowych. Howard i Stanley-Samuelson (1990) analizowali skład fosfolipidów u postaci dorosłych *T. molitor* i stwierdzili, że ponad 80% z nich składa się z następujących kwasów tłuszczowych: palmitynowego, stearynowego, oleinowego i linolowego. Finke (2002) odkrył te same kwasy tłuszczowe w dużych ilościach u larw *T. molitor*. Dalej okazało się także, że larwy mącznika młynarka zawierają porównywalne wartości miedzi, sodu, potasu, żelaza, cynku i selenu co wołowina. Ponadto mają na ogół wyższą zawartość witamin niż wołowina, z wyjątkiem witaminy B12 (Huis i in. 2013).

Co ważne, w większości wyżej wymienione aspekty zostały już zbadane i są dobrze udokumentowane naukowymi publikacjami w dużej mierze cytowanymi także w niniejszym opracowaniu.

VIII. Piśmiennictwo

1. Adámková A., AdámekM., Mlček J., Borkovcová M., Bednářová M., Kouřimská L., Skácel J., Vítová E. 2017. Welfare of the Mealworm (*Tenebrio molitor*) Breeding with Regard to Nutrition Value And Food Safety. Potravinarstvo Slovak Journal of Food Sciences, 11(1): 460-465. doi: https://dx.doi.org/10.5219/779
2. Aguilar-Miranda E.D., López M.G., Escamilla-Santana C., Barba de la Rosa A.P. 2002. Characteristics of maize flour tortilla supplemented with ground *Tenebrio molitor* larvae. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 50(1): 192-195.
3. Akhtar Y., Isman M.B. 2018. Insects as an Alternative Protein Source. Proteins in Food Processing: 264-288, https://doi.org/10.1016/B978-0-08-100722-8.00011-5
4. Aldana J., Quan E., Vickerson A., Marchant B., Kaulfuss O., Radley R. 2016. Contained Systems to Provide Reproductive Habitat for *Hermetia illucens*. U.S. Patent 9510572, 6 December 2016.
5. Allegret P. 1975. Action of an early lengthen protidic fasting on the ovary of the Lepidoptera Phyralidae *Galleria mellonella* L., reduction of the number of ovarioles. Comptes Rendusdes de la Societe de Biologie, 169(2): 399-403.

6. Allen, M.E., Oftedal O.T. 1989. Dietary manipulation of the calcium content of feed crickets. Journal of Zoo and Wildlife Medicine, 20: 26-33.
7. Altman P.L., Katz D.D. 1973. Biology data book, Biological handbooks. Federation of American Societies for Experimental Biology.
8. Anand H., Ganguly A., Haldar P. 2008. Potential value of acridids as high protein supplement for poultry feed. International Journal of Poultry Science, 7(7): 722-725.
9. Anderson G.S. 2000. Minimum and maximum development rates of some forensically important Callophoridae (Diptera). Journal of Forensic Science, 45: 824-832.
10. Apperson C.S., Arends J.J., Baker J.R., Carter C.C., Payne C.S. 2011. Blow flies. Insect and Related Pests of Man and Animals. http://ipm.ncsu.edu/ag369/notes/blow_flies.html
11. Balázs A. 1958. Nutritional and nervous factors in the adaptation of *Galleria mellonella* to artificial diet. Acta biologica Academiae Scientiarum Hungaricae, 9: 47-69.
12. Balfour C., Carmichael L. 1928. The light reactions of the mealworm (*Tenebrio molitor* Linn). The American Journal of Psychology, 40: 576-584.
13. Banks I.J., Gibson W.T., Cameron M.M. 2014. Growth rates of black soldier fly larvae fed on fresh human faeces and their implication for improving sanitation. Tropical Medicine and International Health, 19: 14-22.
14. Banno Y., Shimada T., Kajiura Z., Sezutsu H. 2010. The silkworm – an attractive bioresource. Experimental Animals, 59(2): 139-146.
15. Barker D., Fitzpatrick M.P., Dierenfeld E.S. 1998. Nutrient composition of selected whole invertebrates. Zoo Biology, 17: 123–134.
16. Barnes K.M., Gennard D.E. 2013. Rearing bacteria and maggots concurrently: a protocol using *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae) as a model species. Applied Entomology and Zoology, 48(3): 247-253.
17. Barros L.M., Gutjahr A.L.N., Ferreira-Keppler R.L., Martins R.T. 2018. Morphological description of the immature stages of *Hermetia illucens* (Linnaeus, 1758) (Diptera: Stratiomyidae). Microscopy Research and Technique, DOI: 10.1002/jemt.23127
18. Bazyluk W., Liana A. 2000. Prostoskrzydłe - Orthoptera. Warszawa: Muzeum i Instytut Zoologii PAN, Katalog Fauny Polski, XVII, 2.
19. Beck S.D. 1960. Growth and development of the greater wax moth *Galleria mellonella* (L.) (Lcpidoptera: Galleriidae). Transactions of the Wisconsin Academy of Sciences, Arts, and Letters, 49: 137-148.
20. Bernard J.B., Allen M.E., Ullrey D.E. 1997. Feeding captive insectivorous animals: Nutritional aspects of insects as food. Nutrition Advisory Group Handbook, Fact Sheet, 3: 1-7.
21. Blum M.S. 1994. The limits of entomophagy: A discretionary gourmand in a world of toxic insects. Food Insects News, 7: 1-6.
22. Boaru A., Vig A., Ladoși D., Păpuc T., Struți D., Georgescu B. 2019. The use of various oviposition structures for the black soldier fly, *Hermetia illucens* L. (Diptera: Stratiomydae) in improving the reproductive process in captivity. ABAH Bioflux, 11(1): 12-20. http://www.abah.bioflux.com.ro
23. Bombelli P., Howe C.J., Bertocchini F. 2017. Polyethylene bio-degradation by caterpillars of the wax moth *Galleria mellonella*. Current Biology, 27(8): R292l-R293.
24. Bondari K., Sheppard D.C. 1981. Soldier fly larvae a feed in commercial fish production. Aqualculture, 24:103-109.

25. Bovera F., Loponte R., Marono S., Piccolo G., Parisi G., Iaconisi V., Gasco L., Nizza A. 2016. Use of *Tenebrio molitor* larvae meal as protein source in broiler diet: Effect on growth performance, nutrient digestibility, and carcass and meat traits. American Society of Animal Science, 94: 639-647.
26. Bruins E. 2003. Encyklopedia terrarystyki. Galaktyka - Łódź: 319 ss.
27. Cáceres C., Rendón P., Andrew Jessup A. 2012. The FAO/IAEA Spreadsheet for Designing and Operating Insect Mass-Rearing Facilities. Producers manual: 188 ss.
28. Chang B., Han R.C., Cao L., Liu X.L., Liu X.F. 2007. Effect of *Musca domestica* maggot and pupae as feed additives on the quality and flavor of Qingyuan chickens. Chinese Bulletin of Entomology, 44: 882-886.
29. Chen G.F., Liu T.J. 1992. Studies on the blonomics and breeding of yellow mealworm, *Tenebrio molitor* L. J. Fujian Normal Univ. 8: 66-74.
30. Chia S.Y., Tanga C.M., Khamis F.M., Mohamed S.A., Salifu D., Sevgan S., Fiaboe K.K.M., Niassy S., van Loon J.J.A., Dicke M., Ekesi S. 2018 Threshold temperatures and thermal requirements of black soldier fly *Hermetia illucens*: Implications for mass production. PLOS ONE **13**(11): e0206097.
31. Clifford C.W., Roe R.M., Woodring J.P. 1977. Rearing methods for obtaining house crickets, *Acheta domesticus*, of known age, sex, and instar. Annals of the Entomological Society of America, 70: 69-74.
32. Cloudsley-Thompson J.L. 1953. Studies in diurnal rhythms. IV. Photoperiodism and geotaxis in *Tenebrio molitor* L. (Coleoptera: Tenebrionidae). Proceedings of the Royal Entomological Society, London A, 28: 117-131.
33. Cohen J.H., Sánchez N.D.M., Montiel-Ishino F. 2009. Chapulines and food choices in rural Oaxaca. Gastronomica, 9(1): 61-65.
34. Connat J.L., Delbecque J.P., Glitho I., DelaChambre J. 1991. The onset of metamorphosis on *Tenebrio molitor* larvae (Insecta, Coleoptera) under grouped, isolated, and starved conditions. Journal of Insect Physiology, 37: 653-662.
35. Cortes Ortiz J.A., Ruiz A.T., Morales-Ramos J.A., Thomas M., Rojas M.G., Tomberlin J.K., Yi L., Han R., Giroud L., Jullien R.L. 2016. Chapter 6 - Insect Mass Production Technologies, str: 153-201. [W:] A.T. Dossey, J.A. Morales-Ramos, M. Guadalupe Rojas (red.). Insects as Sustainable Food Ingredients: Production, Processing and Food Cover for Insects as Sustainable Food Ingredients. Academic Press.
36. Cotton R.T. 1927. Notes on the biology of the mealworms *Tenebrio molitor* L. and *T. obscurus* Fab. 20: 81-86.
37. Cotton R.T., St George R.A. 1929. The meal worms. Technical Bulletin of the U.S. Department of Agriculture, **95**: 1-37.
38. Čičková H., Newton G.L., Lacy R.C., Kozánek M. 2015. The use of fly larvae for organic waste treatment. Waste Management, 35: 68-80.
39. Daniels S., Simkiss K., Smith R.H. 1991. A simple larval diet for population studies on the blowfly *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae). Medical and Veterinary Entomology, **5**: 283-292.
40. Davis F.M. 1982. Southwestern corn borer: oviposition cage for mass production. Journal of Economic Entomology, 75: 61-63.
41. Davis F.M. 2009. Insect rearing production systems, a case study: the South-western corn borer. [W:]: Schneider J.C. (red.) Principles and Procedures for Rearing High Quality Insects, Mississippi State University, Starkville, MS, str. 307-333.
42. DeFoliart G.R. 1995. Edible insects as mini livestock. Biodiversity and Conservation, 4: 306-321.

43. Diener S., Studt Solano N., Roa Gutiérrez F., Zurbrügg C., Tockner K. 2011. Biological treatment of municipal organic waste using black soldier fly larvae. Waste and Biomass Valorization, 2: 357-363.
44. Dierenfeld E.S. King J.D. 2008. Digestibility and mineral availability of phoenix worms, *Hermetia illucens*, ingested by mountain chicken frogs, *Leptodactylus fallax*. Journal of Herpetological Medicine and Surgery, **18**(3/4): 100-105.
45. Dortmans B.M.A., Diener S., Verstappen B.M., Zurbrügg C. 2017. Black Soldier Fly Biowaste Processing - A Step-by-Step Guide Eawag: Swiss Federal Institute of Aquatic Science and Technology, Dübendorf, Switzerland.
46. Dutky S.R., Thomsom J.V., Catwell G.E. 1962. A technique for mass rearing of greater wax moth. (Lepidoptera: Galleridae). Proceedings of the Entomological Society of Washington, 64: 56-58.
47. EFSA Scientific Committee, 2015. Risk profile related to production and consumption of insects as food and feed. EFSA Journal 2015, 13(10): 4257, doi:10.2903/j.efsa.2015.4257
48. Erickson M.C., Islam M., Sheppard C., Liao J., Doyle M.P. 2004. Reduction of *Escherichia coli* O157:H7 and *Salmonella enterica* serovar Enteritidis in chicken manure by larvae of the black soldier fly. Journal of Food Protection, 67: 685-90.
49. Esperk T., Tammaru T., Nylin S. 2007. Intraspecific variability in number of larval instars in insects. Journal of Econnomic Entomology, 100: 627-645.
50. Finke M.D. 2002. Complete nutrient composition of commercially raised invertebrates used as food for insectivores. Zoo Biology, 21(3): 269-285.
51. Firoozfar F., Moosa-Kazemi H., Baniardalani M., Abolhassani M., Khoobdel M., Rafinejd J. 2011. Mass rearing of *Lucilia sericata* Meigen (Diptera: Calliphoridae. Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine, 1(1): 54-56.
52. Fraenkel G. 1950. The Nutrition of the Mealworm, *Tenebrio molitor* L. (Tenebrionidae, Coleoptera). Physiological zoology, 23: 92-108, doi:10.1017/CBO9781107415324.004
53. Geden C.J., Hogsette J.A. 1994. Research and extension needs for integrated pest management for arthropods of veterinary importance. Center for Medical, Agricultural, and Veterinary Entomology USDA-ARS Workshop Proceedings, Lincoln, Nebraska.
54. Giannone M. 2003. A natural supplement made of insect larvae. Rivista di Avicoltura, 72(4): 38, 40-41.
55. Glew R.H., Jackson D., Sena L., Vanderjagt D.J., Pastuszyn A., Millson M., 1999. *Gonimbrasia belina* (Lepidoptera: Saturniidae): A nutritional food source rich in protein, fatty acids, and minerals. Am. Entomol., 45(4): 250-253.
56. Golański K. 1947. Jedwabnik morwowy. W cyklu: Użyteczność zwierząt hodowlanych i dzikich. Zeszyt II. Wiedza powszechna, Łódź: 19 ss.
57. Golański K. 1948. Hodowla jedwabnika morwowego. W cyklu: Użyteczność zwierząt hodowlanych i dzikich. Zeszyt III. Wiedza powszechna, Katowice: 24 ss.
58. Gołębiowska Z., Nawrot J. 1976. Szkodniki magazynowe. Warszawa.
59. Grau T., Vilcinskas A., Joop G. 2017. Sustainable farming of the mealworm *Tenebrio molitor* for the production of food and feed. De Gryuter, 2-13, DOI 10.1515/znc-2017-0033
60. Gray D.A. 1997. Female house crickets, *Acheta domesticus*, prefer the chirps of large males. Animal Behaviour, 54(6): 1553-1562.

61. Green T.R., Popa R. 2012. Enhanced ammonia content in compost leachate processed by black soldier fly larvae. Applied Biochemistry and Biotechnology, 166: 1381-1387.
62. Greenberg S., Ar A. 1996. Effects of chronic hypoxia, normoxia and hyperoxia on larval development in the beetle *Tenebrio molitor*. Journal of Insect Physiology, 42: 991-996.
63. Greyling M., Potgieter M. 2004. Mopane worms as a key woodland resource: The use, trade and conservation of *Imbrasia belina*. [W:] Lawes M.J. (red.) Indigenous Forests and Woodlands in South Africa: Policy, People and Practice, University of KwaZulu-Natal Press: 575-589.
64. Gross H.R. 1994. Mass propagation of *Archytas marmoratus* (Diptera: Tachinidae). Environmental Entomology, 23: 183-189.
65. Grześkowiak M., Łochyńska J. 2017. Jedwabnik morwowy (*Bombyx mori*) – znany owad o nieznanym potencjale. Wiadomości Zootechniczne, R. LV, 1:99-103.
66. Grzywacz A., Hall M.J.R., Pape T., Szpila K. 2016. Muscidae (Diptera) of forensic importance – an identification key to third instar larvae of the western Palaearctic region and a catalogue of the muscid carrion community. International Journal of Legal Medicine.
67. Gulati R., Kaushik H.D. 2004. Enemies of Honeybees and their Management - A Review. Agriculture Review, 25: 189–200.
68. Hall D.C., Gerhardt R.R. 2002. Flies (Diptera), str. 127-161. [W:] Mullen G., Durden L. (red.). Medical and Veterinary Entomology. Academic Press. San Diego, California.
69. Hale O.M. 1973. Dried *Hermetia illucens* larvae (Stratiomyidae) as a feed additive for poultry. Journal of the Georgia Entomological Society, 8: 16-20.
70. Halloran A., Hanboonsong Y., Roos N., Bruun S. 2017. Life cycle assessment of cricket farming in north-eastern Thailand. Journal of Cleaner Production, 156: 83-94.
71. Han R.C., Chen J.H. 2010. A method for rapid separation of housefly larvae. Chinese Patent CN 101317559 B.
72. Hardouin J., Mahoux G. 2003. Zootechnie d'insectes - Elevage et utilisation au bénéfice de l'homme et de certains animaux. Bull. Semest. d'Information sur le Mini-Elevage Numéro spé, 164.
73. Hassan A. 2008. Influence of food type on larval growth in *Lucilia sericata*. London: School of Biosciences, University of Westminster: 1-26.
74. Haydak M.H. 1936. Is wax a necessary constituent of the diet of wax moth larvae? Annals of the Entomological Society of America, 29: 581-588.
75. Hill D.S. 2002. Chapter 14 - Pests: Class Insecta, in: Pests of Stored Foodstuffs and Their Control: 135-315, doi:10.1007/0-306-48131-6_14
76. Hogsette J.A. 1992. New diets for production of house flies and stable flies (Diptera: Muscidae) in the laboratory. Journal of Economic Entomology, 85: 2291-2294.
77. Holloway B.A. 1991. Morphological characters to identify adult *Lucila sericata* (Meigen, 1826) and *L. cuprina* (Wiedemann, 1830) (Diptera: Calliphoridae). New Zealand Journal of Zoology, 18: 413-420.
78. Holmes L.A., Van Laerhoven S.L., Tomberlin J.K. 2010. Lower temperature threshold for black soldier fly (Diptera: Stratiomyidae) egg and adult eclosion. American Academy of Forensic Sciences, Seattle, Washington, str. 310.
79. Holmes L.A., Van Laerhoven S.L., Tomberlin J.K. 2012. Relative humidity effects on the life history of *Hermetia illucens* (Diptera: Stratiomyidae). Environmental Entomology, 41: 971-978.

80. Hopley D. 2016. The evaluation of the potential of *Tenebrio molitor, Zophobas morio, Naophoeta cinerea, Blaptica dubia, Gromphardhina portentosa, Periplaneta americana, Blatta lateralis, Oxyhalao duesta* and *Hermetia illucens* for use in poultry feeds. Thesis presented in partial fulfilment of the requirements for the degree of Masters of Science in Agriculture (Animal Sciences) at Stellenbosch University.
81. Howard R.W., Stanley-Samuelson D.W. 1990. Phospholipid fatty acid composition and arachidonic acid metabolism in selected tissues of adult *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae). Annals of the Entomological Society of America, 83(5): 975-981.
82. Hůrka K. 2005. Beetles of Czech and Slovak Republic (Brouci České a Slovenské republiky). 1 Volume 11 464 No. 1/2017 st ed. Zlín, Czech Republic: Klabourek. 390 p. ISBN 8086447111.
83. Huis A. van 2012. Potential of Insects as Food and Feed in Assuring Food Security, Annual Review of Entomology, 58(1).
84. Huis A. van, Itterbeeck J. van, Klunder H., Mertens E., Halloran A., Muir G., Vantomme P. 2013. Edible insects. Future prospects for food and feed security. Rome, FAO Forestry Paper, 171: 1-201.
85. Jia S.F. 2007. Study on maggot separation, processing and preservation. Feed Research, 7: 36-37.
86. Jyothi J.V.A., Reddy C.C. 1993. Influence of different comb parts as diets on the life cycle of greater wax moth, *Galleria mellonella* L. Indian Bee Journal, 55(1-2): 29-35.
87. Jyothi J.V.A., Reddy C.C. 1994a. Rate of oviposition and egg laying pattern in greater wax moth, *Galleria mellonella* L. Indian Bee Journal, 56(3-4): 142-144.
88. Jyothi J.V.A., Reddy C.C. 1994b. Effect of different temperatures on development and food consumption of *Galleria mellonella* L. Indian Bee Journal, 56(3-4): 217-220.
89. Kamal A.S. 1958. Comparative study of thirteen species of sarcosaprophagous Calliphoridae and Sarcophagidae (Diptera). 1. Bionomics. Annals of the Entomological Society of America, 51(3): 261-271.
90. Kapil R.P., Sihag R.C. 1983. Wax moth and its control. Indian Bee Journal, 45(2-3): 47-49.
91. Karsten P., Island D. 2002. Raising Waxworms as Food Insects for Birds and Reptiles. AFA Watchbird, 4: 37-38.
92. Khan A. 2017. Stubborn plastic may have finally met its match: the hungry wax worm. Los Angeles Times. Retrieved April 25, 2017.
93. Khanbash M.S., Oshan H.S. 1997. Biological study on greater wax moth, *Galleria mellonella* L. in Lahj region, Yemen. Arab Journal of Plant Protection, **15**(2): 80-83.
94. Kim N.J. 2015. Growth characteristics of mealworm *Tenebrio molitor*. Journal of Sericultural and Entomological Science, 53(1): 1-5. https://doi.org/10.7852/jses.2015.53.1.1
95. Kim W., Bae S., Park K., Lee S., Choi Y., Han S., Koh Y. 2011. Biochemical characterization of digestive enzymes in the black soldier fly, *Hermetia illucens* (Diptera: Stratiomyidae). Journal of Asia-Pacific Entomology, 14: 11-14.
96. Kim S.Y., Kim H.G., Song S.H., Jung Kim N.J. 2015. Developmental characteristics of *Zophobas atratus* (Coleoptera: Tenebrionidae) larvae in different instars. International Journal of Industrial Entomology, 30(2): 45-49.
97. Kim S.Y., Park J. Bin, Lee Y.B., Yoon H.J., Lee K.Y., Kim N.J. 2015. Growth characteristics of mealworm *Tenebrio molitor*, J Seric entomology Sci., 53: 1-5.
98. King E.G., Hartley G.G. 1985. *Galleria mellonella*. Singh P., Moore R.F. (red.), Handbook of Insect Rearing, vol. II, Elsevier, New York, NY, str. 301-305.

99. Klasing K.C, Thaker P., Lopez M.A., Calvert C.C. 2000. Increasing the calcium content of mealworms (*Tenebrio molitor*) to improve their nutritional value for bone mineralization of growing chicks. J. Zoo. Wildlife Med. 31: 512-517.
100. Kopański R. 1955. Jedwabnictwo. PWRiL, Warszawa.
101. Koo H., Kim S., Oh H., Kim J., Choi D., Kim D., Kim I. 2013. Temperature-dependent Development Model of Larvae of Mealworm beetle, *Tenebrio molitor* L. (Coleoptera : Tenebrionidae). Korean Journal of Applied Entomology, 52: 387-394.
102. Krams I., Kecko S., Kangassalo K., Moore, F.R., Jankevics E., Inashkina I., Krama T., Lietuvietis V., Meija L., Rantala M.J. 2015. Effects of food quality on trade-offs among growth, immunity and survival in the greater wax moth *Galleria mellonella*. Insect Science, 22: 431-439.
103. Kwadha C.A. Ong'amo G.O., Ndegwa P.N., Raina S.K., Fombong A.T. 2017. The Biology and Control of the Greater Wax Moth, *Galleria mellonella*. Insects, 8(2): 61.
104. Lalander C., Diener S., Magri M.E., Zurbrugg C., Lindstrom A., Vinneras B. 2013. Faecal sludge management with the larvae of the black soldier fly (*Hermetia illucens*) - From a hygiene aspect. Science of the Total Environment, 458: 312-318.
105. Lalander C.H., Fidjeland J., Diener S., Eriksson S., Vinneras B. 2015. High waste-to-biomass conversion and efficient *Salmonella* spp. Reduction using black soldier fly for waste recycling. Agronomy for Sustainable Development, 35: 261-271.
106. Lambkin T.A. 2001. Investigations into the management of the darkling beetle. Rural Industries Research and Development Corporation, Kingston, Australia. 99 str.
107. Leclercq J. 1948. Sur les besoins nutritifs de la larve de *Tenebrio molitor* L. 2: 2-5.
108. Li G.S., Qi F., Cui M.X. 1998. Breeding technology of mealworm and housefly. Chinese Agricultural Science Bulletin, 14: 92-93.
109. Li L.Y., Zhao Z.R., Liu H. 2013. Feasibility of feeding ellow mealworm (*Tenebrio molitor* L.) in bioregenerative life support systems as a source of animal protein for humans. Acta Astronautica, 92(1): 103-109.
110. Li Q., Zheng L.Y., Qiu N., Cai H., Tomberlin J.K., Yu Z.N. 2011. Bioconversion of dairy manure by black soldier fly (Diptera: Stratiomyidae) for biodiesel and sugar production. Waste Management, 31: 1316-1320.
111. Loudon C. 1988. Development of *Tenebrio molitor* in low oxygen levels. Journal of Insect Physiology, 34: 97-103.
112. Ludwig D. 1956. Effect of temperature and parental age in the life cycle of the mealworm, *Tenebrio molitor* Linnaeus (Coleoptera Tenebrionidae). Annals of the Entomological Society of America, 49: 12-15.
113. Ludwig D., Fiore C. 1960. Further studies on the relationship between parental age and the life cycle of the mealworm, *Tenebrio molitor*. Annals of the Entomological Society of America, 53: 595-600.
114. Lundy M.E., Parrella M.P. 2015. Crickets are not a free lunch: protein capture from scalable organic side-streams via high-density populations of *Acheta domesticus*. PLoS One: 10: e0118785.
115. Lysyk T.J. 1991. Effects of temperature, food, and sucrose feeding on longevity of the house fly (Diptera: Muscidae). Environmental Entomology, 20: 1176-1180.
116. Łochyńska M. 2010. History of sericulture in Poland. Journal of Natural Fibers, 7(4): 334-337.
117. Łochyńska M. 2016. Poradnik hodowli jedwabnika morwowego. Instytut Włókien Naturalnych i Roślin Zielarskich, Poznań.
118. Manojlovic B. 1987. A contribution of the study of the influence of the feeding of imagos and of climatic factors on the dynamics of oviposition and on the embryonal

development ofyellow mealworm *Tenebrio molitor* L. (Coleoptera: Tenebrionidae). Zastita Bilja, 38: 337-348.
119. Manojlovic B. 1988. Influence of food and temperature on post–embryonal survival of the *Tenebrio molitor* L. Zastita–bilja (Yugoslavia), 39(l): 43-53.
120. Martin H.E., Hare L. 1942. The Nutritive Requirements of *Tenebrio molitor,* 428-437.
121. Marston N., Campbell B. 1973. Comparison of nine diets for rearing *Galleria mellonella*. Annals of the Entomological Society of America, 66: 132-136.
122. Marston N., Campbell B., Boldt P.E. 1975. Mass producing eggs of the greater wax moth, *Galleria mello*nella (L.). US Department of Agriculture, Technical Bulletin, 1510: 15 ss.
123. Martin R.D., Rivers J.P., Cowgill U.M. 1976. Culturing mealworms as food for animals in captivity. International Zoo Yearbook, 16: 63-70.
124. May B.M. 1961. The occurrence in New Zealand and the life-history of the soldier fly *Hermetia illucens* (L.) (Diptera: Stratiomyidae). New Zeland Journal of Science, 4: 55-65.
125. McFarlane J.E. 1985. *Acheta domesticus*. [W:] Singh P., Moore R.F. (red.) Handbook of Insect Rearing, vol. I, Elsevier Science Publishing, Amsterdam, The Netherlands, str. 427-434.
126. Melo-Ruíz V., Moreno-Bonett C., Sánchez-Herrera K., Díaz-García R., Gazga-Urioste C. 2016. Macronutrient Composition of Giant Water Bug (*Lethocerus* sp.) Edible Insect in Mexico and Thailand. Journal of Agricultural Science and Technology A, 6: 349-354.
127. Michaels C.J., Antwis R.E., Preziosi R.F. 2014. Manipulation of the calcium content of insectivore diets through supplementary dusting. Journal of Zoo and Aquarium Research, 2(3): 77-81.
128. Miryam D., Bar P.S.T., Oscherov M.E. 2000. Ciclo de Vida de *Tenebrio molitor* (Coleoptera, Tenebrionidae) en Condiciones Experimentales. Methods.
129. Mohd Din A.R.J, Razak A.S., Sabaratnam V. 2012. Nutritive potential and utilization of super worm (*Zophobas morio*) meal in the diet of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) juvenile. African Journal of Biotechnology, 11(24): 6592-6598.
130. Mohd-Noor S.-N., Wong C.-Y., Lim J.-W., Uemura Y., Lam M.-K., Ramli A., Bashir M.J.K., Tham L. 2017. Optimization of self-fermented period of waste coconut endosperm destined to feed black soldier fly larvae in enhancing the lipid and protein yields. Renewable Energy, 111: 646-654.
131. Morales-Ramos J.A., Rojas M.G., Shapiro-Ilan D.I., Tedders W.L. 2010. Developmental plasticity in *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae): analysis of instar variation in number and development time under different diets. Journal of Entomology Science, 45: 75-90.
132. Morales-Ramos J.A., Rojas M.G. 2015. Effect of larval density on food utilization efficiency of *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae). Journal of Economic Entomology, 108: 2259-2267, doi:10.1093/jee/tov208
133. Morales-Ramos J.A., Rojas M.G., Shapiro-Ilan D.I., Tedders W.L. 2011a. Self-selection of two diet components by *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae) larvae and its impact on fitness. Environmental Entomology, 40: 1285-1294.
134. Morales-Ramos, J.A., Rojas, M.G., Shapiro-Ilan, D.I., Tedders, W.L., 2011b. Automated insect separation system. US Patent No. US 8,025,027 B1.
135. Morales-Ramos J.A., Rojas M.G., Kay S., Shapiro-Ilan W.L., Tedders W.L. 2012. Impact of adult weight, density, and age on reproduction of *Tenebrio*

molitor (Coleoptera: Tenebrionidae). Journal of Entomological Science, 47: 208-220.
136. Morales-Ramos J.A., Rojas M.G., Shapiro Ilan D.I., Tedders W.L. 2013. Use of nutrient self-selection as a diet refining tool in *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae). Journal of Entomology Science, 48: 206-221.
137. Morales-Ramos J.A., Kay S., Rojas M.G., Shapiro-Ilan D.I., Tedders W.L. 2015. Morphometric analysis of instar variation in *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae). Annals of the Entomological Society of America, 108: 146-159.
138. Murray D.R.P. 1968. The importance of water in the normal growth of the larvae of *Tenebrio molitor*. Entomologia Experimentalis et Applicata, 11: 149-168.
139. Marzouk S. 2016. How to raise *H.illucens* in captivity: a protocol. PeerJ Preprints | https://doi.org/10.7287/peerj.preprints.2466v1 | CC BY 4.0 Open Access | rec: 22 Sep 2016, publ: 22 Sep 2016
140. Mutchmor J.A., Richards A.G. 1961. Low temperature tolerance of insects in relation to the influence of temperature on muscle apyrase activity. Journal of Insect Physiology, 7: 141-158, doi:10.1016/0022-1910(61)90051-8
141. Müller A., Wolf D., Gutzeit H.O. 2017. The black soldier fly, *Hermetia illucens* – a promising source for sustainable production of proteins, lipids and bioactive substances. Z. Naturforsch., 72(9–10)c: 3510-363.
142. Myers H.M., Tomberlin J.K., Lambert B.D., Kattes D. 2008. Development of black soldier fly (Diptera: Stratiomyidae) larvae fed dairy manure. Environmental Entomology, 37: 11-15.
143. Nalepa C.A. 1988. Reproduction in the Woodroach *Cryptocercus punctulatus* Scudder (Dictyoptera: Cryptocercidae): Mating, Oviposition, and Hatch. Annals of the Entomological Society of America, 81(4): 637-641.
144. Nawrot J. Klejdysz T. 2009. Atlas owadów szkodników żywności. PSPDDiD, Warszawa: 147 ss.
145. Nguyen T.T.X., Tomberlin J.K., Van Laerhoven S.L. 2013. Influences of resources on *Hermetia illucens* (Diptera: Stratiomyidae) larval development. Journal of Medical Entomology, 50: 898-906.
146. Nguyen T.T.X., Tomberlin J.K., Van Laerhoven S.L. 2015. Ability of black soldier fly (Diptera: Stratiomyidae) larvae to recycle food waste. Environmental Entomology, 44: 406-410.
147. Nguyen H.C., Liang S.-H., Doan T.T., Su C.-H., Yang P.-C. 2017. Lipase-catalyzed synthesis of biodiesel from black soldier fly (*Hermetica illucens*): Optimization by using response surface methodology. Energy Conversion and Management, 145: 335-342.
148. Nickle D.A., Walker T.J. 1974. A Morphological Key to Field Crickets of Southeastern United States (Orthoptera: Gryllidae: *Gryllus*). Florida Entomologist, 57(1): 8. doi: 10.2307/3493822
149. Newton G.I., Booram C.V., Barker R.W., Hale, O.M. 1997. Dried *Hermetia illucens* larvae meal as a supplement for swine. Journal of Animal Science, 44: 395-400.
150. Newton L., Sheppard C., Watson D.W., Burtle G., Dove R. 2005. Using the black soldier fly, *Hermetia illucens*, as a value-added tool for the management of swine manure. Waste Management Programs. North Carolina State University.
151. Oonincx D.G.A.B., Van Broekhoven S., Van Huis A., van Loon J.J.A. 2015. Feed conversion, survival and development, and composition of four insect species on diets composed of food by-products. PLoS ONE, 10, e0144601.
152. Park H.H. 2015. Black soldier fly larvae manual. NRC 396 – Independent Study Fall 13 str.

153. Parween S., Begum M. 2001. Effect of larval density on the development of the lesser mealworm, *Alphitobius diaperinus* Panzer (Coleoptera: Tenebrionidae). International Pest Control, 43: 205-207.
154. Patton R.L. 1967. Oligidic diets for *Acheta domesticus* (Orthoptera: Gryllidae). Annals of the Entomological Society of America, 60: 1238-1242.
155. Patton R.L. 1978. Growth and development parameters for *Acheta domesticus*. Annals of the Entomological Society of America, 71: 40-42.
156. Punzo F. 1975. Effects of temperature, moisture and thermal acclimation on the biology of *Tenebrio moli*tor (Coleoptera: Tenebrionidae). Iowa State University.
157. Punzo F., Mutchmor J.A. 1980. Effects of Temperature, Relative Humidity and Period of Exposure on the Survival Capacity of *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae). Journal of the Kansas Entomological Society, 53: 260-270, doi:10.2307/25084029
158. Ramos-Elorduy J., Gonzalez E.A., Hernandez A.R., Pino J.M. 2002. Use of *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae) to recycle organic wastes and as feed for broiler chickens. Journal of Economic Entomology, 95(1): 214-220.
159. Ravindran V., Blair R. 1993. Feed resources for poultry production in Asia and the Pacific. World's Poulty Science Journal, 49: 219-235.
160. Rho M.S., Lee K.P. 2016. Balanced intake of protein and carbohydrate maximizes lifetime reproductive success in the mealworm beetle, *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae). Journal of Insect Physiology, 91-92, 93-99. doi:10.1016/j.jinsphys.2016.07.002
161. Ribeiro N.T.G.M. 2017. *Tenebrio molitor* for food or feed. Rearing conditions and the effect of pesticides on its performance. Dissertação apresentada à Escola Superior Agrária de Coimbra para cumprimento dos requisitos nec, 70 str.
162. Richardson H.H. 1932. An efficient medium for rearing houseflies throughout the year. Science, 14: 350-351.
163. Roháček J., Hora M. 2013. A northernmost European record of the alien black soldier fly *Hermetia illucens* (Linnaeus, 1758) (Diptera: Stratiomyidae). Čas. Slez. Muz. Opava (A), 62: 101-106.
164. Rueda L.C., Ortega L.G., Segura N.A., Acero V.M., Bello F. 2010. *Lucilia sericata* strain from Colombia: Experimental colonization, life tables and evaluation of two artificial diets of the blowfly *Lucilia sericata* (Meigen) (Diptera: Calliphoridae), Bogota, Colombia strain. Biological Research, 43: 197-203.
165. Sakaluk S.K. 1984. Male crickets (*Gryllodes supplicans*) feed females to ensure complete sperm transfer. Science, 223: 609-610.
166. Sakaluk S.K. 1987. Reproductive behaviour of the decorated cricket, *Gryllodes supplicans* (Orthoptera: Gryllidae): calling schedules, spatial distribution, and mating. Behaviour, 100: 202-225.
167. Salimi M., Goodarzi D., Karimfar M.H., Edalat H. 2010. Human urogenital myiasis caused by *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae) and *Wohlfahrtia magnifica* (Diptera: Sarcophagidae) in Markazi Province of Iran. Iranian Journal Arthropod-Borne Disease, 4: 72-76.
168. Sanchez M.D. 2002. World distribution and utilization of mulberry and its potential for animal feeding. [W:] Sanchez M.D. (red.) Mulberry for animal production, FAO, Rome, str. 1-10.
169. Savvidou N., Bell C.H. 1994. The effect of larval density, photoperiod and food change on development of *Gnatocerus cornutus* (F.) (Coleoptera: Tenebrionidae). Journal of Stored Products Research, 30: 17-21.

170. Shapiro-Ilan D., Rojas M.G., Morales-Ramos J.A., Lewis E.E., Tedders W.L. 2008. Effects of host nutrition on virulence and fitness of entomopatho-genic nematodes: lipid- and protein-based supplements in *Tenebrio molitor* diets. Journal of Nematology, 40: 13-9.
171. Shapiro-Ilan D., Rojas M.G., Morales-Ramos J.A., Tedders W.L. 2012. Optimization of a host for in vivo production of entomopathogenic nematodes. Journal of Nematology, 44: 264-273.
172. Sheppard C. 1983. Housefly and lesser fly control utilizing the black soldier fly in manure management-systems for caged laying hens. Environmental Entomology, 12: 1439-1442.
173. Sheppard D.C., Newton G.L., Thompson S.A., Savage S. 1994. A value-added manure management-system using the black soldier fly. Bioresource Technology, 50: 275-279.
174. Sheppard D.C., Tomberlin J.K., Joyce J.A., Kiser B.C., Sumner S.M. 2002. Rearing methods for the black soldier fly (Diptera: Stratiomyidae). Journal of Medical Entomology, 39: 695-698.
175. Sherman R.A., My-Tien Tran J.M. 1995. A simple, sterile food source for rearing the larvae of *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae). Medical and Veterinary Entomology, 9: 393-398.
176. Somerville 2007. Wax Moth. NSW Department of Primary Industries, Primefact, 658: 4 ss.
177. Spencer W., Spencer J. 2006. Management Guideline Manual for Invertebrate Live Food Species. EAZA Terr. Invertebr. TAG. 1-54.
178. Spiller D. 1966. Insect colonization and mass production. [W:] Smith C.N. (red.) House flies. New York: Academic Press: 1-31.
179. Stellwaag-Kittler F. 1954. Zur physiologie der käferhãutung untersuchungen am Meklkäfer *Tenebrio molitor* L. Biologisches Zentralblatt, 73: 12-49.
180. St-Hilaire S., Cranfill K., McGuire M.A., Mosley E.E., Tomberlin J.K., Newton L., Sealey W., Sheppard C., Irving S. 2007. Fish offal recycling by the black soldier fly produces a foodstuff high in omega-3 fatty acids. Journal of the World Aquaculture Society, 38: 309-313.
181. Strikewise 2007. Blowfly strike. http://www.strikewise.com/blowfly.html
182. Stebnicka Z. 1978. Żukowate – Scarabaeidae, grupa podrodzin: Scarabaeidae pleurosticti. Klucze do oznaczania owadów Polski: cz. XIX, zeszyt 28b, PWN.
183. Stebnicka Z. 1991. Czarnuchowate – Tenebrionidae, Boridae. Klucze do oznaczania owadów Polski: cz. XIX, zeszyt 91, Wrocław.
184. Strzelewicz M.A., Ullrey D.E., Schafer S.F., Bacon J.P. 1985. Feeding insectivores: increasing the calcium content of wax moth (*Galleria mellonella*) larvae. Journal of Zoo and Animal Medicine, **1**6: 25-27.
185. Swatson H.K., Tshovhote J., Nesamvuni E., Nsahlai I.V. 2003. Optimizing free ranging village chicken production by increasing knowledge of the scavengeable protein feed resource base in Limpopo province, South Africa. The potential of free-ranging poultry development in improving the livelihoods and food security of rural households. Proceedings of the 1st national workshop on indigenous poultry development, Pietermaritzburg, South Africa, 29-30 October 2003.
186. Szpila K. 2010. Key for the identification of third instars of European blowlfies (Diptera: Calliphoridae) of forensic importance. [W:] Amendt J., Campobasso C.P., Goff M.L., Grassberger M. (red.). Current concepts in forensic entomology. Springer, Dordrecht-Heidelberg-London-New York: 43-56.

187. Szpila K. 2012. Key for identification of European and Mediterranean blowflies (Diptera, Calliphoridae) of medical and veterinary importance – adult flies. [W:] Gennard D. (red.) Forensic entomology, an introduction, II edition. Willey-Blackwell: 77-81.
188. Szpila K., Pape T. 2008. Morphology of the first instar larva of the housefly *Musca domestica* Linnaeus, 1758 (Diptera: Muscidae). Journal of Medical Entomology, 45: 594-599.
189. Tachibana S-I., Numata H. 2001. An artificial diet for blow fly larvae, *Lucilia sericata* (Meigen) (Diptera: Calliphoridae). Applied Entomology and Zoology, 36(4): 521-523.
190. Tarone A.M., Foran D.R. 2006. Components of developmental plasticity in a Michigan population of *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae). Journal of Medical Entomology, 43: 1023-1033.
191. Tinder A.C., Puckett R.T., Turner N.D., Cammack J.A., Tomberlin J.K. 2017. Bioconversion of sorghum and cowpea by black soldier fly (*Hermetia illucens* (L.)) larvae for alternative protein production. Journal of Insects as Food and Feed, 3(2): 121-130.
192. Tomberlin J.K., Sheppard D.C. 2001. Lekking behavior of the black soldier fly (Diptera: Stratiomyidae). Florida Entomologist, 84: 729-730.
193. Tomberlin J.K., Sheppard D.C. 2002. Factors influencing mating and oviposition of black soldier flies (Diptera: Stratiomyidae) in a colony. Journal of Entomological Science, 37: 345-352.
194. Tomberlin J.K., Sheppard D.C., Joyce J.A. 2002. Selected life-history traits of black soldier flies (Diptera: Stratiomyidae) reared on three artificial diets. Annals of the Entomological Society of America, 95: 379-386.
195. Tomberlin J.K., Sheppard D.C., Joyce J.A. 2005. Black soldier fly (Diptera: Stratiomyidae) colonization of pig carrion in south Georgia. Journal of Forensic Science, 50: 152-153.
196. Tomberlin J.K., Adler P.H., Myers H.M. 2009. Development of the black soldier fly (Diptera: Stratiomyidae) in relation to temperature. Environmental Entomology, 38: 930-934.
197. Tschinkel W.R., Willson C.D. 1971. Inhibition of pupation due to crowding in some tenebrionid beetles. Journal of Experimental Zoology, 176: 137-145, doi:10.1002/jez.1401760203
198. Tyshchenko V.P., Sheyk Ba A. 1986. Photoperiodic regulation of larval growth and pupation of *Tenebrio molitor* L. (Coleoptera: Tenebrionidae). Entomological Review, 66: 35-46.
199. Urrejola S., Nespolo R., Lardies M.A. 2011. Diet-induced developmental plasticity in life lhistories and energy metabolism in a beetle. Revista Chilena de Historia Natural, 84: 523-533, doi:10.4067/S0716-078X2011000400005
200. Urs K.C.D., Hopkins T.L. 1973. Effect of moisture on growth rate and development of two strains of *Tenebrio molitor* L. (Coleoptera Tenebrionidae). Journal of Stored Products Research, 8: 291-297.
201. Ustuner T., Hasbenli A., Rozkosny R. 2003. The first record of *Hermetia illucens* (Linnaeus, 1758) (Diptera, Stratiomyidae) from the Near East. Studia dipterologica, 10.
202. Uushona T. 2014. Black soldier fly (*Hermetia illucens*) pre-pupae as a protein source for broiler production. Masters Dissertation. Stellenbosch University.
203. Wall R. 1993. The reproductive output of the blowfly *Lucilia sericata*. Journal of Insect Physiology, 39(9): 743-750.

204. Wallman J.F., Day D.M. 2006. Influence of substrate tissue type on larval growth in *Calliphora augur* and *Lucilia cuprina* (Diptera: Calliphoridae). Journal of Forensic Science, 51: 657-663.
205. Wang F., Zhu F., Lei C.L. 2010. Animal manure breeds housefly and its application. Chinese Bulletin of Entomology, 47: 657-664.
206. Wang H.C., Liao H.Y., Chen H.L. 2012. *Tenebrio* small-scale ecological farming feasibility study. In Advanced Materials Research, International Conference on Energy, Environment and Sustainable Development (ICEESD 2011). Stafa-Zurich, Switzerland: Trans Tech Publications Ltd., 267-270 ss. ISBN:978-3-03785-267-5.
207. Wang C., Qian L., Wang W., Wang T., Deng Z., Yang F., Xiong J., Feng W. 2017. Exploring the potential of lipids from black soldier fly: New paradigm for biodiesel production (I). Renew. Energy, 111: 749-756.
208. Wang Y-S., Shelomi M. 2017. Review of Black Soldier Fly (*Hermetia illucens*) as Animal Feed and Human Food. Foods, 6: 91; doi:10.3390/foods6100091
209. Warren L.O., Huddleston P. 1962. Life History of the Greater Wax Moth, *Galleria mellonella* L., in Arkansas. Journal of the Kansas Entomological Society, 35(1): 212-216.
210. Wąsowicz J. 1966. Jedwabniki. PWRiL, Warszawa: 175 ss.
211. Webster C.D., Rawles S.D., Koch J.F., Thompson K.R., Kobayashi Y., Gannam A.L., Twibell R.G., Hyde N.M. 2016. Bio-ag reutilization of distiller's dried grains with solubles (DDGS) as a substrate for black soldier fly larvae, *Hermetia illucens*, along with poultry by-product meal and soybean meal, as total replacement of fish meal in diets for nile tilapia, Oreochromis niloticus. Aquac. Nutr., 22: 976-988.
212. Weaver D.K., McFarlane J.E. 1990. The effect of larval density on growth and development of *Tenebrio molitor*. Journal of Insect Physiology, 36: 531-536.
213. Wollf H., Hanssen C. 2005. Rearing Larvae of *Lucilia sericata* for Chronic Ulcer Treatment – an Improved Method. Acta Dermato-Venereologica, 85: 126-131.
214. Wu J.W., Chen M., Peng W.F. 2001. Study on the nutritional value of the housefly larva fed with pig manure. J. Guiyang Med. Coll., 26: 377-379.
215. Wu S.X. 2009. Studies on optimization of rearing condition and nutriment content of larvae of *Tenebrio molitor* L. Anhui Agricultural University, Master Degree.
216. Wu S.X., Lin M.T., Li M.Y., Tang X.K. 2009. Determination of some important technique parameters in the course of breeding *Tenebrio molitor*. Journal of Economic Animal, 13(1): 28-31.
217. Xu S.C., Gu M.Z., Liu X.W., Yang L.L. 2012. Experimental Population Life Table of *Tenebrio molitor* at Different Temperatures. Journal of Henan Agricultural Sciences, 3: 024.
218. van Broekhoven S., Oonincx D.G.A.B., van Huis A., van Loo J.J.A. 2015. Growth performance and feed conversion efficiency of three edible mealworm species (Coleoptera: Tenebrionidae) on diets composed of organic by-products. Journal of Insect Physiology, 73: 1-10.
219. Yang H.P., Xu D.G., Wu J.H., Xue C.L. 2004. Effect of ecological treatment by *Musca domestica* larvae to pig manure on the oviposition and larvae hatching rate. Chinese Journal of Parasitology and Parasitic Diseases, 22: 9-10.
220. Young R.G. 1961. The effects of dietary beeswax and wax components on the larvae of the greater wax moth. *Galleria mellonella* (L.). Annals of the Entomological Society of America, 54: 657-659.
221. Yu G.H., Chen Y.H., Yu Z.N., Cheng P. 2009. Research progress on the larvae and prepupae of black soldier fly *Hermetia illucens* used as animal feedstuff. Chinise Bullettin of Entomology, 46: 41-45.

222. Yu G., Cheng P., Chen Y., Li Y., Yang Z., Chen Y., Tomberlin J.K. 2011. Inoculating poultry manure with companion bacteria influences growth and development of black soldier fly (Diptera: Stratiomyidae) larvae. Environmental Entomology, 40: 30-35.
223. Zhang J., Huang L., He J., Tomberlin J. K., Li J., Lei C., Sun M., Liu Z., Yu Z. 2010 An artificial light source influences mating and oviposition of black soldier flies, *Hermetia illucens*. Journal of Insect Science, 10(202): 1-7.
224. Zheng L.Y., Hou Y.F., Li W., Yang S., Li Q., Yu Z.N. 2012. Biodiesel production from rice straw and restaurant waste employing black soldier fly assisted by microbes. Energy, 47: 225-229.

Ekspertyza specjalistyczna

Analizę dostępnych dokumentów krajowych i zagranicznych w zakresie wykorzystania owadów jako pokarmu dla zwierząt, opracowanie listy gatunków owadów potencjalnie możliwych do zastosowania w żywieniu zwierząt oraz analizę aktów prawnych różnych krajów świata regulujących ten obszar.

Michał Dąbrowski
Katedra Prewencji Weterynaryjnej i Higieny Pasz, Wydział Medycyny Weterynaryjnej, Uniwersytet Warmińsko Mazurski w Olsztynie

Spis treści

1. Wprowadzenie 83
2. Regulacje prawne Unii Europejskiej w zakresie wykorzystania owadów jako pokarmu dla zwierząt 84
2.1.„Ogólne" unijne wymogi w zakresie higieny żywności i pasz 84
2.2. Wymogi dotyczące paszy dla owadów 85
2.3. Wymogi dotyczące zdrowia zwierząt i ochrony środowiska 87
2.4. Uśmiercenie owadów i dalsze etapy przetwarzania wymagane do produkcji pasz dla zwierząt 87
2.5. Zastosowanie owadów i/lub ich produktów pochodnych w paszach zwierzęcych 91
2.6. Wymagania higieniczne dla produktów pochodzących z owadów 92
2.7. Wycofanie produktów z rynku 93
3. Lista gatunków owadów potencjalnie możliwych do zastosowania w żywieniu zwierząt 94
3.1. Mucha czarna 95
3.2. Mucha domowa 95
3.3. Mącznik młynarek 95
3.4. Pleśniakowiec lśniący 96
3.5. Świerszcz domowy 96
3.6. Świerszcz bananowy 97
3.7. Świerszcz kubański 97

4. Regulacje prawne krajów trzecich 100
4.1. Stany Zjednoczone Ameryki (USA) 100
4.2. Kanada 100
4.3. Chińska Republika Ludowa 100
4.4. Korea Północna i Południowa 101
5. Podsumowanie 102
6. Akty prawne 103
7. Literatura 104

1. Wprowadzenie

Współczesne rasy zwierząt gospodarskich charakteryzują się wysoką wydajnością w produkcji mięsa, jaj czy też mleka. Postęp genetyczny na drodze naturalnej selekcji umożliwił stworzenie organizmów o niespotykanym do tej pory tempie przyrostów oraz stopniu wykorzystania paszy. W celu maksymalnego wykorzystania potencjału genetycznego wspomnianych organizmów należy stosować odpowiednie żywienie oparte w pełni o zbilansowane dawki pokarmowe. Nieodzownym elementem takiej dawki jest wysokiej jakości białko. Przez wiele lat podstawowym źródłem wysokowartościowego białka w paszy było przetworzone białko zwierzęce w postaci m.in. mączek mięsno-kostnych. Jednak wraz z pojawieniem się epidemii gąbczastej encefalopatii bydła *(ang. Bovine Spongiform Encephalopathy – BSE)* wprowadzono zakaz stosowania mączek mięsno-kostnych w żywieniu zwierząt gospodarskich (z wyjątkiem zwierząt futerkowych). Głównym dostępnym źródłem białka zwierzęcego stała się wtedy mączka rybna. Jednak spadek połowów ryb i duże zapotrzebowanie na paszę dla zwierząt gospodarskich oraz akwakultury przyczyniły się do spadku dostępności mączki rybnej, a także oleju rybnego, wzrosły również ceny tych komponentów. Obecnie podstawowym komponentem białkowym pasz dla zwierząt gospodarskich jest genetycznie modyfikowana (GMO) poekstrakcyjna śruta sojowa.

Obecne działania mające na celu ograniczenie deficytu białka paszowego skupiają się w obszarze zwiększenia wykorzystania rodzimych surowców białkowych, takich jak: nasiona roślin strączkowych (groch, bobik, łubiny), poekstrakcyjna śruta rzepakowa oraz suszone wywary zbożowe. Niestety areał upraw roślin strączkowych jest niewielki (udział w strukturze zasiewów nie przekracza 1%). Wynika to z faktu niskich i bardzo zmiennych plonów, co jest następstwem dużej wrażliwości roślin na zmienne warunki pogodowe czy występowanie groźnych chorób atakujących niektóre gatunki.

Uwzględniając zaistniałą, trudną sytuację związaną z zabezpieczeniem kraju w białko paszowe wysokiej jakości zwrócono uwagę na owady, które mogą stanowić jego bogate źródło. Skład PAP owadziego zależny jest od gatunku owada, stadium rozwojowego, warunków produkcji, składu paszy oraz komponentów podłoża, na którym owady są hodowane. Zawartość białka w PAP owadzim waha się w granicach 40-60% a jego strawność to ok. 95%. Ponadto larwy owadów zawierają więcej tłuszczu niż zboża czy rośliny strączkowe, dlatego też są dobrym źródłem energii. Przemysłowa produkcja owadów wykazuje wiele atutów w stosunku do dotychczasowych metod produkcji białka paszowego. Niektóre gatunki wykorzystują jako pokarm organiczne uboczne produkty, dzięki czemu dochodzi do redukcji zanieczyszczeń. Ponadto owady mogą być utrzymywane w obiektach z wykorzystaniem małej powierzchni oraz niewielkiej ilości wody w przeciwieństwie do upraw roślinnych. Należy zauważyć, że owady wykazują niższą emisje gazów cieplarnianych i amoniaku niż hodowla konwencjonalnych

zwierząt produkcyjnych. Charakteryzują się one łatwością hodowli, wysoką plennością, krótkim cyklem życiowym oraz dużą ilością składanych jaj.

Uwzględniając wszystkie powyższe aspekty tj.: konieczność uzyskania alternatywy dla soi GMO, możliwość pozyskania taniego źródła wysokiej jakości białka jak również nowych rozwiązań legislacyjnych (Rozporządzenie Komisji (UE) 2017/893 z 24 maja 2017 r., zmieniającym załączniki I i IV do rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 999/2001 oraz załączniki X, XIV, XV do rozporządzenia Komisji (UE) nr 142/2011 w odniesieniu do przepisów dotyczących przetworzonego białka zwierzęcego (PAP), dopuszcza się stosowanie PAP z owadów gospodarskich do produkcji pasz dla zwierząt akwakultury, zwierząt futerkowych oraz karmy dla zwierząt mięsożernych), wykonano ekspertyzę specjalistyczną obejmującą swym zakresem**: analizę dostępnych dokumentów krajowych i zagranicznych w zakresie wykorzystania owadów jako pokarmu dla zwierząt, opracowanie listy gatunków owadów potencjalnie możliwych do zastosowania w żywieniu zwierząt oraz analizę aktów prawnych rożnych krajów świata regulujących ten obszar.**

2. Regulacje prawne Unii Europejskiej w zakresie wykorzystania owadów jako pokarmu dla zwierząt.

2.1. „Ogólne" unijne wymogi w zakresie higieny żywności i pasz.

Rozporządzenie (WE) nr 178/2002 (tj. „ogólne prawo żywnościowe"), Rozporządzenie (WE) nr 852/2004 (higiena żywności) oraz Rozporządzenie (WE) nr 183/2005 mają zastosowanie do **wszystkich producentów owadów prowadzących chów, przetwórstwo, obsługę (np. transport, składowanie) lub dystrybucję owadów wzdłuż łańcucha żywności lub pasz**.

Co do zasady, podmioty prowadzące działalność w zakresie chowu owadów i/lub inne operacje obsługowe, które są bezpośrednio powiązane z tą działalnością (w tym składowanie i transport), są uważane za „producentów pierwotnych", zgodnie z przepisami UE dotyczącymi żywności i pasz.

Podmioty produkujące owady dla celów paszowych muszą być zarejestrowane przed właściwymi organami krajowymi – zgodnie z art. 9 Rozporządzenia (WE) nr 183/2005i spełniać ogólne wymogi zawarte w Załączniku I Część A tekstu. Część B tego samego załącznika zawiera szereg zaleceń dotyczących opracowania przewodników dobrych praktyk obejmujących działania produkcji pierwotnej, natomiast Załącznik III opisuje ogólne praktyki dotyczące karmienia owadów (w tym operacje składowania i dystrybucji).

Uśmiercenie owadów i inne czynności związane z przetwarzaniem nie są uważane za „produkcję pierwotną", ponieważ kroki te prowadzą do zmiany charakteru produktu pierwotnego. Tym samym powyższe czynności podlegają

różnym wymogom w zakresie higieny, zgodnie z unijnym ustawodawstwem dotyczącym żywności i bezpieczeństwa pasz.

Podmioty produkujące owady dla celów paszowych na „innych etapach niż produkcja pierwotna" – tj. od etapu uśmiercenia do kolejnych etapów przetwarzania – muszą spełniać określone wymogi higieniczne ustanowione w Załączniku II do Rozporządzenia (WE) 183/2005 (wymogi te dotyczą urządzeń i sprzętu, personelu, operacji składowania i transportu, obowiązkowych planów pobierania próbek, środków prowadzenia dokumentacji, reklamacji i wycofania produktów z rynku).

Producenci przetworzonych białek zwierzęcych pozyskanych z owadów lub tłuszczów pozyskanych z owadów przeznaczonych do karmienia zwierząt muszą zostać zatwierdzeni przed właściwymi organami krajowymi.

2.2. Wymogi dotyczące paszy dla owadów.

Producenci owadów mogą pozyskiwać jedynie takie substraty, które są prawnie dopuszczone jako pasza dla owadów w Unii Europejskiej.

Wykaz substratów powszechnie stosowanych przez unijnych producentów owadów:

- materiały zbożowe (np. otręby pszenne, plewy, śrutowane żyto, płatki owsiane, trawa, ziarna z browaru/gorzelni);
- owoce i warzywa oraz produkty pochodne;
- pasza komercyjna ;
- niesprzedane produkty (z powodu „wad technicznych") z supermarketów, przemysłu spożywczego lub zakładów piekarniczych (tzw. „wycofane środki spożywcze" zgodnie z ustawodawstwem UE), jeżeli zawierają materiały roślinne, jaja i/lub przetwory mleczne .

Wykaz niedozwolonych „substratów" w ramach UE:

- obornik zwierzęcy i/lub gnojowica lub inne produkty zawartości przewodu pokarmowego zwierząt;
- odchody ludzkie;
- strumienie pochodzące z uzdatniania wody (np. szlamy przemysłowe) lub strumienie odpadów stałych (miejskich przemysłowych lub komunalnych);
- opakowania i ich części (np. plastik, PET, papier);
- nasiona poddane działaniu środków ochrony roślin;
- drewno poddane obróbce;
- produkty uboczne pochodzenia zwierzęcego pochodzące z rzeźni lub zakładów utylizacji (np. przetworzone białka zwierzęce);
- odpady spożywcze pochodzące z restauracji, zakładów gastronomicznych i gospodarstw domowych;
- „wycofane środki spożywcze" zawierające materiały pochodzenia zwierzęcego (z wyłączeniem jaj, mleka i produktów pochodnych – zob. wyżej).

Owady hodowane w Unii Europejskiej wchodzą w zakres kategorii „zwierzęta gospodarskie" zgodnie z ustawodawstwem UE dotyczącym produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego (tj. art. 3 6. Rozporządzenia (WE) 1069/2009). W konsekwencji zwierzęta te mogą być karmione wyłącznie kwalifikowalnymi materiałami dla zwierząt gospodarskich: tj. materiałami pochodzenia roślinnego i/lub zwierzęcego wymienionymi w Załączniku IV do Rozporządzenia (UE) nr 142/2011; Załącznik XIV rozdział 1 sekcja 2.5. b Rozporządzenia (WE) nr 999/2001 i projekt Rozporządzenia zmieniającego Załącznik III do Rozporządzenia (WE° nr 853/2004). Mianowicie:

- produkty z krwi pochodzące od zwierząt innych niż przeżuwacze,
- fosforan di- i triwapniowy pochodzenia zwierzęcego,
- hydrolizowane białka pochodzące od zwierząt innych niż przeżuwacze,
- hydrolizowane białka ze skór i skórek przeżuwaczy,
- żelatyna i kolagen pochodzące od zwierząt innych niż przeżuwacze,
- jaja i produkty jajeczne,
- mleko, produkty na bazie mleka, produkty pochodne mleka i siara,
- miód,
- wytopiony tłuszcz,
- mączka rybna.

Rozporządzenie (WE) nr 767/200910 (Rozporządzenie w sprawie obrotu paszami) stanowi, że zwierzęta w UE można karmić wyłącznie bezpieczną paszą. W odniesieniu do pasz/substratów dla owadów załącznik III do rozporządzenia zabrania karmienia kałem i treścią przewodu pokarmowego.,

Ponadto rozporządzenie w sprawie produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego zabrania stosowania niektórych materiałów, takich jak obornik lub odpady gastronomiczne. Ponadto zgodnie z rozporządzeniem (UE) nr 142/2011 nieprzetworzone wycofane środki spożywcze zawierające mięso lub ryby nie są obecnie dopuszczone jako pasza dla zwierząt hodowlanych.

Dostawcy pasz dla producentów owadów muszą przestrzegać wymogów ustawodawstwa UE w zakresie higieny pasz (tj. Rozporządzenia (WE) 183/2005). Dotyczy to również rejestracji jako podmiot prowadzący przedsiębiorstwo paszowe przed właściwymi organami krajowymi po wdrożeniu planu HACCP, jeżeli nie jest objęty art. 5 ust. 1 Rozporządzenia (WE) nr 183/2005 (producenci pierwotni).

Producenci owadów muszą również zarejestrować nazwę dostawcy substratu/paszy, jego adres i datę dostawy, zgodnie z określonymi wymogami UE dotyczącymi identyfikowalności i prowadzenia dokumentacji, zgodnie z art. 18 Rozporządzenia (WE) nr 178/2002.

Producenci owadów muszą przechowywać aktualne informacje, w których wyszczególnia się parametry wstępne dla substratów/pasz, które mają być bezpiecznie wykorzystywane jako pasza dla owadów przeznaczonych dla celów spożywczych i paszowych (tzw. specyfikacje).

Specyfikacje muszą obejmować co najmniej:

1. charakterystykę analityczną przychodzącego substratu;
2. wyniki analizy ryzyka przeprowadzonej dla każdego przychodzącego substratu, np.: specyfikacja produktu i wyniki monitorowania;
3. wykaz zatwierdzonych miejsc i źródeł pochodzenia geograficznego;
4. gatunki zwierząt, dla których zatwierdzone jest ich stosowanie;
5. informacje na temat wszelkich zagrożeń lub ograniczeń związanych z ich stosowaniem oraz wszelkich innych charakterystyk;
6. warunki użytkowania (np. pH, temperatura).

2.3. Wymogi dotyczące zdrowia zwierząt i ochrony środowiska.

Owady przeznaczone na cele spożywcze i/lub paszowe mają status prawny „zwierzęcia gospodarskiego", w związku z tym ogólne wymogi dotyczące zdrowia zwierząt stosuje się również do owadów.

W związku z powyższym, producenci owadów muszą spełniać wymogi dotyczące zdrowia zwierząt i środków bioasekuracyjnych w odniesieniu do zakaźnych chorób zwierząt, jak przewidziano w ustawie o zdrowiu zwierząt – czyli art. 10 Rozporządzenia (UE) 2016/429.

Gatunki owadów i ich produkty **nie powinny**:

- być chorobotwórcze lub mieć innych niekorzystnych skutków dla zdrowia roślin, zwierząt lub ludzi,
- być chronione lub definiowane jako inwazyjne gatunki obce zgodnie z Rozporządzeniem (UE) 1143/2014.

Jednakże owady są zwolnione ze stosowania ustawodawstwa unijnego w zakresie dobrostanu zwierząt, które dotyczy wyłącznie kręgowców (zob. art. 1 lit. d Dyrektywy 98/58 w sprawie ochrony zwierząt utrzymywanych w celach hodowlanych).

2.4. Uśmiercenie owadów i dalsze etapy przetwarzania wymagane do produkcji pasz dla zwierząt.

Uśmiercenie owadów i dalsze etapy przetwarzania wymagane do produkcji pasz dla zwierząt objęte są ustawodawstwem unijnym dotyczącym produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego (tj. Rozporządzenie (WE) nr 1069/2009 i jego Rozporządzenie wykonawcze (UE) nr 142/2011). Zgodnie z Rozporządzeniem (WE) nr 1069/2009, owady i ich produkty pochodne są traktowane jako materiały kategorii 3 i w związku z tym są dopuszczone do stosowania w paszach dla zwierząt przeznaczonych do produkcji żywności oraz w karmie dla zwierząt domowych.

Ich klasyfikacja jako „materiały kategorii 3" pociąga za sobą szereg konsekwencji w odniesieniu do obowiązków prawnych i wymogów bezpieczeństwa nałożonych na producentów, w tym miedzy innymi:

1. Zakłady przetwórstwa owadów muszą być specjalnie zatwierdzone do przetwarzania martwych zwierząt na składniki na bazie owadów;
2. Producenci owadów muszą spełniać wspólne standardy i/lub kryteria przetwarzania określone w Rozporządzeniu (WE) nr 142/2011 (Załącznik IV – rozdział II, sekcja 4).

Producenci owadów na paszę muszą przestrzegać metod przewidzianych w Rozporządzeniu (WE) 142/2011 i muszą wybierać pomiędzy metodami 1-5 lub metodą 7, o których mowa w Załączniku IV do powyższego Rozporządzenia.

A. Metoda przetwarzania nr 1 (sterylizacja ciśnieniowa)

Rozdrabnianie

1. „Jeżeli wielkość cząstek produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego przeznaczonych do przetworzenia przekracza 50 mm, muszą one zostać rozdrobnione przy użyciu właściwych urządzeń, tak nastawionych, aby po rozdrobnieniu cząstki nie były większe niż 50 mm. Skuteczność urządzeń musi być sprawdzana codziennie, a ich stan odnotowany. Jeżeli kontrole wykażą istnienie cząstek większych niż 50 mm, przetwarzanie należy wstrzymać i dokonać naprawy przed jego wznowieniem.

Czas, temperatura i ciśnienie

2. Produkty uboczne pochodzenia zwierzęcego, w cząstkach o wielkości nieprzekraczającej 50 mm, muszą być podgrzewane do temperatury wnętrza powyżej 133°C nieprzerwanie przez co najmniej 20 minut pod ciśnieniem (bezwzględnym) co najmniej 3 barów. Ciśnienie musi być wytworzone poprzez odprowadzenie całego powietrza z komory sterylizacyjnej i zastąpienie go parą wodną („nasycona para wodna"); obróbka cieplna może być stosowana jako proces samodzielny lub jako proces wstępny poprzedzający fazę sterylizacji lub proces końcowy występujący po niej.

3. Przetwarzanie może być prowadzone systemem wsadowym lub ciągłym."

B. Metoda przetwarzania nr 2

Rozdrabnianie

1. „Jeżeli wielkość cząstek produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego przeznaczonych do przetworzenia przekracza 150 mm, muszą one zostać rozdrobnione przy użyciu właściwych urządzeń, tak nastawionych, aby po rozdrobnieniu cząstki nie były większe niż 150 mm. Skuteczność urządzeń musi być sprawdzana codziennie, a ich stan odnotowany. Jeżeli kontrole wykażą istnienie cząstek większych niż 150 mm, przetwarzanie należy wstrzymać i dokonać naprawy przed jego wznowieniem.

Czas, temperatura i ciśnienie

2. Po rozdrobnieniu produkty uboczne pochodzenia zwierzęcego muszą być podgrzewane w sposób zapewniający osiągnięcie temperatury wnętrza przekraczającej 100°C na czas co najmniej 125 minut, temperatury powyżej 110°C na czas co najmniej 120 minut oraz temperatury powyżej 120 °C na czas najmniej 50 minut.

Wymienione temperatury wnętrza mogą być osiągane kolejno lub poprzez jednoczesne wystąpienie wymienionych okresów.

3. Przetwarzanie musi być prowadzone systemem wsadowym."

C. Metoda przetwarzania nr 3

Rozdrabnianie

1. „Jeżeli wielkość cząstek produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego przeznaczonych do przetworzenia przekracza 30 mm, muszą one zostać rozdrobnione przy użyciu właściwych urządzeń, tak nastawionych, aby po rozdrobnieniu cząstki nie były większe niż 30 mm. Skuteczność urządzeń musi być sprawdzana codziennie, a ich stan odnotowany. Jeżeli kontrole wykażą istnienie cząstek większych niż 30 mm, przetwarzanie należy wstrzymać i dokonać naprawy przed jego wznowieniem.

Czas, temperatura i ciśnienie

2. Po rozdrobnieniu produkty uboczne pochodzenia zwierzęcego muszą być podgrzewane w sposób zapewniający osiągnięcie temperatury wnętrza przekraczającej 100°C na czas co najmniej 95 minut, temperatury powyżej 110°C na czas co najmniej 55 minut oraz temperatury powyżej 120°C na czas co najmniej 13 minut.

Wymienione temperatury wnętrza mogą być osiągane kolejno lub poprzez jednoczesne wystąpienie wymienionych okresów.

3. Przetwarzanie może być prowadzone systemem wsadowym lub ciągłym."

D. Metoda przetwarzania nr 4

Rozdrabnianie

1. „Jeżeli wielkość cząstek produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego przeznaczonych do przetworzenia przekracza 30 mm, muszą one zostać rozdrobnione przy użyciu właściwych urządzeń, tak nastawionych, aby po rozdrobnieniu cząstki nie były większe niż 30 mm. Skuteczność urządzeń musi być sprawdzana codziennie, a ich stan odnotowany. Jeżeli kontrole wykażą istnienie cząstek większych niż 30 mm, przetwarzanie należy wstrzymać i dokonać naprawy przed jego wznowieniem.

Czas, temperatura i ciśnienie

2. Po rozdrobnieniu produkty uboczne pochodzenia zwierzęcego muszą zostać umieszczone w naczyniu z dodatkiem tłuszczu, a następnie podgrzewane w sposób zapewniający osiągnięcie temperatury wnętrza przekraczającej 100°C na czas co najmniej 16 minut, temperatury powyżej 110°C na czas co najmniej 13 minut, temperatury powyżej 120°C na czas co najmniej 8 minut oraz temperatury powyżej 130 °C na czas co najmniej 3 minut.

Wymienione temperatury wnętrza mogą być osiągane kolejno lub poprzez jednoczesne wystąpienie wymienionych okresów.

3. Przetwarzanie może być prowadzone systemem wsadowym lub ciągłym.

E. Metoda przetwarzania nr 5

Rozdrabnianie

1. „Jeżeli wielkość cząstek produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego przeznaczonych do przetworzenia przekracza 20 mm, muszą one zostać rozdrobnione przy użyciu właściwych urządzeń, tak nastawionych, aby po rozdrobnieniu cząstki nie były większe niż 20 mm. Skuteczność urządzeń musi być sprawdzana codziennie, a ich stan odnotowany. Jeżeli kontrole wykażą istnienie cząstek większych niż 20 mm, przetwarzanie należy wstrzymać i dokonać naprawy przed jego wznowieniem.

Czas, temperatura i ciśnienie

2. Po rozdrobnieniu produkty uboczne pochodzenia zwierzęcego muszą być podgrzewane do momentu koagulacji, a następnie wytłaczane w celu usunięcia tłuszczu i wody z materiału białkowego. Materiał białkowy należy następnie podgrzewać w sposób zapewniający osiągnięcie temperatury wnętrza przekraczającej 80°C na czas co najmniej 120 minut i temperatury powyżej 100°C na czas co najmniej 60 minut.

Wymienione temperatury wnętrza mogą być osiągane kolejno lub poprzez jednoczesne wystąpienie wymienionych okresów.

3. Przetwarzanie może być prowadzone systemem wsadowym lub ciągłym.

F. Metoda przetwarzania nr 6 – nie dotyczy

G. Metoda przetwarzania nr 7

Metoda ta odnosi się do dowolnej metody przetwarzania dopuszczonej przez właściwy organ, o ile podmiot wykazał właściwemu organowi, że zapewniono:

a) identyfikację istotnych zagrożeń w materiale wyjściowym z uwzględnieniem pochodzenia materiału oraz potencjalnych zagrożeń związanych ze statusem zdrowotnym zwierząt w danym państwie członkowskim bądź na obszarze lub w strefie, w których ma być stosowana dana metoda;

b) zdolność tej metody przetwarzania do ograniczenia wspomnianych zagrożeń do poziomu niestanowiącego znacznego ryzyka dla zdrowia publicznego ani dla zdrowia zwierząt;

c) codzienne pobieranie próbek produktu gotowego przez okres 30 dni produkcyjnych, zgodnie z następującymi normami mikrobiologicznymi:

1. Próbki materiału pobrane bezpośrednio po obróbce cieplnej:

Clostridium perfringens nieobecne w 1 g produktów

2. Próbki materiału pobrane podczas przechowywania lub w momencie wycofywania z przechowywania:

Salmonella: nieobecna w 25 g: n = 5, c = 0, m = 0, M = 0

Enterobakterie: n = 5, c = 2; m = 10; M = 300 w 1 g

gdzie:

n = liczba badanych próbek;

m = wartość graniczna liczby bakterii; wynik jest uznawany za zadowalający, jeżeli liczba bakterii we wszystkich próbkach nie przekracza m;

M = maksymalna wartość dla liczby bakterii; wynik jest uznawany za niezadowalający, jeżeli liczba bakterii w jednej lub kilku próbkach równa się M lub więcej oraz

c = liczba próbek, w których liczba bakterii zawiera się między m i M; próbki są w dalszym ciągu uznawane za zadowalające, jeżeli liczba bakterii w pozostałych próbkach nie przekracza m.

2. Szczegółowe dane dotyczące krytycznych punktów kontroli, w których każdy zakład przetwórczy zadowalająco spełnia normy mikrobiologiczne, muszą być rejestrowane i przechowywane, tak aby umożliwić podmiotowi oraz właściwemu organowi monitorowanie działalności zakładu przetwórczego. Rejestrowane i monitorowane informacje muszą obejmować wielkość cząstek oraz, gdy jest to właściwe, temperaturę przemiany, czas bezwzględny, wykres ciśnienia, szybkość podawania surowca i stopień odzysku tłuszczu."

2.5. Zastosowanie owadów i/lub ich produktów pochodnych w paszach zwierzęcych.

Do dnia 17.08.2021 r. przetworzone białko z owadów (PAP) było zabronione jako pasza dla zwierząt gospodarskich (tj. przeżuwaczy i zwierząt monogastrycznych) zgodnie z art. 7 i Załącznikiem IV rozdział I i II Rozporządzenia 999/2001.

Postępujące prace legislacyjne na szczeblu unijnym, doprowadziły jednak do złagodzenia przepisów dotyczących zakazu paszowego związanego z zakazem karmienia zwierząt gospodarskich przetworzonym białkiem zwierzęcym. Ogłoszone rozporządzenie Komisji (UE) 2021/1372 (zmieniające załącznik IV do rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 999/2001 w odniesieniu do zakazu karmienia zwierząt gospodarskich innych niż przeżuwacze, innych niż zwierzęta futerkowe, białkiem pochodzącym od zwierząt),

Zwierzęta gospodarskie, z których otrzymuje się przetworzone białko zwierzęce	Zwierzęta gospodarskie, do skarmiania których może być używane przetworzone białko zwierzęce
Owady gospodarskie	Zwierzęta akwakultury, zwierzęta futerkowe, świnie, drób
Świnie	Zwierzęta akwakultury, zwierzęta futerkowe, drób
Drób	Zwierzęta akwakultury, zwierzęta futerkowe, świnie
Owady gospodarskie i świnie	Zwierzęta akwakultury, zwierzęta futerkowe, drób
Owady gospodarskie i drób	Zwierzęta akwakultury, zwierzęta futerkowe, świnie
Świnie i drób	Zwierzęta akwakultury, zwierzęta futerkowe
Owady gospodarskie, świnie i drób	Zwierzęta akwakultury, zwierzęta futerkowe

umożliwiło stosowanie przetworzonego białka owadziego w paszach dla drobiu oraz trzody chlewnej. Ponadto wspomniane rozporządzenie wprowadziło możliwość skarmiania krzyżowego przetworzonego białka zwierzęcego w stosunku do drobiu i trzody chlewnej. Zasady stosowania przetworzonego białka owadziego w paszach przedstawiono w tabeli poniżej.

Od dnia 1 stycznia 2017 Rozporządzenie (WE) nr 999/2001 zezwala na stosowanie PAP z owadów w paszach dla zwierząt akwakultury. Zezwolenie to jest ograniczone do siedmiu gatunków owadów (tj. mucha czarna, mucha domowa, mącznik młynarek, pleśniakowiec lśniący, świerszcz domowy, świerszcz bananowy i świerszcz polny) w oparciu o gatunki owadów, które są obecnie hodowane na niewielką skalę przemysłową.

PAP z owadów jest dozwolone w karmie dla zwierząt domowych bez żadnych szczególnych ograniczeń dotyczących gatunków owadów, które mogą być wykorzystane (w odróżnieniu od zwierząt akwakultury).

Tłuszcze z owadów i białka hydrolizowane są dozwolone w paszy dla zwierząt gospodarskich (tj. zwierząt akwakultury i monogastrycznych zwierząt hodowlanych) oraz w karmie dla zwierząt domowych, bez ograniczeń co do gatunków owadów.

Podawanie żywych owadów zwierzętom hodowlanym i zwierzętom domowym nie podlega ograniczeniom na szczeblu UE, ale jest często regulowane na szczeblu krajowym (produkty te są tradycyjnie stosowane jako pasza dla rynków niszowych takich jak ptaki, gady czy zwierzęta z ogrodów zoologicznych).

2.6. Wymagania higieniczne dla produktów pochodzących z owadów.

Zgodnie z Rozporządzeniem (UE) nr 142/2011, produkty uboczne z owadów przetwarzane zgodnie z zalecanymi standardami mogą być następnie stosowane jako: przetworzone białka zwierzęce (PAP) pochodzące z owadów, jako białka hydrolizowane lub jako tłuszcz.

Załącznik X powyższego Rozporządzenia nakłada wymogi mikrobiologiczne na uzyskane produkty.

Do produktów pochodnych zastosowanie mają następujące normy mikrobiologiczne:

Próbki produktów gotowych pobrane podczas przechowywania lub przy wycofywaniu z przechowywania w zakładzie przetwórczym muszą spełniać następujące normy:

Salmonella: nieobecna w 25 g: n = 5, c = 0, m = 0, M = 0

Enterobakterie: n = 5, c = 2, m = 10, M = 300 w 1 g;

gdzie:

n = liczba badanych próbek;

m = wartość graniczna liczby bakterii; wynik jest uznawany za zadowalający, jeżeli liczba bakterii we wszystkich próbkach nie przekracza m;

M = maksymalna wartość dla liczby bakterii; wynik jest uznawany za niezadowalający, jeżeli liczba bakterii w jednej lub kilku próbkach równa się M lub więcej oraz

c = liczba próbek, w których liczba bakterii zawiera się między m i M; próbka jest w dalszym ciągu uznawana za zadowalającą, jeżeli liczba bakterii pozostałych próbek jest równa lub mniejsza od m.

Jeżeli to konieczne, owady również powinny być okresowo badane pod kątem obecności innych specyficznych czynników chorobotwórczych oraz chemikaliów (np. pestycydów lub metali ciężkich i mikotoksyn zgodnie z limitami przewidzianymi w Dyrektywie 2002/32/WE w sprawie niepożądanych substancji w paszach zwierzęcych) i czynników fizycznych (aktywność wody).

2.7. Wycofanie produktów z rynku.

Producenci pasz z owadów zapewniają spełnienie wymogów związanych z wycofaniem pasz z rynku. Rozporządzenie (WE) nr 178/2002, art. 20 stanowi:

Odpowiedzialność w zakresie pasz: podmioty działające na rynku pasz

„1. Jeżeli podmiot działający na rynku pasz uważa, że pasza przez niego przywożona, wyprodukowana, przetworzona, wytworzona lub rozprowadzana nie spełnia wymogów w zakresie bezpieczeństwa pasz lub ma podstawy, aby tak sądzić, niezwłocznie rozpocznie postępowanie w celu wycofania danej paszy z rynku i poinformuje o tym właściwe władze. W takiej sytuacji lub przypadku opisanym w art. 15 ust. 3, gdy partia, transza lub dostawa nie spełnia wymogów w zakresie bezpieczeństwa pasz, pasza zostanie zniszczona, o ile właściwe władze nie postanowią inaczej. Podmiot ten należycie i dokładnie informuje użytkowników paszy o przyczynach jej wycofania i w razie konieczności odbierze od konsumentów produkty już im dostarczone, jeżeli inne środki nie są wystarczające do zapewnienia wysokiego poziomu ochrony zdrowia."

Producenci owadów powinni sformułować definicję sytuacji „awaryjnej". Producent powinien określić jasną strategię związaną z sytuacją awaryjną, która precyzyjnie definiuje poszczególne działania dla zaistniałego zdarzenia.

Załącznik II do Rozporządzenia 183/2005 (WE) w sprawie higieny pasz stanowi:

Reklamacje i wycofanie produktu

"1. Podmioty działające na rynku pasz wdrażają system rejestracji rozpatrywania reklamacji.

2. Tam, gdzie okaże się to konieczne, wprowadzają one system natychmiastowego wycofywania produktów z sieci dystrybucyjnej. Za pomocą pisemnych procedur podmioty określają przeznaczenie wycofanych produktów, a przed ponownym wprowadzeniem tych produktów do obrotu poddają je ponownej ocenie w zakresie jakości."

Procedura powinna zawierać następujące informacje i środki:

- Dane kontaktowe odpowiedniego personelu, wraz z przydzielonymi obowiązkami w zakresie podejmowania decyzji;
- Dane kontaktowe organizacji zewnętrznych (np. władz, straży pożarnej) zgodnie z planem awaryjnym;
- Sposób identyfikacji produktu/obszaru, dotkniętego sytuacją awaryjną, np. potencjalne zanieczyszczenie z tytułu działania pierwszych podmiotów, które zareagowały np.: straż pożarna, zespół ratunkowy;
- Procedury postępowania z potencjalnie niebezpiecznymi produktami spożywczymi;
- Sposób oceny i przywrócenia dotkniętego sytuacją awaryjną obszaru za pomocą korekty i procesów działań naprawczych.

3. Lista gatunków owadów potencjalnie możliwych do zastosowania w żywieniu zwierząt.

Lista gatunków owadów potencjalnie możliwych do zastosowania w żywieniu zwierząt wg: ROZPORZĄDZENIE KOMISJI (UE) 2017/893 z dnia 24 maja 2017 r. zmieniające załączniki I i IV do rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 999/2001 oraz załączniki X, XIV i XV do rozporządzenia Komisji (UE) nr 142/2011 w odniesieniu do przepisów dotyczących przetworzonego białka zwierzęcego:

Mucha czarna (*Hermetia illucens*)
Mucha domowa (*Musca domestica*)
Mącznik młynarek (*Tenebrio molitor*)
Pleśniakowiec lśniący (*Alphitobius diaperinus*)
Świerszcz domowy (*Acheta domesticus*)
Świerszcz bananowy (*Gryllodes sigillatus*)
Świerszcz kubański (*Gryllus assimilis*)

3.1. Mucha czarna (*Hermetia illucens*)

Należy do rodziny *Stratiomyidae*. Nazywana jest też: mucha czarny żołnierz (Black Soldier Fly). Jest rozpowszechniona na całym świecie, w obszarach tropikalnych i subtropikalnych pomiędzy równoleżnikami 40°S i 45°N, stanowiąc od dawna źródło białka dla ludzi i zwierząt, zwłaszcza w krajach rozwijających się. Cykl rozwojowy muchy czarnej jest typowy dla owadów. Jedna samica składa za jednym razem od 400 do 800 jaj, z których po 4 dniach wykluwają się larwy. Intensywne żywienie w odpowiednich warunkach wpływa na ich szybki wzrost, po 16 dniach ich długość z 4 mm wzrasta do 2,5 cm, a szerokość do 0,5 cm. Gatunek ten jest dobrze przystosowany do wykorzystywania roślinnej materii organicznej, zawierającej dużo celulozy, złożonej najczęściej z liści i materiałów roślinnych bez drewna. Wymagana temperatura hodowli dla optymalnego wzrostu larw wynosi 25-30°C, wilgotność karmy 60-90%, nie wymagają dostępu do wody.

3.2 Mucha domowa (*Musca domestica*)

Kojarzona jest zwykle z natrętnym, wszędobylskim owadem preferującym pomieszczenia zanieczyszczone odchodami zwierząt i ich szczątkami. Wykorzystuje ona głównie pokarm niedopuszczony do skarmiania zwierząt gospodarskich. Wymaga to selekcji ras hodowlanych muchy w kierunku zdolności do wykorzystania pokarmu roślinnego. Samica składa jaja średnicy 2,5 mm w ciągu od 2 do 5 dni, jednorazowo około 100, a w ciągu całego życia składa od 600 do 2000 jaj. Po upływie 24 godzin wylęgają się larwy o charakterystycznym, z przodu stożkowo zwężonym kształcie. W kilogramie świńskiego nawozu może rozwijać się 15 tys. larw. Larwy pobierają płynny pokarm. Szybkość rozwoju uzależniona jest od dostępności pokarmu oraz warunków otoczenia i trwa od kilku dni do dwóch miesięcy. W ciągu rozwoju larwy wydłużają się z początkowych 2 do 12 mm, trzykrotnie liniejąc. Po przepoczwarzeniu trwającym średnio około 10 dni wylegają się dorosłe owady, które po kilku minutach są gotowe do lotu. Optymalna dla rozwoju temperatura wynosi 30°C. W tych warunkach cały cykl rozwojowy trwa zaledwie 10 dni. Poczwarki muchy domowej zawierają ponad 60% białka z właściwymi dla człowieka proporcjami aminokwasów: argininy, lizyny i metioniny. Zawierają także spore ilości kwasów tłuszczowych: linolowego (omega-6) i linolenowego (omega-3), a nie zawierają niepożądanych, długołańcuchowych wielonienasyconych kwasów tłuszczowych.

3.3. Mącznik młynarek (*Tenebrio molitor*)

Jest chrząszczem z rodziny czarnuchowatych. Owad dorosły osiąga rozmiar 12-20 mm, a larwa – 30 mm. Jak sugeruje nazwa gatunku, najczęściej występuje w produktach zbożowych, jako znaczący szkodnik, a także w gniazdach ptaków i pod korą drzew liściastych. Żeruje w niehigienicznie utrzymywanych magazynach zboża i mąki. Na każdym etapie rozwoju niszczy mąkę, otręby, suchary i inne

produkty zbożowe. Mączniki hodowane są jako pokarm na potrzeby terrarystyki (żywi się nimi m.in. wiele gatunków jaszczurek oraz drapieżnych bezkręgowców) i wędkarstwa jako przynęta. Jest jednym z najłatwiejszych do hodowli owadów. Owad dorosły żyje około miesiąca, jego długość życia, podobnie jak larwy, zależy od temperatury – im wyższa, tym larwa szybciej rośnie, a imago żyje krócej. Stadium poczwarki trwa od 6 do 30 dni, co również jest uwarunkowane temperaturą. Mączniki w hodowli osiągają dobre parametry wzrostu na pokarmie roślinnym, takim jak otręby pszenne, owsiane, płatki kukurydziane, tarta bułka. Hodowcy mączników stosują też dodatki białka zwierzęcego, z którego dozwolone jest np. mleko w proszku. Źródłem wody dla owadów w hodowli często są pocięte ziemniaki, marchew i jabłka.

3.4. Pleśniakowiec lśniący (*Alphitobius diaperinus*)

Jest chrząszczem z rodziny czarnuchowatych (*Tenebrionidae*), nazywany jest też czarnym chrząszczem ściółkowym. Pochodzi z krajów tropikalnych, gdzie zamieszkuje w glebie, pod korzeniami lub korą drzew, w ściółce leśnej czy w butwiejących resztkach roślinnych (np. słoma, kukurydza). Odżywia się resztkami organicznymi pochodzenia roślinnego lub zwierzęcego. Został przetransportowany do Stanów Zjednoczonych wraz z paszą, a do Europy przybył w latach 60. ubiegłego wieku. Od tego czasu masowo występuje na fermach drobiu, zwłaszcza w brojlerniach. Samica pleśniakowca składa jaja pojedynczo lub w złożach po kilkanaście jaj (czasem nawet do 50), w miejscach dobrze zamaskowanych. Są to np. szczeliny i szpary w ścianach oraz podłogach lub wnętrze kawałków słomy ściółkowej. W ciągu życia samica jest w stanie złożyć nawet 2000 jaj, ale najczęściej jest to 200-400 jaj. Chrząszcza najczęściej można znaleźć na fermach drobiu, gdzie ma bardzo dobre warunki do rozwoju (wysoka temperatura, stały dostęp do pokarmu, wiele zakamarków do schronienia). Pleśniakowiec lśniący zjada i zanieczyszcza pasze, przenosi wiele wirusów i bakterii. W zaatakowanych przez niego kurnikach notuje się słabe wyniki produkcyjne, a także częstszą umieralność drobiu. Można spotkać go również w magazynach, gdzie przechowywane są zboże, mąka, kasze lub pasze. Szczególnie w takich, gdzie sposób przechowywania produktów nie jest właściwy.

3.5. Świerszcz domowy (*Acheta domesticus*)

To niewielki gatunek świerszcza osiągający długość 15-25 mm, o kolorze brunatnym lub brunatno-szarym (czasem czarnym). Jest hodowany i sprzedawany jako pokarm wielu zwierząt (ptaków, gadów i płazów) oraz jako zwierzę domowe. Naturalny zasięg jego występowania obejmował północną Afrykę i południowo-zachodnią Azję. Został zawleczony do Europy. W Polsce jest powszechny na obszarze całego kraju. Obserwowane jest coraz liczniejsze jego występowanie na terenach zurbanizowanych oraz wysypiskach śmieci,

natomiast na obszarach wiejskich zanika. Jest wszystkożernym synantropem. Żyje najczęściej w pobliżu ludzkich siedzib, w budynkach, latem występuje w środowisku naturalnym, np. na łąkach i pastwiskach. W dzień siedzi w ukryciu, nocą dojrzałe samce wydają melodyjne dźwięki wabiące samice. Samca można odróżnić od samicy po tym, że „ćwierka" i nie ma pokładełka znajdującego się z tyłu na odwłoku samicy. Hodowla świerszcza jest już praktykowana w wielu krajach. Do hodowli świerszcze wymagają temperatury 18-35°C. Świerszcze są wszystkożerne, jako pokarmu można używać warzyw i owoców, które są jednocześnie źródłem wody, lub suchej karmy w postaci np. otrębów. W przypadku stosowania wyłącznie suchej karmy niezbędne jest dodatkowe źródło wody. Im wyższa jest temperatura otoczenia, tym cykl rozwojowy świerszczy przebiega szybciej. Potrzebny jest również pojemnik z ziemią do kwiatów lub torfem, w którym dorosłe samice składają jaja. Świerszcze żyją około 3 miesięcy.

3.6. Świerszcz bananowy (*Gryllodes sigillatus*)

Pochodzi z krajów tropikalnych i jest nieco mniejszy od świerszcza domowego, dorasta do wymiarów 13-18 mm. Świerszcze te są jasnożółte i mają na ciele dwa grube czarne paski. Samice są podobne do samców, odróżnia je jedynie brak skrzydeł. W zależności od temperatury otoczenia rozwój jaj do postaci dorosłych trwa od 2 do 3 miesięcy.

3.7. Świerszcz kubański (*Gryllus assimilis*)

To gatunek owada prostoskrzydłego z rodziny świerszczowatych (*Gryllidae*). W obrębie gatunku *G. assimilis* występuje wiele populacji rozprzestrzenionych w Ameryce Środkowej (głównie Karaiby), Ameryce Południowej (Brazylia) i Ameryce Północnej (Meksyk i południowe stany USA), z których co najmniej 47 opisywano jako odrębne gatunki. Wiele z tych populacji pomimo braku różnic morfologicznych wykazuje zróżnicowanie pieśni godowych. Dokładniejsze badania sugerują ich podział na co najmniej trzy gatunki: *G. assimilis* (Jamajka, Wielki Kajman, Haiti, Floryda, Teksas, wschodni Meksyk i Ameryka Środkowa), *G. jamaicensis* (Jamajka) i *G. multipulsator* (zachodni Meksyk, wschodnie stany USA). Świerszcz kubański mierzy od 2,5 do 3,5 cm długości. Dojrzałość płciową osiąga po 2 miesiącach życia, po ostatniej wylince. Samce wabią samice ćwierkaniem. Robią to za pomocą aparatów strydulacyjnych znajdujących się u dołu skrzydeł. Żeby wydać dźwięk, pocierają skrzydłem o skrzydło. Samica przez cały rok składa od 100 do 250 jaj. Samiec jest mniejszy od samicy, nie ma pokładełka i ma pomarszczone skrzydła. Samica nie ma narządów strydulacyjnych. U obu płci narządy słuchowe znajdują się za drugą parą odnóży. Świerszcz kubański jest zwierzęciem hodowlanym, stanowiącym pożywienie dla gadów, płazów, pająków i wielu innych zwierząt, które żywią się owadami.

Tab. 1. Profi l aminokwasowy wybranych owadów karmowych oraz mączki rybnej (Van Broekhoven i in. 2015; De Marco i in. 2015; Makkar i in. 2014; Józefi ak i in., 2016)

Aminokwasy	**Mącznik młynarek** (*Tenebrio molitor*)	**Świerszcz bananowy** (*Gryllodes sigillatus*)	**Świerszcz kubański** (*Gryllus assimilis*)	**Black soldier fly** (*Hermetia illucens*)	**Karaczan turecki** (*Shelfordella lateralis*)	**Mucha domowa** (*Musca domestica*)	**Mączka rybna**
	Larwa	**Subimago**	**Larwa**	**Imago**	**Subimago**	**Larwa**	
% białka ogólnego							
Histydyna	2,7	2,2	2,1	2,6	2,5	2,8	2,6
Arginina	4,5	5,7	5,8	4,8	5,6	4,9	5,8
Treonina	3,6	3,5	3,3	3,6	3,3	3,3	4,3
Tyrozyna	5,4	4,2	4,5	6,0	5,6	5,1	3,1
Walina	5,9	5,2	5,3	5,6	5,1	4,4	4,8
Metionina	1,2	1,6	1,2	1,4	1,3	2,2	2,9
Cysteina	0,6	0,9	0,5	0,7	0,7	0,4	1,2
Izoleucyna	4,0	3,7	3,4	4,0	3,1	3,2	4,0
Leucyna	6,9	6,9	6,6	6,6	5,8	5,7	7,4
Fenyloanalina	3,2	3,1	2,9	3,8	3,0	5,0	3,6
Lizyna	4,9	5,3	5,0	5,6	4,9	6,9	7,8
Tryptofan	1,0	0,9	0,7	1,1	0,8	3,2	1,2
Suma	43,9	43,2	41,3	45,8	41,7	47,1	48,7
% w stosunku do Lizyny							
Lizyna	100	100	100	100	100	100	100
Histydyna	55	42	42	46	51	41	33
Arginina	92	108	116	86	114	71	74
Treonina	73	66	66	64	67	48	55
Tyrozyna	110	79	90	107	114	74	40
Walina	120	98	106	100	104	64	62
Metionina	24	30	24	25	27	32	37
Cysteina	12	17	10	13	14	6	15
Izoleucyna	82	70	68	71	63	46	51
Leucyna	141	130	132	118	118	83	95
Fenyloalanina	65	58	58	68	61	72	46
Tryptofan	20	17	15	20	17	46	15

Tab. 2. Wartość odżywcza wybranych owadów karmowych (Van Broekhoven i in. 2015; De Marco i in. 2015; Makkar i in. 2014; Józefi ak i in., 2016)

	Świerszcz kubański (*Gryllodes sigillatus*)		**Mucha domowa** (*Musca domestica*)		**Black soldier fl y** (*Hermetia illucens***)**	**Mącznik młynarek** (*Tenebrio molitor*)	**Karaczan turecki** (*Blatta lateralis*)
	Imago	**Subimago**	**Poczwarka**	**Larwa**	**Larwa**	**Larwa**	**Nimfa**
na kg SM							
Energia brutto, MJ	21,5	19,3	20,1	20-24	22,1	26,8-27,3	-
Włókno surowe, g	70	94	157	16-86	70	51-88	86-89
Popiół surowy, g	64	54	55-98	31-173	146-284	10-45	46-54
Fosfor	8,0	8,6	-	9,2-24,0	6,4-15,0	4,4-14,2	0,6-0,7
Wapń	9,9	3,1	-	3,1-8,0	50,0-86,0	0,3-6,2	0,2
Białko ogólne, g	564	638	630-762	380-604	411-450	451-603	543-734
Tłuszcz surowy, g	238	168	144-161	90-260	150-350	250-431	176-261
Aminokwasy na 16 g N							
Glicyna, g	3,0	2,7	3,9-4,3	3,7-5,8	4,8-8,0	3,8-5,6	3,8-5,6
Arginina, g	3,7	3,3	4,2-5,9	3,7-5,8	4,8-8,0	3,8-5,6	3,8-5,6
Treonina, g	2,1	1,9	3,0-3,4	2,0-4,4	1,3-4,8	3,5-4,4	2,5-3,3
Walina, g	3,4	3,0	3,4-4,6	1,3-5,1	5,6-9,1	5,5-6,6	4,4-5,1
Metionina, g	0,8	0,8	1,5-2,6	1,3-4,6	1,4-2,4	1,1-2,0	1,1-1,2
Cysteina,	-	-	0,4	0,5-1,0	0,1	0,8-0,9	-
Leucyna, g	4,2	3,6	4,9-5,4	4,5-7,8	6,6-8,4	6,7-10,6	4,7-5,8
Lizyna, g	3,2	2,9	4,8-6,5	5,0-8,2	5,5-8,0	4,6-6,1	4,0-4,9
Kwasy tłuszczowy na kg tłuszczu							
SFA, g	351	352	476	417	749	229-334	28,7
MUFA, g	298	261	307	314	155	407-536	46,3-50,2
PUFA, g	336	369	291	399	74	254-323	138-219
Suma Omega 3, g	22	17	-	-	2	2-4	1-11
Suma Omega 6, g	314	352	-	-	23	81-93	35-207

4. Regulacje prawne krajów trzecich

4.1. Stany Zjednoczone Ameryki (USA)

Organem odpowiedzialnym za kontrolę bezpieczeństwa pasz dla zwierząt w USA jest Fedralna Administracja Żywności i Leków (Federal Food and Drug Administration - FDA), która współpracuje ze Stowarzyszenie Oficerów Amerykańskiej Kontroli Pasz (Association of American Feed Control Officers - AAFCO) w zakresie regulacji prawnych dotyczących pasz, szczególnie w odniesieniu do nowych składników pasz. AAFCO składa się z urzędników państwowych, federalnych i międzynarodowych odpowiedzialnych za egzekwowanie prawa stanowego, regulującego bezpieczną produkcję i etykietowanie pasz dla zwierząt. Jadalne owady są uważane w Stanach Zjednoczonych za dodatki do żywności i corocznie AAFCO publikuje oficjalną listę, która zawiera kompletną bazę składników pasz z ich definicjami, listę zatwierdzonych dodatków do żywności, a także listę substancji ogólnie uznawanych za bezpieczne (GRAS). W chwili obecnej tylko (Hermetia illucens – HI) została włączona jako składnik pasz dla zwierząt w postaci suszonych całych larwy i mączki HI, a jej zastosowanie ogranicza się do akwakultury (tj. ryb łososiowatych).

4.2. Kanada

W Kanadzie Wydział ds. Pasz dla Zwierząt (Animal Feed Division) oraz Dyrekcja ds. Zdrowia Zwierząt (Animal Health Directorate) działające w ramach Kanadyjskiej Agencja Inspekcja Żywności (Canadian Food Inspection Agency) są organami odpowiedzialnym za zarządzanie „Ustawą o żywności i rozporządzeniem w sprawie pasz z 1983 r". Odpowiadają za rejestrację paszę i materiałów paszowych oraz opracowują legislację dotyczącą pasz. W Kanadzie owady są uważane za „nowe" pasze, które zawierają w swym składzie składniki, które nie mają historii bezpiecznego użytkowania. Zgodnie z obecnym ustawodawstwem w procesie rejestracji „nowych" pasz duży nacisk kładziony jest na ocenę ryzyka w zakresie zdrowia zwierząt i ochrony środowiska. Każda propozycja rejestracji musi szczegółowo określać: gatunki owadów, ich specyficzne warunki chowu oraz podłoże na którym hodowano i karmiono owady. W 2016 r. zezwolono na stosowanie larw HI w przypadku pasz dla kurczaków, w 2017 r. został dopuszczony do stosowania w akwakulturze. W 2018 r. zezwolenie rozszerzono na cały drób.

4.3. Chińska Republika Ludowa

W niektórych krajach azjatyckich owady historycznie uważane są żywność/paszę i wykorzystywane są jako dobre źródło białka. Chińskie regulacje prawne oparte są na wewnętrznych aktach administracyjnych. Określają one zasady zatwierdzenia pasz, rejestracje importowanych pasz i dodatków jak również zasady wprowadzenia i umieszczania na rynku gotowych produktów czy też wymagania

dotyczące zasad zarządzania produkcją i wykorzystaniem pasz. Wszystkie nowe dodatki paszowe i pasze muszą być zatwierdzone i wpisane do katalogu materiałów paszowych. Na stopniu centralnym nadzorem nad paszami zajmuje się Departament Administracji Rolniczej Rady Stanu, natomiast lokalne władze prowincji odpowiadają za certyfikację standardów higienicznych i stosownych etykiet. Brak szczegółowych aktów prawnych, owady traktowane są jak konwencjonalny materiał paszowy.

4.4. Korea Północna i Południowa

Innym przykładem są różne podejścia Korei Północnej (Koreańska Republika Demokratyczna) i Korea Południowa (Republika Korei). Te dwa kraje, mimo że mają tę samą historię (prawie do XX wiek), język, kultura i kulinaria mają obecnie zupełnie inne podejście do owadów jako pożywienia i paszy. W Korei Północnej istniejące problemy natury legislacyjnej, wpływają one na wykorzystanie owadów jako paszy. Owady uważane są za źródło białka zwierzęcego, a te jest zakazane do stosowania w paszach dla zwierząt. Z drugiej strony w Korei Południowej owady są uważane za historyczny składnik diety człowieka i są zawarte w paszach dla zwierząt . Ze względu na deregulację ustawodawstwa w sprawie owadów zastosowaną przez rząd Korei Południowej w 2015, nie ma szczegółowych przepisów dotyczących wykorzystania owadów jako żywności i paszy.

Kraj	Organ odpowiedzialny	Regulacja prawna	Wykorzystanie owadów jako paszy
USA	FDA	FFDCA	Larwy muchy czarnej dopuszczone jako składnik żywności dla zwierząt
Kanada	CFIA	FAFR	Produkty muchy czarnej zatwierdzone dla drobiu i akwakultury
Chiny	Brak	Brak	Dopuszczone, autoryzacja nie jest wymagana
Korea Północna	Ministerstwo Rolnictwa, Żywności I Spraw Wiejskich	Brak	Zakazane
Korea Południowa	Ministerstwo Rolnictwa, Żywności I Spraw Wiejskich	Brak	Dopuszczone, autoryzacja nie jest wymagana

FDA: Federal Food and Drug Administration, FFDCA: Federal Food, Drug, and Cosmetic Act, CFIA: Canadian Food Inspection Agency, FAFR: Food Act and Feeds Regulation.

5. Podsumowanie

Owady postrzegane są jako alternatywa w stosunku do tradycyjnej żywności pochodzenia zwierzęcego (drób, wieprzowina, wołowina, ryby) ze względu na fakt, iż mogą być źródłem pełnowartościowego białka, tłuszczów oraz innych składników odżywczych.

Najczęściej wykorzystywane są w całości (blanszowane, schłodzone, suszone, smażone) lub rozdrobnione (sproszkowane lub w postaci pasty), ale zastosowanie znajdują także ich preparaty jak np. izolaty białkowe i tłuszczowe, chityna, witaminy i składniki mineralne. Dostępne opracowania sugerują, że zoptymalizowana hodowla owadów na cele paszowe i żywnościowe może mieć mniejszy wpływ na środowisko niż hodowla trzody czy bydła.

Ze względu na wątpliwości natury prawnej, do 31 grudnia 2017 r. całe owady mogły być wprowadzane do obrotu w celach żywieniowych jedynie w części państw członkowskich UE. Kraje takie jak Belgia, Holandia czy Wielka Brytania akceptowały – na ściśle określonych zasadach – wykorzystywanie w celach żywieniowych wybranych gatunków owadów. Nie oznaczało to jednak i nie oznacza automatycznej możliwości wprowadzania wszelkiego rodzaju produktów na rynki wszystkich pozostałych państw członkowskich UE.

Według niektórych źródeł w Unii Europejskiej, ludzie nie spożywali insektów w ilościach znaczących, przynajmniej w ciągu ostatnich pięćdziesięciu lat. Zatem w sytuacji, w której którekolwiek z państw UE (a konkretnie: zainteresowane przedsiębiorstwo branży spożywczej), nie przedstawi danych potwierdzających historię znaczącego spożycia określonego gatunku owadów, wówczas – zgodnie z Rozporządzeniem 2015/2283 – środki spożywcze składające się z tych owadów, zawierające ich części lub wytworzone z nich preparaty przed wprowadzeniem na rynek będą wymagały uzyskania zgody Komisji Europejskiej.

Jaka procedura będzie najbardziej optymalna dla żywności składającej się owadów? Właściwą odpowiedzią wydaje się wskazanie procedury tzw. notyfikacji, która znajduje zastosowanie do tradycyjnej żywności z państw trzecich. Jeżeli jednak po zawiadomieniu Komisji pojawią się uargumentowane sprzeciwy EFSA lub państw członkowskich (dotyczące bezpieczeństwa), koniecznym może okazać się przejście pełnej procedury autoryzacji.

Unijne regulacje dotyczące stosowania owadów jako źródła żywności lub składnika pasz na przestrzeni ostatnich lat zostały zmienione, w sposób częściowo odpowiadający przedsiębiorcom i nowym trendom na rynku globalnym. Przepisy mają stworzyć lepsze warunki do wprowadzania innowacyjnej żywności na rynek UE.

Niezależnie od powyższego wydaje się, że w chwili obecnej nie można odrzucić wszystkich potencjalnych zagrożeń, jakie mogą wystąpić na skutek nieodpowiedzialnych praktyk na poziomie hodowli (np. zagrożenia mikrobiologiczne, chemiczne, pasożytnicze) lub produkcji (np. alergenność białka owadziego). Dlatego rygor związany z identyfikowalnością i higieną na poziomie

hodowli i produkcji tego rodzaju żywności, będzie miał nie mniejsze znaczenie niż w przypadku dobrze znanych surowców i produktów już oferowanych konsumentom. Nie wykluczone, że wnioski z kolejnych projektów w zakresie oceny ryzyka oraz doświadczenia z innych krajów poza unijnych dostarczą w niedługim czasie podstaw do kolejnych zmian w większym stopniu harmonizujących prawo.

6. Akty prawne

1. Rozporządzenie (WE) nr 178/2002 ustanawiające ogólne zasady i wymagania prawa żywnościowego, powołujące Europejski Urząd ds. Bezpieczeństwa Żywności oraz ustanawiające procedury w zakresie bezpieczeństwa żywności (znane jako Rozporządzenie o ogólnym prawie żywnościowym);
2. Wytyczne w sprawie wdrożenia art. 11,12, 14, 17, 18, 19 i 20 Rozporządzenia (WE) nr 178/2002 o ogólnym prawie żywnościowym;
3. Rozporządzenie (WE) nr 882/2004 Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 29 kwietnia 2004 r. w sprawie kontroli urzędowych przeprowadzanych w celu sprawdzenia zgodności z prawem paszowym i żywnościowym oraz regułami dotyczącymi zdrowia zwierząt i dobrostanu zwierząt;
4. Rozporządzenie (WE) nr 853/2004 ustanawiające szczególne przepisy dotyczące higieny w odniesieniu do żywności pochodzenia zwierzęcego;
5. Rozporządzenie (WE) nr 854/2004 ustanawiające szczególne przepisy dotyczące organizacji urzędowych kontroli w odniesieniu do produktów pochodzenia zwierzęcego przeznaczonych do spożycia przez ludzi;
6. Rozporządzenie (UE) 2015/2283 w sprawie nowej żywności z 25 listopada 2015 r. zmieniające rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) nr 1169/2011 oraz uchylające rozporządzenie (WE) nr 258/97 Parlamentu Europejskiego i Rady oraz rozporządzenie Komisji (WE) nr 1852/2001;
7. Rozporządzenie Wykonawcze Komisji (UE) 2017/2469 z dnia 20 grudnia 2017 r. określające wymogi administracyjne i naukowe dotyczące wniosków, o których mowa w art. 10 Rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) 2015/2283 w sprawie nowej żywności;
8. Rozporządzenie Komisji 2073/2005 z dnia 15 listopada 2005 r. w sprawie kryteriów mikrobiologicznych dotyczących środków spożywczych;
9. Rozporządzenie (UE) nr 1169/2011 Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) nr 1169/2011 z dnia 25 października 2011 r. w sprawie przekazywania konsumentom informacji na temat żywności;
10. Rozporządzenie (WE) nr 1069/2009 określające przepisy sanitarne dotyczące produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego, nieprzeznaczonych do spożycia przez ludzi;
11. Rozporządzenie (WE) nr 142/2011 w sprawie wykonania rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 1069/2009 określającego przepisy sanitarne dotyczące produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego, nieprzeznaczonych do spożycia przez ludzi;

12. Rozporządzenie (WE) nr 999/2001 ustanawiające zasady dotyczące zapobiegania, kontroli i zwalczania niektórych przenośnych gąbczastych encefalopatii;
13. Rozporządzenie (WE) nr 767/2009 w sprawie wprowadzania na rynek i stosowania pasz;
14. Dyrektywa 2002/32/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 7 maja 2002 r. w sprawie niepożądanych substancji w paszach zwierzęcych;
15. Rozporządzenie (WE) nr 1831/2003 Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 22 sierpnia 2003 r. w sprawie dodatków stosowanych w żywieniu zwierząt;
16. Opinia naukowa EFSA „Profil ryzyka związany z produkcją i spożyciem owadów jako żywności i paszy" (8 października 2015);
17. Raport w sprawie „nowej żywności": opinia dotycząca profilu ryzyka dla świerszcza domowego (Acheta domesticus) Szwedzkiego Uniwersytetu Nauk Rolniczych (raport finansowany przez EFSA, przyjęty w dniu 6 lipca 2018);
18. Obwieszczenie Komisji – Wytyczne dotyczące wykorzystania paszowego żywności, która nie jest już przeznaczona do spożycia przez ludzi (OFJEU, 16 kwietnia 2018);
19. System analizy zagrożeń i krytycznych punktów kontroli (HACCP) oraz wytyczne dotyczące jego stosowania (Codex Alimentarius);
20. EN ISO 22000:2018 w sprawie systemów zarządzania bezpieczeństwem żywności;
21. Kodeks Codex Alimentarius praktyki postępowania w sprawie właściwego żywienia zwierząt;
22. Dokument informacyjny IPIFF dotyczący Rozporządzenia (UE) 2015/2283 (28 maja 2018) w sprawie nowej żywności;
23. ROZPORZĄDZENIE KOMISJI (UE) 2021/1372z dnia 17 sierpnia 2021 r. Zmieniające załącznik IV do rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 999/200 w odniesieniu do zakazu karmienia zwierząt gospodarskich innych niż przeżuwacze, innych niż zwierzęta futerkowe, białkiem pochodzącym od zwierząt.

7. Literatura

1. Van Huis, J. Van Itterbeeck, H. Klunder, E. Mertens et al., Edible insects: future prospects for food and feed security. Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2013, Rome.
2. Van Huis, M. Dicke and J.J.A.v. Loon, "Insects to feed the world", Journal of Insects as Food and Feed, 2015, 1: pp. 3 et sqq., doi:doi:10.3920/JIFF2015.x002.
3. See A. Lähteenmäki-Uutela and N. Grmelová, "European Law on Insects in Food and Feed", European Food and Feed Law Review, 1/2016, pp. 2 et sqq.
4. Regulation (EC) No 767/2009 of the European Parliament and of the Council of 13 July 2009 on the placing on the market and use of feed.
5. Commission Regulation (EU) No 68/2013 of 16 January 2013 on the Catalogue of feed materials.

6. European Parliament and Council Regulation (EC) No 999/2001 laying down rules for prevention, control and eradication of certain transmissible spongiform encephalopathies.
7. Commission Regulation (EU) No 56/2013 of 16 January 2013 amending Annexes I and IV to Regulation (EC) No 999/2001 of the European Parliament and of the Council laying down rules for the prevention, control and eradication of certain transmissible spongiform encephalopathies.
8. European Commision, Feedback from IPIFF, available on the Internet at <https://ec.europa.eu/info/law/better-regulation/ initiatives/ares-2016 6396619/feedback/F851_en> (last accessed on 7 February 2017).
9. Directive 2002/32/EC of the European Parliament and of the Council of 7 May 2002 on undesirable substances in animal feed.
10. Regulation (EC) No 1829/2003 of the European Parliament and of the Council of 22 September 2003 on genetically modified food and feed.
11. European Commission, available on the Internet at http://ec .europa.eu/food/plant/gmo/traceability_labelling/index_en.htm (last accessed on 9 February 2017).
12. Council Directive 98/58/EC of 20 July 1998 concerning the protection of animals kept for farming purposes.
13. Council Regulation (EC) No 1/2005 of 22 December 2004 on the protection of animals during transport and related operations and amending Directives 64/432/EEC and 93/119/EC and Regulation (EC) No 1255/97.
14. Council Regulation (EC) No 1099/2009 of 24 September 2009 on the protection of animals at the time of killing.
15. Food Safety Regulation and Policy in the United States, European Parliament, Directorate-General for Internal Policies, Study for the ENVI Committee 2015, p. 18, available on the Internet at <http://www.europarl.europa.eu/RegData/etudes/STUD/2015/536324/ IPOL_STU(2015)536324_EN.pdf> (last accessed on 9 February 2017).
16. Dayna J. Sondervan, "Potential Insect Farmers Bugged by Lack of Guidelines", Growing Georgia, May 2014, available on the Internet at <http://www.growing-georgia.com/features/2014/05/potential-insect-farmers-bugged-lack-guidelines/ (last accessed on 9 February 2017).
17. Food Safety Regulation and Policy in the United States, 2015, p. 32.
18. FAO discussion paper: Regulatory frameworks influencing insects as food and feed, 2014, available on the Internet at <http://www.fao.org/forestry/39620-04ee142dbb-758d9a521c619f31e28b004 .pdf> (last accessed on 9 February 2017), p. 30.
19. FDA, available on the Internet at <http://www.fda.gov/Food/IngredientsPackagingLabeling/GRAS/default.htm> (last accessed on 9 February 2017).
20. FDA, available on the Internet at <http://www.accessdata.fda.gov/scripts/fdcc/?set=GRASNotices> (last accessed on 9 February 2017).
21. FDA, available on the Internet at <http://www.fda.gov/Food/IngredientsPackagingLabeling/GRAS/default.htm> (last accessed on 9 February 2017).
22. FDA, available on the Internet at <http://www.fda.gov/Food/IngredientsPackagingLabeling/GRAS/ucm083022.htm (last accessed on 9 February 2017).
23. FAO discussion paper: Regulatory frameworks influencing insects as food and feed, 2014, p. 30.
24. FAO discussion paper: Regulatory frameworks influencing insects as food and feed, 2014, p. 30.
25. FAO discussion paper: Regulatory frameworks influencing insects as food and feed, 2014, p. 31.

26. Gouvernement du Québec. Revised 2016-09-01. Farm Producers Act, Chapter P-28, 14 p., availble on the Internet at <http://legisquebec.gouv.qc.ca/en/ShowDoc/cs/P-28>(last accessed on 15 February 2017).
27. 32 L. Hénault-Ethier, P. Cabrera, B. Lefebvre, S. Taillefer et al., The role of the emerging entotechnology sector to treat urban and rural organic wastes in attaining the 2022 landfilling ban policy of Quebec, Canada, ICE 2016 XXV International Congress of Entomology, Orlando, Florida, USA, 2016.
28. Government of Canada, Food and Drug Act, Canada, 1985, modifications 17 September 2016, Section 2: definitions, available on the Internet at <http://laws-lois.justice.gc.ca/eng/acts/f -27/> (last accessed on 9 February 2017). Similarly, insects are considered as food according to the Quebec Food Products Act, which defines food as "anything which may be used to feed man or animals". Gouvernement du Québec, Food Products Act. 28 p., revised 1 September 2016, available on the Internet at <http:// legisquebec.gouv.qc.ca/en/ShowDoc/cs/P-29> (last accessed on 15 February 2017).
29. Institut National de Santé Publique, 2015, available on the Internet at <https://www.inspq.qc.ca/pdf/publications/2054_alimentation_premieres_nations_inuits.pdf> (last accessed on 9 February 2017).
30. Gouvernement du Canada, Food and Drug Regulations (C.R.C., c. 870), 1011 p., revised 26 August 2016, available on the Internet at <http://laws-lois.justice.gc.ca/PDF/C.R.C._c._870.pdf> (last accessed on 15 February 2017).
31. Gouvernement du Québec, Regulation Respecting Food, Food Products Act, revised 1 September 2016, Chapter P-29, r.1. 268 p., available on the Internet at <http://legis-quebec.gouv.qc.ca/en/ pdf/cr/P-29,%20R.%201.pdf> (last accessed on 15 February 2017).
32. Government of Canada, Food and Drug Regulations, Canada, 1999, modifications 28 August 2016, C.R.C., c. 870. p. 1011, available on the Internet at <http://laws-lois.justice.gc.ca/PDF/C.R .C._c._870.pdf> (last accessed on 9 February 2017).
33. Gouvernement du Canada, Food and Drug Regulations (C.R.C., c. 870), revised 26 August 2016, 1011 p., available on the Internet at <http://laws-lois.justice.gc.ca/PDF/C.R.C._c._870.pdf> (last accessed on 9 February 2016).
34. Health Canada, Food Allergen Labelling, 2015, available on the Internet at <http://www.hc-sc.gc.ca/fn-an/label-etiquet/allergen/index-eng.php> (last accessed on 9 February 2017).
35. Uka Protéine, QC, Canada, personal communication with MarieLoup Tremblay, 2016.
36. Canadian Food Inspection Agency's enhanced animal health safeguards make it illegal for specified risk materials (SRMs) to be fed to any animal, including dogs and cats. Gouvernement du Canada, Health of Animals Regulations, C.R.C, c. 296, Canada, 2016, p. 152, available on the Internet at <http://laws-lois.justice .gc.ca/PDF/C.R.C._c._296.pdf> (last accessed on 9 February 2017)
37. Government of Canada, Guide for the Labelling and Advertising of Pet Foods, Prepared by the Working Group on the Labelling and Advertising of Pet Food in Canada, 2001, available on the Internet at <http://www.competitionbureau.gc.ca/eic/site/cb.bc.nsf/vwapj/ct02273e.pdf/$FILE/ct02273e.pdf> (last accessed on 9 February 2017).
38. Pet Food Association of Canada, Importing and Exporting Pet Food, 2015, available on the Internet at <http://pfac.com/ importing-and-exporting-pet-food/> (last accessed on 9 February 2017).

39. Gouvernement du Canada, Feeds Regulations, SOR/83-593, 1983, revised 30 July 2009, 130 p., available on the Internet at <http://laws-lois.justice.gc.ca/PDF/SOR-83-593.pdf> (last accessed 15 February 2017).
40. Canadian Food Inspection Agency, RG-1 Regulatory Guidance: Feed Registration Procedures and Labelling Standards, 2012. 47 A team of approximately 20 scientists (microbiologists, toxicologists, animal nutritionists, etc.) is in charge of reviewing approximately 1,500-2,000 applications or authorization renewals for novel feed per year.
41. Enterra Feed Corp., New Insect Protein Gains Approval for Use in Animal Feed: Regulatory Approval First of Its Kind in Canada, Market Wired, Langley, BC., 2016, available on the Internet at http://www.marketwired.com/printer_friendly?id=2144050 (last accessed on 9 February 2017).
42. S. Marshall, N. Woodley and M. Hauser, The historical spread of the Black Soldier Fly, Hermetia illucens (L.)(Diptera, Stratiomyidae, Hermetiinae), and its establishment in Canada, The Journal of the Entomological Society of Ontario, 2015, p. 146.
43. J. Azpiri, B.C. company still awaiting federal approval for new food for farmed fish. Global News, 2015, available on the Internet at <http://globalnews.ca/news/2392094/b-c-company-still-awaiting-federal-approval-for-new-food-for-farmed-fish/> (last accessed on 9 February 2017).
44. Canadian Food Inspection Agency, Humane Handling and Slaughter of Food Animals in Canada, 2014, available on the Internet at <http://www.inspection.gc.ca/food/information-for -consumers/fact-sheets-and-infographics/specific-products-and -risks/meat-and-poultry-products/humane-handling/eng/ 1363460100144/1363460243413> (last accessed on 9 February 2017).
45. CFIA, personal communication with Alia'a Ghiba, 2016.
46. Canadian Food Inspection Agency, Provincial and Territorial Legislation Concerning Farm Animal Welfare, 2014, available on the Internet at <http://www.inspection.gc.ca/animals/terrestrial-animals/humane-transport/provincial-and-territorial-legislation/eng/1358482954113/1358483058784>
(last accessed on 9 February 2017).
47. Ecocert certification granted to Entomofarm, ON, Canada; personal communication with Jarrold Goldin, 2016.
48. J. Ramos-Elorduy and J. L. Viejo Montesinos, "Los insectos como alimento humano. Breve ensayo sobre la entomofagia, con especial referencia a México", 1-4 Bol. R. Soc. Esp. Hist. Nat. Sec. Biol., 2007, pp. 61 et sqq.
49. J. Ramos-Elorduy, "Threatened edible insects in Hidalgo, Mexico and some measures to preserve them", 2 Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine, 2006, pp. 1 et sqq.
50. Kluk, Inovación Social. Creando soluciones para la vida, Promotora Social México, 2016, Ciudad de México, available on the Internet at http://psm.org.mx/pdf2016/INNOVACIO%CC%81N_SOCIAL.pdf (last accessed on 9 February 2017), p. 126 et sqq.
51. El País, "Insectos en la comida para combatir la obesidad y la desnutrición infantil", 1 August 2016, available on the Interent at <http://elpais.com/elpais/2016/07/25/planeta_futuro/1469448290 _543606.html> (last accessed on 12 October 2016).
52. Unicef México, "Salud y nutrición", available on the Interent at <http://www.unicef.org/mexico/spanish/17047.htm> (last accessed on 12 October 2016). 60 See supra note 57.

53. R. Cerritos and Z. Cano-Santana, "Harvesting grasshoppers Sphenarium purpurascens in Mexico for human consumption: a comparison with insecticidal control for managing pest oubreaks", 27 Crop Protection (2008), pp. 473 et sqq.
54. Agreement on notifying the rules for organic operation of growing plants and farming animals, published in the Diario Oficial Federal of 29 October 2013.
55. "Producción animal: Crianza de animales terrestres domesticados, incluyendo insectos, epecies acuáticas de agua dulce, salobre o salada".
56. The SEMARNAT – Secrataría de Medio Ambiente y Recursos Naturales, is in charge of keeping the corresponding registry under the Agreement.
57. For a critical analysis of the concept of substantial equivalence, see E. Millstone, et al. "Beyond 'substantial equivalence'", 401 Nature (1999), at pp. 525 et sqq.
58. Kinchy, Seeds, Science, and Struggle: The Global Politics of Transgenic Crops, (MA: MIT Press, 2012).
59. Colmenarez Ortiz and S. Ortiz García, "Policies and Regulations in Mexico with Regard to Genetic Technology and Food Security. Country Report: Mexico", in Roland Norer (ed.), Genetic Technology and Food Safety (Springer Int., 2016), pp. 355 et sqq., at p. 355.
60. English wording available on the Internet at <http://www.mexicanlaws.com/sagarpa/NOM-061-ZOO-1999.htm> (last accessed on 9 February).
61. The Mexican Government registered over 250 species of insects for medicinal use in rural areas. For details see <http://conabio .gob.mx> (last accessed on 9 February).
62. J. Romos-Elorduy et al. "Ausencia de una reglamentación para la expolotación y comercialización de insectos comestibles en México", 45 Folia Entomologica Mexicana (2006), pp. 291 et sqq.
63. A.L. Yen, Edible insects and other invertebrates in Australia: future prospects, 2010, p. 65.
64. A.L. Yen, Edible insects and other invertebrates in Australia, p. 67.
65. A.L. Yen, Edible insects and other invertebrates in Australia, p. 69.
66. Australia New Zealand Food Standards Code – Standard 1.5.1 – Novel foods. The current definition of novel food came into effect on 1 March 2016.
67. FSANZ web page, available on the Internet at <http://www .foodstandards.gov.au/industry/novel/Pages/default.aspx> (last accessed on 9 February 2017).
68. List available on the Internet at <http://www.foodstandards.gov .au/industry/novel/novelrecs/pages/default.aspx> (last accessed on 9 February 2017), updated October 2016.
69. Australian Pesticides and Veterinary Medicine Authority web page, available on the Itnernet at <http://apvma.gov.au/node/ 10631> (last accessed on 9 February 2017).
70. Y. Zhou, History of Entomology in China, 1988; Shanxi: Tianze Press. S. Zou, History of Entomology in China, 1981, Beijing: Science Press; R. Xiong, X. Li and W. Cheng, "Edible insects in China", Jour. of Northwest A&F Uni. (Nat. Sci.e Ed.), 2003(S1): pp. 179 et sqq.
71. S. Chen and C. Li, "Development situation and strategy of insect food", Food Nutr China, 1996(04): pp. 14 et sqq.
72. L. Hong, "Development and utilization of resource insects in food industry", Mod Horticult, 2015(23): pp. 70 et sqq.
73. Yang, "Edible insect resources and national insectivorous culture in Yunnan", Entomological Knowledge, 1999(02): pp. 122 et sqq.; W. Cai, Chinese insect festival culture, 1998: China Agriculture Press.
74. J. Cai and J. Dong, "Brief introduction of the development of edible insects in China", Entomological Knowledge, 1998(04): p. 255; Z. Zhu, "Edible insect resources, explo-

itation and utilization in Hunan", China Forestry Science and Technology, 2003(02): pp. 12 et sqq.
75. Y. Lu, "Introduction of study edible insects in Jiangsu", Sichuan Journal of Zoology, 2005(01): pp. 49 et sqq.
76. G. Xu, Research and Development Countermeasures of edible insect development and application in Shandong Province, 2005, Shandong Agricultural University, p. 75.
77. S. Liao and Y. Wu, "Development situation of insect resources in Guangdong", Guangdong Agricultural Sciences, 1998(05): pp. 43 et sqq.
78. W. Wu, J. Zhang and R. Huang, "Investigation on Beneficial Insect in Xinjiang (II) – Edible and Medicinal Insect", Xinjiang Agricultural Sciences, 2007(06): pp. 792 et sqq.
79. P. Hu and L. Zha, "Records of Edible Insects From China", Agricultural Science & Technology, 2009(06): pp. 114 et sqq.
80. J. Hu, "Insects – An Important Resource for Future Human Food", Popular Science and Technology, 15 June 2004.
81. F. Kong, "Development stituation and prospect of insects in medical and health care products", Chin J Inf Tradit Chin Med, 2000(01): pp. 35 et sqq.
82. New Resources Food, available on the Internet at <http://baike.so .com/doc/6128631-6341791.html> (last accessed on 9 February 2017).
83. Announcement No 17 of the Ministry of Public Health of the People's Republic of China.
84. Administrative Measures for new resources food, available on the Internet at http://www.sfda.gov.cn/WS01/CL0053/91170.html (last accessed on 9 February 2017).
85. Region, H.d.p.c.o.G.Z.A., local food safety standards for edible fresh or frozen silkworm pupa (DBS45/030-2016), 2016.
86. Y. Li, "Screening of solid fermentation conditions of Cordyceps in feed additives", Rural science and technology, 2016(02): pp. 61 et sqq.; J. Liang, Study on the antifatigue functional food additive of insects, bacteria and algae source, 2003, China Quartermaster University of PLA, p. 71; C. Xu, Study on the Formula of Insect Bread, 2014, Xingjiang Agricultural University, p. 72.
87. Y. Qiao, "Novel green feed additive and health care medicine – Chitin & Chitosan", Guide to Chinese Poultry, 2002(12): pp. 7 et sqq. and 13; Z. Jiang, L. Wen and U. Zhou, "Development of novel food additive – insect protein powder", Food Nutr China, 2004(02): pp. 44 et sqq.
88. EU-China Agriculture and Food Safety, available on the Internet at <http://www.euchinaagri.org/sites/default/files/1._feed _regulations_in_china.pdf> (last accessed on 9 February 2017).

Testy żywieniowe

Wyniki produkcyjne, ocena stanu zdrowotnego i wartości rzeźnej oraz jakość mięsa kurcząt brojlerów żywionych dietami z różnym udziałem przetworzonego białka (PAP) owadziego z gatunku *Hermetia illucens* lub *Tenebrio molitor*

Tadeusz Bakuła[1], Wiesław Sobotka[2], Krzysztof Kwiatek[3], Daria Murawska[4], Andrzej Koncicki[5], Bogdan Lewczuk[6], Tomasz Daszkiewicz[7], Kazimierz Obremski[1],

[1]Katedra Prewencji Weterynaryjnej i Higieny Pasz Wydziału Medycyny Weterynaryjnej UWM w Olsztynie
[2]Katedra Żywienia Zwierząt i Paszoznawstwa Wydziału Bioinżynierii Zwierząt UWM w Olsztynie
[3]Państwowy Instytut Weterynarii – Państwowy Instytut Badawczy w Puławach
[4]Katedra Towaroznawstwa Ogólnego i Doświadczalnictwa Wydziału Bioinżynierii Zwierząt UWM w Olsztynie
[5]Katedra Chorób Ptaków Wydziału Medycyny Weterynaryjnej UWM w Olsztynie
[6]Katedra Histologii i Embriologii Wydziału Medycyny Weterynaryjnej UWM w Olsztynie
[7]Katedra Towaroznawstwa i Przetwórstwa Surowców Zwierzęcych Wydziału Bioinżynierii Zwierząt UWM w Olsztynie

Część I

W ramach realizacji projektu przeprowadzono dwa testy żywieniowe w skali laboratoryjnej z zastosowaniem różnego poziomu PAP owadziego z larw *Hermetia illucens* oraz *Tenebrio molitor.*

Receptury mieszanek paszowych z zastosowaniem różnego poziomu PAP owadziego z larw *Hermetia illucens* oraz *Tenebrio molitor* przygotowano w Katedrze Żywienia Zwierząt i Paszoznawstwa.

W laboratoriach PIWet-PIB w Puławach wykonano badania mączek owadzich i pasz testowych z udziałem różnej zawartości białka owadziego (PAP) na zawartość pierwiastków toksycznych, pestycydów, dioksyn, hormonów, elementów charakterystycznych dla GMO, zanieczyszczeń mikrobiologicznych i substancji przeciwbakteryjnych.

W laboratoriach Katedry Towaroznawstwa Ogólnego i Doświadczalnictwa Uniwersytetu Warmińsko-Mazurskiego w Olsztynie wykonano testy żywieniowe na kurczętach brojlerach. Pracownicy Katedry Prewencji Weterynaryjnej i Higieny Pasz wykonali pomiary zoohigieniczne, w tym monitorowanie parametrów mikroklimatu w pomieszczeniach, w których prowadzono testy żywieniowe.

– ocenę wpływu żywienia kurcząt brojlerów dietą zawierającą różny udział pełnotłustego PAP uzyskanego z larw *Hermetia illucens* lub *Tenebrio molitor* na ich status zdrowotny i wybrane elementy odporności humoralnej i komórkowej wykonali pracownicy Katedry Chorób Ptaków.
– cenę histologiczną układu pokarmowego kurcząt brojlerów wykonali pracownicy Katedry Histologii i Embriologii.
– cenę jakości mięśni piersiowych kurcząt brojlerów wykonano w Laboratorium Katedry Towaroznawstwa i Przetwórstwa Surowców Zwierzęcych Wydziału Bioinżynierii Zwierząt.

Materiał i metody

Do testów żywieniowych zespół naukowców z Katedry Żywienia Zwierząt i Paszoznawstwa pod kierownictwem prof. dr hab. Wiesława Sobotki, opracował 4 receptury mieszanek pełnoporcjowych dla kurcząt brojlerów, dla różnych grup wiekowych (starter, grower i finiszer) z udziałem PAP owadziego z *Hermetia illucens*. Żywieniowym czynnikiem badawczym było zastąpienie genetycznie modyfikowanego białka sojowego białkiem owadzim z *Hermetia illucens* w 3 poziomach (100, 75 i 50%). Dla drugiego testu żywieniowego wykonano sześć receptur z udziałem PAP owadziego z *Tenebrio molitor* zastępując białko poekstrakcyjnej śrut sojowej w 100, 75, 62.5, 50 i 25%. Przed rozpoczęciem testów żywieniowych wyprodukowano granulowane pełnoporcjowe mieszanki doświadczalne w Zakładzie Doświadczalnym Żywienia Zwierząt Gorzyń Uniwersytetu Przyrodniczego w Poznaniu zgodnie z opracowanymi recepturami. Komponenty paszowe zostały wcześniej poddane analizie laboratoryjnej. W pobranych próbkach mączki owadziej oznaczono podstawowy skład chemiczny według metod standardowych (AOAC 2007). Strawność białka określono metodą enzymatyczną według Skulmowskiego w modyfikacji Rutkowskiej (1981). Natomiast energię brutto oznaczono w kalorymetrze z adiabatyczną bombą. Skład aminokwasowy białka badanych mączek owadzich i poekstrakcyjnej śruty sojowej oznaczono przy użyciu analizatora aminokwasów AAA400 Ingos według metodyki Moore and Stein (2007). Wartość biologiczną białka ocenianych materiałów paszowych charakteryzowano wskaźnikiem aminokwasów egzogennych (esential amino-acid index – EAAI) i aminokwasu ograniczającego (chemical score – CS). Do optymalizacji receptur doświadczalnych mieszanek paszowych STARTER, GROWER i FINISZER zastosowanych w 3-fazowym programie tuczu kurcząt brojlerów wykorzystano program komputerowy WinOpti. NET firmy AgroSoftR.

W laboratoriach PIWet - PIB w Puławach wykonano badania PAP owadziego i pasz testowych z udziałem różnej zawartości białka owadziego (PAP) owadziego na zawartość pierwiastków toksycznych. Uzyskane wyniki były zgodne z obowiązującym prawem paszowym.

Opracowano metodę LC-MS/MS do oznaczania trzech hormonów naturalnych: 17β-estradiolu, testosteronu i progesteronu oraz dwóch laktonów

kwasu rezorcylowego - zeranolu i zearalenonu w PAP owadzim i paszy. We wszystkich próbkach mieszanek paszowych była obecna mikotoksyna zearalenon o stężeniach poniżej granicznej dopuszczalnej wartości, pozostałych badanych substancji nie stwierdzono.

Wykonano oznaczenie pestycydów chloroorganicznych. Wszystkie próbki były zgodne z wymaganiami Rozporządzenia MRiRW z dnia 6 lutego 2012 r. w zakresie limitów odpowiadających pestycydom chloroorganicznym. Innych dodatkowo badanych pestycydów (azoksystrobina, azynofos metylowy, boskalid, deltametryna, fludioksonil, IBA, imazalil, pirymetanil, propamokarb, cypermetryna) w próbkach mieszanek paszowych nie stwierdzono w stężeniach powyżej granicy oznaczalności metody (0,01 mg/kg).

Badania na zawartość dioksyn, furanów, dioksynopodobnych i niedioksynopodobnych polichlorowanych bifenyli (PCB) wykazały, że stężenia oznaczanych kontaminatów są na bardzo niskim poziomie, dlatego też nie stwarzają zagrożenia toksykologicznego dla zwierząt skarmianych tymi paszami.

W badaniach mikrobiologicznych PAP owadziego nie stwierdzono obecności bakterii z rodzaju *Salmonella* oraz laseczek *Clostridium* (*C.) perfringens*. Uzyskane wyniki wskazują na stosunkowo wysokie zanieczyszczenie próbek beztlenowcami przetrwalnikującymi z rodzaju *Clostridium*, w tym na możliwość obecności gatunków chorobotwórczych. Odnotowano średnie zanieczyszczenie tlenowymi bakteriami mezofilnymi. Uzyskane wyniki wskazują na potrzebę modyfikacji procesów technologicznych w celu eliminacji odnotowanego zanieczyszczenia mikrobiologicznego.

Badania w kierunku oznaczenia gatunkowości owadów wykonano metodą mikroskopową oraz opracowywaną metodą real-time PCR. Na podstawie uzyskanych wyników stwierdzono, że istnieje możliwość wykrywania i identyfikacji PAP owadziego. Badane gatunki owadów charakteryzują się specyficznym rozdziałem białek.

Wykonano analizę w kierunku elementów charakterystycznych dla GMO stosowanych w produkcji pasz i żywieniu zwierząt. Wyniki badań wskazują na brak GMO w paszach zawierających białko owadzie (PAP).

Wykonano badania w kierunku wykrywania substancji przeciwbakteryjnych należących do różnych grup chemicznych: tetracyklin, sulfonamidów, fluorochinolonów oraz tiamuliny i trimetoprimu z zastosowaniem przesiewowej metody mikrobiologicznej. W próbkach białka owadziego, jak również w doświadczalnych mieszankach paszowych z dodatkiem PAP owadziego nie stwierdzono obecności substancji przeciwbakteryjnych należących do wyżej wymienionych grup chemicznych.

Materiał do badań stanowiły kogutki Ross 308. Ptaki żywiono mieszankami paszowymi sporządzonymi według receptur odpowiednio dla poszczególnych grup wiekowych. Kurczęta żywiono *ad libitum*, utrzymywano je w pomieszczeniach inwentarskich w skali laboratoryjnej, ale w warunkach standardowych dla hodowli kurcząt brojlerów. Odchów prowadzono do wieku 42 dni.

W pierwszym teście żywieniowym ptaków zastosowano diety ze zróżnicowanym udziałem PAP owadziego z *Hermetia illucens*. Materiał badawczy stanowiło 800 ptaków, które przydzielono losowo do 4 grup żywieniowych po 200 ptaków: HI0 (kontrola) – standardowe mieszanki paszowe i 0% PAP oraz HI50, HI75 i HI100 – z substytucją białka sojowego w diecie PAP owadzim z *Hermetia illucens* na poziomie odpowiednio: 50, 75 i 100%.

W drugim teście żywieniowym ptaków zastosowano diety ze zróżnicowanym udziałem PAP owadziego z *Tenebrio molitor*. Materiał badawczy stanowiło 800 ptaków, które przydzielono losowo do 6 grup żywieniowych po 133-134 ptaki: TM0 (kontrola) - standardowe mieszanki paszowe i 0 % PAP oraz TM25, TM50, TM62,5, TM75 i TM100 - z substytucją białka sojowego w diecie białkiem owadzim (PAP) z *Tenebrio molitor* na poziomie odpowiednio: 25, 50, 62,5, 75 i 100%.

W trakcie prowadzonych badań pracownicy Katedry Prewencji Weterynaryjnej i Higieny Pasz wykonali pomiary zoohigieniczne w pomieszczeniach, w których prowadzono testy żywieniowe. Monitorowano parametry mikroklimatu takie jak: temperatura efektywna, wilgotność, ruch powietrza, ochładzanie oraz stężenie amoniaku, dwutlenku węgla i siarkowodoru. Pomiary wykonano sześciokrotnie w odstępach tygodniowych, a uzyskane wyniki są średnią arytmetyczną pomiarów wykonanych w 12 miejscach budynku. Oznaczane parametry nie wykraczały poza przyjęte zalecenia.

Pracownicy Katedry Chorób Ptaków wykonali badania mające na celu ocenę wpływu żywienia kurcząt brojlerów dietą zawierającą różny udział pełnotłustego PAP owadziego z larw *Hermetia illucens* i *Tenebrio molitor* jako substytutów białka poekstrakcyjnej śruty sojowej, na ich status zdrowotny i wybrane elementy odporności humoralnej i komórkowej. W badaniach wykorzystano metody hematologiczne oraz biochemiczne krwi w celu określenia wpływu PAP owadziego na status zdrowotny ptaków. W ocenie funkcjonowania układu odpornościowego oraz kształtowania się odporności poszczepiennej wykorzystano analizę serologiczną oraz metody cytometrii przepływowej.

Z przeprowadzonych badań wynika, iż substytucja poekstrakcyjnej śruty sojowej PAP owadzim pełnotłustym z larw *Hermetia illucens* oraz mączki z larw *Tenebrio molitor*, niezależnie od procentowego jej udziału w paszy, nie miała wpływu na wielkość badanych wskaźników hematologicznych oraz biochemicznych. Spośród 3 wykonanych szczepień brojlerów kurzych w ramach obu doświadczeń, szczepionkowe wirusy IB charakteryzują się największą immunogennością, co znajduje odzwierciedlenie w wynikach badań serologicznych, w szczególności z 6 tygodnia życia ptaków, kiedy to w stosunku do IBV stwierdzono wyraźnie zaznaczoną serokonwersję w porównaniu z analogicznym wynikiem z 3 tygodnia życia ptaków. Skarmianie ptaków paszą doświadczalną wpływało w istotny sposób na pogorszenie efektywności i skuteczności szczepienia przeciwko IBV. Sytuacja ta wynika najprawdopodobniej z gorszego poboru paszy, co pociągnęło za sobą gorsze przyrosty masy ciała oraz pogorszenie

kondycji ogólnej ptaków tych grup. Opóźnienie zaniku przeciwciał matczynych przeciwko APV u ptaków z grup otrzymujących paszę o najwyższej procentowej substytucji surowca białkowego białkiem owadzim, tłumaczyć można spowolnieniem u tych ptaków procesów metabolicznych na skutek niedożywienia. Obserwacje te są zbieżne z wynikami prac nad tempem zaniku przeciwciał matczynych u kurcząt ras wolno rosnących oraz u ptaków żywionych paszami niedoborowymi.

Podsumowując, PAP owadzi z larw owadów nie wykazuje właściwości typowo immunomodulujących a obserwowany efekt wpływu skarmianych pasz na układ immunologiczny i zdrowotność ptaków był najprawdopodobniej spowodowany większym, bądź mniejszym poborem paszy w poszczególnych grupach doświadczalnych.

W 42 dniu odchowu w laboratorium Katedry Towaroznawstwa Ogólnego i Doświadczalnictwa kurczęta zważono i obliczono ich średnią masę ciała w każdej grupie żywieniowej. Następnie wybrano, z poszczególnych powtórzeń w danej grupie, ptaki o masie ciała zbliżonej do średniej grupy (±20 g). Wybrane ptaki poddano ubojowi i obróbce poubojowej.

Pracownicy Katedry Histologii i Embriologii, wykonali ocenę histologiczną układu pokarmowego kurcząt brojlerów w obu testach żywieniowych. W celu wykonania analizy morfometrycznej, pobrano losowo od 3 ptaków z każdej grupy żywieniowej próbki żołądka (gruczołowego i mięśniowego), wątroby, dwunastnicy, jelita czczego, a także jelita ślepego. Cały materiał utrwalono w 4% obojętnym roztworze zbuforowanej formaliny, a następnie odwodniono oraz zatopiono w parafinie. W ten sposób przygotowane próbki skrojono za pomocą mikrotomu na skrawki o grubości 5 μm. Uzyskane fragmenty wybarwiono hematoksyliną i eozyną. Wszystkie preparaty zeskanowano w skanerze PANNORAMIC 250 Flash III (3DHistech) i analizowano przy użyciu oprogramowania CaseViewer (3DHistech). W preparatach jelit wykonano dodatkowo następujące pomiary: długość kosmków, głębokość krypt Lieberkühna, stosunek długości kosmków do głębokości krypt i grubość błony mięśniowej.

Przeprowadzone badania wykazały zróżnicowaną reakcję poszczególnych narządów kurcząt brojlerów na stosowane w eksperymencie pasze z różnym procentowym udziałem PAP owadziego z *Hermetia illucens* lub *Tenebrio Molitor*. Analiza uzyskanych danych pozwoliła na określenie zmian zachodzących w narządach ptaków doświadczalnych w stosunku do grup kontrolnych.

Ocena histologiczna żołądka gruczołowego wykazała, że częściowa i całkowita zamiana soi PAP owadzim z *Hermetia illucens* oraz *Tenebrio molitor,* w paszy kurcząt brojlerów spowodowała zwiększone wydzielanie śluzu przez gruczoły powierzchowne oraz powstawanie złogów złuszczonych komórek w świetle odcinków wydzielniczych gruczołów głębokich. Dodatkowo w próbkach pobranych od ptaków z grupy H75 i H100 zaobserwowano liczne apoptozy komórek nabłonka gruczołów głębokich oraz nacieki limfatyczne w błonie śluzowej. Udział *Tenebrio molitor* (wszystkie grupy doświadczalne) w paszy kurcząt brojlerów przyczynił się do wakuolizacji komórek obu rodzajów

gruczołów oraz wystąpienia nacieków limfatycznych, zarówno w błonie śluzowej, jak i podśluzowej. Ocena żołądka gruczołowego ptaków z grupy kontrolnej nie wykazała natomiast znaczących zmian morfologicznych. Na podstawie uzyskanych obrazów histologicznych w doświadczeniu z udziałem *Hermetia illucens* i DII - *Tenebrio molitor* nie stwierdzono widocznych różnic w budowie ściany żołądka mięśniowego kurcząt we wszystkich grupach doświadczalnych w stosunku do grupy kontrolnej. Oprócz żołądka, w badaniach przeanalizowano również strukturę ściany jelita cienkiego, zaczynając od dwunastnicy, która stanowi jego początkowy odcinek. W dwunastnicy następuje najszybsza odbudowa komórek, ale jednocześnie jest to pierwszy fragment narażony na wszelkie bodźce fizyczne, chemiczne i hormonalne wynikające z diety ptaków. Na podstawie otrzymanych danych stwierdzono, iż zastąpienie soi mączką owadzią z *Hermetia illucens* spowodowało zróżnicowane zmiany budowy błony śluzowej dwunastnicy, a mianowicie długości kosmków, głębokości krypt oraz ich wzajemnego stosunku, a także grubości błony mięśniowej ściany jelita. Z przeprowadzonej analizy statystycznej wynika, że zastosowanie białka *Hermetia illucens* wpłynęło na zwiększenie głębokości krypt, a tym samym wzrost stosunku długości kosmków do głębokości krypt w dwunastnicy ptaków ze wszystkich grup doświadczalnych w porównaniu do grupy kontrolnej. Natomiast długość kosmków oraz grubość błony mięśniowej były zróżnicowane w obrębie poszczególnych grup doświadczalnych.

Wykorzystanie PAP owadziego *Tenebrio molitor* w paszy kurcząt brojlerów przyczyniło się do zmniejszenia głębokości krypt dwunastnicy ptaków we wszystkich grupach, ale nie wpłynęło to istotnie na długość kosmków. Ponadto w grupie TM100 w stosunku do TM0 odnotowano najcieńszą błonę mięśniową, co zostało potwierdzone statystycznie. Warto podkreślić, że dłuższe kosmki jelitowe korelują zazwyczaj ze zwiększoną całkowitą powierzchnią wchłaniania, co wiąże się z korzystnym działaniem enzymów trawiennych i wyższym transportem składników odżywczych. Jednocześnie, dzięki płytszym kryptom odnawianie kosmków jest łatwiejsze, dlatego też zaoszczędzona energia może być wykorzystana do wzrostu innych tkanek. Natomiast niższe kosmki oraz głębsze krypty mogą przyczyniać się do gorszego trawienia i przyswajania składników odżywczych, a co za tym idzie słabszej wydajności ptaków.

Na podstawie porównania wyników dotyczących środkowego odcinka jelita cienkiego, czyli jelita czczego u kurcząt brojlerów otrzymujących paszę z udziałem PAP owadziego z *Hermetia illucens* odnotowano istotne różnice w pomiarach morfometrycznych, które nie miały jednak określonej tendencji związanej ze wzrostem dodatku białka owadziego. W przeciwieństwie do tego doświadczenia, jelito czcze pobrane od wszystkich ptaków żywionych paszą z udziałem PAP owadziego z *Tenebrio molitor* charakteryzowało się istotnie krótszymi kosmkami jelitowymi i płytszymi kryptami w stosunku do osobników z grupy kontrolnej. Analiza statystyczna nie wykazała natomiast różnic statystycznych w stosunku długości kosmków do głębokości krypt, a także grubości błony mięśniowej.

Z otrzymanych danych wynika, że zastąpienie soi PAP owadzim przyczyniło się do uzyskania niejednolitych zmian badanych parametrów jelita ślepego w poszczególnych grupach żywieniowych. Odnotowano, iż jelita ślepe kurcząt otrzymujących paszę z 50% i 100% udziałem *Hermetia illucens* cechowały się dłuższymi kosmkami niż próbki pobrane z grupy H0 i H75, a także głębszymi kryptami w stosunku do grupy H75, gdzie stwierdzono najgrubszą błonę mięśniową. W przypadku *Tenebrio molitor* wyniki również nie dostarczyły jednoznacznych informacji. Na podstawie obliczeń wykazano, że jelita ślepe ptaków z grupy TM75% charakteryzowały się najkrótszymi kosmkami, najpłytszymi kryptami, a tym samym najmniejszym stosunkiem obu tych parametrów.

W badaniach analizie histologicznej poddano również pobrane próbki wątroby. Przeprowadzona ocena w doświadczeniu z *Hermetia illucens* wykazała liczne zmiany w strukturze tego narządu. Zarówno częściowa, jak i całkowita zamiana soi tym białkiem owadzim przyczyniła się do poszerzenia zatok wątrobowych, wakuolizacji hepatocytów oraz wystąpienia zwiększonej liczby ognisk nerkotycznych w stosunku do grupy kontrolnej. W grupie H50 i H100 zaobserwowano dezorganizację przebiegu hepatocytów i zatok wątrobowych. Podobny obraz morfologiczny odnotowano w wątrobach ptaków otrzymujących paszę z dodatkiem PAP owadziego z *Tenebrio molitor*. Stwierdzone wyżej wymienione zmiany morfologiczne wskazują na niekorzystne odziaływanie PAP owadziego w paszy kurcząt brojlerów na strukturę wątroby.

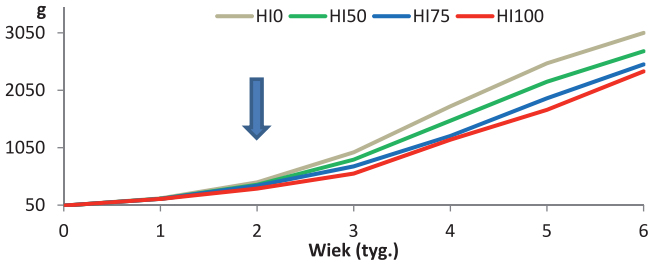
Podsumowując, należy stwierdzić, że zastąpienie soi w 50, 75 i 100% PAP owadzim uzyskanym z *Hermetia illucens* oraz *Tenebrio molitor* w paszy wpływa niekorzystnie na układ pokarmowy drobiu. Badania obu czynników doświadczalnych wykazały liczne zmiany w budowie histologicznej żołądka i wątroby oraz jelit kurcząt brojlerów w porównaniu do ptaków żywionych standardową mieszanką pełnoporcjową. Jednak nasilenie odstępstw od klasycznej morfologii było bardzo zróżnicowane, zwłaszcza w przypadku jelit, gdzie nie zaobserwowano prostej zależności pomiędzy procentowym udziałem stosowanych zamienników soi, a analizowanymi parametrami morfometrycznymi.

Jakość rzeźna oraz jakość mięsa kurcząt brojlerów żywionych dietami z różnym udziałem przetworzonego białka owadziego.

Wychłodzone tuszki (24 h, 4^{o}C) poddano dysekcji uproszczonej, a wypreparowane mięśnie piersiowe przekazano do Laboratorium Katedry Towaroznawstwa i Przetwórstwa Surowców Zwierzęcych, w celu oceny jakości mięsa.

W trakcie prowadzonych badań rejestrowano spożycie i zużycie paszy w poszczególnych grupach żywieniowych, a na podstawie zebranych wyników obliczono współczynnik konwersji paszy (FCR kg/kg). Prowadzono także monitoring upadków i brakowania ptaków. Wyniki badań wykazały, że już od drugiego tygodnia życia masa ciała ptaków żywionych dietami z udziałem

Rys. 1. Masa ciała ptaków żywionych dietami o zróżnicowanym udziale pełnotłustego PAP owadziego z *Hermetia illucens* w poszczególnych tygodniach odchowu.



PAP owadziego z *Hermetia illucens* odbiegała na niekorzyść od masy ciała ptaków żywionych dietą kontrolną (Rys. 1).

Końcowa masa ciała ptaków (w 42 dniu odchowu), wynosiła odpowiednio: 3010,0 g (HI-0), 2650,0 g (HI-50), 2590,0 g (HI-75), 2375,0 g (H-100, $P \leq 0,05$) (Rys. 2).

Zużycie paszy na 1 kg masy ciała (FCR za okres 1d-42d), w grupie kontrolnej (HI-0) wynosiło 1,63 kg/kg i było podobne jak w grupie HI-50 (1,59 kg/kg), oraz grupie HI-75 (1,59 kg/kg), natomiast w grupie H-100 było znacząco większe i wynosiło 1,78 k/kg (Rys. 3).

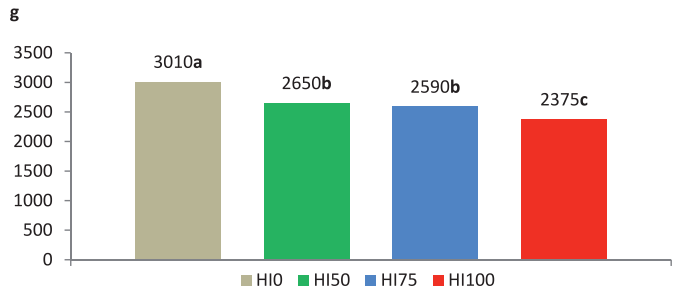
Zastosowane diety z udziałem PAP owadziego *z Hermetia illucens*, przyczyniły się do pogorszenia wartości rzeźnej ptaków. Podobnie jak w przypadku masy ciała, również masa tuszki wykazywała tendencję spadkową, wraz ze wzrostem PAP owadziego (Rys. 3).

Upadki i brakowania w grupach HI-0, HI-50, HI-75, wynosiły odpowiednio: 4,9, 4,6 i 4,6%, natomiast w grupie HI-100 aż 28,9%.

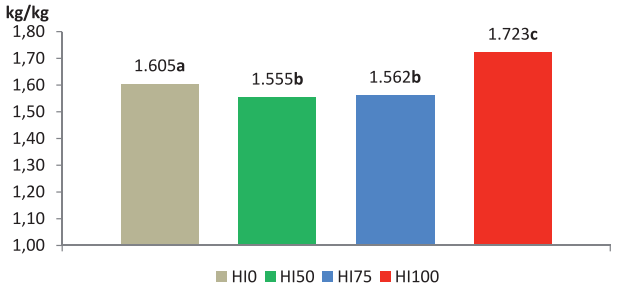
W odniesieniu do ptaków wybranych do uboju rejestrowano:

– masę ciała przed ubojem,

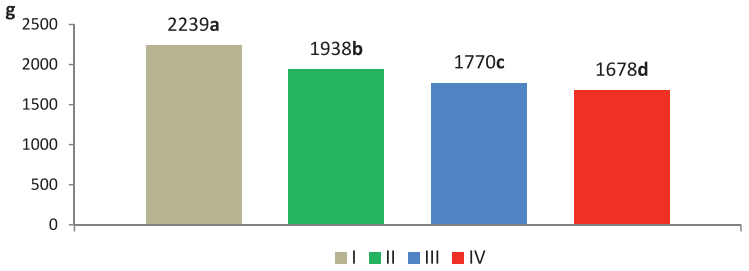
Rys. 2. Średnia masa ciała ptaków żywionych dietami o zróżnicowanym udziale pełnotłustego PAP owadziego z *Hermetia illucens* w 42 dniu życia.
a-c średnie oznaczone różnymi literami różną się istotnie na poziomie $\alpha = 0,05$.



Rys. 3. Współczynnik konwersji paszy (FCR kg/kg), ptaków żywionych dietami o zróżnicowanym udziale pełnotłustego PAP owadziego z *Hermetia illucens*, za okres 1-42 dni odchowu.
a-c średnie oznaczone różnymi literami różną się istotnie na poziomie α = 0,05.



Rys. 4. Średnia masa tuszki ptaków żywionych dietami o zróżnicowanym udziale pełnotłustego PAP owadziego z *Hermetia illucens* w 42 dniu życia.
a-c średnie oznaczone różnymi literami różną się istotnie na poziomie α = 0,05.



– masę tuszki ciepłej (Res. 4),
– masę podrobów (serce, żołądek mięśniowy, wątroba),
– masę tłuszczu sadełkowego.

W trakcie dysekcji uproszonej rejestrowano:

– masę tuszki po wychłodzeniu,
– masę mięśni piersiowych,
– masę nóg, w tym masę skóry z tłuszczem podskórnym, mięśni z tłuszczem międzymięśniowym, kości,
– masę „pozostałości tuszki" (część grzbietowa ze skrzydłami, +kości i skóra części piersiowej).

Przeprowadzona ocena jakości mięśnia piersiowego obejmowała analizę:

– podstawowego składu chemicznego mięśnia (sucha masa, białko ogólne, tłuszcz, popiół),
– profilu kwasów tłuszczowych tłuszczu śródmięśniowego,
– stopnia zmian oksydacyjnych lipidów mięśnia (wartość TBARS),
– właściwości fizykochemicznych mięśnia (pH, barwa w układzie CIELab, wyciek naturalny, wyciek termiczny),

– właściwości organoleptycznych mięsa (zapach, smakowitość, kruchość, soczystość).

Tuszki ptaków z grup żywionych dietami z PAP - HI zawierały mniej mięsa, a więcej tłuszczu brzusznego. Udział mięsa (łącznie mięśni piersi i nóg) w masie ciała kurcząt malał wraz ze wzrostem udziału w diecie PAP-HI: z 40,8% (HI-0) do 36,9% (HI-50), 33,1% (HI-75), 34,2% (Tab. 1).

Próbki mięśnia piersiowego brojlerów ze wszystkich badanych grup charakteryzowały się dużą zawartością suchej masy. Jej najwyższy udział stwierdzono w mięśniu brojlerów żywionych dietą z 75% udziałem PAP owadziego, a najniższy w mięsie ptaków otrzymujących dawkę z jego 50% udziałem. Duży udział suchej masy w badanym mięśniu był konsekwencją dużej zawartości w nim białka. Zauważalna była tendencja do większej zawartości tego składnika w mięsie brojlerów żywionych dietą z udziałem białka owadziego na poziomie 50 oraz 75%. W przypadku kurcząt otrzymujących dawkę, w której 100% białka pochodziło z PAP owadziego, zawartość białka w ich mięśniu piersiowym kształtowała się na poziomie zbliżonym do stwierdzonej w grupie kontrolnej.

Zastosowanie PAP owadziego w żywieniu brojlerów miało wpływ na zawartość w ich mięśniu piersiowym tłuszczu oraz składników mineralnych oznaczonych w postaci popiołu. W obu przypadkach udział tych składników w mięśniu kurcząt z grup doświadczalnych był mniejszy niż w grupie kontrolnej. Najmniejszą zawartością tłuszczu charakteryzowały się próbki mięśnia brojlerów żywionych dietą, w której 50% białka pochodziło z PAP z larw *Hermetia illucens*, natomiast najmniejszy udział popiołu odnotowano w grupie kurcząt, którym podawano dawkę ze 100% udziałem PAP owadziego.

Tab. 1. Udział tuszki, wybranych mięśni i narządów w masie ciała ptaków żywionych dietami o zróżnicowanym udziale pełnotłustego PAP owadziego z *Hermetia illucens*, odchowywanych do wieku w 42 dni.

[a-d] średnie oznaczone różnymi literami różną się istotnie na poziomie $\alpha = 0,05$.

Wyszczególnienie	Grupa żywieniowa			
	HI0	HI50	HI75	HI100
Udział w masie ciała (%)				
tuszka	74,39[a]	73,12[b]	68,36[c]	70,65[d]
mięśnie piersiowe	23,84[a]	20,28[b]	17,77[c]	18,01[c]
mięśnie nóg	16,92[a]	16,62[a]	15,38[b]	16,24[ab]
mięśnie piersiowe +mięśnie nóg	40,75[a]	36,90[b]	33,15[c]	34,24[c]
wątroba	1,74[a]	1,86[a]	2,32[b]	2,29[b]
serc	0,46[a]	0,48[a]	0,52[ab]	0,56[b]
żołądek mięśniowy	0,71[a]	0,82[ab]	0,96[bc]	1,00[c]
tłuszcz sadełkowy	0,62[a]	1,16[b]	1,54[bc]	1,77[c]

Analiza profilu kwasów tłuszczowych tłuszczu śródmięśniowego (ang. IMF) brojlerów żywionych dietami z udziałem białka owadziego wykazała, że charakteryzował się on dużo większym udziałem kwasów nasyconych (ang. SFA) w porównaniu z IMF kurcząt z grupy kontrolnej. Ponadto stwierdzono, że ich udział zwiększał się wraz ze wzrostem dodatku tego komponentu paszowego w dawce. W odwrotnej zależności z poziomem białka owadziego w dawce pozostawała całkowita zawartość wielonienasyconych kwasów tłuszczowych (ang. PUFA) w IMF brojlerów z badanych grup żywieniowych. Całkowita zawartość PUFA w IMF kurcząt z grup doświadczalnych była zdecydowanie mniejsza w porównaniu z IMF ptaków z grupy kontrolnej. Nie odnotowano istotnych różnic w całkowitej zawartości MUFA w IMF brojlerów z porównywanych grup.

Konsekwencją różnic w profilu kwasów tłuszczowych IMF brojlerów z porównywanych grup było zróżnicowanie wartości wskaźników charakteryzujących wartość odżywczą tłuszczu. Ich analiza wykazała jednoznacznie, że dodatek białka owadziego do dawek pokarmowych kurcząt miał negatywny wpływ na wartość odżywczą tłuszczu. IMF ptaków z grup doświadczalnych odznaczał się niższymi wartościami stosunku kwasów tłuszczowych nienasyconych i nasyconych (ang. UFA/SFA), PUFA/SFA, kwasów tłuszczowych o działaniu hipocholesterolemicznym i hipercholesterolemicznym (ang. DFA/OFA) oraz mniejszą zawartością niezbędnych nienasyconych kwasów tłuszczowych (ang. EFA). Zmiany te potęgowały się wraz ze wzrostem udziału białka owadziego w dawce pokarmowej.

Analiza średnich wartości TBARS wykazała, że poziom zmian autooksydacyjnych w mięśniu piersiowym ptaków żywionych dietą z najniższym (50%) udziałem PAP owadziego był mniejszy od stwierdzonego w mięśniach kurcząt z grupy kontrolnej oraz ptaków z grup doświadczalnych, w których zastosowano dawkę z udziałem białka z larw *Hermetia illucens* na poziomie 75 i 100%.

Na wysokim poziomie kształtowały się średnie wartości odczynu pH mięśni kurcząt ze wszystkich badanych grup. Najwyższe były one w mięsie brojlerów żywionych dietami z najmniejszym (50%) i największym (100%) udziałem PAP owadziego. Stwierdzone zróżnicowanie poziomu zakwaszenia mięśni brojlerów znalazło odbicie w wynikach oceny wycieku naturalnego. Jego najmniejsze wartości stwierdzono w grupach kurcząt z najwyższymi wartościami odczynu pH.

Próbki mięśni brojlerów z grup doświadczalnych odznaczały się mniejszym wyciekiem termicznym w porównaniu z próbkami mięśni kurcząt z grupy kontrolnej. W przypadku ptaków z grup otrzymujących dawki z 75 oraz 100% udziałem PAP owadziego różnice wynosiły ponad 4,5 punktu procentowego.

Konsekwencją większej zawartości barwników w mięśniach brojlerów z grup doświadczalnych była ich ciemniejsza barwa oraz większy udział w niej barwy czerwonej w porównaniu z barwą mięśni kurcząt z grupy kontrolnej. Barwa mięśni ptaków z grupy kontrolnej i żywionej dietą z 75% udziałem białka owadziego odznaczała się większym udziałem barwy żółtej w porównaniu z mięśniami kurcząt z grupy, w której zastosowano dawkę z najmniejszym (50%) udziałem PAP owadziego. Konsekwencją stwierdzonych różnic w udziale barwy

czerwonej i żółtej w barwie mięśni brojlerów były wyniki oceny jej nasycenia, które było większe w przypadku barwy mięśni kurcząt z grupy kontrolnej i z grupy żywionej dietą z 75% udziałem PAP owadziego w porównaniu z mięśniami ptaków otrzymujących dawkę z najmniejszym (50%) udziałem PAP owadziego z larw *Hermetia illucens*.

Przeprowadzona ocena sensoryczna nie wykazała zróżnicowania mięsa brojlerów z badanych grup pod względem natężenia i pożądalności zapachu. Niemniej na nieco niższym poziomie kształtowała się średnia wartość oceny pożądalności zapachu mięsa kurcząt żywionych dietą z największym (100%) udziałem PAP owadziego. Ich mięso oceniono również nieco niżej pod względem kruchości. Z kolei najlepiej pod względem tej cechy wypadło mięso kurcząt otrzymujących dawkę z 75% udziałem PAP owadziego. Na wyraźnie niższym poziomie kształtowały się średnie oceny soczystości i natężenia smakowitości mięsa brojlerów żywionych dietami z 75 oraz 100% udziałem PAP owadziego z larw *Hermetia illucens* w porównaniu z mięsem kurcząt z grupy kontrolnej i żywionej dietą z najmniejszym (50%) udziałem PAP owadziego. Mięso kurcząt, którym podawano dawki z 75 oraz 100% udziałem PAP z owadziego wykazywało również tendencje do mniejszej pożądalności smakowitości.

Podsumowanie

Wyniki badań przeprowadzonych na mięśniu piersiowym kurcząt brojlerów żywionych dietami z udziałem PAP owadziego z *Hermetia illucens* na poziomie 50, 75 i 100% wykazały, że:

1. Mięśnie kurcząt żywionych dietami z PAP owadzim charakteryzowały się mniejszym udziałem składników mineralnych oznaczonych w postaci popiołu.
2. Zwiększanie dodatku PAP owadziego w dawce pokarmowej brojlerów powodowało zwiększanie się całkowitej zawartości SFA oraz zmniejszanie się całkowitego udziału PUFA w IMF.
3. Następstwem zmian profilu kwasów tłuszczowych IMF brojlerów żywionych PAP owadzim było pogorszenie się wskaźników charakteryzujących wartość odżywczą tłuszczu (niższe wartości stosunku UFA/SFA, PUFA/SFA, DFA/OFA oraz mniejsza zawartość EFA). Zmiany te potęgowały się wraz ze wzrostem udziału w dawce pokarmowej PAP owadziego.
4. W mięśniu piersiowym ptaków żywionych dietą z najmniejszym (50%) udziałem PAP owadziego stwierdzono najmniejszy poziom zmian autooksydacyjnych wyrażony najniższą wartością TBARS.
5. Wyraźne zróżnicowanie średnich wartości odczynu pH mięśni piersiowych kurcząt z porównywanych grup nie pozwoliło w jednoznaczny sposób ocenić wpływ zastosowania PAP owadziego w ich żywieniu na cechy fizykochemiczne (jasność barwy, wyciek naturalny), pozostające w zależności z jego poubojowym zakwaszeniem.

6. Mięso brojlerów żywionych dietami z 75 oraz 100% udziałem białka owadziego odznaczało się wyraźnie mniejszą soczystością i natężeniem smakowitości oraz tendencją do mniejszej pożądalności smakowitości w porównaniu z mięsem kurcząt z grupy kontrolnej oraz żywionych dietą z 50% udziałem białka owadziego.
7. W świetle uzyskanych wyników oceny jakości mięśnia piersiowego, udział PAP owadziego z larw *Hermetia illucens* w dawce pokarmowej dla kurcząt brojlerów powinien być poddany dalszym analizom na poziomie nieprzekraczającym 50%.

Wyniki produkcyjne i cechy wartości rzeźnej kurcząt brojlerów żywionych dietami zawierającymi różny poziom udziału PAP owadziego z *Tenebrio molitor*

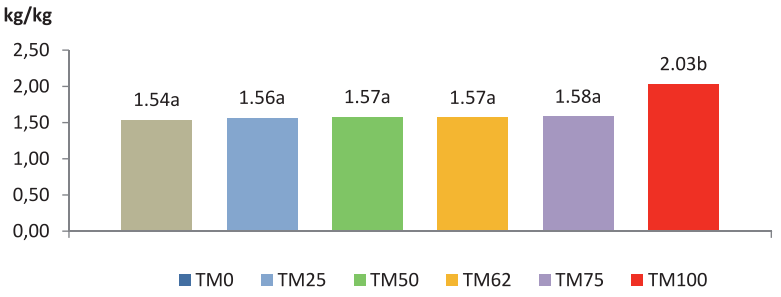
Zużycie paszy na 1 kg masy ciała (FCR za okres 1d-42d), w grupie kontrolnej (TM0) wynosiło 1,56 kg/kg i było podobne jak w grupach żywionych dawkami zawierającymi udział PAP-TM od 25% do 75% (FCR odpowiednio od 1,59-1,61 kg/kg). W grupie ptaków żywionych dietą zawierającą jedynie białko pochodzenia owadziego (TM100), obserwowano istotne pogorszenie wykorzystania paszy, a wartość FCR wyniosła 2,30 kg/kg) (Rys. 5).

Wyniki badań wykazały, że już po pierwszym tygodniu odchowu masa ciała ptaków żywionych dietami z udziałem PAP owadziego Tenebrio molitor powyżej 25%, odbiegała na niekorzyść od masy ciała ptaków żywionych dietą kontrolną Rys. 6).

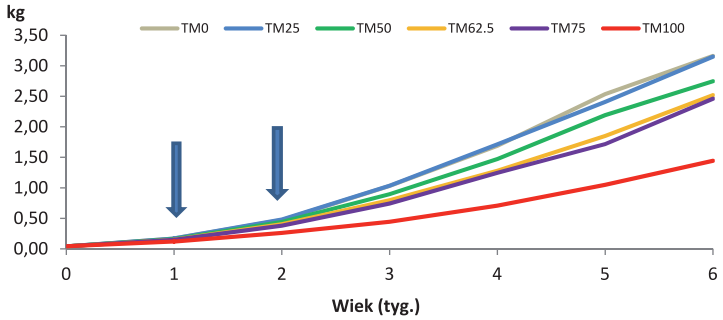
Końcowa masa ciała ptaków (w 42 dniu), wynosiła odpowiednio: 3254,0 g (TM0), 2975,4 g (M25), 2741,0 g (TM50), 2746,3 g (TM62,5), 2422,0 g (TM-5), 1405,0 g (TM100) (Rys. 7).

Udział mięsa (łącznie mięśnie piersi i nóg) w masie ciała ptaków malał wraz ze wzrostem udziału w diecie PAP-TM: z 40,6% (TM-0) do 41,2 % (TM-25), 39,3 (TM-50), 38,9% (TM-62,5%), 35,9% (TM-75) i 31,11% (TM-100).

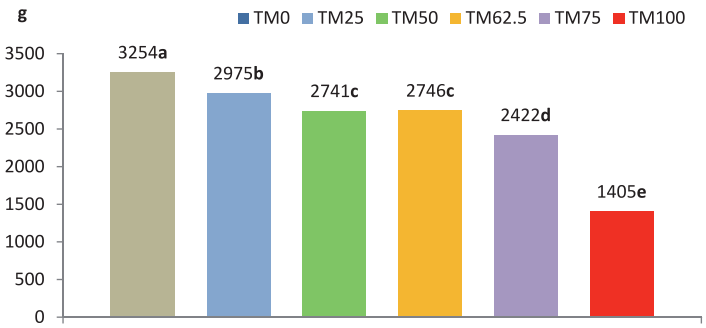
Rys. 5. Współczynnik konwersji paszy (FCR kg/kg), ptaków żywionych dietami o zróżnicowanym udziale pełnotłustego PAP owadziego z *Tenebrio molitor*, za okres 1-42 dni odchowu.
[a-c] średnie oznaczone różnymi literami różną się istotnie na poziomie α = 0,05.



Rys. 6. Masa ciała ptaków żywionych dietami o zróżnicowanym udziale pełnotłustego PAP owadziego z Tenebrio molitor w poszczególnych tygodniach odchowu.



Rys. 7. Średnia masa ciała ptaków żywionych dietami o zróżnicowanym udziale pełnotłustego PAP owadziego z *Tenebrio molitor* w 42 dniu życia.
[a-e] średnie oznaczone różnymi literami różną się istotnie na poziomie α = 0,05.



Upadki i brakowania (łącznie) w grupach TM0, TM25, TM50, TM62.5, TM75, TM-100, wynosiły odpowiednio: 3, 1, 4, 4 i 3%, natomiast w grupie żywionej dietami zawierającymi wyłącznie PAP owadzie aż 32%.

Wyniki oceny jakości mięśnia piersiowego kurcząt brojlerów żywionych dietami zawierającymi PAP owadzi z *Tenebrio molitor*

Przeprowadzona analiza podstawowego składu chemicznego próbek mięśnia piersiowego brojlerów wykazała, że największą zawartością białka charakteryzowały się próbki mięśni brojlerów żywionych dietami z udziałem PAP owadziego na poziomie 25 i 50%, natomiast najmniejszą jego zawartość oznaczono w próbkach mięśnia kurcząt z grupy, w której zastosowano dawkę ze 100% udziałem PAP owadziego z larw *Tenebrio molitor*. Należy zauważyć, że w obrębie grup kurcząt żywionych dietami z PAP owadzim zauważalna była jednoznaczna tendencja do zmniejszenia się w mięśniu piersiowym zawartości

białka po przekroczeniu w dawce 50% udziału PAP owadziego. Nie stwierdzono istotnego zróżnicowania zawartości białka w mięśniach ptaków z grupy kontrolnej i z grup doświadczalnych.

Na zbliżonym poziomie kształtowała się zawartość tłuszczu w mięśniu piersiowym brojlerów z grupy kontrolnej i grup doświadczalnych. Jego zawartość nie przekraczała poziomu 2%, a różnica między największą i najmniejszą zawartością wynosiła 0,18 punktu procentowego.

Mięśnie kurcząt z grupy kontrolnej oraz z grup żywionych dawkami z 25 i 50% udziałem PAP owadziego miały zbliżoną zawartość składników mineralnych oznaczonych w postaci popiołu. W grupach, w których udział PAP owadziego z larw *Tenebrio molitor* w dawce stanowił powyżej 50% odnotowano spadek zawartości popiołu, przy czym różnice między średnimi grup były nieznaczne.

Stwierdzone różnice w zawartości podstawowych składników chemicznych w mięśniach brojlerów nie miały istotnego wpływu na zawartość suchej masy. Różnica między jej najwyższym i najniższym udziałem wynosiła 0,78 punktu procentowego.

Wraz ze wzrostem udziału w dawce pokarmowej PAP owadziego, zwiększała się całkowita zawartość SFA w IMF brojlerów. Ich udział w IMF kurcząt z grup doświadczalnych, z wyjątkiem grupy żywionej dietą z najmniejszym udziałem PAP owadziego z larw *Tenebrio molitor*, był większy od stwierdzonego w IMF ptaków z grupy kontrolnej. Również w grupie MUFA, przy zwiększaniu udziału PAP owadziego w dawce pokarmowej (do poziomu 75%) podawanej brojlerom, stwierdzono wzrost całkowitej zawartości MUFA w IMF. Z kolei analiza wyników oznaczeń PUFA wykazała jednoznaczną tendencję spadkową całkowitej zawartości PUFA wraz ze zwiększaniem się w dawce pokarmowej udziału PAP owadziego.

Stwierdzone różnice w profilu kwasów tłuszczowych IMF brojlerów z porównywanych grup miały wpływ na wartości wskaźników charakteryzujących wartość odżywczą tłuszczu. Generalnie dodatek białka owadziego do dawek pokarmowych kurcząt skutkował pogorszeniem się tych wskaźników (obniżenie wartości stosunku UFA/SFA, PUFA/SFA, DFA/OFA, spadek zawartości EFA). Zmiany te pogłębiały się wraz ze zwiększaniem udziału w dawce pokarmowej białka owadziego, co potwierdza statystyczna istotność różnic między średnimi grup.

Najwyższe wartości TBARS stwierdzono w mięsie brojlerów z grupy kontrolnej oraz żywionych dietą z 50% udziałem PAP owadziego z larw *Tenebrio molitor*. Z kolei najniższe wartości TBARS odnotowano w mięśniach kurcząt otrzymujących dawkę z 62,5 oraz 75% udziałem PAP owadziego.

Mięśnie brojlerów z porównywanych grup charakteryzowały się zróżnicowanym poziomem poubojowego zakwaszenia. Najniższą wartość odczynu pH miały mięśnie kurcząt żywionych dawką ze 100% udziałem PAP owadziego. Najwyższe wartości odczynu pH odnotowano w mięśniach ptaków otrzymujących dawki, w których PAP owadzi było źródłem 62,5 oraz 75% białka.

Jedną z cech mięsa, która pozostaje w zależności z jego wartością odczynu pH jest jasność barwy. Potwierdziły to wyniki przeprowadzonych badań. Wykazały one, że mięśnie brojlerów z grupy kontrolnej oraz grupy żywionej dietą z udziałem PAP owadziego na poziomie 100%, które miały niższą wartość odczynu pH, charakteryzowały się jaśniejszą barwą w porównaniu z mięśniami kurcząt otrzymujących dawki z 50, 62,5 oraz 75% udziałem PAP owadziego, w których stwierdzono wyższe wartości odczynu pH. Na pośrednim poziomie, w stosunku do pozostałych grup, kształtowała się wartość w mięśniu ptaków z grupy żywionej dietą z najmniejszym (25%) udziałem PAP owadziego.

Cechą charakterystyczną barwy mięśni brojlerów żywionych dietą z największym udziałem PAP owadziego był największy udział w niej barwy czerwonej i żółtej. Skutkowało to również największym nasyceniem barwy ich mięśni.

Tak, jak w przypadku jasności barwy, zauważalny był związek wielkości wycieku termicznego z wartością odczynu pH mięśni. Próbki mięśni ptaków ze stwierdzonymi najwyższymi wartościami odczynu pH, tj. żywionych dietami z udziałem białka owadziego na poziomie od 50 do 75%, odznaczały się najmniejszym wyciekiem soku mięśniowego podczas obróbki termicznej. Nie odnotowano istotnego zróżnicowania wycieku naturalnego z próbek mięśni brojlerów z porównywanych grup.

Przeprowadzona ocena sensoryczna nie wykazała zróżnicowania próbek mięsa brojlerów z porównywanych grup pod względem natężenia zapachu. Nieco niżej oceniono natomiast pożądalność zapachu mięsa kurcząt żywionych dietą z największym udziałem białka owadziego w stosunku do mięsa kurcząt z grupy kontrolnej oraz żywionych dietą z najmniejszym udziałem PAP owadziego z larw *Tenebrio molitor* i jego udziałem na poziomie 62,5%. W przypadku mięsa kurcząt otrzymujących dawkę z najmniejszym udziałem PAP owadziego stwierdzono, że charakteryzowało się ono większą pożądalnością zapachu także w porównaniu z mięsem ptaków żywionych dietą z 50% udziałem PAP owadziego.

W ocenie natężenia smakowitości wyżej oceniono mięso brojlerów z grupy kontrolnej. Mięso kurcząt z grupy kontrolnej oceniono wyżej również pod względem pożądalności smakowitości w porównaniu z mięsem ptaków otrzymujących PAP owadzi z larw *Tenebrio molitor*. Największą pożądalnością smakowitości odznaczało się jednak mięso kurcząt otrzymujących dawkę z najmniejszym udziałem PAP owadziego, którego oceny były wyższe od ocen mięsa ptaków z pozostałych grup doświadczalnych.

Na stosunkowo wyrównanym poziomie kształtowały się średnie oceny soczystości mięsa. Wyjątkiem było mięso brojlerów żywionych dietą z 50% udziałem białka owadziego, którego soczystość była mniejsza w porównaniu z mięsem kurcząt z grupy kontrolnej oraz mięsem ptaków otrzymujących dawki, w których udział białka z larw *Tenebrio molitor* wynosił 25 oraz 75%. Nie stwierdzono istotnych różnic między średnimi ocenami kruchości mięsa.

Podsumowanie

Wyniki badań przeprowadzonych na mięśniu piersiowym kurcząt brojlerów żywionych dietami z udziałem PAP owadziego (*Tenebrio molitor*) na poziomie 25, 50, 62,5, 75 i 100% wykazały, że:

1. Największą zawartością białka charakteryzowały się mięśnie brojlerów żywionych dietami z 25 i 50% udziałem PAP owadziego. Po przekroczeniu jego 50% udziału w dawce stwierdzono istotny spadek zawartości białka ogólnego i składników mineralnych w mięśniach ptaków z grup doświadczalnych.
2. Dodatek PAP owadziego do dawek pokarmowych kurcząt wpłynął na pogorszenie wskaźników charakteryzujących wartość odżywczą tłuszczu (obniżenie wartości stosunku UFA/SFA, PUFA/SFA, DFA/OFA, spadek zawartości EFA). Zmiany te postępowały wraz ze zwiększaniem udziału PAP owadziego w dawce pokarmowej.
3. Wartości TBARS stwierdzone w mięsie brojlerów z grupy kontrolnej oraz żywionych dietą z 50% udziałem PAP owadziego były wyższe od stwierdzonych w pozostałych grupach kurcząt.
4. Mięśnie piersiowe brojlerów z porównywanych grup miały zróżnicowane wartości odczynu pH, co wpłynęło na wyniki oceny właściwości fizykochemicznych (jasność barwy, wyciek termiczny) wykazujących zależność z poubojowym zakwaszeniem mięsa. Ograniczyło to możliwość ustalenia wpływu dodatku PAP owadziego z larw *Tenebrio molitor* do dawki pokarmowej brojlerów na wymienione cechy jakościowe ich mięśnia.
5. W ocenie sensorycznej cech smakowo-zapachowych mięsa najwyżej oceniono pożądalność zapachu i smakowitości próbek mięśnia piersiowego kurcząt żywionych dietą z najmniejszym (25%) udziałem PAP owadziego.
6. Uzyskane wyniki oceny jakości mięśnia piersiowego kurcząt brojlerów sugerują, że zastosowanie PAP owadziego pochodzącego z larw mącznika młynarka (*Tenebrio molitor*) w ich żywieniu należy poddać dalszym analizom, z uwzględnieniem tego komponentu w dawce pokarmowej na poziomie nieprzekraczającym 25%.

Podsumowanie oceny wskaźników produkcyjnych i wartości rzeźnej wyników obu testów

1. Zastąpienie ponad 50% białka sojowego w diecie kurcząt PAP owadzim zarówno z *Hermetia illucens*, jak i z *Tenebrio molitor* skutkowało pogorszeniem wyników odchowu (wzrost FCR, spadek końcowej masy ciała, wzrost upadków) oraz pogorszeniem jakości tuszki (mniejsza wydajność rzeźna, pogorszenie składu tkankowego tuszki, w tym m.in. mniejszy udział mięśni piersiowych i mięśni nóg).
2. Porównanie wyników testu I i II wskazuje, że w grupach żywionych dietami zawierającymi 50% PAP owadziego, lepsze wyniki uzyskano przy zasto-

sowaniu w diecie PAP z Tenebrio molitor w porównaniu z PAP owadzim z *Hermetia illucens*.

Uzyskane wyniki badań produkcyjnych, zdrowotnych i oceny poubojowej wskazują, że częściowe zastąpienie białka sojowego w diecie kurcząt brojlerów PAP owadzim jest możliwe, przy czym jego udział nie powinien przekraczać 50% w przypadku Hermetia illucens i 25% w odniesieniu do PAP owadziego z Tenebrio molitor.

Część II

Testy żywieniowe w skali laboratoryjnej i fermowej z użyciem diety zawierającej pełnotłusty lub odtłuszczony PAP owadzi z *Hermetia illucens* oraz *Tenebrio molitor* na poziomie, odpowiednio: 5, 10 i 15%

Wyniki z testów żywieniowych przeprowadzonych w skali laboratoryjnej wykazały, że możliwości wysokiej substytucji białka sojowego PAP owadzim w dietach kurcząt brojlerów z wykorzystaniem PAP owadziego pełnotłustego są ograniczone. W związku z powyższym, w kolejnych testach żywieniowych zrealizowanych w ramach projektu GOSPOSTRATEG, w żywieniu ptaków zastosowano diety zawierające pełnotłusty lub odtłuszczony PAP owadzi z *Hermetia illucens* oraz *Tenebrio molitor* na niższym poziomie, odpowiednio: 5, 10 i 15%.

Materiał i metody

W skali fermowej przeprowadzono dwa doświadczenia. W każdym doświadczeniu z 36 000 zdrowych, jednodniowych kurek Ross 308, zostało wyselekcjonowane 1200 sztuk i podzielone losowo na 8 grup doświadczalnych (Tab. 2 i Tab. 3). Każde z doświadczeń zostało przeprowadzone w 240 boksach (powtórzeniach) w 3 komercyjnych kurnikach (halach produkcyjnych). Grupy żywieniowe w obrębie doświadczenia tworzyło 30 boksów, z czego każdy z 5 sztukami ptaków stanowił powtórzenie w obrębie grupy.

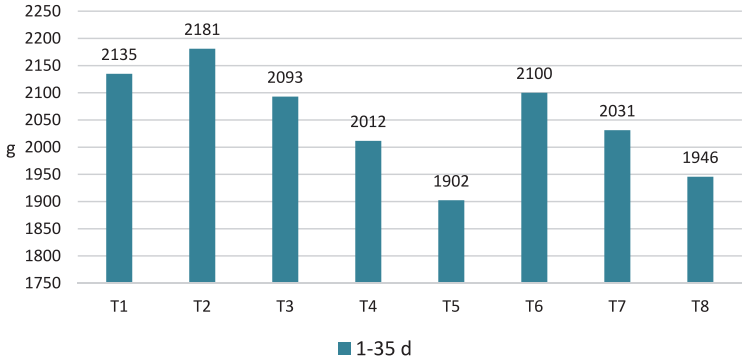
Badania zostały przeprowadzone w Specjalistycznym Laboratorium Badawczym PIAST PASZE Sp. z o.o. Budynki były zaopatrzone w regulowane sztuczne oświetlenie, automatyczny system ogrzewania i wentylacji. Ptaki były utrzymywane w 240 boksach o powierzchni 1 m^2 (1 m x 1 m) każdy, rozmieszczonych w dwóch rzędach na halach produkcyjnych, wyścielonych świeżą słomą. Zagęszczenie kształtowało się na poziomie 5,75 ptaków/m^2 (5 kurcząt na boks). Doświadczenia trwały po 35 dni.

Pasze doświadczalne zostały wyprodukowane przez PIAST PASZE Sp. z o.o. i stanowiły pełnoporcjowe mieszanki paszowe dla kurcząt rzeźnych, podzielone na 3 okresy skarmiania. W pierwszym okresie, trwającym od pierwszego do 10 dnia życia zastosowano mieszankę BROJLER 1, w drugim okresie od 10 do 21 dnia BROJLER 2, a w ostatnim okresie od 21 do 35 skarmiano BROJLERA 3. Przez cały czas trwania eksperymentu ptaki miały nieograniczony dostęp do paszy i wody (*ad libitum*). Ptaki poza boksami były żywione paszą granulowaną Standard PIAST. Wszystkie mieszanki zostały wyprodukowane bez dodatku jakichkolwiek stymulatorów wzrostu.

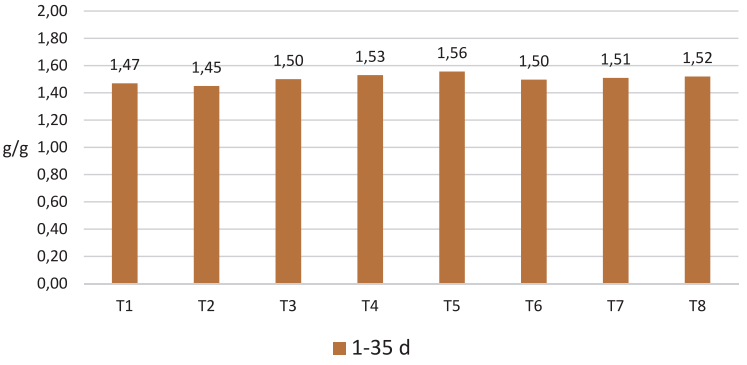
Tab. 2. Układ grup w teście z *Tenebrio molitor.*

Grupa	Dieta	Uwagi
1	Kontrola negatywna	-
2	Kontrola pozytywna	60 ppm salinomycyna
3	T1 + PAP pełnotłusty *Tenebrio molitor*	5%
4	T1 + PAP pełnotłusty *Tenebrio molitor*	10%
5	T1 + PAP pełnotłusty *Tenebrio molitor*	15%
6	T1 + PAP odtłuszczony *Tenebrio molitor*	5%
7	T1 + PAP odtłuszczony *Tenebrio molitor*	10%
8	T1 + PAP odtłuszczony *Tenebrio molitor*	15%

Rys. 8. Przyrosty masy ciała.



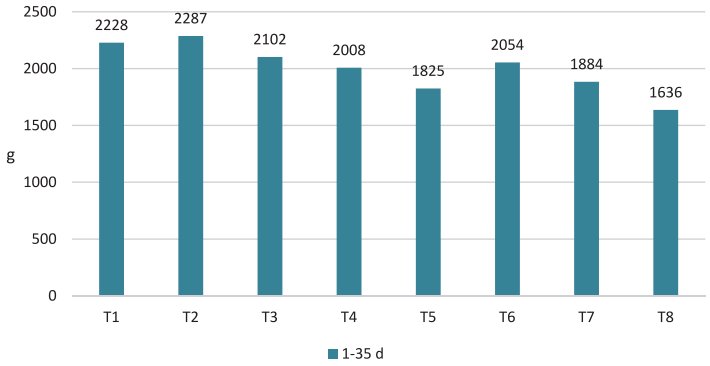
Rys. 9. Współczynnik wykorzystania paszy.



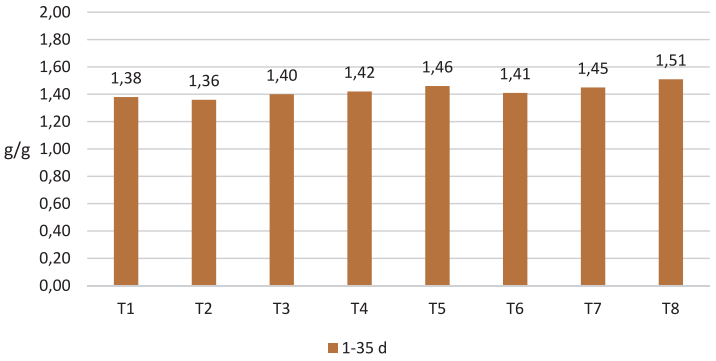
Tab. 3. Układ grup w teście z *Hermetia illucens*.

Grupa	Dieta	Uwagi
1	Kontrola negatywna	-
2	Kontrola pozytywna	60 ppm salinomycyna
3	T1 + PAP pełnotłusty *Hermetia illucens*	5%
4	T1 + PAP pełnotłusty *Hermetia illucens*	10%
5	T1 + PAP pełnotłusty *Hermetia illucens*	15%
6	T1 + PAP odtłuszczony *Hermetia illucens*	5%
7	T1 + PAP odtłuszczony *Hermetia illucens*	10%
8	T1 + PAP odtłuszczony *Hermetia illucens*	15%

Rys. 10. Przyrosty masy ciała.



Rys. 11. Współczynnik wykorzystania paszy.



W całym okresie trwania testów żywieniowych kurczęta charakteryzowały się wysoką zdrowotnością. Śmiertelność kurcząt w grupach była bardzo niska, nie wynikała z zastosowanych czynników doświadczalnych i nie miała wpływu na uzyskane wyniki.

Na zakończenie testu, średnia masa ciała kurcząt wynosiła 2,03 kg (Rys. 8), a współczynnik wykorzystania paszy FCR 1,51kg/kg dla doświadczenia z zastosowaniem PAP owadziego z *Tenebrio molitor* (Rys. 9). Natomiast w doświadczeniu z zastosowaniem PAP owadzi oraz z *Hermetia illucens* średnia masa ciała kurcząt wynosiła 2,04 kg (Rys. 10), a współczynnik wykorzystania paszy FCR 1,42 kg/kg (Rys. 11).

W laboratoriach Państwowego Instytut Weterynaryjnego – Państwowego Instytutu Badawczego w Puławach dokonano oceny produktów uzyskanych z kurcząt karmionych PAP owadzim pod względem bezpieczeństwa mikrobiologicznego i zanieczyszczeń chemicznych. Badania laboratoryjne obejmowały oznaczanie metali ciężkich, pozostałości hormonów anabolicznych, pestycydów, substancji przeciwbakteryjnych oraz poziomu dioksyn, furanów i polichlorowanych bifenyli (PCB).

W zależności od kierunku prowadzonego badania ocenie poddano tkankę mięśniową i wątrobę, wymazy z kloaki, jelita wraz z treścią pokarmową oraz treść przewodu pokarmowego.

Wykonane badania mikrobiologiczne oraz badania z wykorzystaniem technik biologii molekularnej wykazały, że w żadnej z badanych próbek tkanki mięśniowej, jak i w wymazach z kloaki nie stwierdzono obecności pałeczek z rodzaju *Salmonella*. Nie stwierdzono także obecności patogenów z rodzaju *Clostridium* wytwarzających toksyny botulinowe.

W żadnej ze 128 zbadanych próbek mięśni drobiowych nie oznaczono pozostałości pestycydów w stężeniach powyżej granic oznaczalności dla zastosowanej metody badawczej. Zarówno gatunek owada, z którego przygotowano PAP owadzi, oraz zastosowanie PAP pełnotłustego lub odtłuszczonego nie miały wpływu na występowanie pozostałości pestycydów w mięśniach brojlerów tuczonych paszą z ich udziałem. Wszystkie próbki mięśni niezależnie od tych zmiennych parametrów nie wykazywały pozostałości jakichkolwiek spośród badanych pestycydów.

Podobne wyniki uzyskano dla mięśni badanych w kierunku pozostałości hormonów anabolicznych. W wyniku przeprowadzonych analiz stwierdzono, że mięśnie brojlerów kurzych są wolne od pozostałości hormonów anabolicznych.

Analiza próbek treści przewodu pokarmowego pobranych od kurcząt żywionych mieszanką paszową z dodatkiem PAP owadziego z *Hermetia illucens* oraz *Tenebrio molitor,* jak również od ptaków kontrolnych, wykonana z zastosowaniem techniki chromatografii cieczowej ze spektrometrią mas oraz wykonane badanie metodą mikrobiologiczną mięśni ptaków w kierunku substancji przeciwbakteryjnych wykazały, że pobrany materiał jest wolny od substancji przeciwbakteryjnych.

Z kolei przeprowadzone badania w kierunku metali ciężkich takich jak Pb, Cd, As i Hg wykazały, że stężenia pierwiastków toksycznych w tkankach brojlerów kurzych były niskie i nie przekraczały najwyższych dopuszczalnych poziomów, określonych przez prawo żywnościowe obowiązujące na terenie UE. Zawartości poszczególnych metali toksycznych nie odbiegały od wyników otrzymywanych w ramach urzędowych badań kontrolnych żywności pochodzenia zwierzęcego.

Natomiast wyniki badań uzyskane dla dioksyn, dl-PCB i ndl-PCB wykazały, że związki te obecne są w analizowanym materiale, ale ich poziomy znajdują się na granicy oznaczalności metody (LOQ). Niezależnie od tego, czy kurczęta spożywały paszę uzupełnioną białkiem owadzim pochodzącym z *Tenebrio molitor,* czy to z *Hermetia illucens*, oznaczane poziomy były takie same jak w mięśniach brojlerów karmionych paszą kontrolną, bez dodatku białka owadziego.

W analizowanych próbkach nie stwierdzono przekroczeń najwyższego dopuszczalnego limitu badanych substancji. Tym samym można stwierdzić, że mięso oraz podroby (wątroba) pochodzące od brojlerów kurzych żywionych mieszanką paszową z dodatkiem przetworzonego białka owadziego (PAP) nie stanowią zagrożenia dla zdrowia konsumenta. Mając jednak na uwadze możliwość bioakumulacji niektórych pierwiastków, badanie surowców stosowanych do produkcji pasz, w tym przetworzonego białka owadziego jest niezbędne, aby zapewnić bezpieczeństwo łańcucha żywnościowego. Na podstawie wyników z przeprowadzonych badań można stwierdzić, że stężenia oznaczonych kontaminantów (PCDD/PCDF/ dl-PCB oraz ndl-PCB) w mięśniach drobiowych są na niskim poziomie, najczęściej na granicy poziomu oznaczalności metody Przeprowadzona ocena ryzyka potwierdza, że mięśnie drobiowe skarmiane paszami z dodatkiem PAP owadziego nie stwarzają zagrożenia toksykologicznego dla konsumentów żywności pochodzenia zwierzęcego.

Z kolei przeprowadzone badania mikrobiologiczne wykazały, że mikrobiom jelitowy owadów jest zróżnicowany i zależy od warunków hodowli oraz diety. Przetwarzanie owadów odbywa się po opróżnieniu treści jelitowej, jednak pomimo tego niewykluczone są pozostałości kału i obecność mikroorganizmów powierzchniowych, które mogą być chorobotwórcze dla ludzi i zwierząt. W badanych próbkach mięśni oraz wymazów z kloaki nie wykazano obecności patogenów z rodzaju *Salmonella*. Nie wykazano także obecności patogenów z gatunku *Clostridium botulinum*. Wyniki poziomów zanieczyszczenia laseczkami *Clostridium* wskazują jednak na ich znaczne różnice pomiędzy treścią jelitową, w grupach kontrolnych oraz w grupach eksperymentalnych, pozyskaną z kurcząt karmionych paszami z udziałem PAP.

Po uboju ptaków w laboratorium Katedry Towaroznawstwa i Przetwórstwa Surowców Zwierzęcych określono wartość rzeźną i jakość mięśnia piersiowego (jego lewej części). Prawą część każdego mięśnia piersiowego zapeklowano (24 h, metoda zalewowa), a po ocieknięciu upieczono w piecu konwekcyjnym (temperatura 180°C, do osiągnięcia temperatury 74°C w najgrubszym miejscu

mięśnia). Po wystudzeniu upieczone piersi zważono, a następnie zapakowano próżniowo w woreczki PA/PE i przechowywano w temperaturze 4°C. Po 7 dniach produkty poddano badaniom laboratoryjnym, w trakcie których określono:

- podstawowy skład chemiczny (sucha masa, białko ogólne, tłuszcz, popiół),
- stopień zmian oksydacyjnych lipidów (wartość TBARS),
- właściwości fizykochemiczne (pH, barwa powierzchni i przekroju produktu w układzie CIELab),
- właściwości organoleptyczne (zapach, smakowitość, kruchość, soczystość).

Ocena wartości rzeźnej kurcząt brojlerów żywionych dietami zawierającymi pełnotłusty lub odtłuszczony PAP owadzi z *Hermetia illucens*

Masa ciała ptaków z grupy kontrolnej H1 oraz z grup żywionych dietami z 5 % udziałem pełnotłustego PAP owadziego z *Hermetia illucens*, jak i z grup z udziałem 5% lub 10 % PAP owadziego odtłuszczonego były zbliżone. Stwierdzono korzystny wpływ diety z 5% udziałem pełnotłustego PAP owadziego na końcową masę ciała ptaków, natomiast dieta z 15% udziałem PAP owadziego odtłuszczonego wyraźnie pogarszała wartość końcowej masy ciała ptaków.

Masa mięśni pozyskanych z tuszek ptaków żywionych dietą kontrolną oraz dietami z 5-10 % udział PAP owadziego pełnotłustego lub odtłuszczonego była podobna. W grupach żywionych dietami z 15 % udziałem PAP owadziego pełnotłustego lub odtłuszczonego stwierdzono spadek masy mięśni piersiowych, przy czym był on większy w grupie ptaków żywionych dietą z dodatkiem 15% odtłuszczonego PAP owadziego z *Hermetia illucens*.

Diety z pełnotłustym PAP owadzim *z Hermetia illucens*, na poziomie 5-15%, oraz odtłuszczonym PAP owadzim na poziomie 5-10%, nie pogarszały wydajności rzeźnej ptaków. Niewielki spadek wydajności rzeźnej stwierdzono w grupie żywionej dietami z 15% odtłuszczonym PAP owadzim. Największy spadek udziału mięśni piersiowych w masie ciała ptaków stwierdzono w grupach żywionych dietami zawierającymi 15% PAP owadzi zarówno pełnotłustego, jak i odtłuszczonego.

W mięśniach piersiowych kurcząt żywionych dietami z dodatkiem odtłuszczonego PAP owadziego stwierdzono spadek zawartości suchej masy i białka ogólnego. Mięśnie ptaków żywionych dietą z PAP owadzim (z wyjątkiem kurcząt otrzymujących dawkę z największym, tj. 15% udziałem PAP owadzim odtłuszczonym) zawierały generalnie więcej białka niż mięśnie ptaków z grupy kontrolnej.

Wzrostowi udziału białka z pełnotłustego i odtłuszczonego PAP owadziego w dawce dla kurcząt towarzyszyło zwiększanie się wartości TBARS mięśnia, przy czym wyraźny wzrost wartości tego wskaźnika miał miejsce przy największym (15%) dodatku PAP owadziego. Odwrotną zależność odnotowano między udziałem PAP owadziego w dawce i wartością odczynu pH mięśnia piersiowego.

Stwierdzona tendencja wzrostowa w zakwaszeniu mięśni wraz ze wzrostem udziału PAP owadziego miał zapewne wpływ na stwierdzoną w nich tendencję do większego wycieku naturalnego. Z kolei wzrost wycieku termicznego z próbek mięśni ptaków żywionych dietami ze wzrastającym udziałem PAP owadziego odtłuszczonego pozostawał prawdopodobnie w związku ze zwiększającą się w nich wartością stosunku woda/białko. Rozkład średnich wartości odczynu pH mięśni w porównywanych grupach miał zapewne wpływ na jasność ich barwy, która tak, jak zakwaszenie, była większa w mięśniach ptaków żywionych dietami z większym udziałem PAP owadziego. Przy zwiększaniu się udziału tego komponentu paszowego w dawce zwiększał się również udział barwy żółtej i nasycenie barwy mięśnia.

Ocena sensoryczna wykazała lekko zaznaczone tendencje do zmniejszania się natężenia zapachu i smakowitości, pożądalności smakowitości oraz wzrostu soczystości mięsa ptaków żywionych dietami ze wzrastającym udziałem PAP odtłuszczonej. Mięso tych ptaków charakteryzowało się również generalnie najmniejszą soczystością.

Na wysokim poziomie kształtowały się ubytki masy produktu po obróbce termicznej, przy czym niższe były one w grupie kurcząt żywionych dietą kontrolną oraz z 5% udziałem odtłuszczonego PAP owadziego. W efekcie wpłynęło to na większą zawartość suchej masy i białka w tych produktach. Duże straty masy w trakcie obróbki cieplnej mogły mieć wpływ na mniejszą zawartość popiołu w mięsie niż można było tego oczekiwać.

Produkty uzyskane z piersi kurcząt żywionych dietami z 10 i 15% dodatkiem PAP owadziego pełnotłustego i odtłuszczonego charakteryzowały się wyższymi wartościami TBARS w stosunku do grupy kontrolnej. Analiza wartości pH wykazała, że była ona zdecydowanie najniższa w produkcie uzyskanym z piersi kurcząt żywionych dietą z najwyższym (15%) udziałem PAP owadziego pełnotłustego. Tendencję do niższej wartości odczynu pH wykazywały również produkty z piersi kurcząt żywionych PAP owadzim odtłuszczonym. Pieczone piersi kurcząt żywionych dietami z udziałem PAP owadzim odtłuszczonym zostały ocenione nieco niżej pod względem natężenia i pożądalności zapachu, pożądalności smakowitości i soczystości. W przypadku największego (15%) dodatku PAP owadziego w dawce, produkt odznaczał się również nieznacznie większym natężeniem smakowitości oraz nieco mniejszej soczystości.

Wyniki produkcyjne i ocena wartości rzeźnej kurcząt brojlerów żywionych dietami zawierającymi pełnotłusty lub odtłuszczony PAP owadzi z *Tenebrio molitor*

Masa ciała ptaków z grupy kontrolnej oraz z grup żywionych dietami z dodatkiem 5% i 15% PAP owadzi z *Tenebrio molitor* (pełnotłuste i odtłuszczone) była podobna. Jedynie w grupie żywionej dietami z dodatkiem 10% odtłusz-

czonego PAP owadziego z *Tenebrio molitor* była nieco mniejsza w porównaniu z grupą kontrolną. Podobna tendencja wystąpiła w odniesieniu do masy tuszki.

Jedynie w grupach żywionych dietami z 10 % udziałem PAP owadziego pełnotłustego lub z 5 % udziałem PAP owadziego odtłuszczonego, stwierdzono spadek masy mięśni piersiowych. W przypadku mięśni nóg, spadek masy stwierdzono w grupach żywionych dietami z 10-15 % PAP owadzim pełnotłustym oraz w grupie z 5 % udziałem PAP owadzim odtłuszczonym.

Zastosowanie diet zawierających pełnotłusty PAP owadzi z Tenebrio molitor oraz PAP owadzi odtłuszczony na poziomie 10%, wpłynęło korzystnie na wydajność rzeźną ptaków. W pozostałych grupach żywieniowych wartość tej cechy była zbliżona do wartości w grupie kontrolnej. Po wyrażeniu masy pozyskanego mięsa z najcenniejszych kulinarnie części tuszki (części piersiowej i nóg) w odniesieniu do masy ciała ptaków stwierdzono, że jedynie w grupie ptaków żywionych dietą z 5% udziałem pełnotłustego PAP owadziego nastąpiło pogorszenie udziału mięśni piersiowych. Natomiast w grupie ptaków żywionych dietami z 15 % udziałem pełnotłustego PAP oraz w grupach z 5 oraz 15% udziałem PAP odtłuszczonego, stwierdzono pogorszenie udziału mięśni nóg w masie ciała ptaków.

Stwierdzono, że dodatek PAP owadziego do dawki na poziomie 15% skutkował spadkiem zawartości białka ogólnego w mięśniu. Konsekwencją tego była również mniejsza zawartość w nim suchej masy. W przypadku pozostałych oznaczonych składników chemicznych, różnice między średnimi grup były nieznaczne.

Wartość odczynu pH mięśnia kształtowała się na poziomie charakterystycznym dla surowca dobrej jakości. Zauważalna była tendencja do wyższych wartości tego wskaźnika w grupach ptaków otrzymujących dawki z 5 i 10% dodatkiem PAP pełnotłustego i odtłuszczonego. Przełożyło się to na nieco mniejszą jasność barwy mięśni ptaków z tych grup oraz mniejszy wyciek naturalny i termiczny. Analiza pozostałych koordynatów barwy mięśnia wykazała spadek udziału barwy żółtej oraz nasycenia barwy wraz ze wzrostem dodatku PAP pełnotłustego i odtłuszczonego do dawek dla kurcząt. Było to szczególnie widoczne u kurcząt żywionych dietami z udziałem PAP owadziego pełnotłustego. W grupie kurcząt żywionych dietami z dodatkiem PAP owadziego pełnotłustego odnotowano również najwyższe wartości TBARS.

Stwierdzono, że mięso kurcząt żywionych dietą z udziałem PAP owadziego odtłuszczonego charakteryzowało się mniejszą pożądalnością zapachu, przy czym najniższą średnią ocenę odnotowano w grupie otrzymującej dawkę z 10% udziałem białka z tego PAP. Mięso ptaków żywionych dietą zawierającą PAP owadzi odtłuszczony oraz dietą z największym (15%) udziałem PAP owadziego pełnotłustego odznaczało się tendencją do mniejszej pożądalności smakowitości. Dodatek PAP owadziego pełnotłustego miał korzystny wpływ na soczystość mięsa, natomiast dodatek PAP owadziego odtłuszczonego na poziomie 10 i 15% wiązał się z pogorszeniem tej cechy. Na wysokim poziomie kształtowały się wyniki oceny kruchości mięsa i tylko w grupie kurcząt otrzymujących największy (15%) dodatek PAP owadziego pełnotłustego była ona nieznacznie niższa.

Pierś pieczona kurcząt żywionych dietami z 10 i 15 % dodatkiem PAP owadziego odtłuszczonego charakteryzowała się największym ubytkiem masy po obróbce termicznej. W efekcie produkty te zawierały najmniej wody, przy jednocześnie największej zawartości białka. Ponadto odznaczały się one tendencją do większego zakwaszenia oraz niższej wartości TBARS, zwłaszcza w stosunku do wartości stwierdzonych w produkcie uzyskanym z mięsa ptaków żywionych dietą z udziałem PAP owadziego pełnotłustego.

Pomiary spektrokolorymetryczne koordynatów barwy powierzchni pieczonego produktu wykazały, że barwa produktu z grupy kontrolnej odznaczała się większym udziałem barwy żółtej i nasyceniem barwy w porównaniu z produktami otrzymanymi z mięśni kurcząt żywionych dietą z PAP owadzim pełnotłustym i odtłuszczonym. Barwa powierzchni pieczonej piersi kurcząt otrzymujących w dawce 5% PAP owadziego odtłuszczonego odznaczała się najwyższą jasnością oraz najniższą wartością czerwoności.

W ocenie instrumentalnej barwy przekroju produktu stwierdzono, że barwa pieczonej piersi kurcząt żywionych dietą z największym (15%) udziałem PAP owadziego odtłuszczonego charakteryzowała się największą jasnością, najmniejszym udziałem barwy żółtej oraz najmniejszym nasyceniem barwy. W przypadku pieczonych piersi kurcząt, którym podawano dawki z dodatkiem PAP owadziego pełnotłustego, dla wszystkich trzech wymienionych koordynatów barwy charakterystyczny był spadek ich wartości przy wzroście udziału białka owadziego w dawce, natomiast wzrastał nieznacznie udział barwy czerwonej. W przypadku produktu uzyskanego z piersi kurcząt żywionych dietą z udziałem PAP owadziego odtłuszczonego jedynie wartość jasność barwy wykazywała jednoznaczną korelację (dodatnią) z wielkością udziału białka z tej mączki.

Przekrój piersi kurcząt żywionych dawką z największym (15%) udziałem PAP owadziego odtłuszczonego w ocenie sensorycznej oceniono nieco niżej pod względem pożądalności barwy. Ponadto produkty otrzymane z mięśni ptaków otrzymujących w diecie PAP owadzi odtłuszczony odznaczały się mniejszą soczystością. Z kolei produkty uzyskane z piersi ptaków żywionych dietami z 10% dodatkiem PAP owadziego pełnotłustego cechowała tendencja do większej kruchości w porównaniu z grupą kontrolną.

Podsumowanie

1. Wprowadzenie do diety kurcząt rzeźnych PAP owadzi z *Hermetia illucens* na poziomie 5% lub 10 % (odtłuszczonego lub pełnotłustego) nie wpłynęło na pogorszenie końcowej masy ciała ptaków oraz ich wartości rzeźnej pod względem wydajności rzeźnej, udziału w masie ciała mięśni piersiowych.
2. Wprowadzenie do diety kurcząt rzeźnych PAP owadzi z *Hermetia illucens* na poziomie 15% spowodowało pogorszenie końcowej masy ciała ptaków oraz cech wartości rzeźnej.

3. Wydajność rzeźna ptaków żywionych dietami zawierającymi PAP owadzi z *Tenebrio molitor* była podobna lub korzystniejsza, w porównaniu do wyników w grupie kontrolnej.
4. Stwierdzono zróżnicowanie jakości mięśnia piersiowego i uzyskanego z niego produktu (pieczonej piersi), pochodzących od kurcząt żywionych PAP owadzim pełnotłustym i odtłuszczonym.
5. Przy stosowaniu w dietach kurcząt brojlerów substytucji białka soi PAP owadzim z *Hermetia illucens,* jak i *Tenebrio molitor* (pełnotłustym lub odtłuszczonym) na poziomie 5-15%, korzystniejsze wyniki uzyskano w przypadku PAP owadziego z *Tenebrio molitor.*
6. W świetle analizy wskaźników produkcyjnych oraz podstawowych cech wartości rzeźnej można stwierdzić, że substytucja białka sojowego w diecie kurcząt brojlerów PAP z *Hermetia illucens* nie powinien przekraczać 10%, a w przypadku PAP owadziego z *Tenebrio molitor* jest możliwa na poziomie 15%.

Wyniki ankietyzacji w zakresie możliwości wykorzystania PAP owadziego w żywieniu ludzi i zwierząt

Łukasz Zielonka[1], Remigiusz Gałęcki[1], Krzysztof Kwiatek[2], Zbigniew Osiński[2]

[1]Katedra Prewencji Weterynaryjnej i Higieny Pasz, Wydział Medycyny Weterynaryjnej UWM w Olsztynie
[2]Zakład Higieny Pasz, Państwowy Instytut Weterynaryjny – Państwowy Instytut Badawczy w Puławach

Owady jadalne są uznawane jako jedno z alternatywnych źródeł pożywienia dla ludzi oraz jako wartościowy materiał paszowy w żywieniu zwierząt. Przyczyną szukania nowych źródeł żywności jest znaczący przyrost populacji ludzkiej, według WHO w 2050 roku kulę ziemską będzie zamieszkiwało ok. 9 miliardów ludzi. Jednocześnie istotne zwiększenie areałów upraw roślinnych nie jest możliwe. Powoduje to konieczność bardziej efektywnego wykorzystania potencjału flory i fauny zamieszkującej Ziemię. W tym kontekście zwrócono uwagę na owady jako źródła substancji odżywczych. Niewątpliwą zaletą owadów jest mnogość gatunków, możliwość przeżycia w różnych warunkach klimatycznych oraz ekologiczność hodowli – niskie zużycie wody i niski poziom emisji gazów cieplarnianych. Kolejne argumenty za rozwojem tego typu hodowli to duży potencjał rozrodczy i krótki cykl reprodukcji.

Zawartość składników odżywczych w owadach jest uzależniona od gatunku owada, sposobu jego żywienia, warunków hodowli i etapu rozwoju. Daje to duże możliwości sterowania procesem hodowli i przetwarzania owadów w celu pozyskania produktu o optymalnych walorach użytkowych. Hodowla owadów daje szansę na prowadzenie produkcji w cyklu bezodpadowym, czyli z wykorzystaniem bioproduktów pochodzących z różnych gałęziach przemysłu rolnego, przetwórczego czy spożywczego.

Niestety oprócz wielu zalet wynikających z wykorzystania owadów są również pewne ograniczenia. Jest to związane między innymi z prawodawstwem Unii Europejskiej. W wyniku zakwalifikowania siedmiu gatunków owadów do grupy zwierząt gospodarskich, wprowadzono również ograniczenia w zakresie żywienia owadów. Możliwość przenoszenia, wraz z żywnością wytworzoną z owadów, substancji alergizujących, patogenów czy substancji antyodżywczych może ograniczać jej stosowanie. Jednak obecnie główną przeszkodą w wykorzystywaniu owadów na cele spożywcze i paszowe są uwarunkowania kulturowe

mieszkańców Europy. Jest to związane z przyzwyczajeniem do „tradycyjnego" sposobu żywienia i postrzeganiem owadów jako szkodników upraw rolniczych oraz szkodników magazynowych. Zupełnie inaczej wygląda to na innych kontynentach - w Meksyku za jadalne uchodzi blisko 500 gatunków owadów, w Afryce 250, w Chinach 180. W tamtych regionach są one często uważane za przysmaki.

W Europie istnieje niewiele badań dotyczących akceptacji przez konsumentów zarówno bezpośredniej konsumpcji owadów, jak również konsumpcji pośredniej poprzez materiały paszowe używane w żywieniu zwierząt gospodarskich (przetworzone białko zwierzęce jest dopuszczone w UE w żywieniu drobiu, trzody chlewnej i zwierząt akwakultury).

W trakcie realizacji zadania przeprowadzono ankietyzację grup społecznych w kontekście dotychczasowych doświadczeń w konsumpcji owadów, akceptacji takiego pożywienia w przyszłości oraz akceptacji wykorzystania przetworzonego białka zwierzęcego w żywieniu zwierząt gospodarskich.

W trakcie prowadzonych badań pozyskano i przeanalizowano:

- 1583 ankiety z zakresu „Owady w diecie ludzi i zwierząt. Konsumenci".
- 369 ankiet z zakresu „Owady w diecie ludzi i zwierząt. Lekarze weterynarii".
- 347 ankiet z zakresu „Owady w diecie ludzi i zwierząt. Rolnicy".

Analiza wyników ankiet – „Konsumenci"

W celu identyfikacji grup społecznych i możliwości określenia kierunku trendu i jego dynamiki przygotowano ogólną metryczkę do ankiety, w skład której wchodziły zagadnienia:

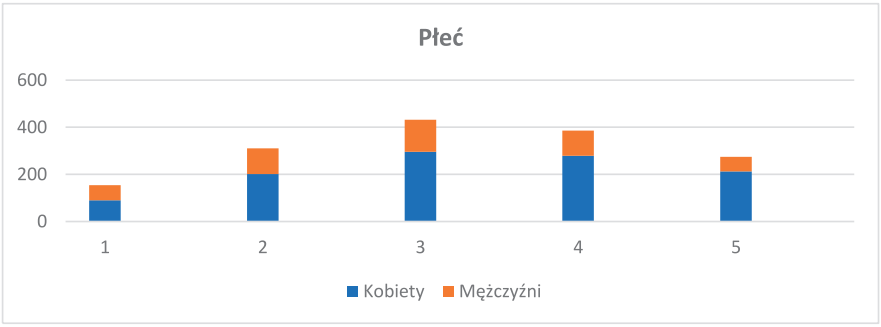
1. Wykształcenie:
   a. Podstawowe
   b. Zawodowe
   c. Średnie
   d. Wyższe techniczne, ścisłe
   e. Wyższe kierunki humanistyczne
   f. Wyższe kierunki społeczne
2. Miejsce zamieszkania:
   a. Wieś
   b. Miasto do 5 tys. Mieszkańców
   c. Miasto od 5 do 15 tys. Mieszkańców
   d. Miasto od 15 do 50 tys. Mieszkańców
   e. Miasto od 50 do 100 tys. Mieszkańców
   f. Miasto powyżej 100 tys. Mieszkańców
3. Wiek:
   a. Od 12 do 18 lat
   b. Od 19 do 25 lat
   c. Od 26 do 35 lat
   d. Od 36 do 50 lat

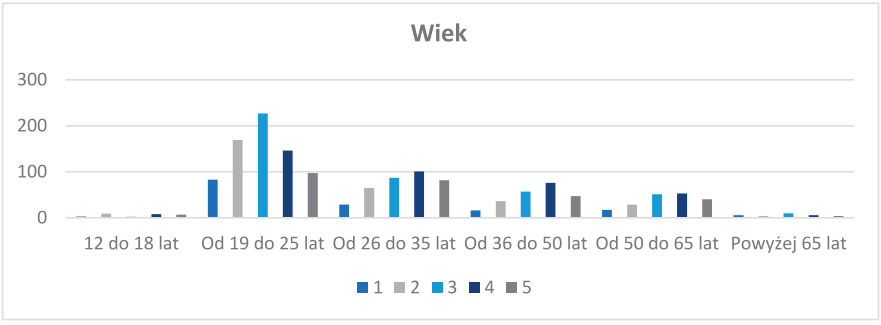
e. Od 50 do 65 lat
f. Powyżej 65 lat

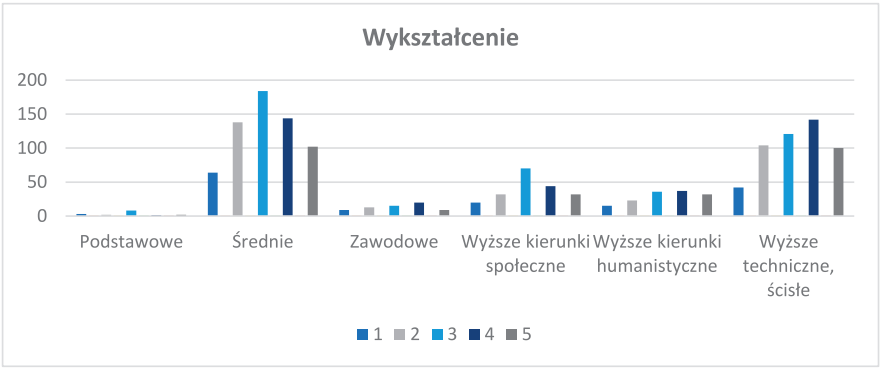
4. Płeć:
   a. Kobieta
   b. Mężczyzna

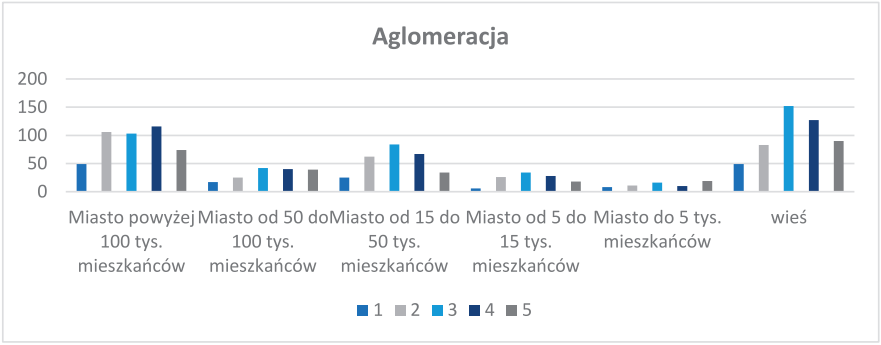
Przykłady pytań i rozkład odpowiedzi.

Czy zwraca Pani/Pan uwagę czym były karmione zwierzęta, od których produkty Pani/Pan spożywa?
(ocena w skali od 1 do 5, gdzie 1 – zdecydowanie nie a 5 – zdecydowanie tak)

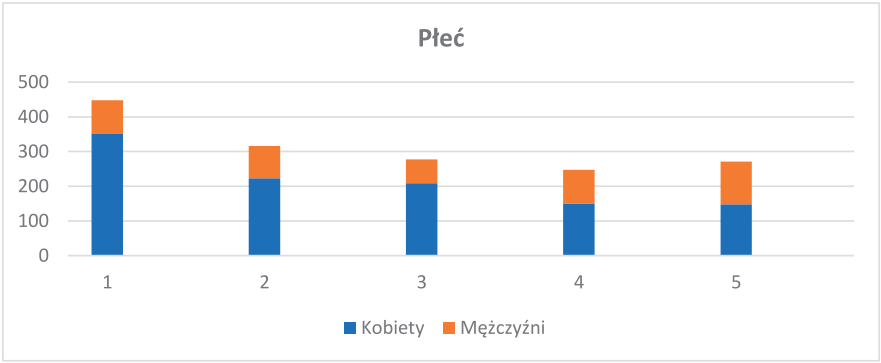


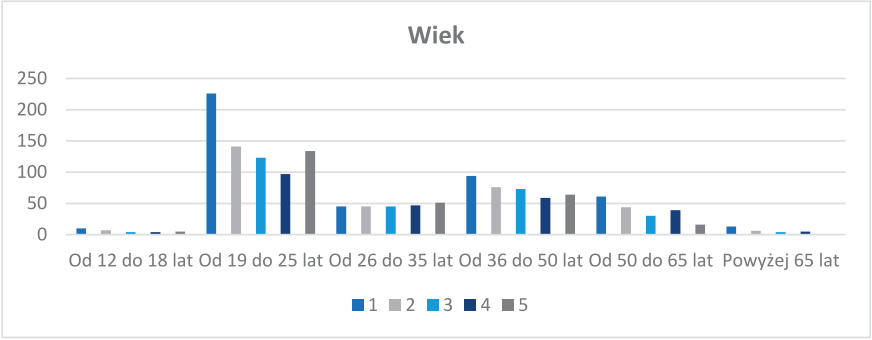


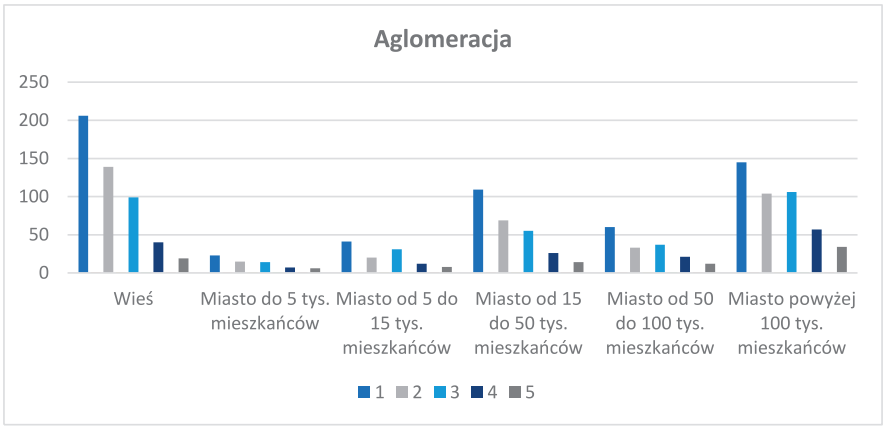


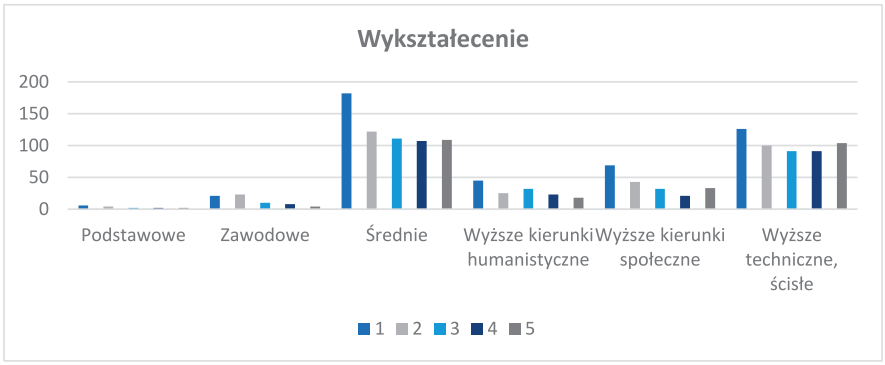


Czy chciałbyś/chciałabyś spróbować posiłku/produktu przygotowanego z owada?
(ocena w skali od 1 do 5, gdzie 1 – zdecydowanie nie a 5 – zdecydowanie tak)

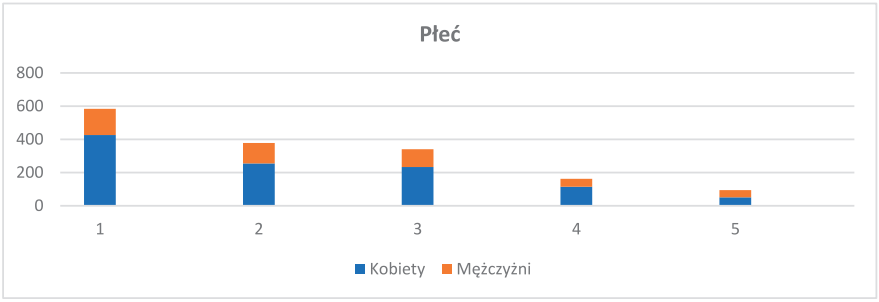


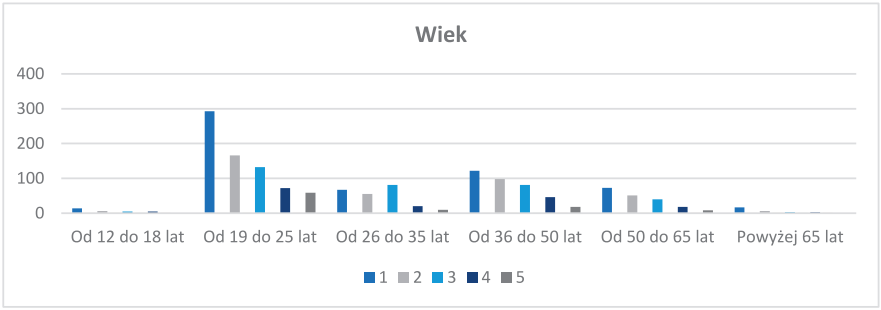


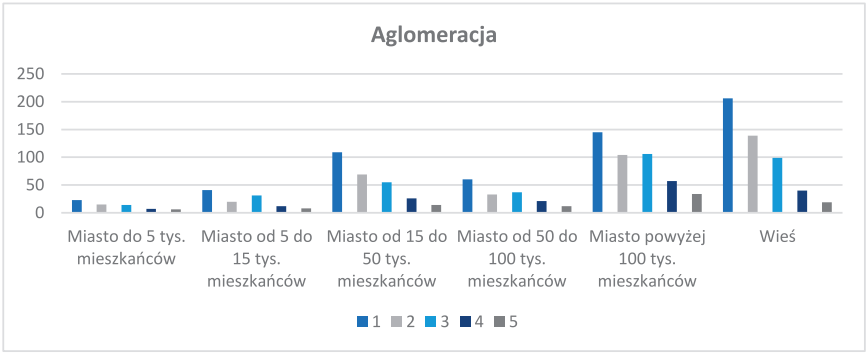


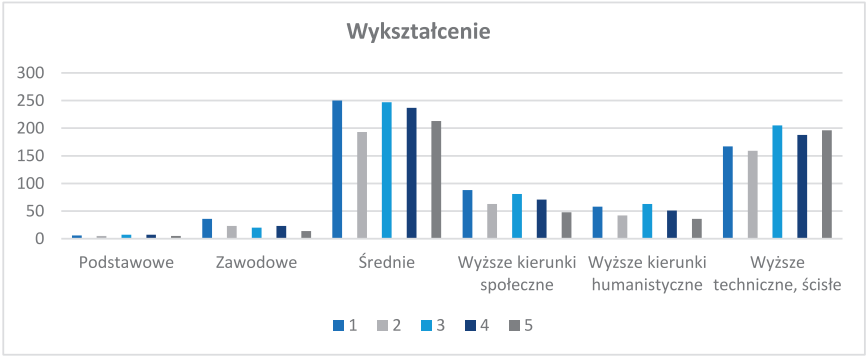


Czy mogłabyś/mógłbyś zastąpić tradycyjne mięso przetworzonym białkiem owadzim?
(ocena w skali od 1 do 5, gdzie 1 – zdecydowanie nie a 5 -zdecydowanie tak)

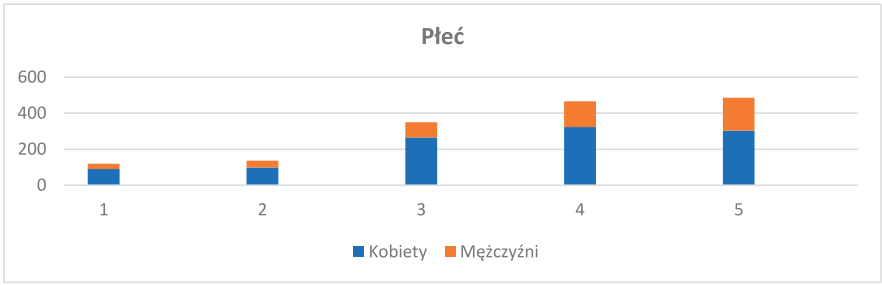


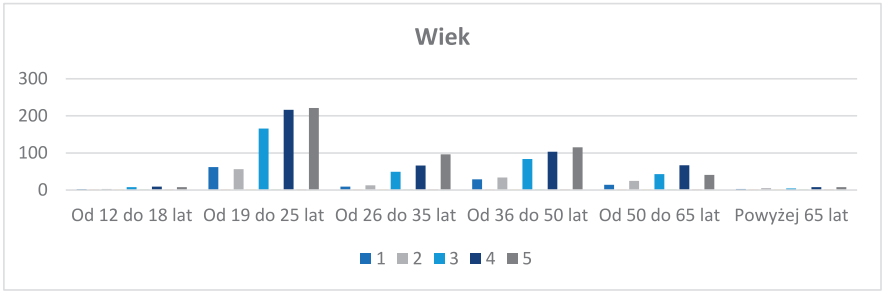


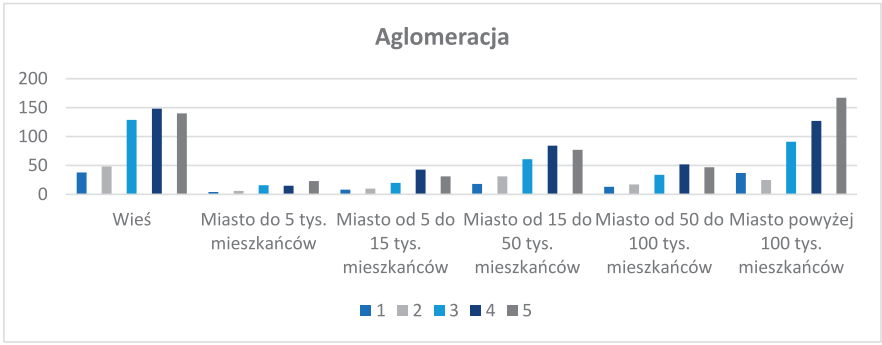


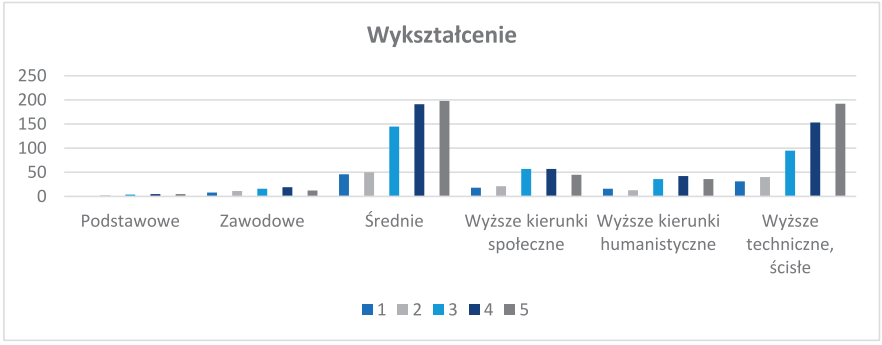


Czy zjadłabyś/zjadłbyś produkty pochodzenia zwierzęcego od zwierząt karmionych paszą z udziałem białka owadziego?
(ocena w skali od 1 do 5, gdzie 1 – zdecydowanie nie a 5 -zdecydowanie tak)

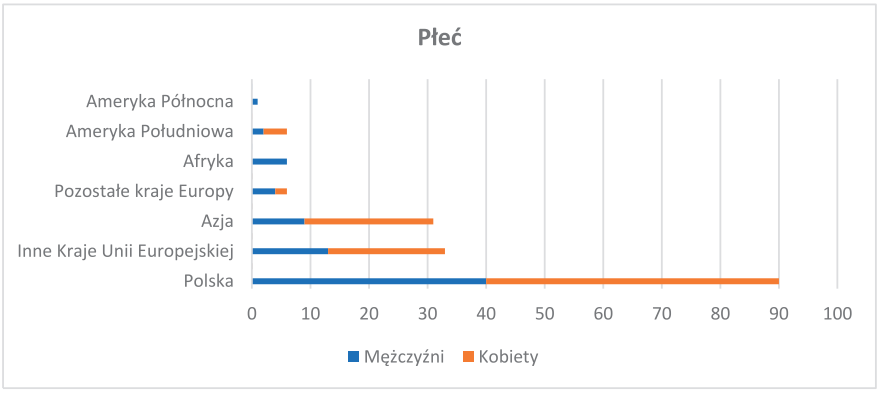

Płeć
600
400
200
0
1
2
3
4
5
Kobiety
Mężczyźni

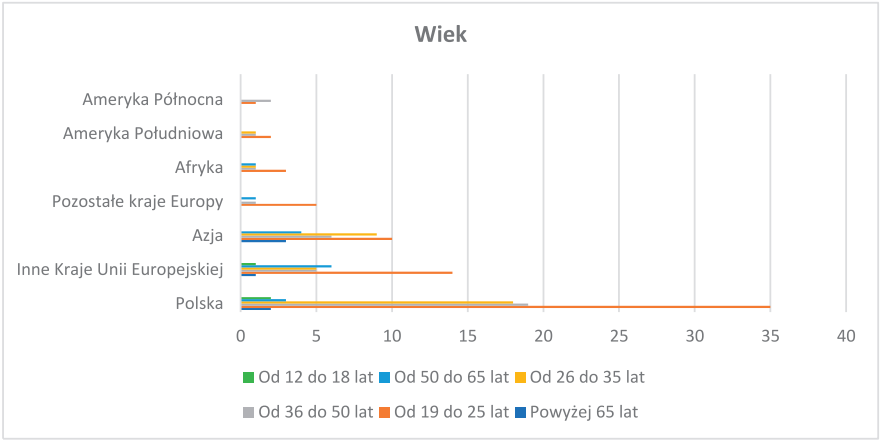

Wiek
300
200
100
0
Od 12 do 18 lat
Od 19 do 25 lat
Od 26 do 35 lat
Od 36 do 50 lat
Od 50 do 65 lat
Powyżej 65 lat
1
2
3
4
5

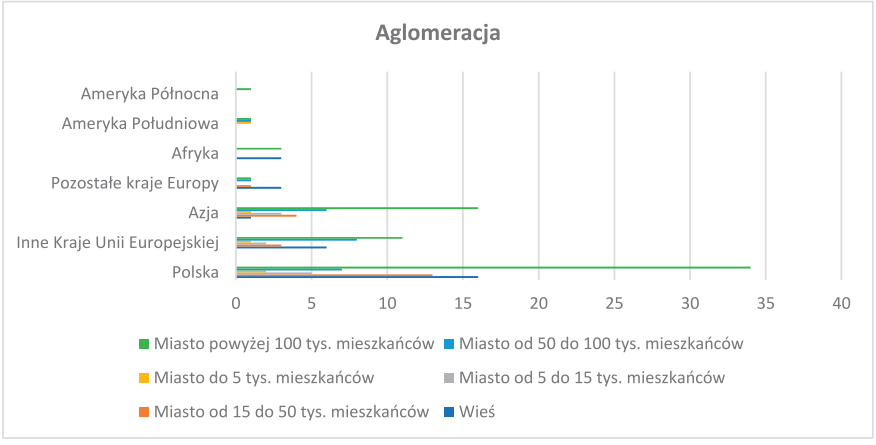

Aglomeracja
200
150
100
50
0
Wieś
Miasto do 5 tys. mieszkańców
Miasto od 5 do 15 tys. mieszkańców
Miasto od 15 do 50 tys. mieszkańców
Miasto od 50 do 100 tys. mieszkańców
Miasto powyżej 100 tys. mieszkańców
1
2
3
4
5

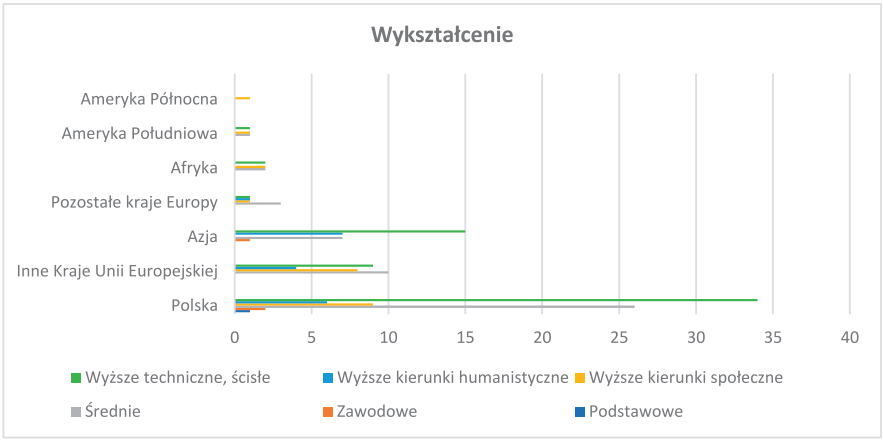

Wykształcenie
250
200
150
100
50
0
Podstawowe
Zawodowe
Średnie
Wyższe kierunki społeczne
Wyższe kierunki humanistyczne
Wyższe techniczne, ścisłe
1
2
3
4
5

W jakim miejscu na świecie spożywałaś/spożywałeś owady lub przetworzone białko owadzie?

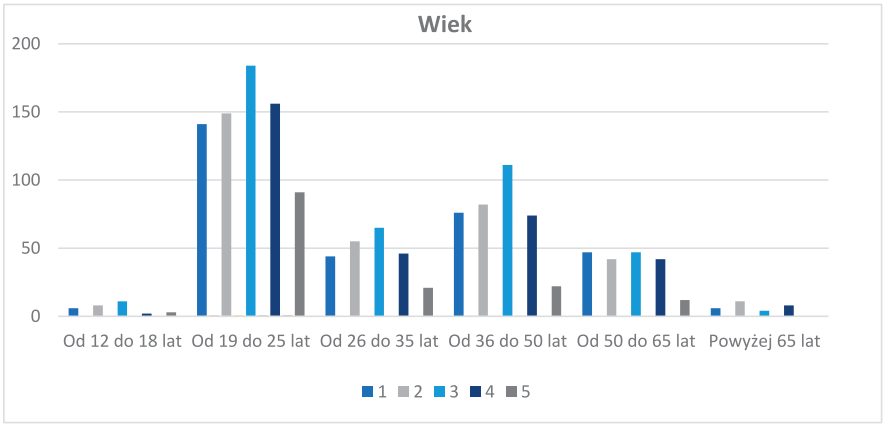


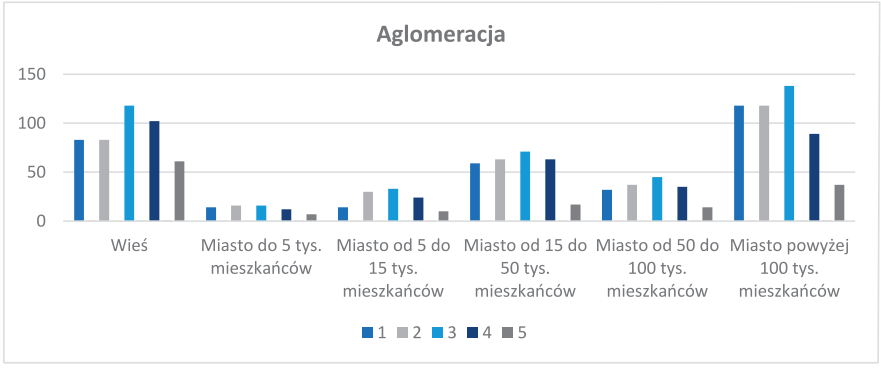


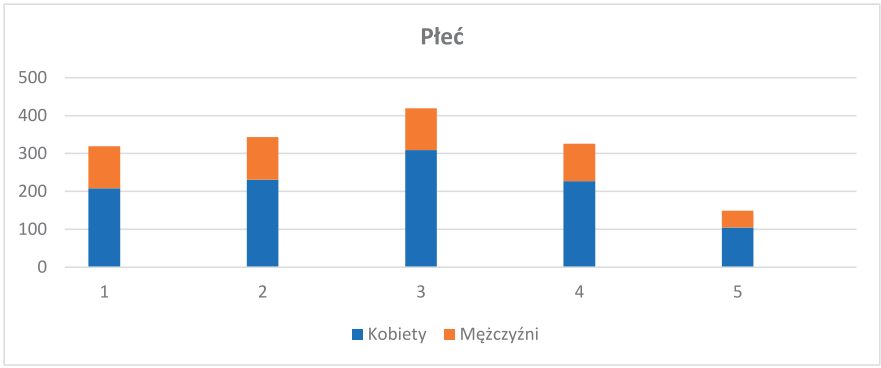


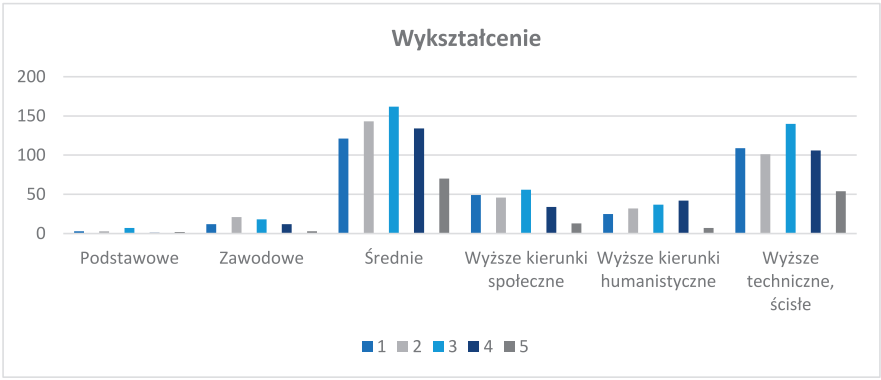


Czy troska o ekologię skłoniłaby Panią/Pana do zastąpienia w diecie tradycyjnego mięsa białkiem owadów?
(ocena w skali od 1 do 5, gdzie 1 – zdecydowanie nie a 5 – zdecydowanie tak)

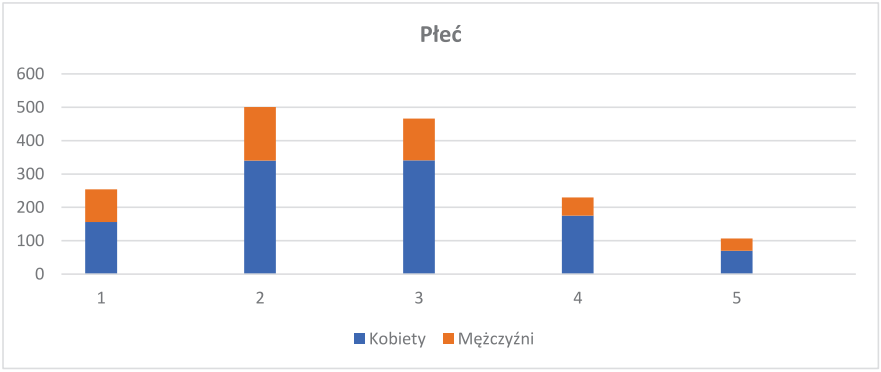


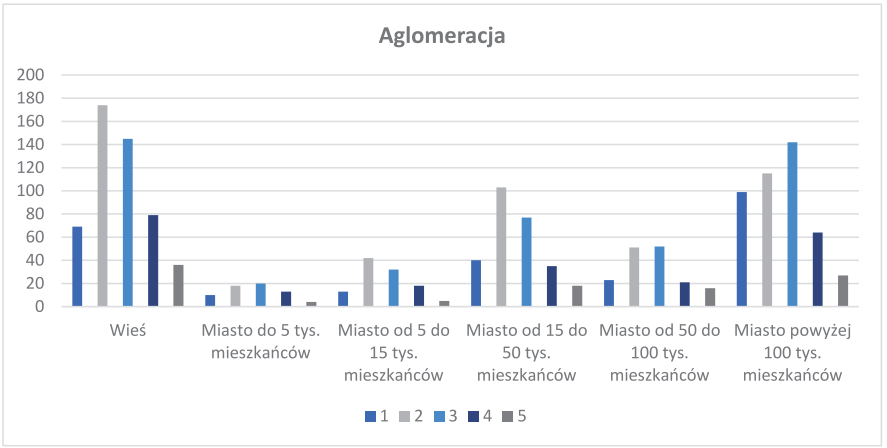


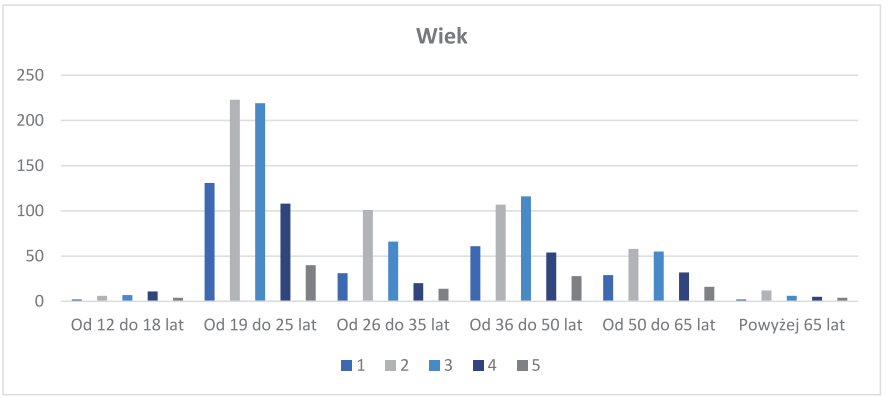


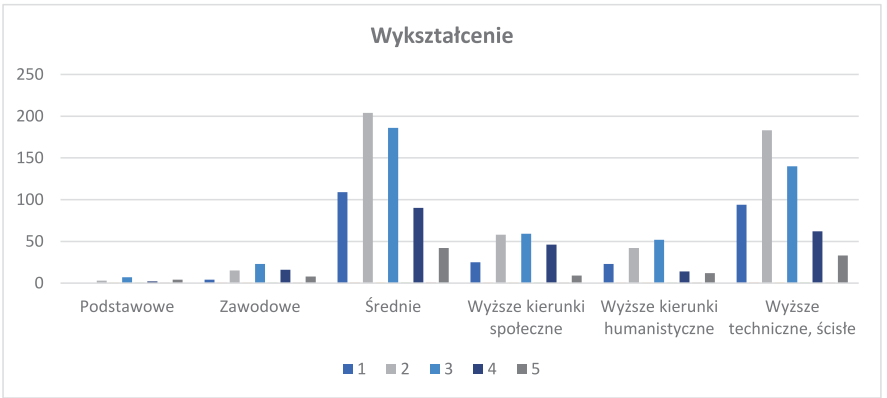


Czy Pani/Pan uważa, że spożywanie owadów może być niebezpieczne i niezdrowe?
(ocena w skali od 1 do 5, gdzie 1 – zdecydowanie nie a 5 – zdecydowanie tak)

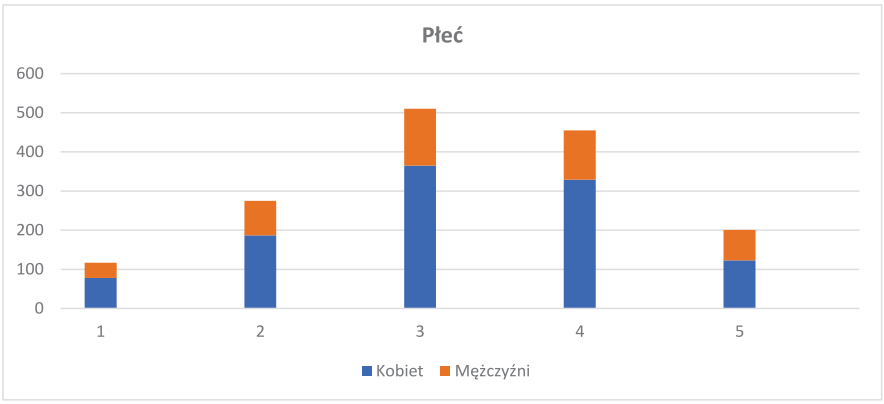


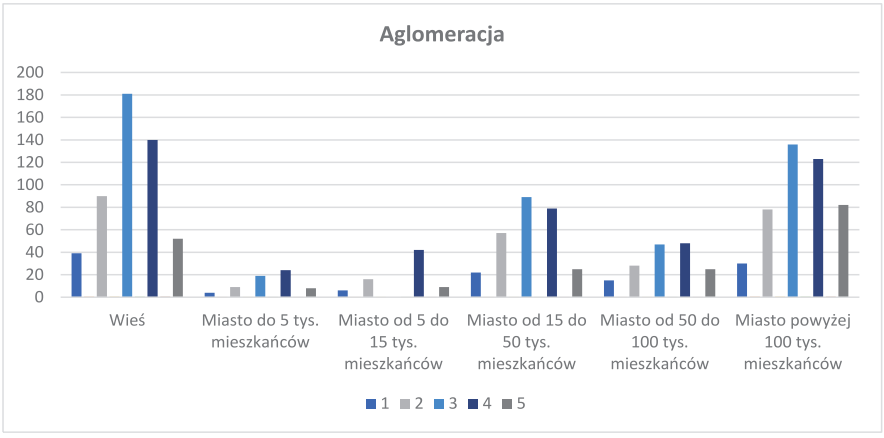

Aglomeracja
200
180
160
140
120
100
80
60
40
20
0
Wieś
Miasto do 5 tys. mieszkańców
Miasto od 5 do 15 tys. mieszkańców
Miasto od 15 do 50 tys. mieszkańców
Miasto od 50 do 100 tys. mieszkańców
Miasto powyżej 100 tys. mieszkańców
1 2 3 4 5

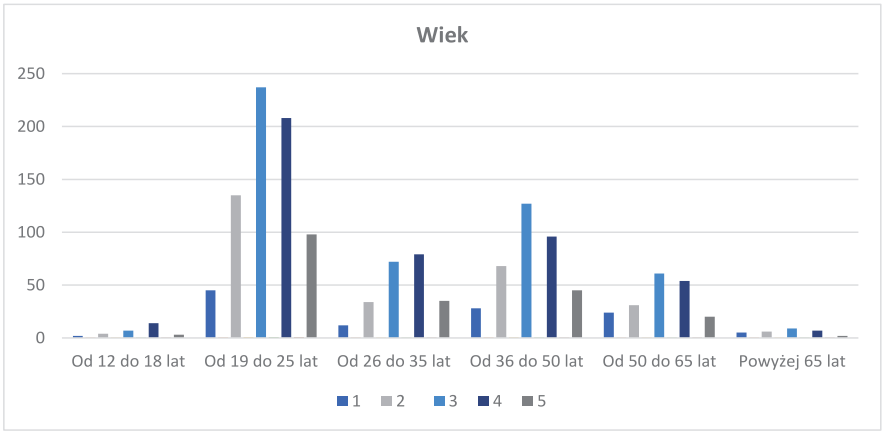

Wiek
250
200
150
100
50
0
Od 12 do 18 lat
Od 19 do 25 lat
Od 26 do 35 lat
Od 36 do 50 lat
Od 50 do 65 lat
Powyżej 65 lat
1 2 3 4 5

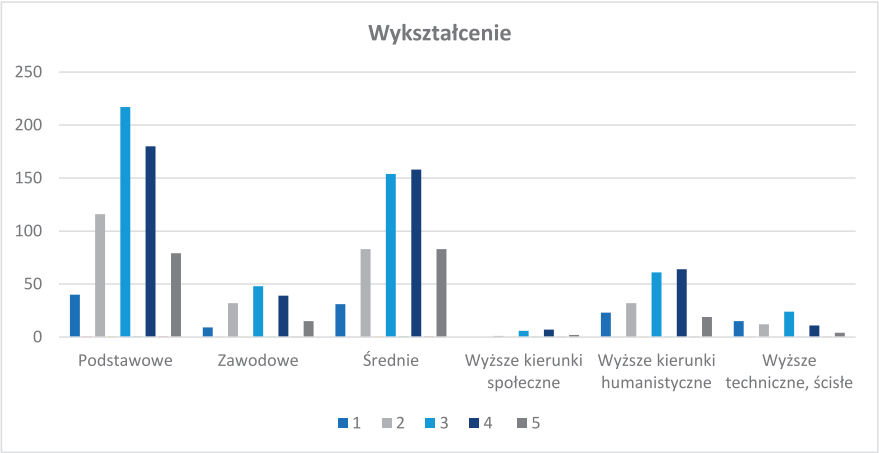

Wykształcenie
250
200
150
100
50
0
Podstawowe
Zawodowe
Średnie
Wyższe kierunki społeczne
Wyższe kierunki humanistyczne
Wyższe techniczne, ścisłe
1 2 3 4 5

Czy według Pani/Pana w przyszłości przetworzone białko owadzie będzie istotnym składnikiem pożywienia dla ludzi?
(ocena w skali od 1 do 5, gdzie 1 – zdecydowanie nie a 5 – zdecydowanie tak)









Komentarz do wyników wybranych pytań z ankiety

1. Najwięcej osób okazyjnie (27,75%) zwraca uwagę na to, czym były karmione zwierzęta, od których produkty konsument spożywa. Kobiety zdecydowanie częściej zwracają uwagę na rodzaj stosowanej paszy niż mężczyźni. Odpowiedzi „zdecydowanie tak" lub „raczej tak" udzieliło 42,39% ankietowanych, a odpowiedzi „zdecydowanie nie" lub „raczej nie" 29,86% respondentów. Grupa wiekowa 19-25 lat najczęściej zwracała uwagę na żywienie zwierząt. Tendencja ta wraz z wiekiem spadała. Zainteresowanie to jest zauważalnie większe u ludzi w miastach powyżej 100 tyś. oraz wsi i miast od 15 do 50 tyś. mieszkańców. Największe zainteresowanie żywieniem zwierząt wykazują osoby o wykształceniu średnim i wyższym (kierunki humanistyczne i techniczne/ścisłe). Wykształcenie średnie koreluje z grupą wiekową 19-25 lat.
2. Wśród osób, które zaznaczyły odpowiedź „zdecydowanie tak" dominują respondenci w wieku 26-35 lat i miast od 50 do 100 tyś. mieszkańców.
3. Prawie połowa respondentów (49,01%) „zdecydowanie nie" lub „raczej nie" chciałaby spróbować potrawy na bazie owadów. Szczególnie negatywne wypowiadają się kobiety. Co trzeci ankietowany (33,22%) „zdecydowanie" lub „raczej" chciałaby spróbować posiłku/produktu przygotowanego z owadów. Statystycznie, mężczyźni są bardziej skłonni do spróbowania potraw z owadów, najchętniej spróbowałyby osoby w wieku 19-25 lat i 36-50 lat oraz mieszkańcy dużych miast (powyżej 100 tyś. mieszkańców).
4. Wśród osób, które zdecydowanie chciałby spróbować takiego posiłku dominują mężczyźni, przedział wiekowy 26-35 lat mieszkańcy dużych miast (od 50-100 tyś i powyżej 100 tyś. mieszkańców), wykształcenie techniczne/ścisłe.
5. Większość respondentów (61,71%) „zdecydowanie nie" lub „raczej nie" wierzy w zastąpienie tradycyjnego mięsa przetworzonym białkiem owadzim.

Odpowiedzi „zdecydowanie tak" lub „raczej tak" udzieliło 16,48% konsumentów. Niechętnie do możliwości zamiany podchodzą kobiety. We wszystkich grupach wiekowych przeważają opinie negatywne. Podobne wnioski można wyciągnąć po wynikach dotyczących aglomeracji.

6. Wśród osób, które udzieliły odpowiedzi zdecydowanie tak (5) dominują respondenci w wieku 19-25 lat; mieszkańcy dużych miast (od 50-100 tyś i powyżej 100 tyś. mieszkańców), wykształcenie wyższe techniczne/ścisłe i wykształcenie średnie.
7. Większość ankietowanych (61,6%) „zdecydowanie" lub „raczej" zjadłaby produkty pochodzenia zwierzęcego od zwierząt karmionych paszą z udziałem białka owadziego. Odpowiedzi „zdecydowanie nie" lub „raczej nie" udzieliło 16,36% respondentów. Prawie co czwarty ankietowany (22,45%) nie potrafił udzielić jednoznacznej odpowiedzi. Podobny trend występuje w grupach wiekowych: 19-25 lat, 26-35 lat, 36-50 lat. Najbardziej pozytywnie są nastawione osoby zamieszkujące wsie oraz miasta powyżej 100 tyś. mieszkańców. Najbardziej pozytywne nastawienie na takie produkty wykazują osoby o wykształceniu średnim i wyższym (kierunki humanistyczne i techniczne/ścisłe). Wykształcenie średnie koreluje z grupą wiekową 19-25 lat.
8. Najwięcej punktów uzyskała odpowiedź (5) – zdecydowanie tak. Takich odpowiedzi najwięcej podali mężczyźni; przedział respondentów 26-35 lat; mieszkańcy miast powyżej 100 tyś. i miast do 5 tyś., wykształcenie wyższe techniczne/ścisłe.
9. Na to pytanie „W jakim miejscu na świecie spożywałaś/spożywałeś owady lub przetworzone białko owadzie" większość respondentów udzieliła odpowiedzi „nie spożywałem". Wśród miejsc spożycia dominuje Polska, kraje Azji i inne kraje UE. Pojedynczy respondenci deklarowali spożycie owadów w Afryce, Ameryce Południowej, Ameryce Północnej i krajach spoza UE. Grupa wiekowa 19-25 lat najchętniej próbowała owadów w różnych krajach. Najczęściej owadów w różnych krajach próbowały osoby o wykształceniu wyższym technicznym/ścisłym.
10. Spośród badanych, 30,53% respondentów stwierdziło, że „zdecydowanie" lub „raczej" troska o ekologię skłoniłaby ich do zastąpienia w diecie tradycyjnego mięsa białkiem owadów. Przeciwnego zdania było 42,54% ankietowanych. Odpowiedzi „nie mam zdania" udzieliło 26,93% konsumentów. Największy odsetek negatywnych odpowiedzi uzyskano w grupach wiekowych powyżej 65 lat i 50-65 lat. Najbardziej wyrobione zdanie posiadają osoby zamieszkujące miasta poniżej 5 tyś. mieszkańców. Osoby z wykształceniem zawodowym najczęściej odpowiadały „raczej nie". Osoby z wykształceniem wyższym humanistycznym najczęściej odpowiadały „raczej tak". Największy odsetek odpowiedzi zdecydowanie tak (5) odnotowano w grupie wiekowej 19-25 lat i wśród respondentów z wykształceniem wyższym technicznym/ścisłym.

11. Prawie połowa ankietowanych (48,46%) uważa, że jedzenie owadów „zdecydowanie nie" lub „raczej nie" jest niebezpieczne i niezdrowe. Część ankietowanych (21,63%) identyfikuje owady jako niebezpieczne i niezdrowe. Pozostali konsumenci (29,91%) nie potrafili jednoznacznie odpowiedzieć na to pytanie. Odpowiedzi „raczej nie" najczęściej udzielali mieszkańcy wsi i miast 5-15 tyś. oraz 15-50 tyś. mieszkańców. Grupy wiekowe, które najczęściej wybierały odpowiedź „raczej nie" to 18-25 i 26-35 lat. Owady są najczęściej identyfikowane jako niezdrowe i niebezpieczne przez osoby o wykształceniu podstawowym i zawodowym. Najbardziej niezdecydowane są osoby o wykształceniu wyższym społecznym i humanistycznym. Zdecydowanie tak odpowiedziało tylko 6,87 % respondentów. Najwięcej takich odpowiedzi było wśród mieszkańców miast od 50 do 100 tyś. mieszkańców; w grupach wiekowych 36-50 i 50-65 lat.
12. 42,11% respondentów uważa, że w przyszłości przetworzone białko owadzie „zdecydowanie będzie" lub „raczej będzie" istotnym składnikiem pożywienia dla ludzi. Prawie co czwarty respondent (25,16%) „zdecydowanie nie" lub „raczej nie" uważa białka owadzie za przyszłość żywienia człowieka. Prawie co trzeci (32,73%) ankietowany nie potrafi odpowiedzieć na to pytanie. Największy odsetek odpowiedzi „zdecydowanie tak" lub „raczej tak" obserwowalny jest u konsumentów z miast do 5 tyś. i 5-15 tyś. mieszkańców. Najbardziej niezdecydowanymi grupami społecznymi są osoby w wieku 18-25 lat i 36-50 lat. Co ciekawe najwięcej twierdzących odpowiedzi udzieliły osoby w wieku 12-18 lat i 26-35 lat. Stosunkowo najwięcej odpowiedzi „raczej tak" udzieliły osoby o wykształceniu średnim, wyższym społecznym i humanistycznym. Najwięcej odpowiedzi „zdecydowanie tak" (5) było wśród mężczyzn, mieszkańców miast powyżej 100 tyś. mieszkańców i wśród respondentów z wykształceniem średnim.

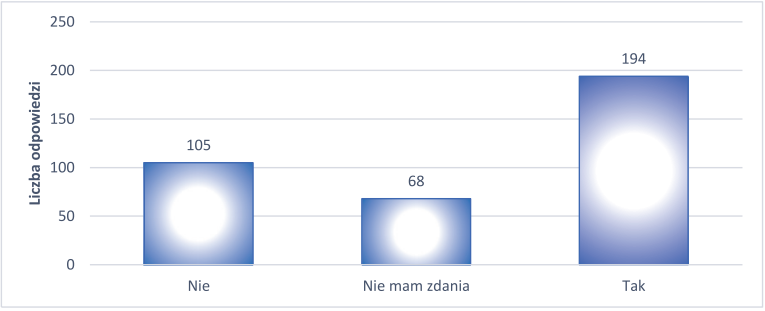
Analiza wyników ankiet – „Lekarze weterynarii"

Badania ankietowe przeprowadzono również pośród lekarzy weterynarii. Jest to istotna grupa społeczna dla implementacji sektora jadalnych owadów do rolnictwa, ponieważ lekarze weterynarii są bezpośrednio odpowiedzialni za kontrole bezpieczeństwa łańcucha żywnościowego, zapobieganie i zwalczanie chorób zwierząt, udzielanie porad i konsultacji czy kontroli środków spożywczych pochodzenia zwierzęcego. Z uwagi na fakt, że zgodnie z Rozporządzeniem Komisji (UE) 2017/893 z dnia 24 maja 2017 r. zmieniającym załączniki I i IV do rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 999/2001 oraz załączniki X, XIV i XV do rozporządzenia Komisji (UE) nr 142/2011 w odniesieniu do przepisów dotyczących przetworzonego białka zwierzęcego, owady zostały wpisane do kategorii zwierząt gospodarskich, a co za tym idzie, kontrolę nad chowem, dobrostanem, produkcją i produktami z owadów sprawują lekarze weterynarii. Jak dotąd nie przeprowadzono badań dotyczących wiedzy i postaw

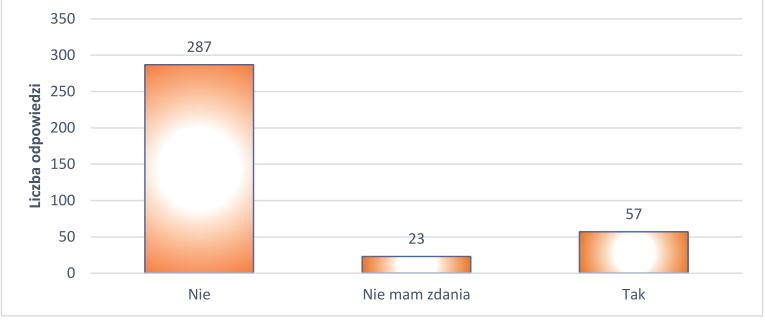
wobec jadalnych owadów, pośród wspomnianej grupy zawodowej. Ankieta została skierowana, do lekarzy weterynarii pracujących w Inspekcji Weterynaryjnej, uczelniach, instytutach, Zakładach Higieny Weterynaryjnej oraz zakładach lecznictwa małych i dużych zwierząt.

Przykłady pytań i rozkład odpowiedzi

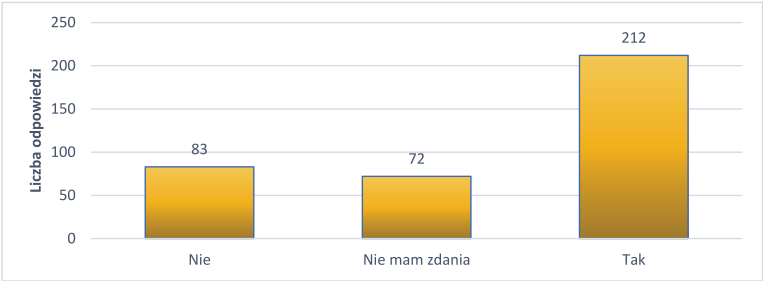
1. Czy zgadza się Pani/Pan z zaliczeniem jadalnych owadów do grupy zwierząt gospodarskich?



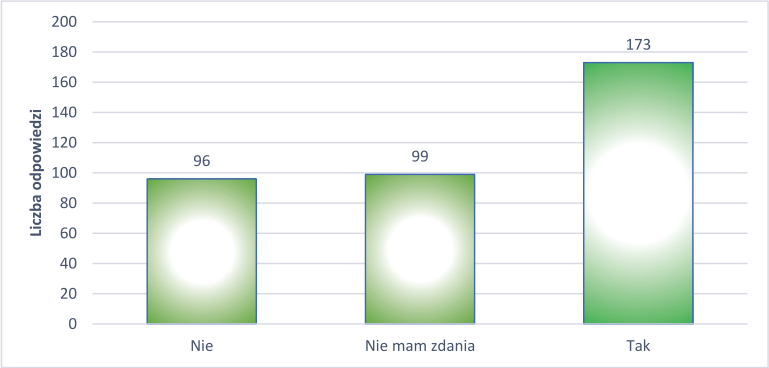
2. Czy posiada Pani/Pan wiedzę na temat dobrostanu owadów hodowlanych?



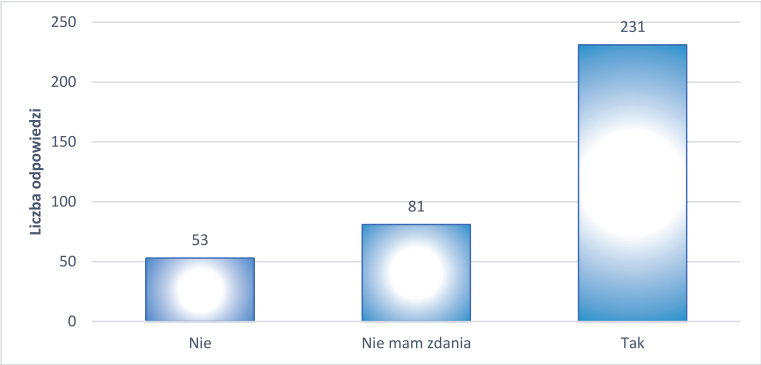
3. Czy objęłaby/objąłby Pani/Pan opieką weterynaryjną hodowle jadalnych owadów, gdyby byłaby taka możliwość?



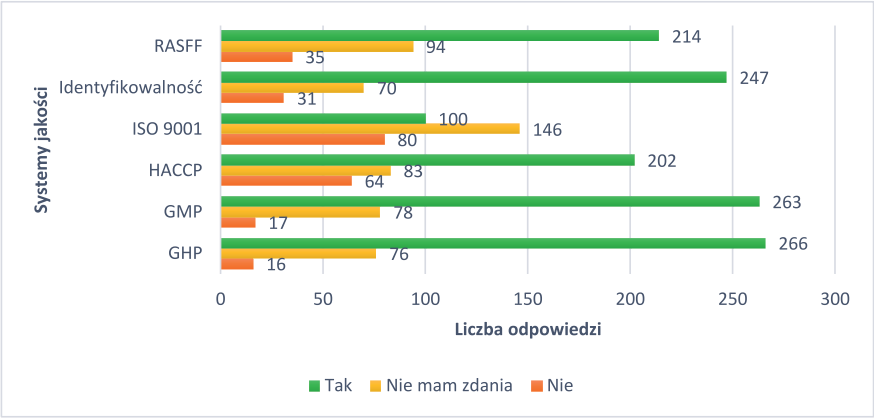
4. Czy leczyłaby/leczyłby Pani/Pan farmakologicznie jadalne owady na fermie gdyby była taka potrzeba?



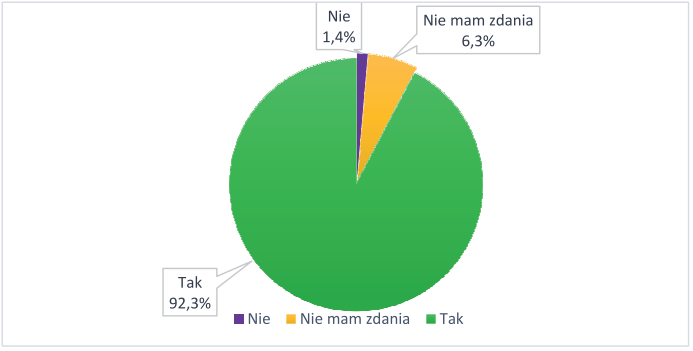
5. Czy powinno przeprowadzać się badania przed i poubojowe owadów zanim zostaną wprowadzone na rynek?



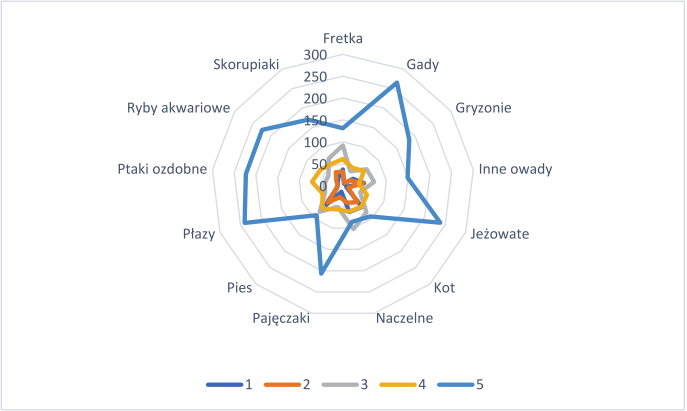
6. Według Pani/Pana jakie systemy kontroli jakości powinny obowiązywać przy hodowli owadów?



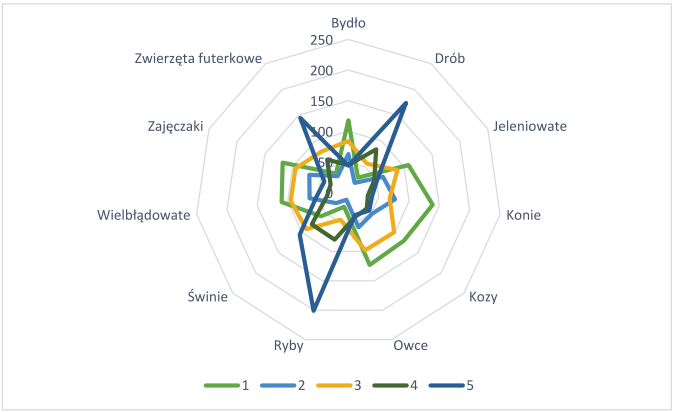
7. Czy uważa Pani/Pan, że potrzebne są szkolenia dla lekarzy weterynarii dotyczące owadów przeznaczonych do żywienia, jako nowej gałęzi przemysłu rolnego?



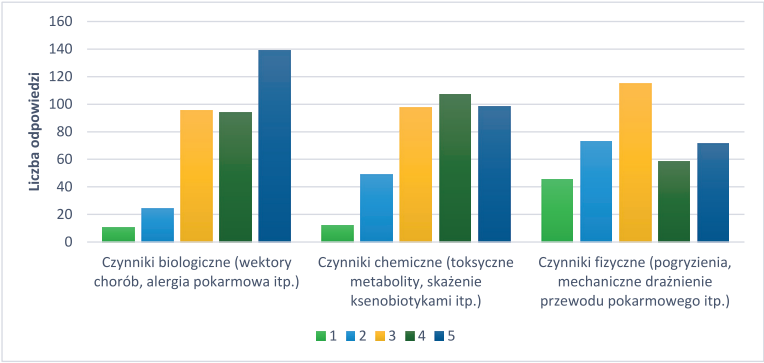
8. Według Pani/Pana, które z wymienionych zwierząt domowych powinny/mogłyby spożywać owady? (oceń w skali od 1 do 5, gdzie 1 – zdecydowanie nie a 5 – zdecydowanie tak)



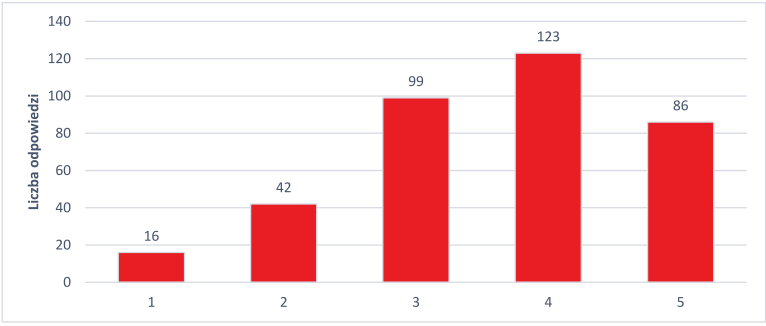
9. Według Pani/Pana, które z wymienionych zwierząt gospodarskich powinny/mogłyby spożywać owady? (oceń w skali od 1 do 5, gdzie 1 – zdecydowanie nie a 5 – zdecydowanie tak)



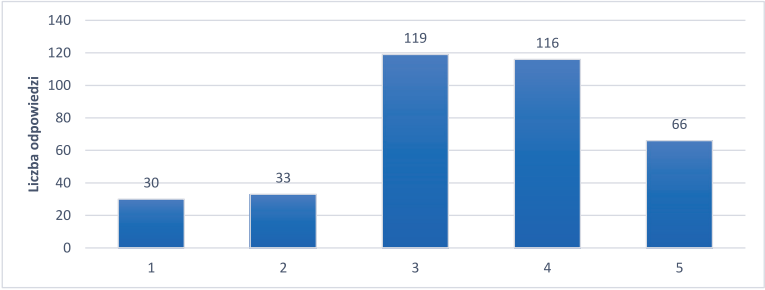
10. Czy według Pani/Pana owady mogą stanowić poniższe czynniki ryzyka dla zwierząt domowych i gospodarskich? (oceń w skali od 1 do 5, gdzie 1 – zdecydowanie nie a 5 – zdecydowanie tak)



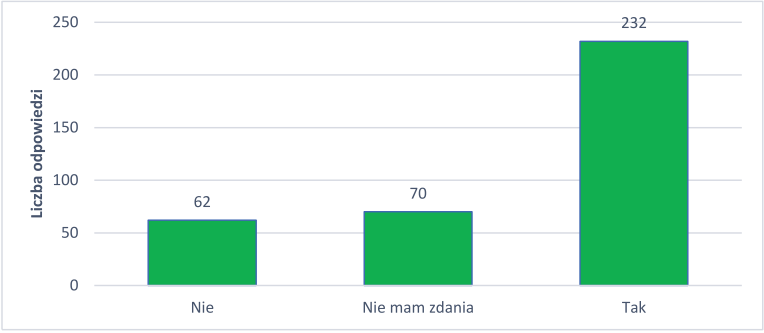
11. Czy owady mogą stanowić przyszłość żywienia zwierząt? (oceń w skali od 1 do 5, gdzie 1 – zdecydowanie nie a 5 – zdecydowanie tak)



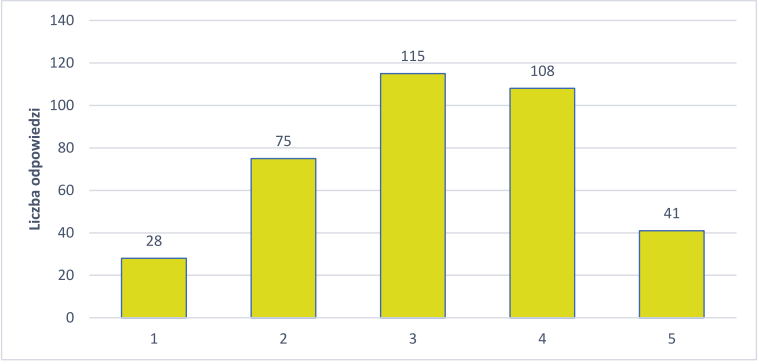
12. Czy poleci Pani/Pan hodowcom/właścicielom pasze/karmę pochodzenia owadziego? (oceń w skali od 1 do 5, gdzie 1 – zdecydowanie nie a 5 – zdecydowanie tak)



13. Czy uważa Pani/Pan, że dobrostan owadów w hodowlach powinien być monitorowany?



14. Czy według Pani/Pana produkcja owadów na cele żywieniowe ma szansę na rozwój w Polsce? (oceń w skali od 1 do 5, gdzie 1 – zdecydowanie nie a 5 – zdecydowanie tak)



Komentarz do wyników wybranych pytań z ankiety

1. Ponad połowa (52,9%) respondentów zgadza się z faktem, że owady jadalne zostały zakwalifikowane do kategorii zwierząt gospodarskich. Przeciwnego zdania jest 28,6% lekarzy weterynarii. Odpowiedzi „nie wiem" stanowiące 18,5% korelują z brakiem wiedzy na temat tego rodzaju zwierząt. Powyższe wyniki sugerują, że ta grupa zawodowa przychyla się do nowej legislacji europejskiej.
2. Zdecydowana większość lekarzy weterynarii 78,2% nie posiada żadnej wiedzy na temat dobrostanu jadalnych owadów. Na to pytanie twierdząco odpowiedziało 15,5% ankietowanych co wskazuje na fakt, że lekarze weterynarii mogli mieć już styczność z owadami podlegającymi kontroli lekarsko-weterynaryjnej

np. z pszczołami. Pytanie to wskazuje na potrzebę szkoleń z zakresu dobrostanu tych zwierząt. Nabyta wiedza może być przydatna w trakcie urzędowych kontroli hodowców owadów.

3. Z przeprowadzonych badań wynika, że 57,8% ankietowanych objęłaby opieką weterynaryjną hodowle jadalnych owadów, gdyby byłaby taka możliwość. Takiego zadania nie podjęłoby się 22,6% lekarzy weterynarii, a 19,6% nie potrafiło udzielić odpowiedzi na to pytanie. Odpowiedzi „nie" i „nie wiem" korelują z brakiem wiedzy na temat jadalnych owadów.
4. Spośród ankietowanych, 47% lekarzy weterynarii podjęłoby się leczenia farmakologicznego owadów. Na wskazane pytanie 26,1% lekarzy weterynarii odpowiedziało przecząco, a 26,9% nie potrafiło odpowiedzieć na to pytanie. W sumie odpowiedzi „nie" lub „nie mam zdania" udzieliło 53% respondentów. Może to wynikać z braku schematów leczenia czy preparatów dla jadalnych owadów. Istotnym może być też brak informacji na temat chorób tych zwierząt, lub brak tej tematyki w procesie kształcenia.
5. Pozyskane ankiety wskazują, że 63,3% lekarzy weterynarii chciałoby wprowadzić badania przed i poubojowe owadów zanim zostaną wprowadzone na rynek. Przeciwnego zdania jest 14,5% respondentów. Na pytanie nie potrafiło odpowiedzieć 22,2% osób. Sugeruje to, że większość lekarzy weterynarii chciałoby wprowadzić taką metodę do kontroli bezpieczeństwa żywności/paszy na bazie owadów.
6. Według respondentów w hodowli powinny przede wszystkim obowiązywać systemy kontroli jakości tj. Dobra Praktyka Higieniczna (GHP), Dobra Praktyka Hodowlana (GMP), i identyfikowalność. Część respondentów wskazała również System wczesnego ostrzegania o niebezpiecznej żywności i paszach (RASFF) i Analizę zagrożeń i krytyczne punkty kontroli (HACCP). Najrzadziej wybieranym systemem jakości był ISO 9001.
7. Wyniki ankietyzacji jasno wskazują na potrzebę wprowadzenia szkoleń dotyczących sektora hodowli jadalnych owadów. Ponad 92% ankietowanych opowiada się za potrzebą dokształcania środowiska zawodowego. Odpowiedzi „nie" (1,4%) lub „nie mam zdania" (6,3%) korelują z negatywnym podejściem do tematyki jadalnych owadów
8. Według lekarzy weterynarii, owady jadalne stanowiłyby idealne pokarm dla: skorupiaków, ryb akwariowych, pajęczaków, innych owadów, płazów, gadów, ptaków ozdobnych, jeżowatych i gryzoni. Wspomniane zwierzęta są zwykle kojarzone z owadożernością. Zgodnie z opiniami lekarzy weterynarii, zwierzęta takie jak: fretki, koty, psy i naczelne (czyli zwierzęta, do diety których można potencjalnie włączyć owady) nie są identyfikowane jako fakultatywni owadożercy.
9. Na podstawie przeprowadzonych analiz wynika, że lekarze weterynarii przewidują, że owady jadalne znajdą największe zastosowanie w żywieniu ryb, drobiu i zwierząt futerkowych. Pewien potencjał wykorzystania owadów

respondenci zauważają również w żywieniu świń. Lekarze weterynarii negatywnie oceniają wykorzystanie owadów w żywieniu zwierząt takich jak np. zajęczaki, owce, kozy, konie, bydło co zapewne spowodowane jest specyficznymi potrzebami żywieniowymi tych gatunków.

10. Na podstawie zaprezentowanych wyników można wnioskować, że lekarze weterynarii uważają, iż jadalne owady mogą stanowić ewentualne zagrożenie biologiczne i chemiczne. Zagrożenie fizyczne (pomimo swej realności) wydaję się być dla lekarzy weterynarii mniej rzeczywiste.
11. Ponad połowa (57,1%) lekarzy uważa, że jadalne owady „zdecydowanie" lub „raczej" stanowią przyszłość żywienia zwierząt. Odpowiedzi „zdecydowanie nie" lub „raczej nie" udzieliło 15,9% ankietowanych. Prawie ¼ lekarzy weterynarii (27%) nie potrafiła odpowiedzieć na to pytanie. Wyniki te wskazują, że lekarze weterynarii dostrzegają potencjał wykorzystania owadów w żywieniu zwierząt.
12. Dokładnie 50% lekarzy weterynarii „zdecydowanie" lub „raczej" poleciłoby karmę/paszę na bazie owadów właścicielom zwierząt. Część respondentów (17,3%) „zdecydowanie nie" lub „raczej nie" poleciłoby takiej karmy/paszy. Prawie co trzeci lekarz weterynarii (32,7%) udzielił odpowiedzi nie wiem. Tak liczna grupa niezdecydowanych może wynikać np. z niewielkiej ilości karm/pasz na bazie owadów na rynku.
13. Większość lekarzy weterynarii (63,7%) uważa, że dobrostan jadalnych owadów w hodowlach powinien być monitorowany. Odmiennego zdania jest 17% respondentów, a 19,2% nie mam na ten temat zdania. Część lekarzy weterynarii (40,6%) uważa, że produkcja owadów na cele żywieniowe „zdecydowanie" lub „raczej" ma szansę na rozwój w Polsce. Niektórzy lekarze weterynarii (28%) sądzą, że taka produkcja „zdecydowanie nie" lub „raczej nie" nie ma szans na rozwój w naszym kraju. Prawie 1/3 lekarzy weterynarii (31,3%) nie była w stanie odpowiedzieć na to pytanie.

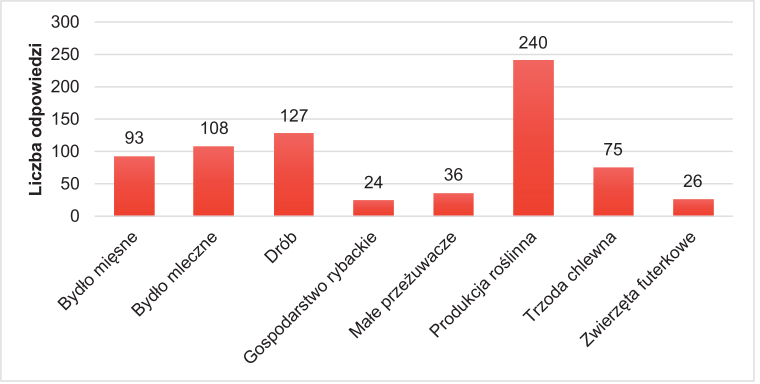
Analiza wyników ankiet – „Rolnicy"

Bezpośrednimi odbiorcami innowacji z sektora hodowli jadalnych owadów będą rolnicy. Wcześniej nie przeprowadzono ankietyzacji tej grupy społecznej, pomimo, że to do niej skierowana jest ta nowa branża przemysłu rolnego. Jest to silnie zdywersyfikowana grupa pod kątem podejścia do nowinek technicznych, przemian społecznych czy innowacji z sektora agro-spożywczego. Rolnictwo w naszym kraju charakteryzuje się dużym zróżnicowaniem wielkości gospodarstw rolnych, znacznym rozdrobnieniem gospodarstw, różnym stopniem unowocześnienia oraz różnokierunkowym i mozaikowatym profilem produkcji. Dlatego też często opinie tego sektora są niejednorodne. Rolnicy są też jedną z trudniejszych grup przy badaniach ankietowych ze względu na duże rozparcelowanie gospodarstw i umiarkowaną dostępność do mediów jak np. Internet. W trakcie przeprowadzonych badań ankietowych rolnicy zostali

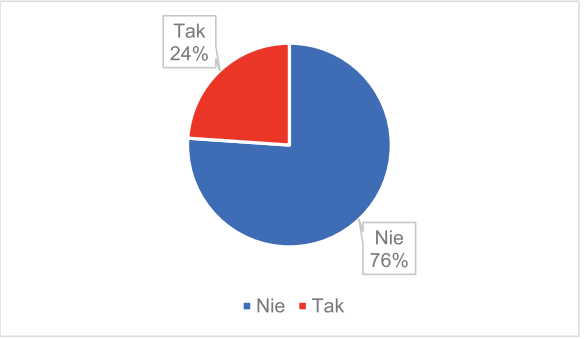
zapytani o potencjał rozwojowy i ekonomiczny hodowli owadów oraz o opinie na temat nowych zwierząt gospodarskich. Ze względu na różnorodność profili produkcyjnych i potencjału gospodarstw, ankieta została tak skonstruowana, aby jak najlepiej odzwierciedlić aktualne nastawienie na sektor jadalnych owadów w polskim rolnictwie.

Przykłady pytań i rozkład odpowiedzi

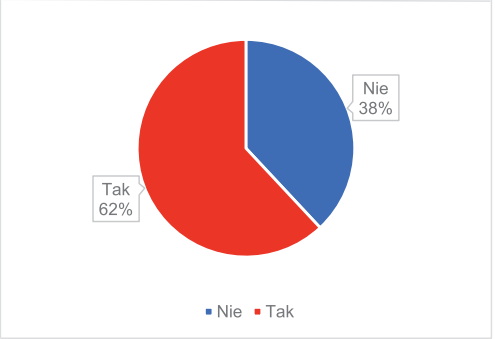
1. Jaki jest kierunek produkcji Pani/Pana gospodarstwa (przedsiębiorstwa)?



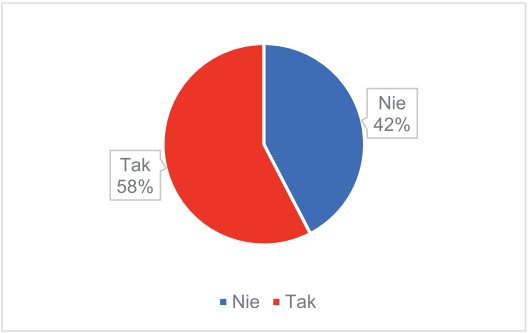
2. Czy w ostatnich latach wystąpiła sytuacja zmuszająca zmianę profilu produkcji rolnej (np. choroby zakaźne zwierząt, niekorzystne warunki atmosferyczne)?



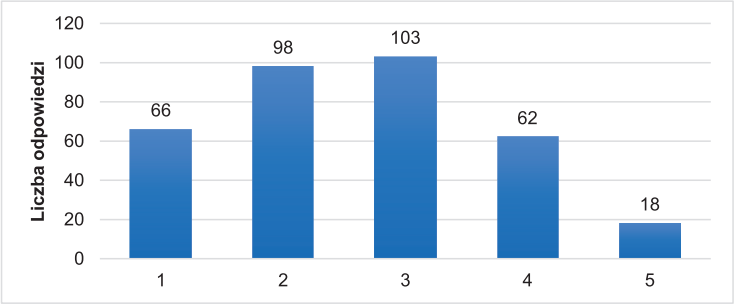
3. Czy w Pani/Pana gospodarstwie są wolne zasoby powierzchni do zagospodarowania na cele hodowlane?



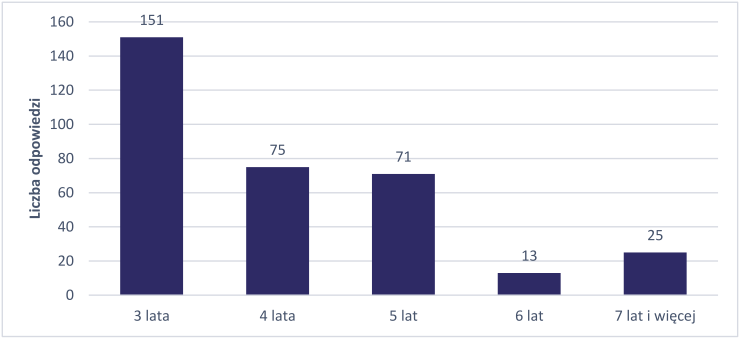
4. Czy Pani/Pan w swoim gospodarstwie dysponują wolnym czasem możliwym do spożytkowania?



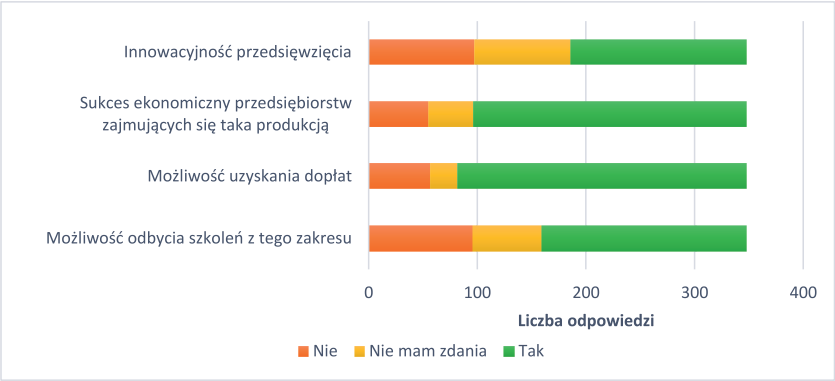
5. Czy rozpatruje Pani/Pan w najbliższym czasie zmianę kierunku produkcji/ rozbudowę przedsiębiorstwa o nowy kierunek produkcji? (oceń w skali od 1 do 5, gdzie 1 – zdecydowanie nie a 5 - zdecydowanie tak)



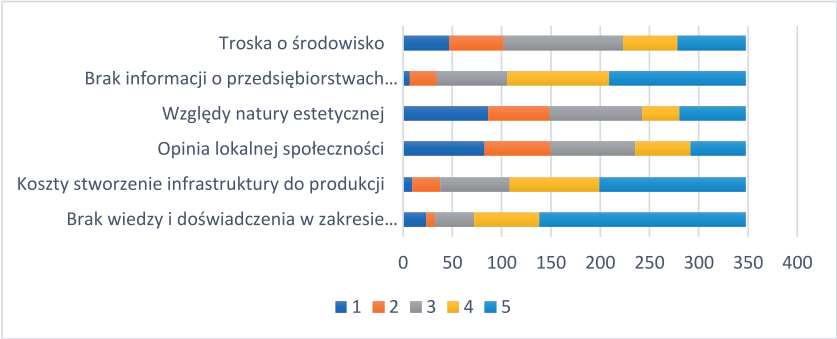
6. W jakim czasie liczyłby Pani/Pan na zwrot poniesionych kosztów związanych z inwestycją w produkcję larw owadów?



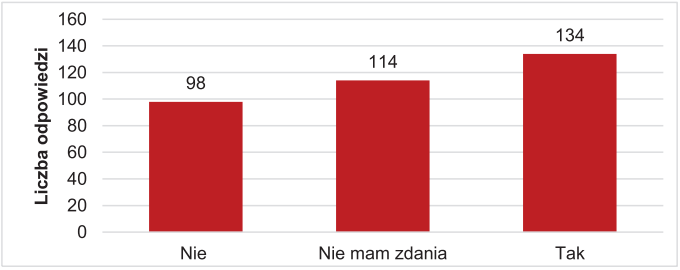
7. Co w skłoniłoby Panią/Pana do rozpoczęcia produkcji larw owadów?



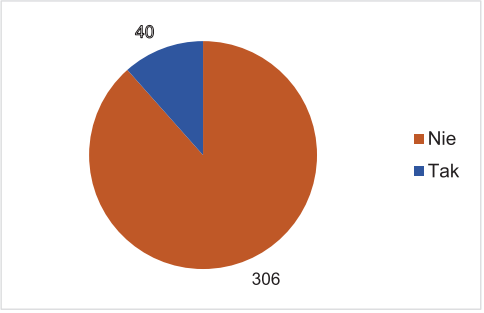
8. Co uważa Pani/Pan za istotne problemy w zakresie rozpoczęcia działalności związanej z produkcją larw owadów? (oceń w skali od 1 do 5, gdzie 1 – czynnik nieistotny, 5 – czynnik bardzo istotny)



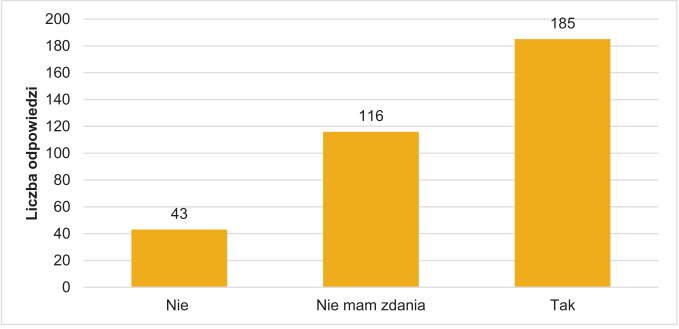
9. Czy zgadza się Pani/Pan z zaliczeniem jadalnych owadów do grupy zwierząt gospodarskich?



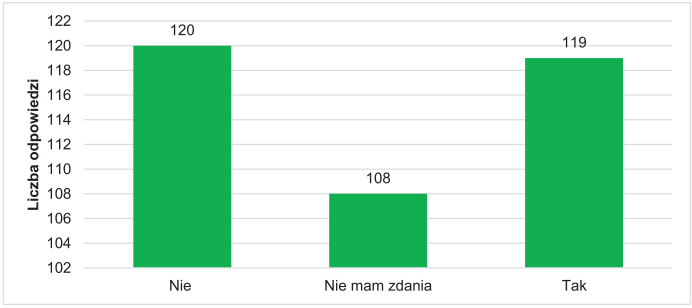
10. Czy posiada Pani/Pan wiedzę na temat hodowli jadalnych owadów?



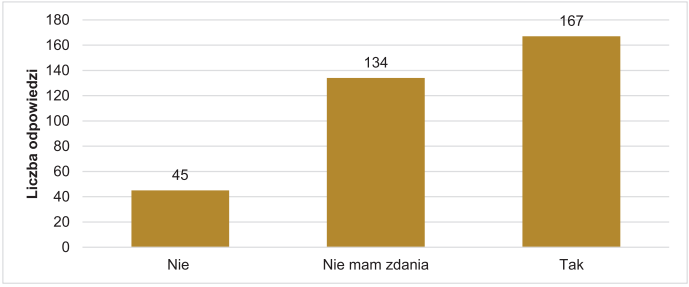
11. Czy sądzi Pani/Pan, że białko owadzie może skutecznie konkurować z genetycznie zmodyfikowanymi organizmami (GMO) w żywieniu zwierząt?



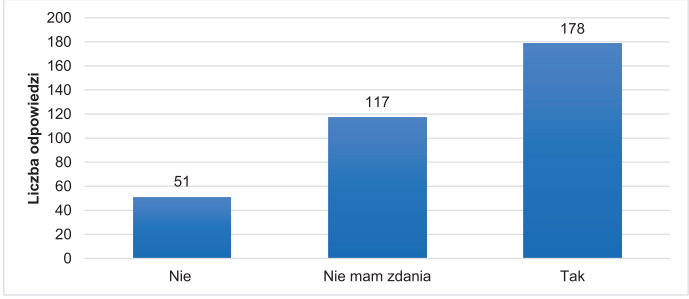
12. Czy uważa Pani/Pan, że hodowla owadów do celów żywieniowych może stać się bezpieczną alternatywą dla tradycyjnie hodowanych zwierząt?



13. Czy według Pani/Pana hodowla owadów wpisuje się w zasady ochrony środowiska?



14. Czy hodowla owadów może wpłynąć pozytywnie na gospodarowanie odpadami biologicznymi w Pani/Pana gospodarstwie/przedsiębiorstwie?



Komentarz do wyników wybranych pytań z ankiety

1. W ankiecie wzięli udział rolnicy o różnym profilu produkcji, przy czym szczególnie chętnie w ankietyzacji brali udział respondenci zajmujący się: produkcją roślinną, drobiem, bydłem mlecznym i mięsnym oraz trzodą chlewną. Mniejsze zainteresowanie ankietą zauważalne było u hodowców mały przeżuwaczy, zwierząt futerkowych i ryb.
2. U prawie co czwartego rolnika (24%) wystąpiła sytuacja zmuszająca zmianę profilu produkcji rolnej. W 76% przypadków respondenci nie zasygnalizowali takiej sytuacji.
3. Większość ankietowanych (62%) posiada na terenie gospodarstwa wolne zasoby powierzchni, które mogłyby być zagospodarowane np. na potrzeby hodowli owadów jadalnych.
4. Ponad połowa respondentów (58%) deklaruje wolne zasoby czasowe. Reszta ankietowanych (42%) wskazuje, iż nie posiada wolnego czasu do spożytkowania. Posiadanie wolnego czasu koreluje nieznacznie z wolną powierzchnią w gospodarstwie.
5. Około 47% ankietowanych „zdecydowanie nie" lub „raczej nie" przewiduje w najbliższym czasie zmiany kierunku produkcji/ rozbudowy przedsiębiorstwa o nowy kierunek produkcji. Około 30% rolników nie potrafi jednoznacznie odpowiedzieć na to pytanie. Około 23% respondentów „zdecydowanie" lub „raczej" przewiduje rozbudowę gospodarstwa o nowy kierunek produkcji lub zmianę kierunku produkcji.
6. Rolnicy chcieliby, żeby zwrot poniesionych kosztów związanych z inwestycją w produkcję larw owadów zwrócił się po: 3 latach (45,1% ankietowanych), 4 latach (22,4% ankietowanych), 5 latach (21,2% ankietowanych), 6 latach (3,9% ankietowanych) i 7 latach (7,4% ankietowanych). Wyniki te sugerują, że respondenci liczą na bardzo szybki zwrot inwestycji.
7. Do rozpoczęcia produkcji larw owadów respondentów najbardziej skłoniłoby pozyskanie dopłat oraz sukces ekonomiczny innych przedsiębiorstw z opisywanego sektora. Mniejsze znaczenie według rolników ma możliwość odbycia szkoleń, a za najsłabszy argument uznają oni innowacyjność przedsięwzięcia.
8. Rolnicy wskazali, że najistotniejszym problemem w zakresie rozpoczęcia działalności związanej z produkcją larw owadów jest brak wiedzy i doświadczenia w zakresie hodowli owadów. Według respondentów istotnymi problemami umożliwiającymi wejście do sektora jadalnych owadów jest koszt stworzenia infrastruktury do produkcji owadów i brak informacji o przedsiębiorstwach skupujących i przetwarzających larwy. Za najmniej istotne rolnicy uznali opinie lokalnej społeczności i względy estetyczne.
9. Spośród ankietowanych, 38,7% rolników zgadza się z zaliczeniem jadalnych owadów do grupy zwierząt gospodarskich. Przeciwnego zdania jest 28,3% respondentów. Około 33% nie ma w tym temacie wyrobionego zdania.

10. Zdecydowana większość rolników (88,4%) nie posiada żadnej wiedzy na temat hodowli owadów. Na pytanie pozytywnie odpowiedziało 11,6% ankietowanych. Sugeruje to, że temat jadalnych owadów dla rolników jest czymś nowym, choć znajduje się niewielki odsetek deklarujących znajomość chowu owadów. Może to wynikać z utrzymywania np. pasieki przy gospodarstwie.
11. Z przeprowadzonych badań wynika, że 53,8% respondentów twierdzi, iż białko (PAP) owadzie może skutecznie konkurować z genetycznie modyfikowanymi organizmami (GMO) w żywieniu zwierząt. Przeciwnego zdania jest 12,5% rolników. Na zadane pytanie 33,7% rolników nie potrafiło wskazać jednoznacznej odpowiedzi.
12. Zebrane ankiety wskazują, że 34,6% rolników nie zgadza się, aby hodowla owadów do celów żywieniowych mogła stać się bezpieczną alternatywą dla tradycyjnie hodowanych zwierząt. Podobna ilość respondentów (34,3%) uważa, że jadalne owady mogę stanowić bezpieczną alternatywę dla konwencjonalnych zwierząt gospodarskich. Nie ma zdania na ten temat 31,1% ankietowanych.
13. Przeprowadzona analiza wskazuje, że 48,1% rolników uważa, że hodowla owadów wpisuje się w zasady ochrony środowiska. Odmiennego zdania jest 13% ankietowanych, a 38,9% respondentów nie była w stanie odpowiedzieć na to pytanie.
14. Spośród wszystkich ankietowanych, 51,4% twierdzi, że hodowla owadów może wpłynąć pozytywnie na gospodarowanie odpadami biologicznymi w gospodarstwie/przedsiębiorstwie. Część respondentów (14,8%) uważa, że hodowla owadów w gospodarstwie nie wpłynie na gospodarowanie odpadami biologicznymi. Pozostali (33,8% ankietowanych) nie mieli zdania na ten temat.

Podsumowanie

W analizie ankiet przeprowadzonych wśród rolników i lekarzy weterynarii – zarówno wśród rolników jak i lekarzy – dominującym argumentem do podjęcia aktywności w zakresie hodowli owadów (lub nadzoru ze strony lekarzy) jest czynnik opłacalności ekonomicznej.

Jednocześnie wskazano na ogromny brak wiedzy i doświadczenia w tym zakresie, zarówno w obszarze dobrostanu owadów jako zwierząt hodowlanych jak i warunków produkcji. Jednocześnie rozwój tego kierunku produkcji respondenci widzą raczej w zakresie stosowania przetworzonego białka owadziego jako materiału paszowego niż w żywieniu ludzi.

Wytyczne dobrej praktyki higienicznej w produkcji owadów dla celów paszowych i spożywczych

Krzysztof Kwiatek[1], Tadeusz Bakuła[2], Zbigniew Sieradzki[1], Zbigniew Osiński[1], Ewelina Kowalczyk[1]

[1]Zakład Higieny Pasz, Państwowy Instytut Weterynaryjny – Państwowy Instytut Badawczy
Al. Partyzantów 57, 24-100 Puławy

[2]Katedra Prewencji Weterynaryjnej i Higieny Pasz Wydział Medycyny Weterynaryjnej, Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie
ul Oczapowskiego 13, 10-718 Olsztyn

Spis treści

PRZEDMOWA

1. ROZDZIAŁ 1 – Ogólne wymagania UE w zarządzaniu bezpieczeństwem żywności i pasz 171

1.1. Wymogi prawa UE 172

1.1.1. Higiena żywności i pasz 172

1.1.2. Pasza dla owadów 173

1.1.3. Zdrowie zwierząt i stan środowiska 174

1.2. Sytuacje awaryjne i wycofywanie produktów z rynku 174

1.3. Monitorowanie (pobieranie próbek i analizy) 174

1.3.1. Wymogi ogólne 174

1.3.2. Wymogi w zakresie bezpieczeństwa żywności 175

1.3.3. Wymogi w zakresie bezpieczeństwa pasz 175

2. ROZDZIAŁ 2 – żywienie owadów - dobre praktyki higieniczne 176

2.1. Pozyskiwanie oraz dostawy pasz 176

2.1.1. Informacje ogólne 176

2.1.2. Obowiązujące wymogi prawa 176

2.1.3. Środki kontroli oraz specyfikacje 177

2.2. Składowanie/przechowywanie substratów 178

3. ROZDZIAŁ 3 – dobre praktyki higieniczne w hodowli owadów 179

3.1. Zakres i ramy prawne 179

3.2. Żywienie owadów 179

3.3. Faza wzrostu owadów 180

3.3.1. Obowiązujące wymogi legislacyjne 180
3.4. Zbiór 180
3.4.1. Wymogi legislacyjne 181
3.4.2. Rekomendowane praktyki 181
3.5. Etap obróbki wstępnej 182
3.6. Zlecanie podwykonawstwa 182
4. ROZDZIAŁ 4 – metody przetwarzania owadów na cele paszowe z uwzględnieniem dobrych praktyk higienicznych 183
4.1. Wymogi legislacyjne 183
4.2. Zalecenia ogólne 185
4.2.1. Podgrzewanie 185
4.2.2. Zamrażanie 185
4.3. Etapy po uśmierceniu 186
4.3.1. Liofilizacja 186
4.3.2. Suszenie 186
4.3.3. Mielenie 186
4.3.4. Funkcjonowanie 186
5. ROZDZIAŁ 5 – dobre praktyki higieniczne stosowane w przetwarzaniu owadów przeznaczonych do spożycia przez ludzi 187
6. ROZDZIAŁ 6 – dobre praktyki higieniczne w czasie przechowywania, pakowania, oznakowania i transportu 188
6.1. Wymogi legislacyjne 188
6.2. Rekomendowane praktyki przechowywania/składowania 188
6.2.1. Układ pomieszczeń 188
6.2.2. Czyszczenie oraz konserwacja pomieszczeń 189
6.2.3. Kontrola warunków składowania 189
6.3. Pakowanie 189
6.4. Oznakowanie produktów spożywczych z owadów 190
6.5. Wydawanie produktów końcowych 190
6.6. Czynności transportowe 191
6.6.1. Ogólne wymogi oraz rekomendowane praktyki 191
6.6.2. Jednostki transportowe 191
Piśmiennictwo 192

Przedmowa

Wysokowydajna produkcja zwierzęca w Polsce, w UE i na całym świecie potrzebuje źródła białka w niezbędnej ilości, jakości, oraz na odpowiednim poziomie bezpieczeństwa, aby zapewnić odpowiednie pożywienie zwierzętom hodowlanym. Wraz z odpowiedniej jakości paszą należy zapewnić wysokie standardy zdrowia i dobrostanu zwierząt oraz ochronę zdrowia konsumentów.

Niedobór w Europie tradycyjnych źródeł białka wymusza poszukiwanie alternatywnych surowców białkowych. Dostępność do tych surowców uwarunkowana jest różnymi czynnikami takimi jak: zależność od rynków międzynarodowych, wahania cen, zmiany klimatyczne, kwestie środowiskowe, społeczne i polityczne związane ze stosowaniem organizmów zmodyfikowanych genetycznie w łańcuchu żywnościowym.

Taką alternatywą jawią się owady, postrzegane jako potencjalne źródło białka, ponieważ są produkowane w stosunkowo prosty i zrównoważony sposób, i co ważne, mają wysoki współczynnik konwersji. Jedną z największych zalet produkcji białka owadziego jest możliwość wdrożenia tzw. zamkniętego obiegu w gospodarce rolno-przemysłowej, ponieważ składniki odżywcze ciągle obecne w produktach ubocznych przemysłu rolno-spożywczego, które zostałyby utracone, mogą zostać ponownie wprowadzone do łańcucha żywnościowego jako surowce wtórne w postaci paszy dla owadów.

W przeciągu kilku ostatnich lat znacznie wzrosło zainteresowanie hodowlą owadów, nie tylko z przeznaczeniem na cele paszowe, ale także spożywcze. Coraz więcej firm wykazuje zainteresowanie wdrożeniem hodowli owadów, dlatego też obszar ten został objęty odpowiednimi regulacjami prawnymi mającymi na celu zapewnienie odpowiedniego poziomu bezpieczeństwa. Dlatego też, głównym celem niniejszego przewodnika jest wsparcie we wdrażaniu ustawodawstwa UE w zakresie żywności i pasz w obszarze hodowli owadów na cele paszowe oraz spożywcze.

ROZDZIAŁ 1

Ogólne wymagania ue w zarządzaniu bezpieczeństwem żywności i pasz

Producenci owadów muszą zapewnić zachowanie obowiązujących w UE standardów w zakresie bezpieczeństwa żywności i pasz poprzez wprowadzenie, udokumentowanie, wdrożenie i stałe utrzymywanie systemów zarządzania bezpieczeństwem żywności i pasz.

W celu identyfikacji i kontroli zagrożeń, które mogłyby niekorzystnie wpływać na bezpieczeństwo produktów z owadów w łańcuchu produkcyjnym,

niezbędnym elementem jest ocena ryzyka, która powinna być zgodna z zasadami HACCP.

1.1. Wymogi prawa UE

1.1.1. Higiena żywności i pasz

Produkcja owadów na cele spożywcze i paszowe podlega wymaganiom szeregu rozporządzeń w tym: Rozporządzeniu (WE) nr 178/2002 - ogólne prawo żywnościowe, Rozporządzeniu (WE) nr 852/2004 - higiena żywności oraz Rozporządzeniu (WE) nr 183/2005. Wymogi w nich zawarte mają zastosowanie do wszystkich producentów owadów prowadzących hodowlę, przetwórstwo, obsługę (np. transport, składowanie) lub dystrybucję owadów w łańcuchu żywnościowym lub paszowym.

Zgodnie z przepisami UE dotyczącymi żywności i pasz podmioty prowadzące działalność w zakresie hodowli owadów i/lub inne operacje obsługowe, które są bezpośrednio powiązane z tą działalnością (w tym składowanie i transport), są uważane za producentów pierwotnych, a szczegółowo:

- Podmioty zajmujące się produkcją owadów na cele paszowe zgodnie z art. 9 Rozporządzenia (WE) nr 183/2005, muszą być zarejestrowane i spełniać ogólne wymogi odnoszące się do karmienia owadów (w tym operacje przechowywania i dystrybucji);
- Podmioty produkujące owady przeznaczone na cele spożywcze zgodnie z Rozp. 852/2004 również podlegają obowiązkowi rejestracji. Zobowiązane są one powiadomić właściwe organy krajowe o operacjach podlegających ich kontroli (art. 6.2) oraz spełniać ogólne wymogi zawarte w Załączniku I. Załącznik ten zawiera zalecenia dotyczące opracowania przewodników dobrych praktyk. Ponadto, wymogi te nie kolidują z innymi wymaganiami w sytuacji, gdy podmioty starają się uzyskać zezwolenie na nową żywność w celu jej produkcji i sprzedaży, wg Rozporządzenia (UE) 2015/2283 w sprawie nowej żywności.

Za produkcję pierwotną nie uważa się natomiast uśmiercenia owadów i innych działań związanych z przetwarzaniem, ze względu na fakt, że prowadzą one do zmiany charakteru produktu pierwotnego. W związku z tym powyższe czynności podlegają innym wymogom higienicznym, zgodnie z unijnymi przepisami dotyczącymi bezpieczeństwa żywności i pasz:

- Podmioty przetwarzające owady na cele paszowe, których działanie obejmuje inne etapy niż produkcja pierwotna – czyli etapy od uśmiercenia do kolejnych etapów przetwarzania – muszą spełniać wymogi higieniczne z Załącznika II do Rozporządzenia (WE) 183/2005;
- Podmioty przetwarzające owady przeznaczone na cle spożywcze, których działanie obejmuje inne etapy niż produkcja pierwotna, czyli etapy od uśmiercenia do kolejnych etapów przetwarzania, włączając dystrybucję, muszą być zatwierdzone przez właściwe organy krajowe, wg art. 4.2. Rozporządzenia

(WE) nr 853/2004. Rozporządzenie 853/2004 zawiera unijną wykładnię prawa dla produkcji owadów. Podmioty takie spełniać muszą wymogi higieniczne mające zastosowanie do tych działań (dotyczą one obiektów i urządzeń, personelu, czynności związanych ze składowaniem i transportem, obowiązkowych planów pobierania próbek, prowadzenia dokumentacji, reklamacji i wycofania produktów z rynku);

- Producenci przetworzonych białek zwierzęcych pozyskanych z owadów lub tłuszczów pozyskanych z owadów przeznaczonych do karmienia zwierząt muszą zostać zatwierdzeni przed właściwymi organami krajowymi.

1.1.2. Pasza dla owadów

Zgodnie z ustawodawstwem UE dotyczącym produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego (Rozporządzenie (WE) 1069/2009) owady hodowane na terenie Unii Europejskiej uznawane są jako zwierzęta gospodarskie. W związku z tym, owady mogą być karmione wyłącznie kwalifikowalnymi materiałami dla zwierząt gospodarskich: tj. materiałami pochodzenia roślinnego i/lub zwierzęcego wymienionymi w Załączniku IV do Rozporządzenia (UE) nr 142/2011; Załączniku XIV do Rozporządzenia (WE) nr 999/2001 i w projekcie Rozporządzenia zmieniającego Załącznik III do Rozporządzenia (WE nr 853/2004). Produkty te obejmują:

- mączkę rybną,
- produkty z krwi pochodzące od zwierząt innych niż przeżuwacze,
- fosforan di- i triwapniowy pochodzenia zwierzęcego,
- hydrolizowane białka pochodzące od zwierząt innych niż przeżuwacze,
- hydrolizowane białka ze skór i skórek przeżuwaczy,
- żelatynę i kolagen pochodzące od zwierząt innych niż przeżuwacze,
- jaja i produkty jajeczne,
- mleko, produkty na bazie mleka, produkty pochodne mleka i siarę,
- miód,
- wytopiony tłuszcz.

Zabrania się karmienia owadów odpadami gastronomicznymi, wycofanymi środkami spożywczymi zawierającymi mięso i ryby lub obornikiem/odchodami zwierząt.

Dostawcy pasz dla producentów owadów muszą stosować się do wymogów ustawodawstwa UE w zakresie higieny pasz (Rozporządzenia (WE) 183/2005). Muszą także zarejestrować się jako podmiot prowadzący przedsiębiorstwo paszowe przed właściwymi organami krajowymi, po wdrożeniu planu HACCP, jeżeli nie są objęci art. 5 ust. 1 Rozporządzenia (WE) nr 183/2005 (producenci pierwotni).

W paszy dla owadów mogą być stosowane dodatki paszowe zatwierdzone w UE zgodnie z Rozporządzeniem (WE) nr 1831/2003, których wykaz zamieszczony jest w unijnym rejestrze dodatków paszowych.

Pasza dla owadów musi być bezpieczna tzn. zanieczyszczenia lub substancje szkodliwe nie mogą przekraczać maksymalnych limitów przewidzianych w Dyrektywie 2002/32/WE w sprawie niepożądanych substancji w paszach

zwierzęcych. Należy jednak nadmienić, że stosowane mogą być tylko dodatki, dla których nie wyspecyfikowano docelowych gatunków zwierząt.

1.1.3. Zdrowie zwierząt i stan środowiska

W związku z wpisaniem owadów do rejestru zwierząt gospodarskich stosowane są do nich wymogi prawne dotyczące zdrowia zwierząt. Owady są wyłączone natomiast ze stosowania prawa UE w zakresie dobrostanu zwierząt, które odnosi się wyłącznie do kręgowców.

Producenci owadów zobowiązani są do spełnienia wymogów dotyczących zdrowia zwierząt i środków bioasekuracyjnych w odniesieniu do chorób zakaźnych zwierząt (art. 10 Rozporządzenia (UE) 2016/429).

Owady oraz produkty powstałe na ich bazie nie powinny wywoływać chorób ani żadnych niekorzystnych skutków dla zdrowia roślin, zwierząt lub ludzi (Rozporządzenie (WE) 2017/1017), oraz podlegać ochronie lub należeć do inwazyjnych gatunków obcych zgodnie z Rozporządzeniem (UE) 1143/2014.

1.2. Sytuacje awaryjne i wycofywanie produktów z rynku

Producentów owadów na cele spożywcze i paszowe obowiązują w takich przypadkach wymogi związane z wycofaniem żywności i pasz z rynku. Zastosowanie mają tutaj art. 19 Rozporządzenia (WE) 178/2002 dla żywności i art. 20 tego samego rozporządzenia w przypadku pasz, opisujące tok postepowania w celu eliminacji takich produktów z rynku.

1.3. Monitorowanie (pobieranie próbek i analizy)

1.3.1. Wymogi ogólne

Oczywistym jest ogólna zasada, że producenci owadów odpowiadają za bezpieczeństwo swoich produktów, które ocenić można wykonując badania laboratoryjne w celu oceny spełnienia wymagań dla określonych kryteriów jakości i bezpieczeństwa produktów. Wspomagane są one ponadto przez urzędowe procedury w celu zweryfikowania, czy własne systemy pobierania próbek w kierunku bezpieczeństwa produktu działają prawidłowo. Jednym z parametrów bezpieczeństwa są obowiązkowe kryteria/normy mikrobiologiczne (np. dla przetworzonych białek z owadów przeznaczonych do stosowania w paszach zwierzęcych) oraz maksymalne limity zanieczyszczeń (zanieczyszczenia żywności, substancje niepożądane oraz produkty paszowe).

Kryteria mikrobiologiczne obecne w prawie UE (np. kryteria dla produktów spożywczych) dotyczą z reguły gatunków zwierząt innych niż owady, zaleca się jednak, aby producenci owadów także badali swoje gotowe produkty w kierunku takich czynników chorobotwórczych. Tego typu czynniki chorobotwórcze, mogą zostać przeniesione na zwierzęta (owady) przez substrat paszowy lub w czasie procesu produkcyjnego.

Oprócz kryteriów mikrobiologicznych producenci owadów są zobowiązani do przestrzegania, ustanowionych przez organy krajowe lub organizacje prywatne, limitów i/lub standardów podanych w systemach zapewniania bezpieczeństwa żywności i pasz.

1.3.2. Wymogi w zakresie bezpieczeństwa żywności

W zakresie bezpieczeństwa żywności obowiązuje szereg kryteriów mikrobiologicznych i tak np. Rozporządzenie (WE) nr 2073/2005 przewiduje zwalczanie *Listeria monocytogenes* w żywności gotowej do spożycia (dla żywności gotowej do spożycia ustanowiono limit 100 jtk/g). Dodatkowo, Rozporządzenie to ustanawia limity mikrobiologiczne dla surowców wykorzystywanych w produkcie mięsnym, dla mięsa mielonego i produktów mięsnych (np. nieobecność *Salmonelli* w 10 g w przypadku mięsa mielonego i produktu mięsnego wytworzonego z innych gatunków niż drób przeznaczony do spożycia po ugotowaniu, 500 jtk/g dla *E. coli* w mięsie mielonym na końcu procesu produkcyjnego), lub dla gotowanych skorupiaków i mięczaków (tj. nieobecność *Salmonelli* w 25 g produktu).

Istnieje szereg innych zagrożeń mikrobiologicznych związanych z obecnością bakterii chorobotwórczych jak: *Campylobacter, Streptococcus aureus, Bacillus cereus*, niektóre szczepy *Escherichia coli, Clostridium perfringens, Enterococcus sakazakii*, które mogą stanowić element nadzoru w ramach zapewnienia bezpieczeństwa żywności produkowanej z owadów, nawet w przypadku gdy limity takie nie są jeszcze określone dla takich produktów.

W określonych przypadkach, owady powinny być również poddawane okresowym badaniom w kierunku obecności innych, specyficznych czynników chorobotwórczych oraz substancji chemicznych (np. dioksyn, pestycydów, metali ciężkich czy mikotoksyn - limitami przewidziane dal tych substancji zostały określone w Dyrektywie 2002/32/WE w sprawie niepożądanych substancji w paszach zwierzęcych). Czynniki fizyczne takie jak np. aktywność wody, również powinny podlegać okresowej kontroli.

1.3.3. Wymogi w zakresie bezpieczeństwa pasz

Próbki produktów końcowych muszą spełniać normy obowiązujące dla *Salmonella* (nieobecność w 25 g) i *Enterobacteriaceae* (limit 300 jtk w 1 g), czy tez podmioty stosujące wymagania z załącznika IV do Rozporządzenia (WE) nr 142/2011) muszą wykazać nieobecność *Clostridium perfringens* w 1 g produktu.

Jeśli zachodzi taka konieczność, owady powinny być także okresowo badane pod kątem obecności innych określonych czynników chorobotwórczych oraz substancji chemicznych takich jak: pestycydy, metale ciężkie, dioksyny, mikotoksyny zgodnie z limitami przewidzianymi w Dyrektywie 2002/32/WE w sprawie niepożądanych substancji w paszach zwierzęcych, a także czynników fizycznych: fragmentów metali, plastyku, obiektów obcych.

ROZDZIAŁ 2
Żywienie owadów - dobre praktyki higieniczne

2.1. Pozyskiwanie oraz dostawy pasz

2.1.1. Informacje ogólne

Hodowla owadów wiąże się z zapewnieniem im odpowiedniego pożywienia zawierającego wszystkie niezbędne składniki odżywcze. Dobór odpowiedniego pożywienia może być uzależniony od szeregu kryteriów, takich jak: skład, wartości odżywcze, oczekiwany wpływu na docelowe gatunki owadów (np. szybkość wzrostu, przyrost masy ciała, współczynnik konwersji paszy lub profil kwasów tłuszczowych), braku zagrożeń dla zwierząt docelowych lub łatwości usuwania podczas zbiorów.

Zastosowana w hodowli pasza/substrat musi niekiedy spełniać specyficzne wymagania danego gatunku owadów, które będą krytyczne dla odpowiedniego i bezpiecznego ich wzrostu.

Pochodzenie środka żywienia dla owadów jest istotnym elementem składającym się na identyfikowalności produktu. Zaleca się wytwarzanie i pozyskiwanie substratów od wiarygodnych dostawców z zachowaniem przewidzianych procedur i systemów gwarantujących jakość i bezpieczeństwo.

2.1.2. Obowiązujące wymogi prawa

W Unii Europejskiej jedynie prawnie dopuszczone substraty dla owadów mogą być stosowane w ich produkcji z przeznaczeniem na cele żywnościowe i paszowe, a producenci owadów muszą przestrzegać ogólnych przepisów Rozporządzenia (WE) nr 183/2005 w sprawie higieny pasz. Stosowane pasze obejmują:

- materiały ze zbóż (np. otręby pszenne, plewy, śrutowane żyto, płatki owsiane, trawa, ziarna gorzelnicze),
- warzywa, owoce oraz produkty pochodne,
- pasza komercyjna,
- produkty niesprzedane z powodu wad technicznych ze sklepów, zakładów przemysłu spożywczego lub zakładów piekarniczych, które posiadają status wycofanych środków spożywczych zgodnie z odpowiednim ustawodawstwem UE, jeżeli zawierają materiały pochodzenia roślinnego, jaja i/lub produkty mleczne.

W Unii Europejskiej nie dopuszcza się do stosowania w hodowli owadów na cele żywnościowe i paszowe takich materiałów jak:

- obornik zwierzęcy i/lub gnojowica lub inne produkty zawartości przewodu pokarmowego zwierząt,
- odchody ludzkie,
- odpady pochodzące z uzdatniania wody (np. szlamy przemysłowe) lub odpady stałe: miejskie, przemysłowe lub komunalne,
- opakowania i ich fragmenty (np. papier, plastik, PET),

- nasiona poddane działaniu środków ochrony roślin,
- drewno poddane obróbce,
- produkty uboczne pochodzenia zwierzęcego pochodzące z rzeźni lub zakładów utylizacji (np. przetworzone białka zwierzęce),
- odpady spożywcze pochodzące z restauracji, zakładów gastronomicznych i gospodarstw domowych,
- „wycofane środki spożywcze" zawierające materiały pochodzenia zwierzęcego (z wyłączeniem jaj, mleka i produktów pochodnych).

2.1.3. Środki kontroli oraz specyfikacje

Środki żywienia owadów uzyskane spoza zakładu produkcyjnego muszą pochodzić z zarejestrowanego podmiotu prowadzącego przedsiębiorstwo paszowe lub z zatwierdzonego zakładu, jeżeli produkowane są dodatki paszowe, premiksy lub mieszanki paszowe, zgodnie z ustawodawstwem unijnym w zakresie higieny pasz. Unijne wytyczne z 16 kwietnia 2018, dotyczące wykorzystania paszowego żywności, która nie jest już przeznaczona do spożycia przez ludzi wskazują, że dostawcy wycofanych środków spożywczych muszą być zarejestrowani lub zatwierdzeni zgodnie z obowiązującym prawem unijnym w zakresie higieny żywności (tj. dla produktów niebędących produktami pochodzenia zwierzęcego) lub ustawodawstwem odnośnie produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego (dla produktów pochodzenia zwierzęcego).

Producenci owadów muszą być w stanie wskazać poprzez udokumentowanie dostaw nazwę dostawcy substratu, adres dostawcy oraz datę dostawy, zgodnie z wymogami UE dotyczącymi identyfikowalności i prowadzenia dokumentacji, zgodnie z art. 18 Rozporządzenia (WE) nr 178/2002.

Producenci owadów dla celów spożywczych i paszowych zobowiązani są do przechowywania aktualnych informacji dotyczących wymogów (tzw. specyfikacje) dla substratów, które mają być bezpiecznie wykorzystywane jako pasza dla owadów. Specyfikacje powinny zawierać także wskazania, w jakich przypadkach (kiedy i w jakim stopniu) akceptowalne są odstępstwa od przyjętej charakterystyki. Specyfikacje powinny zawierać co najmniej:

- charakterystykę analityczną substratu,
- rezultat analizy ryzyka przeprowadzonej dla każdego przychodzącego substratu, np.: specyfikacja produktu wraz z wynikami monitorowania,
- wykaz zatwierdzonych miejsc i źródeł pochodzenia geograficznego,
- gatunki zwierząt, dla których zatwierdzone stosowanie substratu,
- informacje odnośnie wszystkich zagrożeń lub ograniczeń związanych z ich stosowaniem, a także wszelkich innych charakterystyk,
- warunki prawidłowego użytkowania (temperatura, pH, itp.).

Sposób żywienia owadów oraz jakość spożywanych substratów może mieć znaczący wpływ na ich mikroflorę (np. nosicielstwo bakterii *Campylobacter, Escherichia coli* czy *Salmonella*), a także na poziom zanieczyszczeń chemicznych (np.dioksyn i PCB przenoszonych z substratu do owadów).

Biorąc pod uwagę tego rodzaju zagrożenia, producenci owadów powinni przeprowadzać regularne kontrole przychodzących substratów. Kontrole te mogą powinny obejmować pobieranie próbek do badań w celu sprawdzenia zgodności z parametrami określonymi w specyfikacjach. Próbki, a także wyniki badań udostępniane są właściwym organom na żądanie w wypadku kontroli.

Przepisy prawa UE nie przewidują szczególnych wytycznych odnośnie analiz (mikrobiologicznych lub chemicznych) i czynników chorobotwórczych w substratach przeznaczonych dla owadów. Dlatego też, producenci mogą wprowadzić własne środki/protokoły pobierania próbek, zwłaszcza w przypadku:

- wątpliwości, co do jakości substratu i/lub braku odpowiednich badań przeprowadzonych przez dostawcę, należy zawsze przeprowadzić pobieranie próbek,
- gdy substraty dostarczane są przez zaufanych dostawców z zagwarantowaniem pełnej identyfikowalności wraz z towarzyszącymi im wynikami analiz, powinno się pobierać próbki w sposób losowy, w celu przeprowadzenia niezależnego badania na obecność mikotoksyn, metali ciężkich i pozostałości pestycydów. Takie próbki powinny być przechowywane przynajmniej do końca cyklu produkcyjnego partii karmionej tymi substratami,
- gdy substraty ulegają chemicznemu/biochemicznemu procesowi (zakwaszeniu/hydrolizie enzymatycznej itp.) lub jakimkolwiek procesom fermentacji, należy przeprowadzić analizę na podstawie danych producenta w zakresie potencjalnych zagrożeń dla owadów.

2.2. Składowanie/przechowywanie substratów

W toku składowania/przechowywania substratów, producenci owadów muszą skupiać szczególną uwagę na właściwych warunkach (temperaturze, wilgotności, technologii składowania) i poziomie biobezpieczeństwa w celu uniemożliwienia wprowadzenia jakichkolwiek organizmów ze środowiska zewnętrznego. W tym celu powinni przestrzegać następujących zasad:

- Materiały przychodzące muszą być składowane w odpowiednich warunkach higienicznych, jeżeli to konieczne w warunkach zapewniających odpowiedni poziom wilgotności (np. niski dla substratów suchych);
- Wszystkie instalacje/magazyny muszą być wolne od zanieczyszczeń w tym: obcych owadów, ptaków i wszelkiego rodzaju szkodników. Konstrukcja magazynów i procedury kontroli powinny zapewnić uniknięcie wszelkich wycieków, a także inwazji gryzoni;
- Uszkodzone lub zepsute substraty muszą być zabezpieczone i poddane ocenie w celu ewentualnego, ponownego wprowadzenia jako substrat lub przeznaczenia do utylizacji.

Ponadto musi istnieć system przydziału miejsc mający na celu bezpieczne przechowywanie (np. łatwo identyfikowalne, łatwo widoczna identyfikacja zużycia).

W przypadku pojawienia się wątpliwości co do tożsamości/jakości produktu w czasie składowania spowodowanych np. uszkodzeniem opakowania, należy wdrożyć „procedurę niezgodności", zgodnie z którą wyznaczona osoba musi podjąć decyzję co do przeznaczenia takiego produktu (ponowna identyfikacja, zezwolenie na dalsze użytkowanie, utylizacja itp.). Działania takie należy rejestrować, a rejestry przechowywać przez cały czas. Substraty, które zostały odrzucone, należy wyraźnie oznaczyć i odseparować od innych materiałów w taki sposób aby ich nieuprawnione wykorzystanie było niemożliwe.

ROZDZIAŁ 3
Dobre praktyki higieniczne w hodowli owadów

3.1. Zakres i ramy prawne

W zakresie prowadzenia hodowli owadów wyróżnić można następujące etapy produkcji:

1. podawanie owadom paszy/substratów;
2. faza wzrostu owadów;
3. zbiór owadów;
4. etap obróbki wstępnej.

Na mocy ustawodawstwa unijnego w zakresie bezpieczeństwa żywności i pasz, wszystkie powyższe etapy składają się na działalność produkcji pierwotnej. Zgodnie z tym ustawodawstwem, producenci owadów podlegają wymogom w zakresie higieny. W praktyce operacje te często odbywają się w tym samym zakładzie przetwarzania, ograniczając w ten sposób ryzyko zanieczyszczenia (np. w wyniku transportu z jednego zakładu do drugiego). Producenci owadów mogą jednak zlecać niektóre etapy działalności w zakresie hodowli.

Gdy producenci owadów produkują zarówno żywność jak i paszę z owadów, należy wówczas wdrożyć ścisłe oddzielenie tych dwóch rodzajów działalności produkcyjnej. Mogą to być odrębne zakłady produkcyjne lub oddzielenie linii produkcyjnych żywność i pasze, jeżeli działania te odbywają się w tym samym budynku.

3.2. Żywienie owadów

Podawanie paszy/substratu stanowi nieodłączny i zasadniczy element procesu hodowlanego. Ma on na celu zapewnienie owadom dostępu składników odżywczych, jako budulca tkanek i źródła energii potrzebnej do ich wzrostu. Należy przestrzegać opracowanych i udokumentowanych receptur przygotowywania paszy.

Producenci owadów muszą przestrzegać wymogów w zakresie higieny, szczegółowo wymienionych w Załączniku III do Rozporządzenia (WE) nr 183/2005.

Ryzyko zanieczyszczenia może wynikać m.in. z wprowadzenia czynników chorobotwórczych, zanieczyszczeń chemicznych, zanieczyszczenia krzyżowego. Należy podjąć wszelkie środki techniczne lub organizacyjne uznane przez producentów owadów za niezbędne w celu zapobiegania takiemu ryzyku. Powinny one obejmować regularne kontrole w trakcie produkcji, wyznaczenie i przeszkolenie personelu w punkcie dystrybucji w celu zapobiegania zanieczyszczeniu krzyżowemu.

3.3. Faza wzrostu owadów

Owady hodowlane wymagają odpowiedniego środowiska i technologii, które odpowiadają ich szczególnym potrzebom. Kluczowe parametry podlegające kontroli to:

- temperatura: od której uzależnione jest tempo wzrostu owadów - w większości przypadków najbardziej korzystne są temperatury od 25 do 45°C,
- wilgotność: temperatura musi korelować z określonym poziomem wilgotności względnej, w zależności od fazy rozwoju owadów,
- pomieszczenia/urządzenia: kolonia owadów musi być zamknięta i zabezpieczona w celu ułatwienia zwalczania szkodników i zapobiegania ucieczkom zwierząt,
- wentylacja: wymagana jest właściwa wentylacja pomieszczeń i musi być ona dostosowana do danego gatunku, a także przewidywanego poziomu temperatury/wilgotności. Zapewnia to czyste warunki chowu i zapobiega zanieczyszczeniu krzyżowemu drogą powietrzną,
- światło: wg charakterystyki gatunku i fazy rozwoju.

Powyższe elementy mogą się różnić dla różnych gatunków owadów, w tym ich cykli życiowych.

3.3.1. Obowiązujące wymogi legislacyjne

Wszystkie operacje związane z fazą wzrostu owadów uważane są za działalność produkcji pierwotnej, w związku z tym podlegają one szczególnym wymogom zawartym w Załączniku I do Rozporządzenia (WE) nr 183/2005, jak również w Załączniku I do Rozporządzenia (WE) nr 852/2004.

3.4. Zbiór

Zbiór owadów obejmuje zebranie larw lub owadów dorosłych pod koniec cyklu hodowlanego poprzez wyjęcie ich z pojemników/komór hodowlanych i oddzielane od substratu wzrostowego oraz odchodów.

W przypadku owadów holometabolicznych (tj. mączników, muchy czarnej, muchy domowej) zbiera się w pełni rozwinięte larwy, natomiast w przypadku owadów hemimetabolicznych (np. świerszcze i koniki polne) zwierzęta są zbierane jako młode larwy lub owady dorosłe.

Metody zbioru mogą się zatem różnić w zależności od gatunku i stadium rozwoju owadów i mogą obejmować przesiewanie (mechaniczne oddzielenie larw), naturalną migrację owadów do innego środowiska lub zbiór za pomocą sieci do odłowu.

Każdy producent owadów jest odpowiedzialny za skuteczne oddzielenie larw lub owadów dorosłych od ich odchodów, martwych osobników i pozostałości substratów przed uśmierceniem.

3.4.1. Wymogi legislacyjne

Podobnie jak faza wzrostu owadów, operacje zbioru podlegają wymogom zawartym w Załączniku I do Rozporządzenia (WE) nr 183/2005 oraz w Załączniku I do Rozporządzenia (WE) nr 852/2004.

3.4.2. Rekomendowane praktyki

Dla techniki przesiewania zalecane są następujące środki:

- Rozmiar sita (oczka siatki) powinien umożliwiać skuteczne oddzielenie owadów od odchodów i pozostałości substratu.
- Sita/urządzenia do przesiewania powinny być regularnie i dokładnie czyszczone, w celu ograniczenia rozwój mikroflory, namnażania się larw z niewylęgniętych jaj lub rozprzestrzenienia się ciał obcych.
- W celu uniknięcia zanieczyszczenia urządzenia, skrzynki, narzędzia i sieci powinny być regularnie czyszczone zgodnie z określonymi wcześniej i udokumentowanymi procedurami.
- W szczególnym przypadku „lotnych" odchodów, czynności oddzielania larw powinny odbywać się w wydzielonym obszarze zamkniętym, w celu uniknięcia zanieczyszczenia produktów na innych liniach produkcyjnych.
- Odchody przeznaczone do ponownego użycia (np. użyźnianie gruntów/nawozy) muszą być badane/kontrolowane (np. badania mikrobiologiczne, chemiczne) i przechowywane w wyznaczonym do tego celu miejscu. Odchody, które nie będą ponownie wykorzystywane (np. nie nadają się do użyźniania gruntów/jako nawóz) należy usunąć.
- Jeśli planowane jest ponowne wykorzystanie pozostałości mokrego substratu, etap suszenia powinien zapewniać odpowiednią resztkową zawartość wilgotności/aktywność wody odpowiednią do przechowywania.

Producenci owadów powinni ponadto rozważyć stosowanie rozwiązań sortujących umożliwiających im efektywne wykrywanie i usuwanie materiałów obcych takich jak fragmenty metali lub tworzyw sztucznych pochodzących z urządzeń lub martwych owadów (np. larw w kolorze czarnym).

3.5. Etap obróbki wstępnej

Etap obróbki wstępnej obejmuje zazwyczaj oczyszczanie i składowanie owadów po zbiorze w higienicznych i odpowiednich warunkach przed uśmierceniem i przetwarzaniem.

Powszechnie do przechowywania zebranych owadów stosuje się chłodzenie, utrzymujące owady przy życiu w stanie unieruchomienia. Temperatura powinna być utrzymywana na stałym i odpowiednio niskim poziomie.

Tego typu chłodzenie może być stosowane przed liofilizacją owadów. Schłodzone owady można przechowywać/transportować w pojemnikach gdzie muszą tworzyć warstwę o przewidzianej technologią grubości.

3.6. Zlecanie podwykonawstwa

Całość lub część procesu hodowli, może być zlecona lub przekazana podwykonawcom.

Dostawcy lub podwykonawcy odpowiedzialni za taką działalność muszą spełniać te same wymogi legislacyjne i dobre praktyki higieniczne, co podmiot zlecający. Działania podwykonawców powinny być monitorowane poprzez odpowiedni system zatwierdzania sprzedawców/dostawców. Powinni oni wykazać swoje zaangażowanie w GHP, bezpieczeństwie substratów paszowych oraz dostarczanych produktów podczas możliwych inspekcji przez zlecającego.

W przypadku obiektów wielogatunkowych (hodowla owadów, a także hodowla innych zwierząt), pomieszczenia przeznaczone do działalności hodowlanej oraz te, w których sortuje się przychodzące substraty, muszą być fizycznie oddzielone od siebie, w taki sposób aby uniknąć jakiegokolwiek ryzyka związanego z zanieczyszczeniem krzyżowym.

Urządzenia, pojazdy, pojemniki i narzędzia wykorzystywane w do hodowli owadów nie mogą być stosowane do innych czynności hodowlanych dla innych gatunków zwierząt. Ponadto, cały sprzęt oraz pojemniki powinny być dokładnie czyszczone między partiami i nie powinno się ich używać poza granicami obszaru hodowli owadów.

Dostęp osób do obiektów hodowlanych musi być ściśle kontrolowany. Pracownicy pracujący przy różnych zwierzętach nie mogą wchodzić do obszaru hodowli owadów bez zmiany na specjalnie przeznaczoną do tego celu, czystą odzież, obuwie, rękawice oraz inne niezbędne narzędzia ochronne.

ROZDZIAŁ 4
Metody przetwarzania owadów na cele paszowe z uwzględnieniem dobrych praktyk higienicznych

W procesie przetwarzania owadów na paszę dla zwierząt rozróżnia się kilka etapów: uśmiercenie owadów, etapy pośrednie (np. liofilizacja/suszenie), etapy ekstrakcji tłuszczu.

Opisane w niniejszym rozdziale etapy lub techniki nie stanowią wyczerpującego wykazu wszystkich metod, które mogą być stosowane przez podmioty.

Zawarte tu wskazówki nie obejmują:

- produkcji żywych owadów (zwłaszcza przeznaczonych jako pasza dla ogrodów zoologicznych, cyrków, gadów i ptaków oraz drobiu hodowlanego),
- nieprzetworzonych (martwych) lub nieznacznie przetworzonych całych owadów – przeznaczonych dla niektórych kategorii zwierząt nieprzeznaczonych do produkcji żywności (np. gady i ptaki, zwierzęta futerkowe, zwierzęta w ogrodach zoologicznych oraz zwierzęta cyrkowe lub przynęty wędkarskie zgodnie z art. 18 Rozporządzenia 1069/2009).

4.1. Wymogi legislacyjne

Ustawodawstwo unijne z zakresu produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego: Rozporządzenie (WE) nr 1069/2009 wraz z Rozporządzeniem Wykonawczym (UE) nr 142/2011 obejmuje także etapy związane z uśmierceniem owadów oraz kolejne etapy przetwarzania wymagane do produkcji pasz dla zwierząt.

Owady i ich produkty pochodne są traktowane jako materiały kategorii 3 zgodnie z Rozporządzeniem (WE) nr 1069/2009. W związku z tym są one dopuszczone do stosowania w paszach dla zwierząt przeznaczonych do produkcji żywności oraz w karmie dla zwierząt domowych.

Zaklasyfikowanie owadów do materiałów kategorii 3 niesie ze sobą szereg konsekwencji w odniesieniu do obowiązków prawnych i wymogów bezpieczeństwa nałożonych na producentów, min:

- Zakłady przetwórstwa owadów muszą być specjalnie zatwierdzone do przetwarzania martwych owadów na poszczególne składniki (tłuszcz owadzi);
- Producenci owadów muszą spełniać ogólne standardy i/lub kryteria przetwarzania określone w Rozporządzeniu (WE) nr 142/2011 (Załącznik IV – rozdział II, sekcja 4).
- Ogólne standardy mające zastosowanie do przetwarzania owadów.

Producenci owadów na cele paszowe muszą przestrzegać metod przewidzianych w Rozporządzeniu (WE) 142/2011. Jak określono w Załączniku IV Rozporządzenia (WE) 142/2011, producenci/przetwórcy muszą zdecydować się metody 1 – 5 lub metodę 7.

1. W przypadku wyboru metod 1-5, producenci muszą spełniać określone parametry (np. zmniejszenie wielkości cząstek, obróbka cieplna, czas i ciśnienie), jak określono w rozdziale 3 Załącznika IV, pkt A-E;
2. W przypadku wyboru metody 7 podmioty muszą spełniać warunki określone w Załączniku IV rozdział 3 lit. G.

Zgodnie z Rozporządzeniem (UE) nr 142/2011, produkty uboczne z owadów przetwarzane zgodnie z obowiązującymi standardami mogą być następnie stosowane jako przetworzone białko zwierzęce (PAP) pochodzące z owadów, jako białko hydrolizowane lub jako tłuszcz. Załącznik X powyższego Rozporządzenia nakłada normy mikrobiologiczne na produkty pochodne.

Ponadto możliwości i warunki stosowania produktów pochodzących od owadów w paszach zwierzęcych są ściśle regulowane przez ustawodawcę UE: ograniczenia te, wynikające z Rozporządzenia (WE) nr 999/2001 (tzw. ustawodawstwo dotyczące TSE), dotyczą zarówno gatunków docelowych, dla których przeznaczone są produkty z owadów, jak również kategorii zastosowanych produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego.

Poniżej zaprezentowano krótki przegląd możliwości regulacyjnych dotyczących zastosowania owadów i/lub ich produktów pochodnych w paszach dla zwierząt.

- PAP z owadów:
    1. Stosowanie PAP z owadów jako paszy dla zwierząt gospodarskich (tj. przeżuwaczy i zwierząt monogastrycznych) jest zabronione zgodnie z art. 7 i Załącznikiem IV rozdział I i II Rozporządzenia 999/2001.
    2. Rozporządzenie (WE) nr 999/2001[18] umożliwia stosowanie PAP z owadów w paszach dla zwierząt akwakultury. Na chwilę obecną, zezwolenie to obejmuję tylko siedm gatunków owadów (tj. muchę czarną, muchę domową, mącznika młynarka, pleśniakowca lśniącego, świerszcza domowego, świerszcza bananowego oraz świerszcza polnego). Jest to również wynikiem hodowli tych gatunków owadów na niewielką skalę przemysłową.
    3. PAP z owadów może być stosowane w karmie dla zwierząt domowych bez żadnych szczególnych ograniczeń względem gatunków stosowanych owadów (w odróżnieniu od zwierząt akwakultury).
    4. Tłuszcze i hydrolizowane białko owadzie są dozwolone w paszy dla zwierząt gospodarskich (tj. zwierząt akwakultury i monogastrycznych zwierząt hodowlanych) oraz w karmie dla zwierząt domowych, bez ograniczeń względem stosowanego gatunku owadów.
    5. Podawanie zwierzętom hodowlanym i zwierzętom domowym żywych owadów nie podlega ograniczeniom na poziomie UE, ale jest często regulowane na szczeblu krajowym (produkty te są tradycyjnie stosowane jako pasza dla rynków niszowych, np. dla ptaków, gadów czy zwierząt w ogrodach zoologicznych).

4.2. Zalecenia ogólne

Techniki uśmiercania owadów różnią się w zależności się od gatunku owadów poddawanych tej czynności. I tak mączniki i świerszcze uśmierca się często za pomocą gorącej wody lub pary, muchy czarne poddaje się zmieleniu i podgrzaniu.

Wymienione poniżej metody nie obejmują wszystkich technik, których zastosowanie zależy w głównej mierze od gatunku owada i ich finalnego przeznaczenia.

4.2.1. Podgrzewanie

Uśmiercenie owadów przez podgrzewanie może odbywać się poprzez zanurzenie owadów w gorącej wodzie (proces nazywany blanszowaniem), w wyniku czego, następuje natychmiastowa śmierć owadów. Gatunek owadów oraz faza ich rozwoju determinują temperaturę uśmiercania. Czas procesu blanszowania zależy najczęściej od produktu końcowego i wymogów legislacyjnych.

Podgrzewanie i uśmiercanie owadów obejmuje również techniki z użyciem mikrofal lub tuneli podczerwieni. Parametry tego zabiegu obejmujące czas ekspozycji lub grubość produktów powinny być dostosowane do gatunku.

Stosując techniki podgrzewania, należy zwracać szczególną uwagę na następujące elementy lub parametry:

- poziomy stosowanych temperatur,
- zarodniki bakteryjne oraz możliwość ich przetrwania na owadach,
- wszelkie inne owady hodowlane w środowisku produkcyjnym.

W przypadku stosowania zabiegów z użyciem gorącej lub wrzącej wody, należy ściśle monitorować pozostałości wody po obróbce w celu uniknięcia zanieczyszczenia mikrobiologicznego przed dalszym przetwarzaniem.

4.2.2. Zamrażanie

Przed zamrażaniem owady są chłodzone i dezaktywowane ponieważ ten sposób zapewnia stałą wysoką jakość produktu. Zamrażanie owadów prowadzi do śmierci owadów. Pozwala także na zachowanie wartości odżywczych do czasu dalszego przetwarzania. Owady należy uśmiercać w temperaturach poniżej 5ºC, jednak większość zamrażarek działa w temperaturze -20°C. Owady zamraża się luzem, stosując czas zamrażania w zależności od gatunku.

Dostępnych jest wiele metody zamrażania w tunelu przemysłowym, np. zamrażanie kriogeniczne, fluidyzacyjne i uderzeniowe, przy użyciu ciekłego azotu/CO_2 lub schłodzonego powietrza. W celu ograniczenia ubytku masy przed dalszym przetwarzaniem, zamrożone owady można przechowywać w zamkniętych skrzynkach lub workach (w temperaturze -20°C).

4.3. Etapy po uśmierceniu

Po etapach uśmiercenia larw i/lub owadów dorosłych można zastosować kilka metod przetwarzania, których głównym zadaniem jest ekstrakcji wody, tłuszczu lub chityny. Zastosowane techniki mogą mieć charakter termiczny, chemiczny lub mechaniczny.

4.3.1. Liofilizacja

Celem liofilizacji jest usuwanie wody z owadów, zanim zostaną roztarte lub poddane zmieleniu. Liofilizacja polega na wysuszenia owadów za pomocą sublimacji w niskiej temperaturze.

Aby zapewnić bezpieczeństwo produktu, producenci owadów muszą przestrzegać następujących procedur:

- Przed umieszczeniem owadów w liofilizatorze, należy upewnić się, że są one składowane z dala od wszelkich potencjalnych źródeł zanieczyszczeń;
- Należy przez cały czas procesu utrzymywać temperaturę liofilizacji (wymagany poziom temperatury różni się w zależności od stosowanego sprzętu i procesów);
- Środowisko liofilizacji powinno być dokładnie oczyszczane między partiami.

4.3.2. Suszenie

W przypadku niektórych metod uśmiercania, larwy lub owady dorosłe mogą ciągle wymagać usunięcia wody w celu uniknięcia zanieczyszczenia mikrobiologicznego. W celu usunięcia nadmiaru wilgoci można użyciu pieca, w którym utrzymuje się wysokie temperatury.

Aby zapewnić bezpieczeństwo produktu, producenci owadów muszą przestrzegać następujących praktyk:

- przez cały czas suszenia należy utrzymywać zadaną temperaturę suszenia (odpowiednią dla gatunku owadów lub stosowanych procesów);
- piec musi być dokładnie oczyszczany między partiami, a pozostałości martwych owadów musza być usuwane i utylizowane wraz z odpadami.

4.3.3. Mielenie

W większości przypadków owady stosowane są w paszy w rozdrobnionej formie lub proszku. Dlatego też uśmiercone owady poddawane są procesowi rozcierania bądź mielenia, które przekształcają je do postaci drobnych cząstek lub jednorodnego proszku. Urządzenia do rozcierania/mielenia należy regularnie czyścić.

4.3.4. Frakcjonowanie

Zastosowanie procesów fizycznych, chemicznych i biochemicznych w celu ekstrakcji białka, tłuszczu/oleju, chityny oraz produktów pochodnych (np. chitozanu i glukozaminy) nazywane jest frakcjonowaniem. W celu uzyskania

mechanicznej separacji tłuszczu/oleju (tłoczenie) można zastosować obróbkę cieplną lub rozpuszczalniki organiczne (np. nadkrytyczny CO_2 w niskich temperaturach przy wysokim ciśnieniu). Ekstrakcja nadkrytyczna CO_2 pozwala zachować wartości odżywcze i bioaktywność suchych pozostałości białka (całkowicie odtłuszczona mączka z owadów).

Do ekstrakcji oleju/tłuszczu można zastosować separację mechaniczną (tłoczenie) i/lub obróbkę cieplną.

Przetwarzanie chemiczne i/lub enzymatyczne stosuje się do ekstrakcji chityny.

ROZDZIAŁ 5
Dobre praktyki higieniczne stosowane w przetwarzaniu owadów przeznaczonych do spożycia przez ludzi

Producenci owadów, produktów z owadów, które są przeznaczone do spożycia przez ludzi, muszą spełniać wymogi Rozporządzenia (WE) 852/2004 w sprawie higieny środków spożywczych.

Podmioty przetwarzające owady na cele spożywcze mogą odnieść się także do ogólnych przepisów zawartych w rozdziale 4 niniejszego dokumentu. Producenci żywności stosują podobne techniki produkcji oraz w znacznym stopniu przestrzegają tych samych powszechnych standardów bezpieczeństwa, co podmioty prowadzące działalność w sektorze paszowym. Ogólne zalecenia zawarto również w rozdziale 1. Podmioty powinny wprowadzić systemy kontroli jakości i bezpieczeństwa produkcji w oparciu o pobieranie próbek i analizy, w trakcie i po zakończeniu procesu produkcyjnego.

Nowe wytyczne w tym zakresie są opracowywane i będą obejmować:

- zmianę Załącznika III do Rozporządzenia 853/2004 w celu uwzględnienia konkretnej sekcji (tj. sekcja XVII) określającej substraty do karmienia owadów i dozwolone gatunki owadów przeznaczonych do spożycia przez ludzi.
- Zezwolenia na poziomie UE do stosowania owadów jako żywność – zgodnie z Rozporządzeniem (UE) 2015/2283 w sprawie nowej żywności.

ROZDZIAŁ 6
dobre praktyki higieniczne w czasie przechowywania, pakowania, oznakowania i transportu

6.1. Wymogi legislacyjne

Producenci produktów z owadów na cele paszowe zobowiązani są przestrzegania przepisów dotyczących higieny pasz w zakresie składowania i transportu, które zawarto w ustawodawstwie unijnym odnośnie higieny pasz (tj. w załączniku II do Rozporządzenia (WE) nr 183/2005). Muszą również przestrzegać przepisów i prawa odnoszącego się do każdego innego „podmiotu działającego na rynku pasz, który działa na etapach innych niż produkcja podstawowa ".

Podobne wymagania przewidziano w unijnych przepisach dotyczących higieny żywności dla producentów prowadzących przedsiębiorstwa spożywcze (Rozporządzenie (WE) nr 852/2004, załącznik II. Powinny powinny one służyć producentom owadów na cele spożywcze za odpowiednie źródło informacji.

6.2. Rekomendowane praktyki przechowywania/składowania

6.2.1. Układ pomieszczeń

Pomieszczenia powinny być zorganizowane w sposób zapewniający bezpieczeństwo środowiska produkcji oraz uniemożliwiający pojawienie się zanieczyszczeń, przy tym umożliwiający konserwację i minimalizujący ryzyko pogorszenia jakości produktu. Materiały stosowane w produkcji, które określono jako potencjalnie niebezpieczne powinny być przechowywane w odpowiednio wydzielonych miejscach.

Żywe owady należy składować w pomieszczeniach, które uniemożliwią przedostanie się owadów do środowiska. Należy je również składować w pomieszczeniu innym niż owady przetworzone, w przypadku, gdy firma produkuje obydwa rodzaje produktów.

Powierzchnie magazynowe powinny umożliwić oddzielenie surowców, składników, opakowań, chemikaliów (np. materiałów czyszczących), odpadów i przetworzonych owadów.

Składowanie suchych produktów powinno odbywać się w warunkach chroniących przed kurzem, skroplinami, odpływami, odpadami i innymi źródłami zanieczyszczeń. Pomieszczenia powinny być utrzymywane w suchości i właściwie wentylowane.

Czynności związane z monitorowaniem i kontrolą temperatury, wilgotności powinny być prowadzone zgodnie z wymogami specyfikacji produktu lub składowania.

Wszelkie materiały i produkty nie powinny być składowane bezpośrednio na podłodze, dodatkowo powinno się zapewnić wystarczającą ilości miejsca między materiałem i ścianami, aby można było przeprowadzać kontrolę i działania w zakresie zwalczania szkodników.

6.2.2. Czyszczenie oraz konserwacja pomieszczeń

Dla pomieszczeń magazynowych należy opracować, wdrożyć i stosować procedury sprawdzania i konserwacji zgodnie z procedurami oceny wyszczególnionymi w programie monitorowania produkcji.

Działania konserwacyjne powinny być podejmowane przez certyfikowane i/lub wykwalifikowane podmioty.

Pomieszczenia magazynowe powinny być utrzymywane w ciągłej czystości, aby uniemożliwić rozprzestrzenianiu się szkodników.

Działania związane z czyszczeniem pomieszczeń magazynowych lub sprzętu magazynowego powinny być dokumentowane z podpisem osób odpowiedzialnych. Podmiot powinien prowadzić rejestr z liczbą operacji czyszczenia przeprowadzonych dziennie lub tygodniowo, w zależności od potrzeb.

W pomieszczeniach magazynowych należy zapewnić odpowiedni system wentylacji, w celu usuwania nadmiaru wilgoci lub ciepła.

6.2.3. Kontrola warunków składowania

W przypadku gdy owady przeznaczone są do zastosowania w żywności, wszystkie surowce i składniki powinny być składowane w temperaturach określonych przez zakład przetwórstwa spożywczego odpowiedzialny za ich wytwarzanie.

Materiał wymagający składowania w chłodni umieszczany jest w warunkach chłodniczych bez zbędnej zwłoki, z zachowaniem łańcucha chłodniczego.

Temperaturę w magazynie należy stale i regularnie kontrolować.

Należy wprowadzić zasady ruchu, aby zapewnić bezpieczeństwo danego obszaru. Strefy dla pieszych powinny być wyraźnie oznakowane.

Producenci owadów przeznaczonych na cele spożywcze powinni zadeklarować na etykiecie rekomendowane warunki składowania, które są wymagane w zależności od przewidzianego okresu przydatności do spożycia i zastosowania produktu.

Producenci owadów przeznaczonych na cele spożywcze w okresie przydatności produktu do spożycia powinni prowadzić okresowe sprawdzenia stabilność takiego produktu. W przypadku odchyleń konieczne jest przeprowadzenie odpowiedniej analizy w celu zidentyfikowania głównych przyczyn i podjęcia właściwych działań. Wszelkie odchylenia w okresie przydatności do spożycia muszą być właściwie udokumentowane.

6.3. Pakowanie

Pakowanie owadów, jak i każdego innego produktu, stanowi jeden z ważniejszych elementów procesu produkcyjnego. Proces pakowania pomaga zachować stan produktu w jakim będą się on znajdował w momencie dotarcia do użytkownika końcowego. W czasie pakowania należy przestrzegać dobrych praktyk w zakresie higieny, ochrony środowiska, bezpieczeństwa oraz jakości, aby zapewnić dostar-

czenie bezpiecznej żywności lub paszy. W tym celu:

- Opakowanie przed umieszczeniem w nim owadów powinno być czyste. W razie potrzeby należy je zdezynfekować.
- Powinno się zamykać opakowanie z produktem zaraz po umieszczeniu w nim produktu.
- Pomieszczenia magazynowe oraz pojemniki/kontenery/zbiorniki powinno się utrzymywać w czystości oraz monitorować w nich wilgotność, temperaturę i dostęp światła.
- Powinno się zwracać uwagę na obecność zanieczyszczeń (np. szkodniki, odpady).
- Powinno się oznakowywać opakowania zgodnie z obowiązującymi przepisami. Podmiot oznakowuje zaplombowane opakowanie zgodnie z przeznaczeniem.

6.4. Oznakowanie produktów spożywczych z owadów

Produkty końcowe muszą być oznakowane zgodnie z przepisami (Rozporządzenie 1169/2011), oznakowanie powinno zawierać:

- znak identyfikacyjny (zob. Rozporządzenie 853/2004),
- pochodzenie produktu (nazwa i adres producenta, podmiotu pakującego lub dystrybutora),
- okres ważności, data minimalnej trwałości lub data przydatności do spożycia (Rozporządzenie (UE) nr 1169/2011 w sprawie przekazywania konsumentom informacji na temat żywności),
- zalecane warunki przechowywania,
- lista składników (należy opracować program uzgadniania etykiet aby zapewnić zgodności oznakowania alergenów z recepturami produktów). Należy wyróżnić wszelkie substancje alergizujące w recepturze.

6.5. Wydawanie produktów końcowych

Każda partia produktu opuszczająca podmiot powinna posiadać dokument specyfikacji produktu gotowego, określający wszystkie następujące wymogi:

- opis i skład produktu,
- wykaz składników, które należy umieścić na etykiecie,
- wymogi i cechy chemiczne, fizyczne i sensoryczne,
- kryteria mikrobiologiczne stosowane w celu weryfikacji kontroli mikrobiologicznych;
- wszelkie składniki alergizujące,
- opakowanie produktu (w tym dane dotyczące identyfikowalności i informacje, które należy umieścić na opakowaniu),
- okres trwałości oraz odpowiednie warunki przechowywania i transportu (temperatura, wilgotność i oświetlenie oraz wszystkie inne stosowne czynniki, które mogą wpływać na jakość produktu i bezpieczeństwo żywności),
- wszelkie warunki użytkowania.

6.6. Czynności transportowe

Przedstawione poniżej zasady dotyczą wyłącznie operacji transportowych produktów końcowych z owadów. Nie obejmują one zatem transportu żywych zwierząt (np. stad hodowlanych lub żywych owadów przeznaczonych na karmę dla zwierząt domowych).

6.6.1. Ogólne wymogi oraz rekomendowane praktyki

Producenci lub podmioty, które transportują produkty spożywcze i paszowe pozyskane z owadów, muszą zachowywać te same standardy higieny stosowane w całym łańcuchu produkcyjnym. Podmioty muszą działać zgodnie z wymaganiami Rozporządzenia (WE) nr 852/2004 w sprawie higieny środków spożywczych oraz Rozporządzenia nr 183/2005 ustanawiającym wymogi dotyczące pasz.

Zaleca się, aby:

- wybór przewoźników i ich działalność powinna być monitorowana poprzez odpowiedni system zatwierdzania dostawców, wykazujący przestrzeganie dobrych praktyk higienicznych, zwłaszcza w odniesieniu do jednostek transportowych i pracowników,
- przewoźnik powinien zapewnić informacje o poprzedniej przesyłce oraz dowód dezynfekcji przed kolejnym załadunkiem składników pozyskanych z owadów.

Zgodnie z Rozporządzeniem (WE) nr 183/2005 (zob. rozdział „Urządzenia i sprzęt" i „Składowanie") oraz Rozporządzeniem (WE) nr 852/2004 z późniejszymi zmianami (zob. Załącznik II – rozdział IV Transport: pkt 4, 5 i 6) podmioty prowadzące przedsiębiorstwa spożywcze i paszowe powinni powiadomić właściwy organ o wszelkich zakładach będących pod ich kontrolą, działających w obszarze transportu.

6.6.2. Jednostki transportowe

Każdy rodzaj środka transportu wykorzystywany do transportu żywności i produktów paszowych pochodzących od owadów powinien być odpowiednio skonstruowany, aby uniknąć zanieczyszczenia krzyżowego.

Jednostki transportowe powinny być wykonane z odpowiednich materiałów oraz w taki sposób aby ułatwiać kontrolę, czyszczenie, dezynfekcję oraz, w stosownych przypadkach, włączenie kontroli temperatury i chłodzenia. Wymogi sanitarne w operacjach transportowych są tak samo ważne jak na etapie produkcji.

Na wniosek właściwych organów można zażądać przedstawienia dowodów w celu wykazania, że zastosowane nośniki grzewcze lub system chłodzenia zostały właściwie oczyszczone, ocenione i bezpiecznie użyte. Przed załadunkiem przedziały powinny zostać skontrolowane przez personel upoważniony przez podmiot, właściciela lub odbiorcę towarów. Dokonać należy kontroli przedziału ładunkowego w celu ustalenia, że przedział ładunkowy:

- jest czysty, suchy, bezwonny i prawidłowo utrzymany,
- jest zgodny z załadunkiem i transportem określonych produktów,
- nadaje się do potrzeb transportowych i stanowi zamkniętą całość,
- nie zawiera szkodników i gryzoni w szerokim tego słowa znaczeniu,
- nie zawiera resztek ani pozostałości poprzednich ładunków i/lub środków czyszczących.

Należy zapobiegać wszelkim szkodliwym wpływom innych czynników, które mogą powstać podczas załadunku i transportu. Obejmuje to również operacje podczas transportu w obrębie kompleksu portowego.

Przedziały, które podczas poprzednich ładunków były wykorzystywane do transportu produktów uznanych za produkty wysokiego ryzyka, muszą być poddane analizie ryzyka. W niektórych przypadkach mogą zostać odrzucone. W celu zapobiegania zanieczyszczeniu hodowanych owadów i składowanych produktów wszystkie materiały budowlane i konstrukcyjne powinny być odpowiednio dobrane. Wszystkie powierzchnie obejmujące podłogi, ściany i sufity powinny być zmywalne lub pokryte/ pomalowane warstwą ochronną umożliwiającą mycie. Zalecane są technologie wykorzystywane do budowy budynków dla inwentarza.

Piśmiennictwo

1. Rozporządzenie (WE) nr 178/2002 Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 28 stycznia 2002 r. ustanawiające ogólne zasady i wymagania prawa żywnościowego, powołujące Europejski Urząd ds. Bezpieczeństwa Żywności oraz ustanawiające procedury w zakresie bezpieczeństwa żywności, Dz. U. L 31, 2002, 1-24, z późn. zm.
2. Rozporządzenie (WE) nr 852/2004 Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 29 kwietnia 2004 r. w sprawie higieny środków spożywczych, Dz. U. L 139, 2004, 1-54, z późn. zm.
3. Rozporządzenie (WE) nr 183/2005 Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 12 stycznia 2005 r. ustanawiające wymagania dotyczące higieny pasz, Dz. U. L 35, 2005, 1-22, z późn. zm.
4. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) 2015/2283 z dnia 25 listopada 2015 r. w sprawie nowej żywności, zmieniające rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) nr 1169/2011 oraz uchylające rozporządzenie (WE) nr 258/97 Parlamentu Europejskiego i Rady oraz rozporządzenie Komisji (WE) nr 1852/2001, Dz. U. L 327, 2015, 1-22, z późn. zm.
5. Rozporządzenie (WE) nr 853/2004 Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 29 kwietnia 2004 r. ustanawiające szczególne przepisy dotyczące higieny w odniesieniu do żywności pochodzenia zwierzęcego, Dz. U. L 139, 2004, 55-205, z późn. zm.
6. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 1069/2009 z dnia 21 października 2009 r. określające przepisy sanitarne dotyczące produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego, nieprzeznaczonych do spożycia przez ludzi, i uchylające rozporządzenie (WE) nr 1774/2002 (rozporządzenie

o produktach ubocznych pochodzenia zwierzęcego), Dz. U. L 300, 2009, 1-33, z późn. zm.
7. Rozporządzenie Komisji (UE) nr 142/2011 z dnia 25 lutego 2011 r. w sprawie wykonania rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 1069/2009 określającego przepisy sanitarne dotyczące produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego, nieprzeznaczonych do spożycia przez ludzi, oraz w sprawie wykonania dyrektywy Rady 97/78/WE w odniesieniu do niektórych próbek i przedmiotów zwolnionych z kontroli weterynaryjnych na granicach w myśl tej dyrektywy, Dz. U. L 54, 2011, 1-254, z późn. zm.
8. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 999/2001 z dnia 22 maja 2001 r. ustanawiające zasady dotyczące zapobiegania, kontroli i zwalczania niektórych przenośnych gąbczastych encefalopatii, Dz. U. L 147, 2001, 1–40, z późn. zm.
9. Rozporządzenie Komisji (UE) 2017/893 z dnia 24 maja 2017 r. zmieniające załączniki I i IV do rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 999/2001 oraz załączniki X, XIV i XV do rozporządzenia Komisji (UE) nr 142/2011 w odniesieniu do przepisów dotyczących przetworzonego białka zwierzęcego, Dz. U. L 138, 2017, 92-116.
10. Rozporządzenie (WE) nr 1831/2003 Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 22 sierpnia 2003 r. w sprawie dodatków stosowanych w żywieniu zwierząt, Dz.U. L 268, 2003, 29-43, z późn. zm.
11. Dyrektywa 2002/32/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 7 maja 2002 r. w sprawie niepożądanych substancji w paszach zwierzęcych, Dz. U. L 140, 2002, 10-22, z późn. zm.,
12. Rozporządzenie Komisji (WE) nr 2073/2005 z dnia 15 listopada 2005 r. w sprawie kryteriów mikrobiologicznych dotyczących środków spożywczych, Dz. U. L 338, 2005, p. 1-26, z późn. zm.
13. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) 2016/429 z dnia 9 marca 2016 r. w sprawie przenośnych chorób zwierząt oraz zmieniające i uchylające niektóre akty w dziedzinie zdrowia zwierząt („Prawo o zdrowiu zwierząt"), Dz. U. L 84, 2016, 1-208, z późn. zm.
14. Rozporządzenie Komisji (UE) 2017/1017 z dnia 15 czerwca 2017 r. zmieniające rozporządzenie Komisji (UE) nr 68/2013 w sprawie katalogu materiałów paszowych, Dz. U. L 159, 2017, 48-119, z późn. zm.
15. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) nr 1143/2014 z dnia 22 października 2014 r. w sprawie działań zapobiegawczych i zaradczych w odniesieniu do wprowadzania i rozprzestrzeniania inwazyjnych gatunków obcych, Dz. U. L 317, 2014, 35-55, z późn. zm.
16. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) nr 1169/2011 z dnia 25 października 2011 r. w sprawie przekazywania konsumentom informacji na temat żywności, zmiany rozporządzeń Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 1924/2006 i (WE) nr 1925/2006 oraz uchylenia dyrektywy Komisji 87/250/EWG, dyrektywy Rady 90/496/EWG, dyrektywy Komisji 1999/10/WE, dyrektywy 2000/13/WE Parlamentu Europejskiego i Rady, dyrektyw Komisji 2002/67/WE i 2008/5/WE oraz rozporządzenia Komisji (WE) nr 608/2004, Dz. U. L 304, 2011, 18-63, z późn. zm.

Wdrożenie systemu HACCP i ocena ryzyka w produkcji przetworzonego białka owadziego

Krzysztof Kwiatek[1], Zbigniew Osiński[1], Zbigniew Sieradzki[1], Ewelina Patyra[1], Tadeusz Bakuła[2]

[1]Zakład Higieny Pasz, Państwowy Instytut Weterynaryjny – Państwowy Instytut Badawczy
Al. Partyzantów 57, 24-100 Puławy

[2]Katedra Prewencji Weterynaryjnej i Higieny Pasz, Wydział Medycyny Weterynaryjnej
Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie
ul Oczapowskiego 13, 10-718 Olsztyn

Spis treści

Część I – System HACCP 198
1. Wprowadzenie 198
2. Zasady HACCP 198
   2.1. Etap 1 – Utworzenie/powołanie do działania zespołu ds. HACCP ... 199
   2.2. Etap 2 – Wykonanie opisu wytwarzanego produktu paszowego/żywnościowego 199
   2.3. Etap 3 – Określenie jego przeznaczenia żywieniowego/konsumenckiego 200
   2.4. Opracowanie schematu technologicznego przedmiotowego produktu 200
   2.5. Etap 5 – Weryfikacja opracowanego schematu technologicznego ... 201
   2.6. Etap 6 – Wykonanie analizy zagrożeń na poszczególnych etapach procesu technologicznego (Zasada 1) 201
      2.6.1. Czynniki zagrożeń 201
   2.7. Etap 7. Określenie krytycznych punktów kontroli (CCP) (Zasada 2) 203
   2.8. Etap 8. Ustanowienie wartości/limitów krytycznych dla środków kontroli w CCP (Zasada 3) 203
   2.9. Etap 9. Ustanowienie procedur monitorowania wartości krytycznych w CCP (Zasada 4) 204

2.10. Etap 10. Ustanowienie działań korygujących/naprawczych (Zasada 5) 204
2.11. Etap 11. Ustanowienie zasad i procedur walidacyjnych, weryfikacyjnych oraz przeglądowych dla opracowanego systemu HACCP (Zasada 6) 205
2.12. Etap 12. Ustanowienie dokumentacji i systemu rejestracji wyników (Zasada 7) 206
3. Wdrażanie opracowanego w zakładzie planu HACCP 207
4. Dodatkowe informacje na temat praktycznych aspektów stosowanie drzewa decyzyjnego do określania Krytycznych Punktów Kontroli (CCP) 209
Załącznik Nr 1 Schemat hodowli i obrotu owadami jadalnymi i produktami pochodnymi 212
5. Piśmiennictwo 213

Część II - Kultura bezpieczeństwa żywności – jako nowy element do wdrożenia w systemie zapewnienia bezpieczeństwa białka owadziego 214
1. Wstęp..... 214
2. Czym jest klimat bezpieczeństwa i kultura bezpieczeństwa żywności? ... 214
3. Oficjalne prawodawstwo UE 217
4. Piśmiennictwo 218

Część III - Ocena zagrożeń i ryzyka w produkcji przetworzonego białka owadziego 221
1. Ogólne zasady oraz definicje stosowane w analizie zagrożeń i ryzyka 221
2. Ogólne aspekty stosowania analizy ryzyka 222
3. Zasady postepowania w zakresie oceny ryzyka 224
4. Definicje terminów stosowanych w procesie analizy ryzyka 224
5. Jak prowadzić proces oceny ryzyka w zakresie występujących czynników zagrożeń? 227
6. Identyfikacja zagrożeń w ramach oceny ryzyka 228
7. Charakterystyka zagrożeń w ramach oceny ryzyka 229
8. Ocena narażenia w ramach oceny ryzyka 231

9. Charakterystyka ryzyka 234
10. Co jest istotne w zarządzaniu ryzykiem? 235
11. Aspekty komunikowania o ryzyku 236
12. Wybrane elementy oceny ryzyka związanego z produkcją i stosowaniem białka owadziego w paszach oraz żywności, w kontekście zapewnienia bezpieczeństwa 238
13. Piśmiennictwo 257

Część I – System HACCP

1. Wprowadzenie

Podmioty łańcucha żywnościowego, w tym producenci pasz, zobowiązani są przepisami prawa do wdrożenia systemu analizy zagrożeń i krytycznych punktów kontroli (HACCP), ażeby zapewnić wyższy poziom eliminowania, ograniczania lub zapobiegania występowaniu czynników zagrożeń biologicznych, chemicznych i fizycznych w przebiegu procesów technologicznych. W efekcie uzyskuje się wyższą gwarancję w zakresie zapewnienia produkcji bezpiecznych produktów. Tego rodzaju podejście jest także ważne i obowiązuje przy produkcji przetworzonego białka owadziego (PAP) do celów paszowych i spożywczych. Wart podkreślenia jest fakt, że system HACCP jest specyficzny dla danej firmy, uwzględnia on konkretne warunki produkcji, przetwarzania surowców oraz produktów. Ma to również zastosowanie w rozwijającej się produkcji białka owadziego do celów spożywczych i paszowych. W celu zapewnienia wyższego poziomu bezpieczeństwa łańcucha produkcji białka owadziego należy zadbać w pierwszej kolejności o wdrożenie zasad Dobrych Praktyk Higienicznych (GHP) i Produkcyjnych (GMP), a następnie systemu HACCP. Poniżej podano zasady systemu HACCP i etapy realizacyjne, które powinny być przedmiotem wdrożenia w zakładzie na linii produkcji i przetwarzania owadów.

2. Zasady HACCP

W przypadku produkcji przetworzonego białka owadziego system HACCP jest wdrażany po to, aby podnieść poziom bezpieczeństwa wytwarzanego produktu, którym będzie wysokobiałkowy materiał paszowy lub surowiec żywnościowy. Celem realizacji tego zadania niezbędne jest wdrożenie 7 zasad, które stanowią podstawę merytoryczną, praktyczną i naukową tego systemu. Zasady tego systemu są następujące:

1. Przeprowadzenie analizy zagrożeń;
2. Określenie krytycznych punktów kontroli (CCP);
3. Określenie/ustanowienie wartości krytycznych/limitów krytycznych;
4. Opracowanie i wdrożenie system monitorowania wartości krytycznych w CCP;
5. Ustalenie działań korygujących w przypadku, gdy monitorowanie wskazuje, że dany CCP znajduje się poza kontrolą;
6. Opracowanie i wdrożenie procedury weryfikacji/przeglądu systemu HACCP;
7. Ustanowienie systemu dokumentacji dla wdrożonego systemu HACCP.

Etapy systemu HACCP w liczbie 12 do wdrożenia powyższych 7 zasad:

Wdrożenie systemu HACCP na poziomie podmiotu/jednostki produkcyjnej wymaga wykonania określonych zadań w ramach 12 etapów realizacyjnych, które oprócz wstępnych czynności przygotowawczych (etap 1-5) będą zapewniały

podstawę dokumentacyjną do wdrożenie wszystkich 7 zasad (etap 6-12). Kolejność etapów realizacyjnych w przebiegu opracowywania planu HACCP i wdrażania systemu będzie polegało na wykonaniu:

1. Utworzenie/powołanie do działania zespołu ds. HACCP;
2. Wykonanie opisu wytwarzanego produktu paszowego/żywnościowego;
3. Określenie jego przeznaczenia żywieniowego/konsumenckiego;
4. Opracowanie schematu technologicznego przedmiotowego produktu;
5. Weryfikacja opracowanego schematu technologicznego;
6. Wykonanie analizy zagrożeń na poszczególnych etapach procesu technologicznego (Zasada 1);
7. Określenie krytycznych punktów kontroli (CCP) (Zasada 2);
8. Ustanowienie wartości/limitów krytycznych dla środków kontroli w CCP (Zasada 3);
9. Ustanowienie procedur monitorowania wartości krytycznych w CCP (Zasada 4);
10. Ustanowienie działań korygujących/naprawczych (Zasada 5);
11. Ustanowienie zasad i procedur walidacyjnych, weryfikacyjnych oraz przeglądowych dla opracowanego systemu HACCP (Zasada 6);
12. Ustanowienie dokumentacji i systemu rejestracji wyników (Zasada 7).

2.1. Etap 1 – Utworzenie/powołanie do działania zespołu ds. HACCP

Na poziomie danego zakładu lub firmy powinien być powołany Zespół do spraw HACCP składający się z kompetentnych osób, które będą odpowiedzialne za opracowanie, wdrożenie, a potem utrzymanie systemu HACCP. Najlepiej, aby powołany Zespół składał się ze specjalistów i personelu kierowniczego różnego szczebla zarządzania sektorem produkcji białka owadziego, który będzie legitymował się posiadaniem następujących umiejętności i kwalifikacji:

1. Rozumienie natury i szkodliwości czynników zagrożeń typu biologicznego, chemicznego i fizycznego w powiązaniu ze stosowanymi materiałami paszowymi czy surowcami żywnościowymi w sektorze produkcji białka owadziego;
2. Posiadanie poczucia odpowiedzialności i cechowanie się zaangażowaniem w działania inżynieryjne/produkcyjne/kontrolne;
3. Posiadanie i chęć zdobywania wiedzy na tematy związane z zapewnieniem higieny i bezpieczeństwa wszystkich procesów prowadzonych w danym zakładzie z uwzględnieniem posiadanego wyposażenia.

2.2. Etap 2 – Wykonanie opisu wytwarzanego produktu paszowego/żywnościowego

W trakcie realizacji tego etapu należy wykonać szczegółowy opis powstającego produktu, który będzie wytwarzany zgodnie z opracowanym schematem technologicznym. Produkt ten będzie przedmiotem analizy zagrożeń i ustalania

CCP w trosce o zapewnienie pożądanego i gwarantowanego poziomu jego bezpieczeństwa.

W trakcie wykonywania tego zadania należy wziąć pod uwagę poniższe uwagi:

1. Dokonywany opis danego produktu paszowego/żywnościowego może obejmować np. całe owady, PAP owadzi, mączkę białkową, tłuszcz czy białka hydrolizowane;
2. Pochodzenie i opis zużycia na poziomie hodowli lub przetwarzania, składników, dodatków oraz ich wiodących właściwości fizycznych (aw, pH itp.);
3. Stosowane metody przetwarzania (zamrażanie, chłodzenie, ogrzewanie, suszenie);
4. Przyjęte wymagania/ kryteria mikrobiologiczne lub chemiczne;
5. Sposób i metody pakowania (np. karton, materiały na bazie tworzyw sztucznych, próżnia, worki papierowe, jutowe, bigbag);
6. Warunki magazynowania, termin przydatności do skarmiania, spożycia, metody dostawy.

2.3. Etap 3 – Określenie przeznaczenia żywieniowego/konsumenckiego produktu

Biorąc pod uwagę obowiązujący stan prawny dotyczący owadów dla celów paszowych i spożywczych, zespół ds. HACCP powinien opisać sposób wykorzystania produktu przez potencjalnego konsumenta (zwierzęta, ludzi). I tak mogą być podane bardziej szczegółowe informacje dotyczące oczekiwanego wykorzystania, precyzujące rodzaj/gatunek konsumenta. Można również podać przeciwwskazania żywieniowe i ograniczenia w tym zakresie.

2.4. Opracowanie schematu technologicznego przedmiotowego produktu

Schemat procesu technologicznego (diagram przepływu) określa, jakie etapy składają się na dany proces w zakresie przetwarzania owadów, a to z kolei stanowi podstawę do analizy zagrożeń na poszczególnych etapach procesu technologicznego. Bez względu na wybrany sposób podejścia, wszystkie etapy procesu należy zbadać w kolejności i przedstawić na szczegółowym diagramie przepływów. W opracowywanym schemacie można także uwzględnić etapy poprzedzające, następujące lub czynności podzlecone. Diagram przepływu musi wyszczególniać kolejne procesy, powinien być przejrzysty, zrozumiały i prosty (w formie opisowej lub w postaci blokowego diagramu przepływu).

Należy odnotować wszystkie procesy (począwszy od otrzymania surowców po wprowadzenie produktu końcowego na rynek), uwzględniając opóźnienia na danym etapie lub pomiędzy poszczególnymi etapami, oraz należy przedstawić wystarczające dane techniczne istotne dla bezpieczeństwa produktu, takie jak temperatura oraz czas trwania obróbki cieplnej. Rodzaje danych mogą

obejmować między innymi: plan pomieszczeń roboczych i pomocniczych, układ i charakterystykę wyposażenia, kolejność wszystkich etapów produkcji (w tym włączenie surowców, składników lub dodatków oraz opóźnienia na danym etapie lub pomiędzy poszczególnymi etapami), parametry techniczne działań (w szczególności czas i temperatura, w tym opóźnienia), przepływ produktów (w tym potencjalne zanieczyszczenie krzyżowe) oraz segregacja czystych i brudnych obszarów (lub obszarów wysokiego/niskiego ryzyka). Przykładowy schemat procesu technologicznego obejmujący hodowle, przetwarzanie i obrót jadanymi owadami i produktami pochodnymi przedstawiono w załączniku 1.

2.5. Etap 5 – Weryfikacja opracowanego schematu technologicznego

Czynności weryfikacyjne winny być przeprowadzone w zakładzie na linii technologicznej w celu wykazania poprawności i dokładności schematu. Należy zbadać wszystkie linie procesowe, w tym powiązania między personelem, odpadami i produktem. Dowody potwierdzające przeprowadzenie weryfikacji schematu przez zespół ds. HACCP powinny być zapisane w odpowiedniej dokumentacji.

2.6. Etap 6 – Wykonanie analizy zagrożeń na poszczególnych etapach procesu technologicznego (Zasada 1)

Wykorzystując opracowany schemat technologiczny (Ryc. 2) i zebrane informacje zespół wdrażający na etapie analizy zagrożeń powinien wykonać następujące czynności: sporządzić listę spodziewanych /rzeczywistych i potencjalnych/ zagrożeń natury biologicznej, chemicznej oraz fizycznej, podać charakterystykę i uzasadnienie dla tych zagrożeń i ewentualne ryzyko ich wystąpienia oraz wskazać źródła zagrożeń (czy będą to np.: surowce, urządzenia, ludzie lub środowisko). Na tym etapie nie identyfikuje się jeszcze Krytycznych Punktów Kontroli (CCP), ustalane są natomiast środki kontroli /procesy, zabiegi, czynniki/, które mogłyby być użyte do eliminowania tych zagrożeń lub zredukowania ich występowania do akceptowalnego poziomu.

W wyniku dokonanej identyfikacji czynników zagrożeń powinna powstać szeroka lista zagrożeń biologicznych, chemicznych i fizycznych, które rzeczywiście lub z dużym prawdopodobieństwem mogą wystąpić i będą wpływać na bezpieczeństwo wytworzonego produktu (stąd powinny być kontrolowane w ramach systemu HACCP).

2.6.1. Czynniki zagrożeń

Zagrożenie, zgodnie z przyjętą definicją prawną, oznacza każdy czynnik biologiczny, chemiczny lub fizyczny w żywności lub paszy, który może mieć niepożądany skutek dla zdrowia ludzi, zwierząt lub roślin oraz dobrostanu zwierząt lub środowiska.

W związku z powyższym zagrożenia występujące w produkcji owadów i białka owadziego dzielimy na typy: biologiczne, chemiczne i fizyczne.

1. Zagrożenia typu biologicznego to np.: bakteryjne czynniki chorobotwórcze (*Listeria, Salmonella, Bacillus cereus, Staphylococcus aureus, E. coli*), wirusy, pasożyty, drożdże i pleśnie.
2. Zagrożenia typu chemicznego to np.: mikotoksyny (aflatoksyny, ochratoksyna, deoxyniwalenol), pestycydy (chloroorganiczne, fosforoorganiczne, karbaminiany), pozostałości produktów czyszczących, metale ciężkie.
3. Zagrożenia typu fizycznego to np.: materiały takie jak: szkło, plastik, metal, piasek, kamienie, papier czy drewno.

Wszystkie główne potencjalne zagrożenia typu biologicznego, chemicznego i fizycznego, których wystąpienie można w sposób racjonalny przewidzieć na każdym etapie procesu (w tym na etapie produkcji, nabywania, przechowywania, transportu, przetwarzania surowców i składników), należy zidentyfikować i umieścić w wykazie. Przydatne może być skorzystanie z zewnętrznego źródła informacji (np. system wczesnego ostrzegania o niebezpiecznej żywności i paszach – RASFF/IMSOC). Zespół ds. HACCP powinien następnie przeprowadzić analizę zagrożeń w celu ich identyfikacji. Wyeliminowanie lub ograniczenie do akceptowalnych poziomów jest, ze względu na ich charakter, konieczne do wyprodukowania bezpiecznego produktu (produkt końcowy).

Podczas analizy zagrożeń należy uwzględnić prawdopodobieństwo wystąpienia zinwentaryzowanych zagrożeń oraz szkodliwość powiązanych z nimi negatywnych skutków dla zdrowia, co w efekcie da wynik jakościowej i/lub ilościowej oceny ryzyka wynikającego z obecności tych zagrożeń. Ponadto istotnym jest ocena przeżywalności lub namnażania się patogennych mikroorganizmów oraz niedopuszczalnie wysoki poziom wytwarzania się substancji chemicznych w półproduktach, produktach końcowych oraz na linii produkcyjnej lub w jej otoczeniu. Innym elementami wymagającym analizy są takie aspekty jak: produkcja lub obecność toksyn lub innych niepożądanych produktów metabolizmu mikroorganizmów, substancji chemicznych, czynników fizycznych, alergenów, zanieczyszczenie (lub ponowne zanieczyszczenie) surowców, półproduktów lub produktów końcowych czynnikami o charakterze biologicznym (mikroorganizmy, pasożyty), chemicznym lub fizycznym.

Podmiot prowadzący przedsiębiorstwo powinien rozważyć i opisać przyjęte środki kontroli, jakie można zastosować w odniesieniu do poszczególnych zagrożeń. Środki kontroli są to takie czynności i działania, które można stosować, aby zapobiegać wystąpieniu zagrożeń, wyeliminować je ograniczyć ich wpływ lub prawdopodobieństwo wystąpienia do akceptowalnych poziomów. Wiele zapobiegawczych środków kontrolnych zawarta jest w części program „Warunki wstępne" i ma na celu uniknięcie zanieczyszczenia powodowanego przez otoczenie produkcyjne (np. personel, szkodniki, wodę, konserwację – elementy te wymieniono jako przykłady w opracowaniu). Inne środki kontrolne

służące ograniczeniu lub wyeliminowaniu zagrożeń są ściślej powiązane z konkretnym procesem produkcji, np. pasteryzacją czy fermentacją, co może doprowadzić do ustanowienia CCP lub operacyjnych programów warunków wstępnych.

2.7. Etap 7 – Określenie krytycznych punktów kontroli (CCP) (Zasada 2)

Zgodnie z definicją Krytyczny Punkt Kontroli (CCP) jest to miejsce lub etap procesu produkcyjnego, który musi być zrealizowany w sposób zapewniający eliminację danego zagrożenia lub jego redukcję do akceptowalnego poziomu. Określenie tych krytycznych miejsc procesu wymaga rozważnego i racjonalnego podejścia z uwzględnieniem rzeczywistych warunków procesu. Identyfikację CCP w systemie HACCP znacznie ułatwia zastosowanie tzw. drzewa decyzyjnego celem uzyskania odpowiedzi na pytanie, czy rzeczywiście dany etap jest CCP dla zidentyfikowanego uprzednio każdego zagrożenia na danym etapie procesu. Schemat takiego drzewa do analizy CCP przedstawiono na rycinie 1. Technika posługiwania się drzewem decyzyjnym polega na zadawaniu określonych pytań w sekwencji wynikającej z uzyskanych odpowiedzi i podjętych decyzji. Stosowanie drzewa decyzyjnego powinno być elastyczne i zależne od tego, czy ma być stosowane do przetwórstwa, przechowywania, czy obrotu. Określenie CCP pozwala skoncentrować szczególną uwagę na zagrożeniach i etapach, gdzie rzeczywiście można je eliminować przy użyciu określonych środków kontroli.

Niezależnie od tego należy uwzględnić inne środki kontroli tj.: mycie i odkażanie, higiena personelu, czy wreszcie jakość wody. Dotyczą one całego zakładu i stanowią element dobrej praktyki produkcyjnej. Przyjmuje się zasadę, że liczba ustalonych CCP nie powinna być zbyt duża, gdyż wówczas można będzie rzeczywiście wprowadzić sprawny system monitorowania wartości krytycznych i efektywnie podejmować działania korygujące w przypadku stwierdzenia odchyleń. Wszystkie CCP wymagają określenia, a następnie stosowania środków kontroli, procedur monitorowania, odpowiedzialnego personelu i rejestrów. Ponadto CCP wymagają identyfikacji mierzalnych limitów krytycznych w celu określenia bezpiecznych i niebezpiecznych warunków. Przykładami CCP może być: etap obróbki termicznej; etap chłodzenia czy kontrola produktu w kierunku zanieczyszczenia czynnikiem typu fizycznego - metalem.

2.8. Etap 8 – Ustanowienie wartości/limitów krytycznych dla środków kontroli w CCP (Zasada 3)

Dla każdego wyznaczonego CCP zespół HACCP powinien określić wartości/limity krytyczne, które będą podlegać monitorowaniu. Wartości/limity krytyczne muszą być określone dla każdego środka kontroli w poszczególnych CCP. W pewnych sytuacjach będzie zachodziła potrzeba przyjęcia większej liczby tych

wartości. Należy podkreślić, że określone wartości krytyczne dla zidentyfikowanych CCP mogą przedstawiać wartości wymierne i niewymierne; mierzalne i niemierzalne; i mogą obejmować: czas i temperaturę obróbki cieplnej, wartość a_W, zawartość wody, wartość pH czy innych wybranych wskaźników czy pożądane cechy organoleptyczne.

W przypadku ustalania CCP na etapie przyjęcia surowców i innych materiałów do produkcji od dostawców, za efektywne środki kontroli można uznać: wybór i audytowanie dostawców, świadectwa jakości i atesty lub kontrolę zgodności dostaw z przyjętą lub obowiązującą specyfikacją.

2.9. Etap 9 – Ustanowienie procedur monitorowania wartości krytycznych w CCP (Zasada 4)

Monitoring jest to zaplanowany pomiar lub obserwacja dokonywana w poszczególnych CCP w odniesieniu do przyjętej wartości (limitu) krytycznej, np. wymaganej wartości temperatury i czasu obróbki cieplnej podczas procesu obróbki termicznej. Opracowany system monitoringu winien określać: sposób, miejsce i częstotliwość pomiaru lub wartości krytycznej czy osobę odpowiedzialną za wykonanie czynności. Pracownicy muszą być przeszkoleni z zakresu wykonywanych czynności monitoringowych, szczególnie w odniesieniu do ich stanowiska pracy. Procedury monitorowania są niezbędne, ażeby zapewnić zgodność parametrów wytwarzanego produktu z ustalonymi wcześniej wartościami/limitami krytycznymi oraz wymogami dotyczącymi bezpieczeństwa produktu.

Wymaga się, aby otrzymany wynik był wykorzystywany natychmiast do ewentualnego korygowania procesu produkcyjnego, jeżeli nastąpi przekroczenie zakładanych wartości krytycznych. Dokonane obserwacje lub pomiary w ramach monitoring dla każdego CCP zapewniają dokładne rejestry i pisemne dowody uzasadniające ewentualne wycofanie PAP z owadów przed wprowadzeniem ich na rynek.

2.10. Etap 10 – Ustanowienie działań korygujących/naprawczych (Zasada 5)

Zespół ds. HACCP winnien wyszczególnić działania korygujące do podjęcia w sytuacji, gdy okaże się, że ustalone wartości/limity krytyczne w danych CCP zostaną przekroczone bądź zarysowuje się taka tendencja, co w konsekwencji będzie groziło utratą kontroli nad procesem. Opracowane procedury tych działań powinny być ukierunkowane w większym stopniu na zakresy odpowiedzialności niż szczegółowe działania, gdyż te będą musiały być podejmowane w bardzo różnorodnych przypadkach, nie zawsze możliwych do przewidzenia. Charakter i zakres działań korygujacych powinnien być określony w opracowanym programie HACCP tak, aby można je było zastosować niezwłocznie w przypadku stwierdzonych odchyleń.

Działania korygujące powinny obejmować takie elementy jak: określenie stanowisk (osób) odpowiedzialnych za prowadzenie działań korygujących, w przypadku gdy jest to możliwe, opis wymaganych do podjęcia działań celem usunięcia stwierdzonych nieprawidłowości. Podać należy również sposób postępowania z partiami produktu wytworzonego w czasie, gdy przyjęte wartości krytyczne nie były utrzymywane. Należy mieć też na uwadze fakt, że wszystkie w/w czynności muszą być dokładnie opisane w prowadzonej dokumentacji, a szczególnie podjęte działania i uzyskane rezultaty.

2.11. Etap 11 – Ustanowienie zasad i procedur walidacyjnych, weryfikacyjnych oraz przeglądowych dla opracowanego systemu HACCP (Zasada 6)

Walidacja opracowanego system HACCP to proces mający na celu uzyskanie dowodu na to, że środek kontroli lub połączenie środków kontroli, jeżeli zostały prawidłowo wdrożone, mogą służyć do kontroli zagrożenia w sposób umożliwiający osiągnięcie określonego celu. Należy ją wykonywać po opracowaniu, ale jeszcze przed wdrożeniem opracowanego planu HACCP, a jej głównym celem powinno być zatwierdzenie przyjętych środków kontroli w odniesieniu do analizowanych zagrożeń. Walidacja planu HACCP i działań podmiotu prowadzącego przedmiotową działalność może koncentrować się na pobieraniu próbek i badaniu danego produktu w celu ustalenia czy zostało zapewnione jego bezpieczeństwo w odniesieniu do analizowanych zagrożeń.

Przegląd systemu HACCP - jest to okresowa i udokumentowana procedura badania dotycząca danego planu HACCP mająca na celu jego modyfikację np.: z powodu zmiany surowców czy linii technologicznej. W przypadku dokonywania modyfikacji w procesie wytwarzania danego wyrobu lub linii technologicznej funkcjonującej w zakładowym systemie HACCP, należy jednocześnie przeprowadzić weryfikację/przegląd systemu HACCP celem dostosowania go do nowych warunków produkcji. Szczególnie istotnym jest, ażeby dokonać przeglądu i uaktualnienia programu w przypadku:

- zmian w technologii (surowce, urządzenia, pakowanie),
- zmian projektowych, modernizacji zakładu,
- zmiany procedur mycia i odkażania,
- przewidzianych zmianach w preferencjach żywieniowych czy konsumenckich,
- zmian w zakresie obowiązków, kwalifikacji personelu.

Dane związane z przeglądem programu i wniesionymi zmianami powinny być udokumentowane, następnie włączone do istniejącego planu HACCP i dokumentacji związanej.

Natomiast weryfikacja - są to metody, procedury i testy stosowane w celu określenia czy system HACCP jest realizowany zgodnie z opracowaną wcześniej dokumentacją. Otrzymane dane w czasie tego procesu pozwalają na uaktualnienie go w przypadku stwierdzenia jakichkolwiek niezgodności i uchybień. Procedury

weryfikacyjne czyli sprawdzające mają odpowiedzieć na pytanie czy wdrożony system HACCP działa poprawnie, a w szczególności: czy pierwotnie wdrożony system ciągle jest odpowiedni dla istniejących zagrożeń oraz czy zastosowane metody monitoringowe i działania naprawcze są właściwie stosowane?.

W procedurach sprawdzających, obejmujących cały plan (system) HACCP, należy korzystać z metody audytu czy innych metod stosowanych w monitoringu, które przewidziano w opracowanym planie HACCP, szczegółowych badań mikrobiologicznych pobranych losowo próbek, półproduktów i wyrobów gotowych, jak również bardziej czułych, niż stosowane w monitoringu, metod aparaturowych. Przykładowo czynności sprawdzające mogą obejmować**:** przegląd systemu HACCP i zebranych danych, sprawdzenie czy dany CCP jest pod kontrolą, zatwierdzenie przyjętych wartości krytycznych, przegląd przypadków odchyleń od parametrów procesu, pobieranie próbek i badania laboratoryjne. Czynności weryfikacyjne powinny być wykonywane przez osoby posiadające odpowiednią i wystarczającą wiedzę fachową. Gdy to konieczne, weryfikacja może doprowadzić do zmiany istniejących procedur. Zmiany należy włączyć do dokumentacji i systemu prowadzenia dokumentacji, aby zapewnić dostępność aktualnych informacji.

Weryfikacja może być w wielu przypadkach prostą procedurą, dzięki której można sprawdzić, czy np. monitorowanie dokonuje się we właściwy sposób, aby osiągnąć wymagany poziom bezpieczeństwa wytwarzanego produktu.

Proste procedury weryfikacji w funkcjonującym systemie HACCP mogą obejmować:

kontrolę fizyczną lub kontrolę monitorowania wartości krytycznych,

kontrolę fizyczną lub kontrolę rejestrów monitorowania, w tym kontrolę działań korygujących za każdym razem, gdy odnotowuje się przypadek nieprzestrzegania przepisów lub rejestracji wyjątków.

2.12. Etap 12 – Ustanowienie dokumentacji i systemu rejestracji wyników (Zasada 7)

Jednym z zasadniczych etapów HACCP jest należyta rejestracja np.: wyników analizy zagrożeń, określania i monitorowania CCP oraz prowadzenie dokumentacji związanej z prowadzonymi procedurami w systemie HACCP.

Dokumentacja w zakładowym systemie HACCP powinna składać się z dwóch zasadniczych części:

Część I, która obejmuje dokumentację systemową, a mianowicie plan HACCP, w którym uwzględnia się fazę przygotowania i wdrożenia systemu, w skład której wchodzą procedury realizacyjne etapów od 1 do 12 wdrażających 7 zasad systemu HACCP;

Część II stanowi dokumentacja operacyjna wynikająca z konieczności dokonywania na przykład rejestracji wyników badań wartości krytycznych w CCP, zapisy z podjętych działań korygujących. Stanowi ona dowód stopnia wdrożenia dokumentacji systemowej i poprawności funkcjonowaniu systemu.

Zapisy, rejestry, notatki wchodzące w skład dokumentacji operacyjnej mogą dotyczyć: przyjęcia i oceny jakości surowców i materiałów, kontroli parametrów wartości krytycznych w CCP, podjętych działań korygujących, weryfikacji planu HACCP, zmian wprowadzonych w systemie, dokumentacji HACCP, danych uzyskanych w czasie przeglądu, weryfikacji wdrożonego systemu HACCP. Właściwa dokumentacja w programie HACCP umożliwia upewnienie się, że procesy i czynności przebiegają prawidłowo bez względu na to, kto je wykonuje. Rejestry prowadzone dla systemu HACCP mogą też obejmować: wyniki procesu analizy zagrożeń, przyjęte środków kontroli, określone CCP i wartości/limity krytyczne. Plan HACCP jako podstawowy dokument systemowy powinien obejmować wszystkie etapy realizacyjne w liczbie 12. Dokumentacja czynnościowa powinna obejmować również dokumenty typu: zapisy, wyniki przeglądu czy weryfikacji wdrożonego systemu HACCP oraz inne rejestry generowane podczas funkcjonowania systemu HACCP.

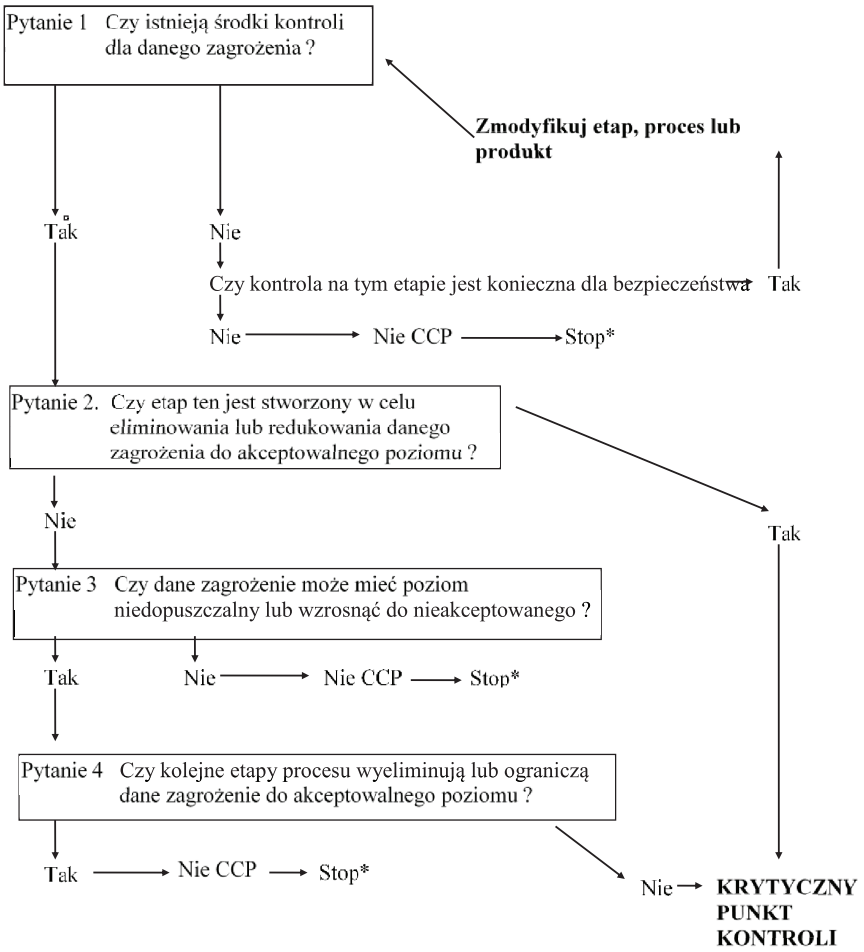
3. Wdrażanie opracowanego w zakładzie planu HACCP

Wdrażaniu systemu HACCP w zakładach powinno towarzyszyć teoretyczne i praktyczne szkolenie członków zespołu ds. HACCP, i innych osób odpowiedzialnych za produkcję w danym zakładzie. Trzeba mieć świadomość, że bez znajomości zasad systemu HACCP przez wszystkich pracowników nie może być mowy o osiągnięciu sukcesu w tym zakresie. Równolegle wymagać to będzie dostarczania odpowiednich dokumentów typu procedury postępowania, instrukcje stanowiskowe czy formularze stanowiskowe. Wiąże się to z inwentaryzacją zagrożeń, określeniem CCP, przyjęciem wartości krytycznych i systemem monitorowania tych wartości, jak również z ustaleniem odpowiedzialności personalnej na poszczególnych etapach produkcji i w konsekwencji większym zaangażowaniem pracowników w wykonywaną pracę. Konieczność włączenia wszystkich pracowników systemu zapewnienia bezpieczeństwa nakazuje nowy element systemowy, a mianowicie Kultura Bezpieczeństwa Żywności.

W praktyce często okazuje się, że w zakładach stosujących się do zasad Dobrej Praktyki Produkcyjnej/Higienicznej (GMP/GHP) większość środków kontroli jest już stosowana do eliminacji istniejących zagrożeń, a stwierdzone różnice wiążą się z koniecznością wprowadzenia systemu monitoringu, rejestracji wyników, określenia formy i zakresu działań korygujących oraz prowadzeniem zapisów na poszczególnych stanowiskach pracy.

Należy podkreślić, że systemu HACCP w danym zakładzie nie uda się wdrożyć z dnia na dzień. W zależnosci od firmy, jej kierownictwa, aktywności osób zaangażowanych proces opracowywania i wdrażania może być rozciągniety na tygodnie i miesiące. Ponadto trzeba pamiętać, że nie jest to jednorazowe przedsięwzięcie, gdyż działający juz system HACCP trzeba utrzymywać i doskonalić. Zapewnić to powinna weryfikacja zakładowego programu HACCP, która jest przedmiotem pracy w etapie 11.

Ryc. 1. Schemat podejmowania decyzji za pomocą drzewka decyzyjnego przy określaniu Krytycznych Punktów Kontroli (CCP)



* Przejdź do kolejnego etapu opisanego procesu.

4. Dodatkowe informacje na temat praktycznych aspektów stosowanie drzewka decyzyjnego do określania Krytycznych Punktów Kontroli (CCP)

Zgodnie z definicją CCP jest to miejsce lub etap procesu produkcyjnego, który musi być zrealizowany w sposób zapewniający eliminację danego zagrożenia lub jego redukcję do akceptowanego poziomu. Określenie tych krytycznych miejsc procesu wymaga rozważnego i racjonalnego podejścia z uwzględnieniem rzeczywistych warunków procesu. Identyfikację CCP w systemie HACCP znacznie ułatwia zastosowanie tzw. drzewa decyzyjnego celem uzyskania odpowiedzi na pytanie, czy rzeczywiście dany etap jest CCP dla zidentyfikowanego uprzednio zagrożenia na danym etapie procesu. Technika posługiwania się drzewkiem decyzyjnym polega na zadawaniu określonych pytań w sekwencji wynikającej z uzyskanych odpowiedzi i podjętych decyzji.

Pytanie 1: Czy istnieją środki kontroli dla danego zagrożenia?

W przypadku gdy odpowiedź na to pytanie brzmi *TAK* zespół powinien przejść do pytania 2. Jeżeli odpowiedź brzmi *NIE* (tzn. nie istnieją środki kontroli dla danego zagrożenia), to zespół musi zadać sobie dodatkowe pytanie aby ustalić czy kontrola na tym etapie jest konieczna dla zapewnienia bezpieczeństwa produktu. Jeżeli kontrola nie jest konieczna, etap taki nie jest CCP i zespół powinien przystąpić do rozważania następnego zidentyfikowanego zagrożenia. Jeżeli jednak odpowiedź na tak sformułowane pytanie dodatkowe brzmi *TAK,* wtedy konieczne jest dokonanie modyfikacji etapu, procesu lub produktu, aby uzyskać sposób kontroli nad danym zagrożeniem. Podczas analizy zespół może zalecić wprowadzenie zmian w danym etapie, procesie czy produkcie, które pozwalałyby na kontrolę i kontynuację analizy. Przed kolejnym, formalnym, spotkaniem zespołu należy uzgodnić z kierownictwem wyższego szczebla, czy odpowiednie zmiany są możliwe do przyjęcia i czy zostaną wdrożone.

Pytanie 2: Czy etap ten jest stworzony (zaprojektowany) w celu eliminowania lub redukowania danego zagrożenia do akceptowalnego poziomu?

Zespół powinien wykorzystać dane zawarte w diagramie procesu by odpowiedzieć na to pytanie względem każdego etapu procesu. Odpowiedź na to pytanie zidentyfikuje te fazy procesu, które zostały zaprojektowane z myślą o eliminowaniu zagrożeń lub ograniczaniu ich do akceptowalnego poziomu. Gdy odpowiadamy na to pytanie rozważając zagrożenia mikrobiologiczne, zespół powinien brać pod uwagę odpowiednie dane techniczne dla danego produktu (np. pH, a_w, zawartość i typ środka konserwującego, stopień rozdrobnienia, zawartość tłuszczu) oraz stosowany do wyrobu proces fizyczny. Obróbka termiczna typu pasteryzacja, sterylizacja, pakowanie w warunkach aseptycznych, dodatek środków konserwujących, granulowanie celem zapewnienia odpowiedniej struktury produktu, to przykłady etapów procesu, które w odpowiednim kontekście mogą stanowić CCP.

Jeżeli zespół uzna, że na pytanie 2. odpowiedź brzmi *TAK,* oznacza to, że rozważany etap procesu jest CCP. Zespół musi dokładnie zidentyfikować,

co ma krytyczne znaczenie (tzn. czy jest to składnik, etap procesu, lokalizacja czy praktyka/procedura związana z danym etapem procesu) zanim przystąpi do analizowania kolejnego etapu procesu przy zastosowaniu drzewka decyzyjnego. Jeżeli odpowiedź na pytanie 2. brzmi *NIE,* wtedy dla tej samej fazy procesu należy przejść dalej i odpowiedzieć na pytanie 3.

Pytanie 3: Czy dane zagrożenie może mieć poziom niedopuszczalny lub wzrosnąć do niedopuszczalnego poziomu?

Zespół powinien wziąć pod uwagę dane zawarte w diagramie procesu oraz własną praktyczną znajomość danego procesu, aby udzielić odpowiedzi na to pytanie. Zespół powinien najpierw zastanowić się nad tym czy którykolwiek z zastosowanych składników mógłby potencjalnie zawierać w sobie jakiekolwiek z omawianych zagrożeń w stopniu przekraczającym poziom akceptowalny w warunkach konkretnego zakładu. Na tym etapie zespół powinien wziąć pod uwagę dane epidemiologiczne, dane o wcześniejszym sprawowaniu się dostawcy itp. Jeżeli zespół nie jest pewny odpowiedzi na tę część pytania, powinien przyjąć odpowiedź pozytywną *TAK*.

Zespół powinien też rozważyć czy bezpośrednie środowisko danej operacji technologicznej (np. ludzie, środowisko, powietrze, woda, posadzki, ścieki itp.) może być źródłem badanego zagrożenia i skutkiem tego czy może spowodować zanieczyszczenie produktu. W tej sytuacji zespół powinien przyjąć odpowiedź *TAK,* jeżeli nie ma absolutnej pewności, że należy odpowiedzieć na to pytanie NIE. Przy rozważaniu możliwego wzrostu poziomu zagrożenia zespół powinien zdawać sobie sprawę z tego, iż możliwe jest, że jeden etap procesu nie będzie pozwalał na rozwinięcie się zagrożenia do niedopuszczalnego poziomu, jednakże biorąc pod uwagę kilka kolejnych faz procesu poziom, do którego wzrośnie dane zagrożenie może okazać się niedopuszczalny w wyniku nałożenia się na siebie czynników czasu i temperatury w jakiej znajduje się produkt podczas procesu. Z tego też względu odpowiadając na to pytanie zespół musi brać pod uwagę nie tylko sam omawiany etap procesu, ale też kumulujący się wpływ kolejnych etapów procesu. Zespół powinien uwzględnić następujące aspekty:

- czy stosowane składniki mogą stanowić źródło analizowanego zagrożenia?
- czy dany etap procesu jest realizowany w środowisku, które może stanowić źródło zagrożenia?
- czy możliwe jest skażenie krzyżowe od innego produktu/składnika?
- czy możliwe jest skażenie krzyżowe od personelu?
- czy w sprzęcie są newralgiczne miejsca, które spowodują zatrzymanie się w nich produktu i pozwolą na wzrost zagrożenia do niedopuszczalnego poziomu?
- czy skumulowane warunki czasu i temperatury są takie, że zagrożenie będzie wzrastać w produkcie do poziomu niedopuszczalnego?

Uwaga! *Przedstawiona powyżej lista nie wyczerpuje zagadnienia i zespół powinien rozważyć wszelkie czynniki lub kombinacje czynników związanych z procesem/produktem, które mogłyby powodować rozwój danego zagrożenia do niedopuszczalnego poziomu.*

Jeżeli po rozważeniu wszystkich czynników zespół jest przekonany, że odpowiedź na pytanie 3. brzmi *NIE*, to rozważany etap nie stanowi CCP i zespół powinien przystąpić do analizowania następnego etapu procesu przy pomocy drzewka decyzyjnego. Jeżeli natomiast odpowiedź na pytanie 3. brzmi *TAK,* wtedy zespół powinien rozważyć odpowiedź na pytanie 4. względem tego samego etapu procesu.

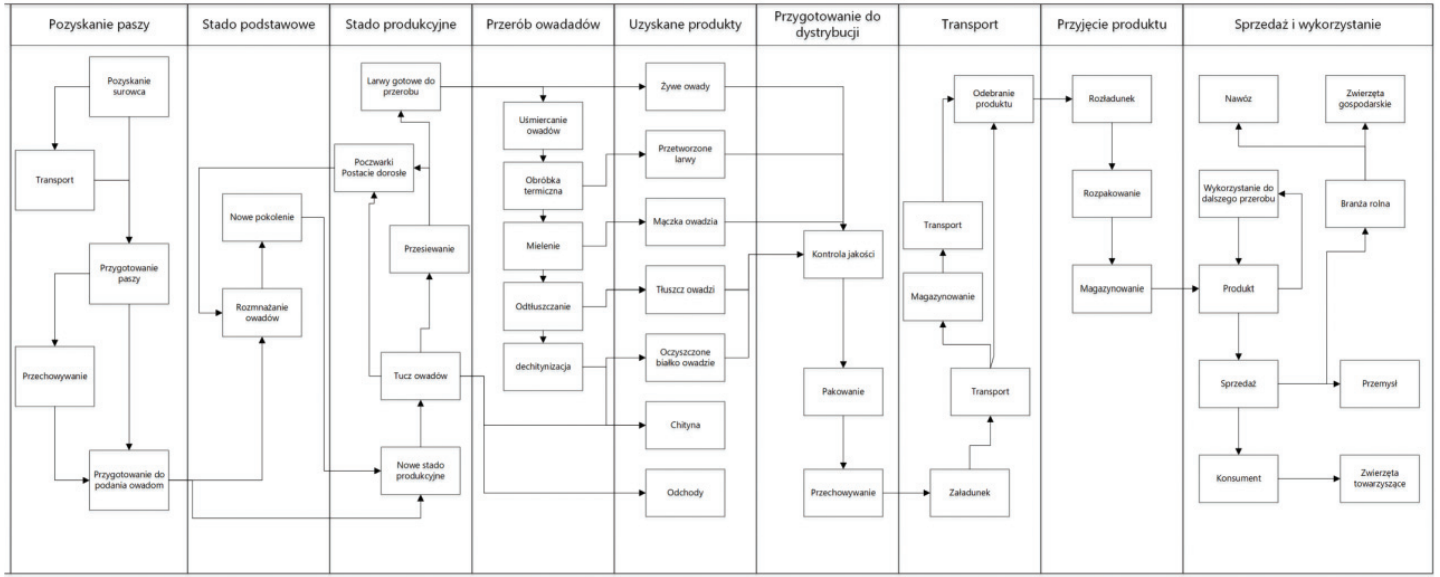
Pytanie 4: Czy kolejne etapy procesu wyeliminują lub ograniczą zagrożenie do akceptowalnego poziomu?

Pytanie 4. będzie brane pod uwagę tylko wtedy, gdy zespół uzna, że na pytanie 3. należy odpowiedzieć *TAK*. W takiej sytuacji zespół musi zastanowić się nad sekwencją pozostałych etapów procesu przedstawionych w diagramie i ustalić czy kolejne etapy procesu będą eliminowały zagrożenie lub ograniczały je do dopuszczalnego poziomu. W rozważaniach tych należy uwzględnić prawidłowe wykorzystanie produktu przez odbiorcę, jeżeli produkt rozważamy pod kątem stwierdzenia "bezpieczny w miejscu skarmiania, żywienia, spożycia".

Pytanie 4. spełnia bardzo istotną funkcję przy identyfikacji CCP, która polega na dopuszczeniu do występowania zagrożenia na danym etapie procesu. Zagrożenie to będzie następnie eliminowane lub redukowane do akceptowalnego poziomu czy to w ramach procesu, czy też wskutek działania odbiorcy (np. poprzez zastosowanie dodatku konserwującego). Jeżeli nie zastosuje się tego elementu, każdy etap procesu może być traktowany jako krytyczny, co spowoduje wyselekcjonowanie zbyt dużej liczby CCP, a to z kolei nie pozwala na realizację efektywnego, praktycznego systemu kontroli.

Pytania 3. i 4. łączą się ze sobą. Na przykład, obecność *Salmonella* w materiale paszowym stanowiącym składnik mieszanki paszowej gotowej do skarmiania na etapie poprzedzającym obróbkę termiczną może martwić, ale najprawdopodobniej nie będzie stanowić CCP ponieważ podczas dalszych procesów przetwarzania mieszanka zostanie poddana obróbce termicznej niszczącej pałeczki *Salmonella*. Jednakże zagadnienie kontroli *Salmonella* w materiałach paszowych dodawanych do tej samej mieszanki po obróbce termicznej będzie uważana za CCP, ponieważ nie istnieje kolejny etap procesu, który wyeliminowałby pałeczkę *Salmonella* lub ograniczał prawdopodobieństwo jej występowania do dopuszczalnego poziomu.

Jeżeli zespół uzna, że odpowiedź na pytanie 4. brzmi *TAK,* należy przejść do zastosowania drzewka decyzyjnego, do kolejnego zagrożenia lub następnego etapu procesu. Jeżeli odpowiedź na pytanie 4. brzmi *NIE,* oznacza to, że zidentyfikowany został CCP. W takim przypadku zespół powinien określić elementy o znaczeniu krytycznym, a mianowicie czy jest to surowiec, etap procesu, lokalizacja czy też praktyka/procedura związana z danym etapem procesu. Po takiej identyfikacji należy podjąć decyzję odnośnie tego, czy istniejący środek kontroli jest wystarczający.



Załącznik Nr 1 (schemat opracowany przez Remigiusza Gałeckiego, UWM w Olsztynie)
Schemat hodowli i obrotu owadami jadalnymi i produktami pochodnymi

Uwaga! *Przedstawione powyżej pytania zakładają zastosowanie drzewka decyzyjnego do istniejącego procesu. Drzewo decyzyjne można równie dobrze stosować do nowych procesów/produktów w fazie ich opracowywania. W takim przypadku nie ma jeszcze funkcjonujących środków kontroli i zespół HACCP będzie musiał zapytać czy takie środki kontroli są dostępne lub też wykorzystać analizę do określenia środków kontroli, jakie będą konieczne w przypadku nowego procesu/produktu.*

5. Piśmiennictwo

1. Guidance on Regulatory Assessment of HACCP. Report of a Joint FAO/WHO Consultation on the Role of Government Agencies in Assessing HACCP. Geneva, 2-6 June 1998.
2. Kwiatek Krzysztof: Zastosowanie procedur działań korygujących i weryfikacyjnych systemu HACCP w nadzorze weterynaryjnym nad produkcją żywności pochodzenia zwierzęcego. Materiały z Forum Weterynaryjnego, Cetniewo, 12-14 maj 2000 r.
3. Ogólne zasady higieny żywności. CAC/RCP 1-1969 – rev. 4 – 2003). Wydanie polskie. Główny Inspektorat Jakości Handlowej Artykułów Rolno-Spożywczych. Druk PIWet-PIB Puławy, 2013.
4. Recommended International Code of Practice General Principles of Food Hygiene. CAC/RCP 1-1969 – rev. 4 – 2003).
5. Rozporządzenie (WE) nr 183/2005 Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 12 stycznia 2005 r. ustanawiające wymagania dotyczące higieny pasz, Dz. U. *L 35, 2005, 1-22, z późn. zm.*
6. Rozporządzenie (WE) nr 852/2004 Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 29 kwietnia 2004 r. w sprawie higieny środków spożywczych, Dz. U. *L 139, 2004, 1-54, z późn. zm.*
7. The Recommended International Code of Practice on General Principles of Food Hygiene CAC/RCP 1-1969 (Rev. 5 – 2020). FAO, 2020.
8. WHO. Hazard Analysis Critical Control Point System: Concept and Application. Report of a WHO Consultation with the participation of FAO, Geneva, 29-31 May 1995. WHO document WHO/FNU/FOS/95.7.
9. Zawiadomienia Komisji - (2016/C 278/01) - w sprawie wytycznych dotyczących wdrażania systemów zarządzania bezpieczeństwem żywności obejmujących programy warunków wstępnych i procedury oparte na zasadach HACCP, uwzględniając ułatwienia/elastyczność w zakresie wdrażania w niektórych przedsiębiorstwach spożywczych.
10. Zawiadomienie Komisji w sprawie wytycznych dotyczących wdrażania systemów zarządzania bezpieczeństwem żywności obejmujących programy warunków wstępnych i procedury oparte na zasadach HACCP, uwzględniając ułatwienia/elastyczność w zakresie wdrażania w niektórych przedsiębiorstwach spożywczych. C/2016/4608. OJ C 278, 30.7.2016, p. 1–32.

Część II - Kultura bezpieczeństwa żywności – jako nowy element do wdrożenia w systemie zapewnienia bezpieczeństwa białka owadziego

1. Wstęp

Bezpieczeństwo żywności i pasz jest wymaganiem niepodlegającym żadnym negocjacjom i jednocześnie warunkiem niezbędnym do spełnienia dla każdego podmiotu, który prowadzi działalność w każdym z ogniw łańcucha żywnościowego (1). W większości krajów na świecie bezpieczeństwo żywności i pasz jest gwarantowane z mocy prawa oraz jest niezbędnym warunkiem wejścia produktu na rynek. Mimo, że ciągle dokonuje się postęp w naukach o żywności, medycynie, technologii i metodach produkcji oraz w procesach wdrażania i doskonalenie systemów zapewnienia jakości, zagrożenia związane z zapewnieniem i doskonaleniem bezpieczeństwa łańcucha żywnościowego nie maleją (1). Tak jak miało to miejsce w Republice Południowej Afryki w latach 2017-2018, gdzie wystąpiły zachorowania na listeriozę, której źródłem były produkty mięsne. Odnotowano 978 przypadków, a w wyniku tej choroby 193 osoby zmarły (2). Prowadzone dochodzenia epidemiologiczne w tym przypadku pozwoliło na ujawnienie szeregu niedociągnięć w podstawowych działaniach kontrolnych i zapobiegawczych, takich jak brak efektywnych środków kontroli, systemów monitorowania w celu wykrywania patogenów, działań weryfikacyjnych i braku szkolenia w zakresie higieny (3). Odnosząc się do przyczyn tego zjawiska, naukowcy coraz częściej podkreślają, że kluczową rolę w łańcuchu żywnościowym odgrywa czynnik ludzki, który wydaje się być najsłabszym ogniwem w systemie (4). Dlatego ważne jest, aby personel w zakładach produkcyjnych, przetwórstwa oraz dystrybucji żywności i pasz był świadomy, że każde jego niewłaściwe zachowanie dotyczące na przykład nieprzestrzegania dobrej praktyki higienicznej czy produkcyjnej, wdrożonych norm i procedur jest dowodem braku kultury bezpieczeństwa żywności, które mogą doprowadzać do błędów na etapie produkcji i dystrybucji, pojawiania się nowych zagrożeń dla bezpieczeństwa żywności (5, 6, 7, 8) oraz ryzyka występowania negatywnych skutków zdrowotnych dla konsumentów.

2. Czym jest klimat bezpieczeństwa i kultura bezpieczeństwa żywności?

Pomimo obszernego prawodawstwa europejskiego i krajowego, opartego na systemie HACCP, wdrożonych systemów zarządzania bezpieczeństwem żywności, szkoleń, audytów i inspekcji, ogniska chorób przenoszonych przez żywność i pasze nadal pozostają ważną kwestią, co sugeruje że doskonalenie i prowadzenie badań w tym obszarze jest niezbędne do identyfikacji krytycznych punktów związanych z produkcją żywności i pasz celem zapewnienia ich bezpieczeństwa. Światowy sektor żywnościowy funkcjonuje w środowisku, w którym ciągle są opracowywane lub aktualizowane polityki, standardy, przepisy,

wskazówki, kształcenie i porady dotyczące żywności i żywienia, w tym związane z bezpieczeństwem żywności i pasz. Takie zmiany wymagają zharmonizowanych działań zarówno w skali globalnej jak i lokalnej (9, 10). Światowa Organizacja Zdrowia (WHO) przedstawiła pięć kluczowych elementów mających wpływ na bezpieczeństwo żywności tj.: utrzymywanie czystości, oddzielanie produktów surowych i przetworzonych, dokładna obróbka termiczna, przechowywanie żywności oraz pasz w odpowiedniej temperaturze oraz używanie w procesach technologicznych odpowiednio czystej wody i surowców. Wymienione elementy mają za zadanie wyeliminowanie wykrywanych w zakładach przetwórczych błędów ludzkich na etapie produkcji oraz wynikających z nieprzestrzegania dobrych praktyk i procedur pracy. Zarówno podmioty działające w przedsiębiorstwach spożywczych jak i konsumenci ponoszą odpowiedzialność za błędy wynikające z niewłaściwego obchodzenia się z produktem (11). Zachowania konsumentów w zakresie bezpieczeństwa żywności zostały już szeroko omówione w literaturze naukowej. Jednak przeprowadzone w ostatnich latach badania skupiły się na znaczeniu zachowań związanych z bezpieczeństwem żywności m.in. na podejmowaniu decyzji i wykonywaniu procedur przez pracowników zatrudnionych w przedsiębiorstwach przetwórstwa spożywczego (12). Jak wyjaśnił to De Boeck i in. (2015) zachowanie wszystkich pracowników niezależnie od zajmowanego przez nich stanowiska wpływa na klimat bezpieczeństwa żywności panującego w firmie. De Boeck i wsp. (2015) dokonali rozróżnienia pomiędzy klimatem bezpieczeństwa żywności, a kulturą bezpieczeństwa żywności. Klimat bezpieczeństwa żywności został skonceptualizowany jako postrzeganie przez poszczególnych pracowników sytuacji w zakresie bezpieczeństwa żywności w ich firmie, natomiast kultura bezpieczeństwa żywności została uznana za pojęcie szersze (13). Kultura bezpieczeństwa żywności została zdefiniowana jako współistnienie klimatu bezpieczeństwa żywności postrzeganego przez pracowników i menadżerów firmy (tzw. „ludzka droga) oraz kontekstu w jakim działa dana firma, wdrożonego Systemu Zarządzania Bezpieczeństwem Żywności (FSMS) składających się z czynności kontrolnych i zapewnienia bezpieczeństwa (tzw. „szlak techniczno-menedżerski"). Te dwie ścieżki można uznać za mechanizmy napędzane różnymi zmiennymi, z których obie uważa się, że wpływają na wyniki produkcyjne (np. stan bezpieczeństwa i higieny finalnych dostarczonych lub przetworzonych produktów spożywczych, środowisko produkcyjne i pracowników) (13).

Mechanizmy i relacje „ścieżki techniczno-menedżerskiej" zostały już opisane w literaturze dostarczając dowodów, że FSMS powinien być dostosowany do: poziomu ryzyka i charakterystyki firmy przetwórczej w taki sposób, aby móc osiągnąć satysfakcjonujący poziom bezpieczeństwa, higieny lub jakości przetworzonej żywności (14, 15). Jednak De Boeck i in. (2015) i De Boeck i in. (2016) zasugerowali, że nie tylko technologiczne i menedżerskie czynniki mogą wpływać na higienę i bezpieczeństwo żywności w danym zakładzie, należy również rozważyć „drogę człowieka", biorąc pod uwagę klimat bezpieczeństwa żywności

(13, 16). Zostało to zdefiniowane przez De Boeck i innych (2015) jako postrzeganie (wspólne) przez pracowników przywództwa, komunikacji, zaangażowania, zasobów i świadomości ryzyka w zakresie bezpieczeństwa żywności i higieny w ramach ich obecnej organizacji pracy (13).

W analizie literatury przeprowadzonej przez Nyarugwe i wsp. (2016) dotyczącej kultury bezpieczeństwa żywności stwierdzili oni, że „kultura bezpieczeństwa żywności" powinna uwzględniać wpływ kultury narodowej, określać poziomy hierarchiczne, ustalać mechanizmy oraz wziąć pod uwagę ryzyko żywnościowe i charakterystykę danej firmy. Autorzy stwierdzili również, że główne elementy, które należy brać pod uwagę w badaniach nad kulturą bezpieczeństwa żywności, to: „charakterystyka organizacyjna i administracyjna (tj. wizja bezpieczeństwa żywności, zaangażowanie, komunikacja, przywództwo, szkolenia), zaplecze techniczne/zasoby (tj. narzędzia, wyposażenie i obiekty), charakterystykę pracowników (tj. postawę, wiedzę, spostrzeżenia i świadomość ryzyka), charakterystykę grupy, kluczowe aspekty wpisane w FSMS oraz rzeczywiste wyniki w zakresie bezpieczeństwa żywności" (17) .

Kultura bezpieczeństwa żywności jest częścią komponentu kultury organizacyjnej, która koncentruje się na bezpieczeństwie żywności i powinna być dominującą w zakładach przemysłu spożywczego (5, 8). Chociaż nie ustalono wspólnej definicji, Griffith et al. (5) definiują kulturę bezpieczeństwa żywności jako „zbiór dominujących i względnie stałych przekonań, wartości i postaw, które są pojmowane i podzielane oraz przyczyniają się do zachowań związanych z higieną żywności praktykowanych w środowisku (organizacji), w którym dochodzi do przetwarzania żywności". Różne badania postrzegają kulturę bezpieczeństwa żywności jako sposób, w jaki grupa lub organizacja traktuje kwestię bezpieczeństwa żywności i system jako całość (8). Kultura bezpieczeństwa żywności skupia się również na funkcji lidera, jako przywódcy w danej organizacji, który powinien przekonywać pracowników do spełniania ich potrzeb i pragnień poprzez efektywną pracę oraz powinien umożliwiać wykorzystanie ich potencjału, a tym samym przyczyniać się do osiągania celów zespołu i organizacji. Idealnie byłoby, gdyby ludzie byli zmotywowani na takim poziomie, aby nie tylko pracowali z obowiązku, ale pracowali z zapałem i zaufaniem. Wspomina się również o umiejętnościach odnoszącego sukcesy lidera, a mianowicie: motywacji, komunikacji, doskonalenia i wprowadzania modyfikacji (18).

Jednak zapewnienie bezpieczeństwa żywności jest bardziej złożone i może wykraczać poza kulturę bezpieczeństwa żywności danej firmy (19). Kultura bezpieczeństwa żywności powinna ponadto uwzględniać otoczenie zewnętrzne, w którym działa firma, takie jak kultura narodowa i wartości narodowe (20, 21). De Boeck, i in. (16) zasugerowali, że nie tylko czynniki technologiczne i zarządcze odzwierciedlają kulturę bezpieczeństwa żywności organizacji, ale także czynnik ludzki i środowisko, w którym działa firma. Ponadto Donaldson (22) oraz Sousa i Voss (23) wskazali, że wyniki organizacji różnią

się w zależności od zmiennych, takich jak wielkość firmy, środowisko i strategia firmy. Nowa filozofia bezpieczeństwa żywności opiera się na kontroli wszystkich etapów procesu technologicznego produkcji w zakładzie oraz każdego ogniwa w łańcuchu żywnościowym, co w konsekwencji istotnie ogranicza zagrożenia i ryzyko dla bezpieczeństwa produktu końcowego (24, 25). W efekcie zgodnie z wymaganiami prawa żywnościowego powstała systemowa struktura zarządzania i zapewnienia bezpieczeństwa łańcucha żywnościowego, która uzyskała nową podstawę (Ryc. 1). Taką podstawą prawną stała się kultura bezpieczeństwa żywności, która zastąpiła programy warunków wstępnych, tj., procedury GMP, GHP i inne.

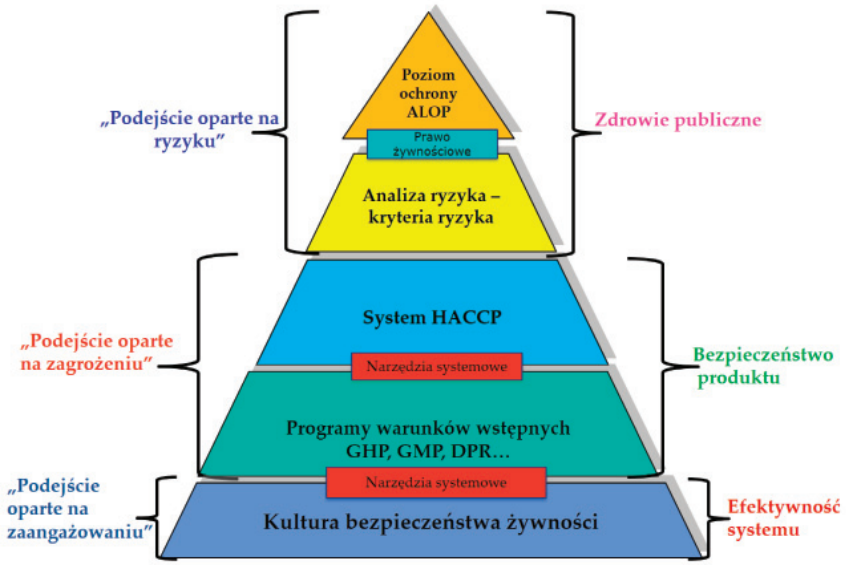
3. Oficjalne prawodawstwo UE

Termin kultura bezpieczeństwa żywności został oficjalnie został włączony do prawodawstwa UE. Rozdział XIa do Rozporządzenia Komisji (UE) 2021/382 zmieniającego załączniki do rozporządzenia nr 852/2004 Parlamentu Europejskiego i Rady (26) stanowi, że podmioty prowadzące przedsiębiorstwa spożywcze uzyskują, utrzymują i przedstawiają dowody potwierdzające odpowiednią kulturę bezpieczeństwa żywności poprzez spełnienie następujących wymogów: zaangażowania kierownictwa oraz wszystkich pracowników w produkcję i dystrybucję bezpiecznej żywności. Rozdział ten wskazuje na wiodącą rolę w zakresie produkcji bezpiecznej żywności, stopnia zaangażowania pracowników w systemowe działania i wdrażanie dobrych praktyki w tym obszarze. Ponadto wskazuje się na potrzebę informowania i rozwoju świadomości zagrożeń oraz znaczenia bezpieczeństwa i higieny żywności wśród wszystkich pracowników firmy. Ważnym jest również rozwój i doskonalenie komunikacji między wszystkimi pracownikami w ramach podejścia procesowego. Celem niezbędnym do realizacji tych zadań jest zapewnienie dostępności do wystarczających zasobów i środków, które warunkują bezpieczne i higieniczne prowadzenie procesów w produkcji i obrocie żywnością.

Wspomniany rozdział rozporządzenia określa również zobowiązania w zakresie zarządzania, które obejmują zapewnienie jasnego określenia ról i zakresu odpowiedzialności w ramach działalności przedsiębiorstwa spożywczego, utrzymania integralności systemu higieny żywności podczas planowania i wdrażania zmian, sprawdzenia terminowości i skuteczności kontroli. Ponadto zobowiązuje do zapewnienia szkoleń i nadzoru personelu zgodnie z odpowiednimi wymogami regulacyjnymi oraz zachęcenia przedsiębiorstw do doskonalenia systemu zarządzania bezpieczeństwem żywności. Należy zaznaczyć, że punkt 3 rozdziału XIa stwierdza, że wdrażanie kultury bezpieczeństwa żywności powinno uwzględniać charakter i wielkość przedsiębiorstw spożywczych. W związku z tym poziom wdrażanej kultury bezpieczeństwa żywności może być różny w przypadku małych lub dużych przedsiębiorstw oraz określonych gałęzi produkcji spożywczej. Taka sytuacja może mieć zastosowanie w przypadku firm zobligowanych do przykładania większej uwagi do bezpieczeństwa żywności

np. w produkcji produktów wysokiego ryzyka takich jak: zakłady przemysłu mięsnego czy mleczarnie, ponieważ produkty wysokiego ryzyka są potencjalnie bardziej niebezpieczne, jeśli są przetwarzane w warunkach niezgodnych z przepisami.

Reasumując należy dodać, że wdrażane w EU nowe zapisy rozporządzenia (EC) nr 852/2004 dotyczące kultury bezpieczeństwa żywności stanowią wdrożenie rekomendacji wytycznych Komisji Kodeksu Żywnościowego zawartych w projekcie nowelizacji ogólnych zasad higieny żywności.



Ryc. 1 Piramida struktury systemu zarządzania bezpieczeństwem łańcucha żywnościowego w połączeniu z ochroną zdrowia publicznego

4. Piśmiennictwo

1. Crossley S., Motarjemi Y.: Food Safety Management Tools. Report of an ILSI Europe Expert Group. ILSI, Brussels 2011, p. 5.
2. World Health Organization. Listeriosis – South Africa. 2018.
3. Boatemaa S., Barney M., Drimie S., Harper J., Korsten L., Pereira L.: Awakening from the listeriosis crisis: Food safety challenges, practices and governance in the food retail sector in South Africa. Food Control. 2019,104, 333-342.
4. Trafiałek J., Pawłowska J.: Analiza efektów szkolenia pracowników firmy cateringowej z wdrożonym systemem zarządzania bezpieczeństwem żywności, zgodnym z normą ISO serii 22000. Żywność. Nauka. Technologia. Jakość. 2013, 1(86), 217-229.
5. Griffith C.J., Livesey K.M., Clayton D.: Food safety culture: the evolution of an emerging risk factor? Brit. Food J. 2010, 112(4), 426-438.

6. Griffith C.J., Livesey K.M., Clayton D.: The assessment of food safety culture. Brit. Food J. 2010, 112(4), 439-456.
7. Powell D.A., Jacob C.J., Chapman B.J.: Enhancing food safety culture to reduce rates of foodborne illness. Food Control. 2011, 22(6), 817-822.
8. Yiannas F.: Food safety culture: Creating a behavior-based food safety management system. Springer, New York 2009, pp. 11-14.
9. Czernyszewicz E.: Kultura bezpieczeństwa w produkcji żywności – koncepcja i pomiar. Wydawnictwo Uniwersytetu Przyrodniczego w Lublinie. Lublin 2020.
10. King T., Cole M., Farber J.M., Eisenbrand G., Zabaras D., Fox E.M., Hill J.P.: Food safety for food security: relationship between global megatrends and developments in food safety. Trends in Food Sci. Technol. 2017, 68, 160-175.
11. Greig, J. D., Todd, E. C. D., Bartleson, C. A., & Michaels, B. S. (2007). Outbreaks where food workers have been implicated in the spread of foodborne disease. part 1. Description of the problem, methods, and agents involved. Journal of Food Protection, 70, 1752e1761.
12. Anderson, J. B., Shuster, T. A., Hansen, K. E., Levy, A. S., & Volk, A. (2004). A camera's view of consumer food-handling behaviors. Journal of the American Dietetic Association, 104, 186e191.
13. De Boeck, E., Jacxsens, L., Bollaerts, M., & Vlerick, P. (2015). Food safety climate in food processing organizations: Development and validation of a selfassessment tool. Trends in Food Science and Technology, 46, 242e251.
14. Luning, P. A., Kirezieva, K., Hagelaar, G., Rovira, J., Uyttendaele, M., & Jacxsens, L. (2015). Performance assessment of food safety management systems in animal-based food companies in view of their context characteristics: A European study. Food Control, 49, 11e22.
15. Luning, P. A., Marcelis, W. J., Rovira, J., Van Boekel, M. A. J. S., Uyttendaele, M., Jacxsens, L. (2011). Diagnostic tool to analyse riskiness of context factors which impact food safety management system performance. Trends in Food Science & Technology, 22, 67e79.
16. De Boeck, E., Jacxsens, L., Bollaerts, M., Uyttendaele, M., & Vlerick, P. (2016). Interplay between food safety climate, food safety management system and micro-biological hygiene in farm butcheries and affiliated butcher shops. Food Control, 65, 78e91.
17. Nyarugwe, S. P., Linnemann, A., Hofstede, G. J., Fogliano, V., & Luning, P. A. (2016). Determinants for conducting food safety culture research. Trends in Food Science & Technology, 56, 77e87.
18. Zabukošek M., Jevšnik M., Maletič M.: Analysis of dimensionality of food safety culture: An empirical examination of a Slovenian food processing company. Inter. J. Sanitary Engineering Res. 2016, 10, 20–34.
19. Nyarugwe, S.P., Linnemann A., Nyanga L.K., Fogliano V., Luning P.A.: Food safety culture assessment using a comprehensive mixed-methods approach: a comparative study in dairy processing organisations in an emerging economy. Food Control. 2018, 84, 186-196.
20. GFSI: A culture of food safety: A position paper from the global food safety initiative (GFSI), V1. https://www.mygfsi.com/images/A_Culture_ Of_Food_Safety/GFSI-Food-Safety-Culture-FULL-VERSION.pdf
21. Taylor J.: An exploration of food safety culture in a multi-cultural environment: Next steps? Worldwide Hospitality and Tourism Themes. 2011, 3 (5), 455-466.
22. Donaldson L.: The contingency theory of organizations. Sage Books 2001.

23. Sousa R., Voss C.A.: Contingency research in operations management practices. Journal of Operations Management. 2008, 26 (6), 697-713.
24. Sperber WH.: HACCP does not work from Farm to Table. Food Control. 2005, 16, 511-514.
25. Jevšnik M., Hlebec V., Raspor P.: Food safety knowledge and practices among food handlers in Slovenia. Food Control. 2008, 19, 1107–1118.
26. Rozporządzenie Komisji (UE) 2021/382 z dnia 3 marca 2021 r. zmieniające załączniki do rozporządzenia (WE) nr 852/2004 Parlamentu Europejskiego i Rady w sprawie higieny środków spożywczych w odniesieniu do zarządzania alergenami pokarmowymi, redystrybucji żywności i kultury bezpieczeństwa żywności.

Część III. Ocena zagrożeń i ryzyka w produkcji przetworzonego białka owadziego

1. Ogólne zasady oraz definicje stosowane w analizie zagrożeń i ryzyka

We współczesnym świecie kwestia bezpieczeństwa żywności w każdym ogniwie łańcucha żywnościowego jest przedmiotem szczególnej troski w skali globalnej, a więc dotyczy naszego kraju, Unii Europejskiej i pozostałych krajów świata. Ogólne zasady prawa żywnościowego ustanowione w rozdziale II Rozporządzenia (WE) Nr 178/2002, należy uznać za przepisy wspólne dla wszystkich spraw związanych z bezpieczeństwem i higieną żywności w krajach członkowskich Unii Europejskiej. Oznacza to, że zasady te powinny być brane pod uwagę, a także stosowane przy wykładni pozostałych przepisów z dziedziny bezpieczeństwa żywności, i to zarówno tych, które zostały ustanowione na poziomie wspólnotowym, jak i przepisów krajowych przyjętych przez poszczególne państwa członkowskie. Rozporządzenie (WE) Nr 178/2002 ustanawia następujące zasady ogólne prawa żywnościowego:

- zasadę celowości,
- zasadę analizy ryzyka,
- zasadę ostrożności,
- zasadę ochrony konsumentów, oraz
- dwie zasady przejrzystości działania organów administracji publicznej w sprawach związanych z bezpieczeństwem żywności, do których zalicza się zasadę konsultacji społecznych oraz zasadę prawa do informacji publicznej.

Zasada analizy ryzyka, wyrażona została w art. 6 wyżej wymienionego rozporządzenia, zgodnie z którą w celu osiągnięcia ogólnego celu, jakim jest wysoki poziom ochrony zdrowia i życia ludzkiego prawo żywnościowe powinno wykorzystywać i opierać się na procesie analizy ryzyka, z wyjątkiem sytuacji, w której nie jest to właściwe ze względu na okoliczności lub charakter środka kontroli.

W latach 2006-2007 Komisja Kodeksu Żywnościowego (KKŻ) FAO/WHO Organizacja do spraw Wyżywienia i Rolnictwa ONZ (Food and Agriculture Organization of the United Nations – FAO), Światowa Organizacja Zdrowia (World Health Organization – WHO) opublikowała robocze zasady i sposób prowadzenia analizy ryzyka w procesie zapewnienia bezpieczeństwa żywności do urzędowego zastosowania, które dotyczą również pasz, w tym białka owadziego. Celem tych opracowań jest określenie i harmonizacja zasad funkcjonowania analizy ryzyka, podania wskazań mających pomóc poszczególnym władzom państwowym w ocenie, zarządzaniu i komunikowaniu o ryzyku związanym z żywnością i mającym wpływ na zdrowie ludzkie. Są one przedmiotem rozważania w dalszej części opracowania.

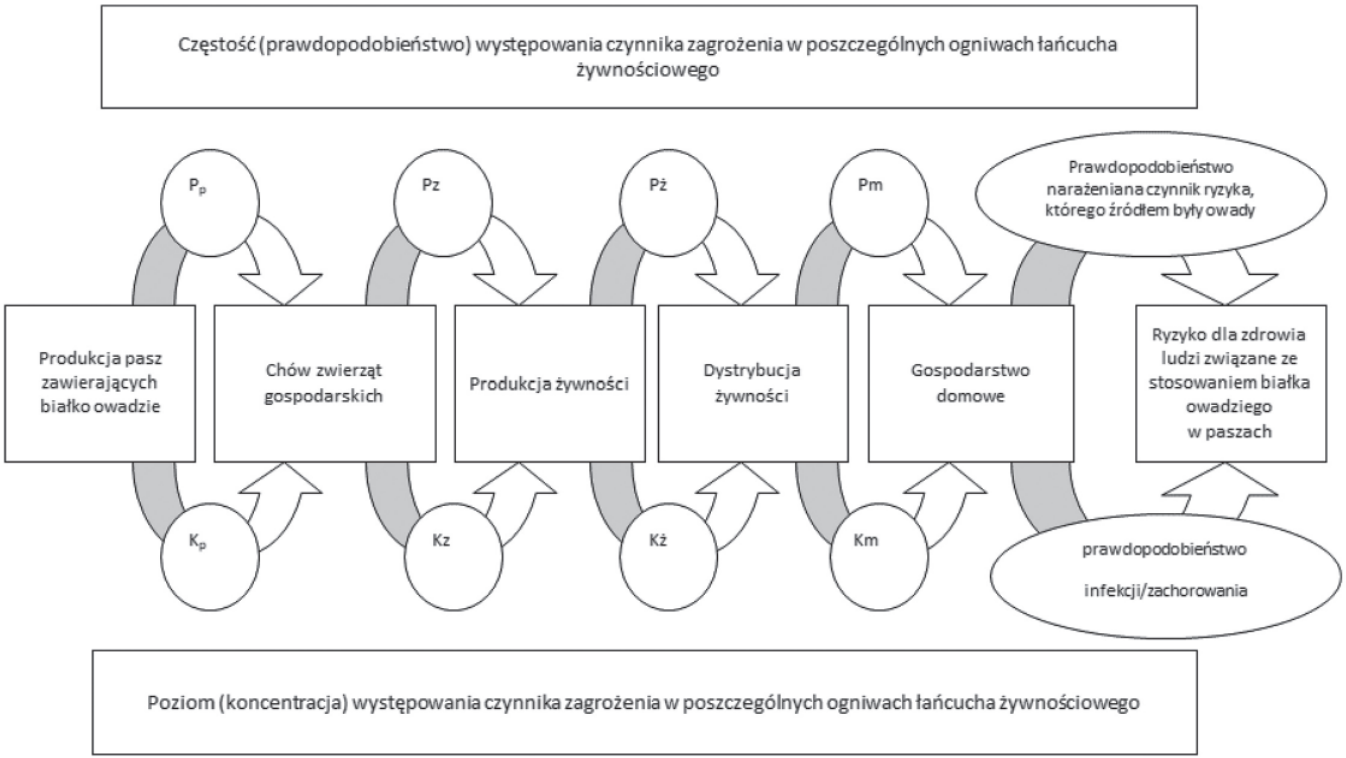
2. Ogólne aspekty stosowania analizy ryzyka

Przyjmuje się, że głównym założeniem analizy ryzyka w łańcuchu żywnościowym w obszarze bezpieczeństwa żywności, jest zapewnienie odpowiedniego poziomu ochrony zdrowia człowieka. Zasady te odnoszą się zarówno do kwestii państwowej kontroli żywności, jak również do spraw związanych z produkcją i obrotem w łańcuchu żywnościowym i powinny być stosowane konsekwentnie w sposób niedyskryminujący (Ryc. 1). Oznacza to, że dotyczy ona również łańcucha produkcji przetworzonego białka owadziego. Przyjęto, że analiza ryzyka powinna, w możliwym zakresie, stać się integralną częścią państwowego systemu bezpieczeństwa żywności. Wprowadzenie postanowień na poziomie państwowym związanych z zarządzaniem ryzykiem powinno być wsparte odpowiednio działającym programem/systemem kontroli żywności na poziomie podmiotu.

Proces analizy ryzyka powinien spełniać szereg warunków, a mianowicie: winien być konsekwentnie stosowany, w sposób otwarty i przejrzysty. Ważnym elementem jest zapewnienie właściwego udokumentowania, a dokonywana ocena i przeglądy muszą być uznawane za właściwe oraz odpowiednie w świetle zgromadzonych danych naukowych. Analiza ryzyka powinna wynikać ze złożonego podejścia składającego się z różnych, jednak blisko powiązanych elementów tj.: oceny ryzyka, zarządzania ryzykiem i komunikowania o ryzyku, zdefiniowanych przez Komisję Kodeksu Żywnościowego. Jednocześnie należy mieć świadomość, żekażdywymienionyelementjestintegralnąskładowąanalizyryzyka.Tetrzyelementy analizy ryzyka powinny być dokumentowane w sposób jasny, pełny, przejrzysty i systematyczny. Dokumentacja powinna być udostępniona wszystkim zainteresowanym stronom, jednak z poszanowaniem prawnej troski o zachowanie poufności. Efektywna komunikacja i porozumiewanie się ze wszystkimi zainteresowanymi stronami powinny być zapewnione w czasie całego procesu analizy ryzyka.

Trzy składowe analizy ryzyka powinny być zastosowane w obrębie całego sytemu zarządzania ryzykiem związanego z czynnikami zagrożeń dla zdrowia ludzkiego. Powinno powstać funkcjonalne oddzielenie oceny i zarządzania ryzykiem w celu zapewnienia naukowej integracji oceny ryzyka, co pozwoli uniknąć niejasności związanych z funkcjami i zadaniami oceniających ryzyko i zarządzających ryzykiem jak również ograniczy konflikt interesów. Jednakże, analiza ryzyka jest procesem interaktywnym, a powiązania pomiędzy zarządzającymi ryzykiem, a oceniającymi ryzyko są niezbędne w praktycznym zastosowaniu.

Zasada ostrożności jest nieodzownym elementem analizy ryzyka. W procesie oceny i zarządzania ryzykiem związanym z żywnościowymi czynnikami zagrożeń, istnieje wiele źródeł niepewności. Stopień niepewności i zmienności w dostępnych informacjach naukowych powinien być wyraźnie uwzględniany w analizie ryzyka. Założenia użyte w wybranych sposobach oceny i zarządzania ryzykiem powinny odnosić się do stopnia niepewności i charakterystyki ryzyka.



Ryc. 1. Ogólny schemat wpływu czynnika zagrożenia wynikającego ze stosowania białka owadziego w paszach, na ryzyko związane ze zdrowiem ludzi.

3. Zasady postepowania w zakresie oceny ryzyka

Określenie zasad postepowania i polityki oceny ryzyka powinno być uwzględnione jako specyficzna składowa zarządzania ryzykiem. Polityka oceny ryzyka powinna być ustanowiona przez zarządzających ryzykiem jeszcze przed rozpoczęciem procesu oceny ryzyka, w porozumieniu z osobami oceniającymi ryzyko i innymi zainteresowanymi stronami. Procedura powinna zakładać, że ocena ryzyka odbywa się systematycznie, kompletnie, bezstronnie i przejrzyście. Upoważnienia wydane przez zarządzających ryzykiem osobom oceniającym je, powinny być sformułowane tak jasno jak to możliwe. Tam gdzie to zasadne, zarządzający ryzykiem powinni poprosić osoby oceniające ryzyko o oszacowanie potencjalnych zmian ryzyka wynikających z różnych możliwości zarządzania ryzykiem. Ważnym elementem w zrozumieniu i opanowaniu procesu analizy ryzyka jest opanowanie podstawowych definicji i określeń z tego zakresu. Stąd też poniższy fragment tekstu poświęcono temu zagadnieniu.

4. Definicje terminów stosowanych w procesie analizy ryzyka

Zagrożenie: Czynnik biologiczny, chemiczny lub fizyczny w żywności bądź stan żywności mogący powodować negatywne skutki zdrowotne. W niniejszych wytycznych zagrożenie odnosi się również do środka zawartego w paszy, który może mieć szkodliwy wpływ na zdrowie ludzi po przetworzeniu do produktu jadalnego.
Produkt jadalny: Dowolna tkanka lub produkt ze zwierzęcia gospodarskiego, przeznaczona do spożycia przez ludzi, w tym na przykład mięso, ryby, jaja i mleko.
Żywność: Każda substancja, przetworzona, częściowo przetworzona lub w stanie surowym, która przeznaczona jest do spożycia przez ludzi, obejmująca również napoje, gumę do żucia i wszelkie substancje, które zostały wykorzystane do produkcji, przygotowania lub do obróbki „żywności"; nie dotyczy kosmetyków, tytoniu lub substancji wykorzystywanych wyłącznie jako leki.
Pasza: Dowolny pojedynczy materiał lub wiele materiałów częściowo przetworzona lub w stanie surowym, który jest przeznaczony do bezpośredniego skarmiania zwierząt gospodarskich.
Dodatek paszowy: Każdy składnik celowo dodany, nieprzeznaczony do skarmiania samodzielnie, wpływający korzystnie na cechy paszy lub produktu zwierzęcego (np. mikroorganizmy, enzymy, regulatory kwasowości, składniki mineralne, witaminy i inne, o określonej funkcji).
Składnik paszy: Część składowa paszy, która posiada lub nie posiada wartości odżywczej, włączając w to dodatki paszowe. Składnik paszy może być pochodzenia roślinnego, zwierzęcego lub składać się z innej, organicznej bądź nieorganicznej substancji.
Ryzyko: Prawdopodobieństwo wystąpienia niebezpiecznych skutków dla zdrowia oraz dotkliwości tych skutków w następstwie zagrożenia pochodzącego z żywności.

Analiza ryzyka: Proces składający się z trzech elementów: oceny ryzyka, zarządzania ryzykiem i komunikowania o ryzyku (ryc. 2).

Ocena ryzyka: Proces wsparty naukowo, składający się z następujących elementów: identyfikacji zagrożenia, charakterystyki zagrożenia, oceny narażenia i charakterystyki ryzyka (ryc. 2).

Zarządzanie ryzykiem: Proces różniący się od oceny ryzyka, polegający na zbadaniu alternatywy polityki w porozumieniu z zainteresowanymi stronami, wzięciu pod uwagę oceny ryzyka i innych prawnie uzasadnionych czynników, i w razie potrzeby - na wybraniu stosownych sposobów zapobiegania i kontroli.

Komunikowanie o ryzyku: Interaktywna wymiana informacji i opinii o ryzyku w czasie procesu analizy ryzyka, o czynnikach związanych z ryzykiem i postrzeganiu ryzyka, wśród oceniających ryzyko, zarządzających ryzykiem, konsumentów, sektora przemysłowego, społeczności naukowej i innych zainteresowanych stron, z uwzględnieniem wyjaśnienia wniosków z oceny ryzyka i powodów decyzji w zakresie zarządzania ryzykiem.

Polityka oceny ryzyka: Udokumentowane wytyczne dotyczące wyboru metod i oceny ich zastosowania w odpowiednich punktach decyzji w ocenie ryzyka, tak, że zachowana jest spójność naukowa.

Profil ryzyka: Opis i kontekst problemu związanego z bezpieczeństwem żywności.

Charakterystyka ryzyka: Jakościowe i/lub ilościowe oszacowanie, włącznie z towarzyszącą niepewnością wystąpienia i dotkliwości znanych lub potencjalnych, niebezpiecznych skutków zdrowotnych w określonej grupie populacyjnej, w oparciu o identyfikację zagrożenia, charakterystykę zagrożenia i ocenę narażenia.

Oszacowanie ryzyka: Ilościowe oszacowanie skutków wystąpienia ryzyka na podstawie charakterystyki ryzyka.

Identyfikacja zagrożenia: Identyfikacja czynników biologicznych, chemicznych lub fizycznych obecnych w określonej żywności lub grupie produktów, mogących spowodować wystąpienie niebezpiecznych skutków zdrowotnych.

Charakterystyka zagrożenia: Jakościowe i/lub ilościowe oszacowanie charakteru niebezpiecznych skutków zdrowotnych związanych z biologicznymi, chemicznymi lub fizycznymi czynnikami, które mogą pojawić się w żywności. W przypadku czynników chemicznych powinno się zastosować oszacowanie dawka-odpowiedź. W przypadku czynników biologicznych lub fizycznych, powinno się wprowadzić oszacowanie dawka-odpowiedź jeśli dostępne są jakieś dane.

Oszacowanie dawka-ryzyko: Określenie związku pomiędzy wartością narażenia (dawki) na chemiczny, biologiczny lub fizyczny czynnik, a dotkliwością i/lub częstotliwością wystąpienia związanego z nim niebezpiecznego skutku zdrowotnego (odpowiedzi).

Ocena narażenia: Jakościowe i/lub ilościowe oszacowanie prawdopodobnego przyjęcia biologicznego, chemicznego lub fizycznego czynnika z żywnością, jak również narażenia pochodzącego z innych pokrewnych źródeł.

Cel bezpieczeństwa żywności (FSO): Maksymalna częstotliwość występowania zagrożenia i/lub jego maksymalne stężenie w żywności podczas konsumpcji, które zapewnia odpowiedni poziom ochrony zdrowia.
Kryterium wykonawczy (PC): Wymagany efekt (poziom) częstotliwości występowania zagrożenia i/lub jego stężenia w żywności jaki powinien być osiągnięty poprzez zastosowanie jednego lub kilku środków kontroli, który zapewnia uzyskanie odpowiedniego poziomu PO i FSO.
Cel wykonawczy (PO): Maksymalna częstotliwość występowania zagrożenia i/lub jego maksymalne stężenie w żywności w danym miejscu łańcucha żywnościowego, przed czasem konsumpcji, które umożliwia osiągnięcia odpowiedniego poziomu FSO i ALOP.
Produkt biotransformacji: Produkt powstały w wyniku przekształcenia czynnika zagrożeń typu chemicznego lub biologicznego w organizmie zwierzęcia, od którego lub z którego pozyskuje się żywność (np. poprzez procesy metaboliczne).
Substancja zanieczyszczająca (zanieczyszczenie): Każda substancja, która nie jest celowo dodawana do żywności lub paszy dla zwierząt gospodarskich, która jest obecna w takiej żywności lub paszy w wyniku: produkcji (w tym w wyniku zabiegów stosowanych w hodowli roślin, hodowli zwierząt i opieki/leczenia weterynaryjnego), wytwarzania, przetwarzania, przygotowywania, obróbki, pakowania, migrującej z opakowania, transportu lub przechowywania takiej żywności lub paszy, lub w wyniku przeniknięcia z zanieczyszczonego środowiska. Termin nie obejmuje fragmentów owadów, sierści gryzoni i innych ciał obcych.
Owady gospodarskie (*na cele paszowe*): oznaczają zwierzęta gospodarskie, zdefiniowane w art. 3 ust. 6 lit. a) rozporządzenia (WE) nr 1069/2009, tych gatunków owadów, w odniesieniu do których wydano zezwolenie na produkcję przetworzonego białka zwierzęcego zgodnie z rozdziałem II sekcja 1 część A pkt 2 załącznika X do rozporządzenia (UE) nr 142/2011. Są to obecnie: a) czarna mucha (*Hermetia illucens*) i mucha domowa (*Musca domestica*); b) mącznik młynarek (*Tenebrio molitor*) i pleśniakowiec lśniący (*Alphitobius diaperinus*); c) świerszcz domowy (*Acheta domesticus*), świerszcz bananowy (*Gryllodes sigillatus*) i świerszcz kubański (*Gryllus assimilis*).
Owady (jadalne, przeznaczone do spożycia przez ludzi): oznaczają żywność składającą się, wyekstrahowaną lub produkowaną z owadów lub ich części, w tym z dowolnych stadiów rozwoju owadów, przeznaczonych do spożycia przez ludzi, w odniesieniu do których w stosownych przypadkach wydano zezwolenie zgodnie z rozporządzeniem (UE) 2015/2283, i które wymieniono w rozporządzeniu wykonawczym (UE) 2017/2470 z późń. zm. (tzw. Unijnym wykazie nowej żywności). Obecnie są to suszone larwy mącznika młynarka (*Tenebrio molitor*).

5. Jak prowadzić proces oceny ryzyka w zakresie występujących czynników zagrożeń?

Każda ocena ryzyka powinna być dopasowana do zamierzonego celu. Założenia i cele przeprowadzanej oceny ryzyka powinny być jasno określone i zgodne z polityką oceny ryzyka. Forma wyjściowa i możliwe alternatywne wyniki oceny ryzyka powinny być zdefiniowane. Eksperci zaangażowani w ocenę ryzyka, czyli urzędnicy państwowi i eksperci spoza agencji rządowych powinni być obiektywni w swojej pracy naukowej, nie powinni także stać się źródłem konfliktu interesów, który może narazić rzetelność oceny. Informacje o tożsamości ekspertów, ich ekspertyzach i doświadczeniu zawodowym, powinny być powszechnie dostępne i poddane pod rozwagę opinii publicznej. Eksperci powinni być wybierani w sposób jawny, na podstawie posiadanego doświadczenia i niezależności w stosunku do rozpatrywanych spraw i ujawnionych konfliktów interesów związanych z oceną ryzyka. Ocena ryzyka powinna składać się z czterech elementów: identyfikacji zagrożenia, jego charakterystyki, oceny ekspozycji (narażenia) i charakterystyki ryzyka (ryc. 2). Ocena ryzyka powinna opierać się na danych naukowych w kontekście kraju. W ocenie powinno się wykorzystywać, w możliwie szerokim zakresie, dostępne informacje ilościowe. W ocenie ryzyka można także brać pod uwagę informacje jakościowe. Ocena ryzyka powinna uwzględniać praktyki produkcyjne, magazynowania i dostaw stosowane w łańcuchu żywnościowym włącznie z tradycyjnymi praktykami,



Ryc. 2. Schemat przedstawiający proces analizy ryzyka, na który składają się elementy związane z oceną ryzyka, zarządzaniem ryzykiem i komunikowanie o ryzyku

metodami analiz, pobierania próbek, inspekcji i występowaniem niekorzystnych skutków zdrowotnych.

Ograniczenia, niepewności i przypuszczenia mające wpływ na ocenę ryzyka powinny być stanowczo brane pod uwagę na każdym etapie oceny ryzyka i dokumentowane w przejrzysty sposób. Niepewność lub zmienność można wyrazić w sposób ilościowy lub jakościowy, ale powinny być określone ilościowo w zakresie dostępnym naukowo. Ocena ryzyka powinna opierać się na realistycznych scenariuszach, z uwzględnieniem różnych sytuacji, które określa polityka oceny ryzyka. Pod uwagę powinno się brać grupy podatne/wrażliwe i wysokiego ryzyka. Tam gdzie to wymagane, w ocenie ryzyka, pod uwagę powinny być brane: ostre, chroniczne (także długoterminowe), wzrastające i/lub połączone niekorzystne skutki zdrowotne.

Raport z oceny ryzyka powinien zawierać wszystkie ograniczenia, niepewności, przypuszczenia i ich wpływ na ocenę ryzyka. Odnotowane powinny być także wszystkie opinie mniejszościowe. Należy mieć na uwadze fakt, że odpowiedzialność za rozpatrywanie wpływu wątpliwości na podejmowane decyzje związane z zarządzaniem ryzykiem leżą w gestii zarządzającego ryzykiem, a nie oceniającego. Wnioski związane z oceną ryzyka zawierające jego ocenę, jeśli to możliwe, powinny być przedstawione w zrozumiałej i użytecznej formie zarządzającemu ryzykiem, powinny być także dostępne dla innych oceniających ryzyko jak również dla zainteresowanych stron tak, aby mogli oni dokonać przeglądu oceny.

6. Identyfikacja zagrożeń w ramach oceny ryzyka

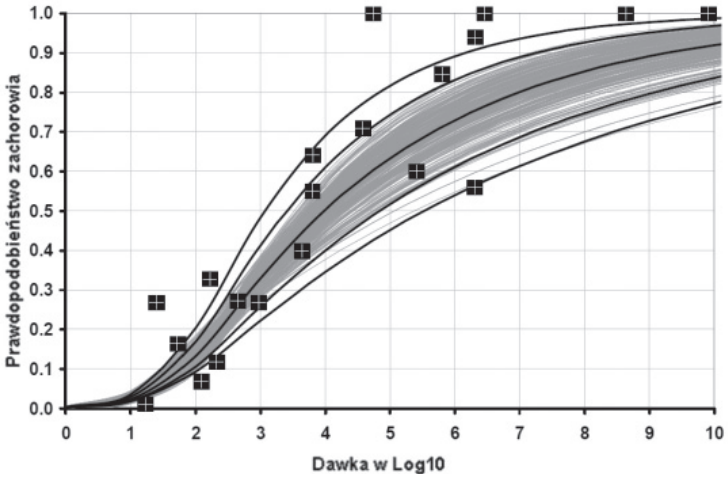
W ramach przeprowadzania procesu identyfikacji zagrożeń w paszach, należy wziąć pod uwagę następujące aspekty:

- Typowe zagrożenia występujące w paszach stanowią czynniki typu biologicznego (patogeny) i chemicznego (tj. metale ciężkie, dioksyny, wysokie poziomy pestycydów, leków weterynaryjnych i niewłaściwie stosowane dodatki paszowe), radionuklidy oraz inne substancje niepożądane. Powinny być wzięte pod uwagę, również produkty biotransformacji (patrz: definicje).
- Dodatki paszowe, leki weterynaryjne oraz pestycydy, dla których oceniono już bezpieczeństwo (np. na etapie ich rejestracji lub dopuszczenia do stosowania), a które zostały użyte zgodnie z zaleceniami odpowiednich organów, nie powinny być rozpatrywane w kategorii zagrożeń priorytetowych.
- Czynniki zagrożeń typu fizycznego, występujące w paszach rozpatrywane są w kategorii bezpośredniego zagrożenia dla zwierząt i najczęściej nie przechodzą z żywnością do dalszych ogniw łańcucha żywnościowego.
- Należy uwzględnić czynniki, które mają znaczący wpływ na wystąpienie zagrożenia w paszy, a które są specyficzne dla danego regionu, kraju, lokalnych warunków środowiskowych i interakcji pomiędzy innymi materiałami, podczas wzrostu, zbioru, suszenia, przetwarzania, magazynowania, obsługi i transportu.

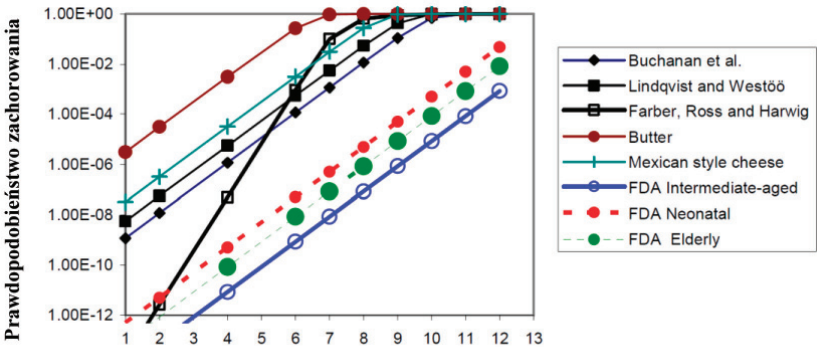
- Informacje o obecności konkretnych zagrożeń w paszy mogą pochodzić z analizy dostępnych danych, pochodzących z krajowych programów monitoringowych i kontroli urzędowych, publikacji naukowych, jak również międzynarodowych programów monitoringowych, raportów EFSA, RASFF, a także innych wiarygodnych źródeł danych.
- W celu oceny, które składniki pasz mogą stanowić konkretne zagrożenie, należy zwrócić uwagę na źródło składników pasz oraz warunki środowiskowe i możliwe ich interakcje, a także możliwość wprowadzenia zagrożeń podczas ich wytwarzania, przygotowywania, transportu, obsługi, przechowywania i stosowania. Wiele składników pasz jest wytwarzanych jako produkty uboczne lub uboczne z innych procesów produkcyjnych (np. przy produkcji żywności), w tym procesów przemysłowych. W takim przypadku może być konieczne, dokonanie oceny tych procesów i ich potencjału do wprowadzania zagrożeń do paszy.

7. Charakterystyka zagrożeń w ramach oceny ryzyka

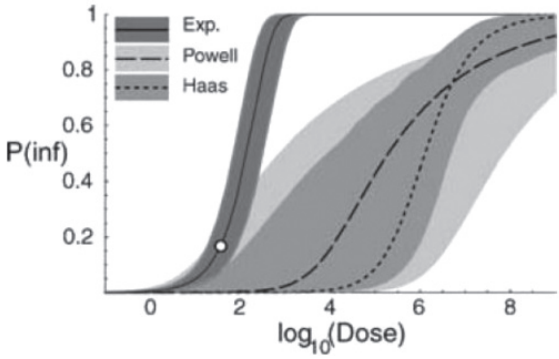
Charakterystyka zagrożeń odnosi się do jakościowej i/lub ilościowej oceny charakteru niekorzystnych skutków zdrowotnych związanych z zagrożeniami w paszy, które w wyniku transferu mogą wystąpić w produktach jadalnych. Dla każdego zidentyfikowanego zagrożenia, w tym produktów biotransformacji, należy przeprowadzić charakterystykę zagrożeń. Informacje na temat charakterystyki określonych zagrożeń, można uzyskać z międzynarodowych raportów i publikacji, np. wydanych przez organa działające w obszarze oceny ryzyka



Ryc. 3. Predykcyjny model dawka-odpowiedź dla *Salmonella spp.* jako zależność prawdopodobieństwa zachorowania, od liczby (w log 10) spożytych komórek tego patogenu w skażonej żywności, z uwzględnionymi wartościami stwierdzonymi w rzeczywistych ogniskach zatruć (źr. FAO/WHO).



Ryc. 4. Porównanie wybranych predykcyjnych modeli dawka-odpowiedź dla *Listeria monocytogenes*, opracowane przez różne zespoły badawcze (Buchanan i in. 1997; Lindqvist i Westöö, 2000; Farber Ross i Harwig, 1996; zespoły w ramach FDA/FSIS analizując różne kategorie żywności, 2001)



Ryc. 5. Różne modele dawka – odpowiedź, wyznaczonych dla *E. coli* O157, na podstawie badań *E. coli* O157 u królików (Haas et al., 2000), enteropatogennych *E. coli* (EPEC) and *Shigella dysenteriae* u ludzi (Powell et al., 2000) oraz matematycznego (teoretycznego) modelu wykładniczego (Exp.).

i/lub w recenzowanej literaturze naukowej. Źródła informacji powinny być udokumentowane. Do charakterystyki zagrożeń chemicznych powinno stosować się wartości referencyjne określające narażenie po przyjęciu doustnym np. dopuszczalne dzienne spożycie (ADI), tolerowane dzienne pobranie (TDI), ostrą dawkę referencyjną (ADR). W przypadku charakterystyki zagrożeń biologicznych (mikroorganizmy patogenne, wirusy) można wziąć pod uwagę odpowiednie modele np. zależność dawka-odpowiedź, jeśli to możliwe (Ryc. 3, 4, 5). Co można zaobserwować na przykładowych modelach, wyznaczonych dla najczęściej spotykanych patogenów w żywności i paszach, mają zróżnicowaną i ograniczoną dokładność predykcji (przewidywania).

Jeżeli dostępne dane naukowe są niewystarczające, aby scharakteryzować zagrożenie, może być konieczne rozważenie podjęcia się pozyskania takich danych poprzez przeprowadzenie własnych badań lub ich zlecenia odpowiednim jednostkom naukowym. Zarządzający ryzykiem, o ile nie dysponuje odpowiednią oceną ryzyka, może podjąć działania w celu rozwiązania problemu braków odpowiednich danych. Przy czym wszelkie przetwarzanie lub pozyskiwanie nowych danych, powinno być oparte na odpowiednich zasadach naukowych i procedurach gwarantujących wiarygodność wyników.

Na charakterystykę zagrożeń typu biologicznego i związaną z nim samym zmienność wpływa szeroki zakres czynników, np. zakaźność, zjadliwość, oporność na antybiotyki. Wpływ mają również czynniki związane z organizmem gospodarza (tj. zakażonego zwierzęcia lub człowieka), np. podatność fizjologiczna, stan odporności, historia przebycia wcześniejszych zakażeń, współistniejące choroby/koinfekcje lub dostępność szczepionki, jej skuteczność i stan wyszczepienia populacji, co wpływa na ostateczną charakterystykę zagrożenia. Informacje epidemiologiczne (lub/i epizootyczne), są niezbędne do pełnego scharakteryzowania zagrożenia. Chociaż dane dawka-odpowiedź są niezbędne do ilościowej oceny ryzyka typu biologicznego, są one często trudne do uzyskania w przypadku określonych zagrożeń (np. w przypadków niektórych wirusów). Stosunkowo niewiele danych dotyczących ludzi i zwierząt (szczególnie owadów) jest dostępnych do modelowania predyktywnych modeli dawka-odpowiedź dla określonych zróżnicowanych populacji (np. pod względem wieku, upodobań kulinarnych, itp.), a będących przedmiotem zainteresowania oceniającego ryzyko. Często trzeba *a priori* lub *ad hoc* poczynić pewne założenia w analizowanym obszarze, np. wykorzystując dane zastępcze, przyjąć modele dawka-odpowiedź bazujące na danych z badań innego patogenu, dopasować wzorce zbliżone lub charakterystyczne dla konkretnej grupy czynników zagrożeń typu biologicznego (np. w przypadku takich samych dróg zakażania ludzi i zwierząt), itp. W celu przeprowadzenia charakterystyki zagrożeń, dane z badań epidemiologicznych (epizootycznych) mogą być użytecznym źródłem w ustaleniu zależności dawka-odpowiedź. Relacje dawka-odpowiedź można opracować dla szeregu analizowanych czynników z takich danych, jak np. dane dotyczące rzeczywistych ognisk infekcji, zachorowalności, liczby hospitalizacji i śmiertelność. Pozyskane dane najlepiej powiązać z wiedzą dotyczącą różnych dawek analizowanego czynnika zagrożenia, który przyczyniły się do powstania takich przypadków.

8. Ocena narażenia w ramach oceny ryzyka.

Ocena narażenia ludzi to jakościowa lub/i ilościowa ocena prawdopodobnego spożycia z żywnością analizowanego czynnika zagrożenia (zagrożeń). Natomiast celem oceny narażenia w ocenie ryzyka związanego z paszą, jest oszacowanie poziomu lub częstość występowania zagrożenia w produktach jadalnych po przeniesieniu czynnika ryzyka z paszy. Następnie te szacunkowe poziomy

zagrożenia występujące w produktach jadalnych, których źródłem były pasze, są wykorzystywane jako dane wyjściowe do dalszej oceny narażenia ludzi. Przy czym, należy określić tak dokładnie, jak to konieczne grupy produktów jadalnych, które są istotne w ocenie narażenia. Ocena narażenia powinna być oparta o dane ilościowe, dotyczące poziomu czynnika ryzyka lub samej obecności czynnika w paszy i/lub produkcie jadalnym (częstość występowania). Jeżeli dane ilościowe nie są dostępne należy rozważyć elementy półilościowego lub jakościowego oszacowania ryzyka dotyczącego bezpieczeństwa żywności. W razie konieczności ocena może zostać powtórzona, gdy odpowiednie dane ilościowe będą dostępne.

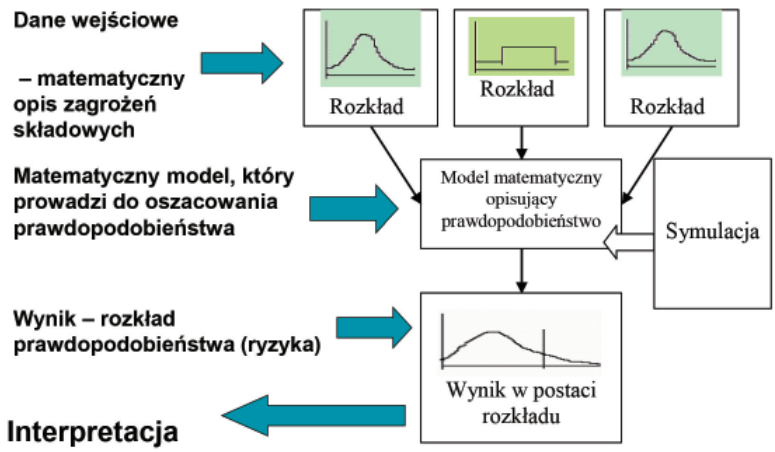
Dane służące do oceny narażenia, tj. częstość występowania czynnika ryzyka w danej kategorii produktów lub/i poziomy na jakich występuje dany czynnik, powinny być wiarygodne. Plany pobierania próbek pasz i produktów spożywczych powinny stosować się do naukowo uznanych zasad i przyjętych procedur, zgodnie z właściwymi protokołami w danej dziedzinie. Pobieranie próbek powinny uwzględniać ewentualny niejednorodny rozkład czynników ryzyka. Stosowane metody analityczne powinny być właściwe i zatwierdzone za pomocą naukowo uznanych zasad i procedur, zgodnie z ogólnymi kryteriami dla doboru metod analizy w danym obszarze badań. Informacje zebrane podczas próbkobrania i badań pasz oraz żywności, mogą być bardzo przydatne lub nawet niezbędne w ocenie narażenia (np. rodzaj pasz, skład, pochodzenie surowców, zastosowane procesy technologiczne, gatunek zwierząt, warunki przechowywania, itp.). Ocena narażenia w analizie ryzyka dla zagrożeń występujących w paszy jest procesem dwuetapowym, gdzie pierwszy etap dotyczy oceny narażenia zwierząt gospodarskich na analizowany czynnik poprzez paszę. Jeżeli taka ekspozycja została zidentyfikowana, dla pełnej oceny narażenia należy przejść do drugiego etapu, gdzie ocenie poddaje się możliwość transferu zagrożenia do produktów jadalnych pozyskiwanych od zwierząt gospodarskich. Tym samym oceniając narażenie, które może mieć wpływ na bezpieczeństwo żywności. W pierwszym etapie oceny narażenia zwierząt, należy zidentyfikować źródło, czyli paszę (lub pasze), która zawierała analizowany czynnik ryzyka. Następnie należy dokonać oceny poziomu wystąpienia czynnika (lub czynników) ryzyka w paszy, analizując wyniki posiadanych badań. Dalej dokonać należy oszacowania dawek/poziomów czynnika ryzyka przyjętych przez zwierzęta gospodarskie, co powinno bazować na analizie informacji o odpowiednich praktykach żywieniowych, dotyczących m.in. ilości, częstości zadawania oraz okresu w jakim podawano taką paszę zwierzętom. Identyfikacja, jeśli to zasadne, powinna uwzględniać inne możliwe źródła zagrożenia, które mogą mieć wpływ na wiarygodne oszacowanie narażenia zwierząt gospodarskich (np. ściółka, środowisko chowu, gleba, woda, powietrze i inne).

Narażenie zwierząt może się różnić w zależności od składu paszy, stosowanego schematu żywienia oraz scenariusza narażenia (np. jednorazowa ale na wysokim poziomie dawka czynnika zagrożenia lub mniejszy poziom ale przyjmowany przez zwierzęta przez dłuższy czas).

Drugi etap oceny narażenia w przypadku analizy ryzyka związanej z paszami, jest dokonywany po stwierdzeniu istotnego wpływu na możliwość transferu zagrożenia do dalszych etapów łańcucha żywnościowego, w zakresie oceny dokonanej w pierwszym etapie. Należy w takim przypadku przeprowadzić modelowanie i oszacowanie, które będą wykorzystywane do obliczania ilościowego poziomu transferu analizowanego czynnika zagrożenia przez narażone zwierzęta gospodarskie do żywności. Przeniesienie zagrożenia z paszy na produkt jadalny (lub produkty jadalne), zależy od kinetyki tego zagrożenia u narażonych zwierząt, w tym związanej z wchłanianiem, biotransformacją, rozprzestrzenianiem się w organizmie zwierząt, wydalaniem oraz możliwością akumulacji w tkankach. Na to mogą wpływać w szczególności czynniki związane z biologicznym lub chemicznym charakterem zagrożenia. W przypadku czynników biologicznych może nastąpić ich namnożenie (replikacja) w organizmie. Kolejnymi czynnikami mającymi wpływ na poziom transferu czynnika zagrożenia z narażonych zwierząt do żywności, mogą być: gatunek zwierząt, rasa, płeć, etap życia i stan zdrowia, jak również częstotliwość oraz długość czasu pobierania skażonej paszy, formuła podawania i potencjalne interakcje między analizowanym zagrożeniem a pozostałym składnikami paszy.

Opublikowane toksykokinetyczne modele lub inne predyktory (np. typu modele dawka - odpowiedź), które pozwolą przewidywać przenoszenie się analizowanego zagrożenia z paszy na żywność, mogą być wykorzystywane do danej, pełnej oceny narażenia. Źródła pozyskanych informacji powinny być udokumentowane.

Ocena narażenia związana z paszami powinna skutkować określeniem przewidywanego poziomu lub rozpowszechnienia zagrożenia w produkcie jadalnym (lub produktach jadalnych), a wynik będzie włączany jako punkt wyjścia do oceny narażenia ludzi poprzez żywność. Finalną ocenę narażenia, ludzi



Ryc. 6. Schemat przedstawiający możliwość modelowania w ramach oceny ryzyka.

na analizowane zagrożenie, należy przeprowadzić przy użyciu oceny odpowiedniego typu spożywanej żywności lub/i grup żywności, w odniesieniu do określonych narażonych populacji (np. dzieci, seniorzy, osoby o obniżonej odporności lub wrażliwe, z grup ryzyka, konsumenci danego asortymentu żywności). Aby uwzględnić i potwierdzić pasze jako źródło narażenia ludzi w ramach spożywanej żywności, należy używać odpowiednich narzędzi, np. poprzez modelowanie komputerowe (Ryc. 6).

9. Charakterystyka ryzyka

Końcowy etap oceny ryzyka, jakim jest charakterystyka ryzyka, szerzej opisuje analizowane czynniki, niż to następuje na etapie charakterystyki zagrożenia, uwzględniając cały łańcuch żywnościowy i wpływ czynnika na zdrowie publiczne. W charakterystyce ryzyka związanego z etapem produkcji i użycia pasz (podawnie ich zwierzętom gospodarskim), uwzględnia się wyniki charakterystyki zagrożeń i oceny narażenia w celu oszacowania łącznego ryzyka w kontekście zapewnienia bezpieczeństwa żywności i utrzymaniu tzw. odpowiedniego poziomu ochrony (ALOP). Wstępne oszacowanie ryzyka można przeprowadzić przez porównanie przewidywanych poziomów zagrożenia w produkcie jadalnym (lub produktach jadalnych) z istniejącymi krajowymi lub międzynarodowymi maksymalnymi poziomami, wskazanymi dla artykułów spożywczych. Jeżeli wymagana jest bardziej obszerna ocena ryzyka, oszacowanie ryzyka może być na przykład oszacowaniem prawdopodobieństwa, że dane stężenie/poziom zagrożenia w paszy może skutkować pojawianiem się w żywności poziomów, których spożycie przez ludzi może prowadzić do przekroczenia krajowych lub międzynarodowych wytycznych dotyczących zdrowia (np. poprzez wskaźniki ADI, TDI). Również dopuszczalne jest oszacowanie prawdopodobieństwa, że czynnik zakaźny występujący w paszy może doprowadzić do zakażenia zwierzęcia, co może skutkować niedopuszczalnym zanieczyszczeniem produktu jadalnego, np. na skutek konieczności leczenia zwierząt i występowania pozostałości leków weterynaryjnych, wyprodukowania toksyn niebezpiecznych dla ludzi lub kiedy, analizowany czynnik ma charakter zoonotyczny. Jeżeli zagrożenie występuje również w innych źródłach niż pasza, np. środowisko chowu, woda, powietrze lub w żywności niepochodzącej od zwierząt, należy takie źródła również wziąć pod uwagę przy ocenie narażenia, a tym samym uwzględnić podczas charakterystyki ryzyka i późniejszym opracowaniu tzw. opcji, które są elementem zarządzania ryzykiem. Dodatkowe wyniki oceny ryzyka, które zostałyby określone podczas przeprowadzania procesu takiej oceny, mogą obejmować analizę wpływu różnych opcji zarządzania ryzykiem na szacowane ryzyko dla zdrowia (co może być elementem ewaluacji ryzyka).

10. Co jest istotne w zarządzaniu ryzykiem?

Decyzje odpowiednich agencji rządowych w ramach zarządzania ryzykiem, z uwzględnieniem powziętych środków sanitarnych, powinny skupiać się na ochronie zdrowia konsumenta. Powinno się unikać nieuzasadnionych zmian w wyborze środków dla określenia podobnego ryzyka w różnych sytuacjach. Zarządzanie ryzykiem powinno poprzedzać bardziej złożone podejście uwzględniające wstępne czynności zarządzania ryzykiem, ocenę metod zarządzania ryzykiem, zastosowanie, kontrolę i przegląd powziętych decyzji.

Wszystkie postanowienia powinny opierać się na ocenie ryzyka, powinny być także proporcjonalne do powagi ocenianego ryzyka, biorąc pod uwagę, tam gdzie to konieczne, także inne czynniki prawne związane z ochroną zdrowia konsumenta i wdrażaniem uczciwych praktyk w handlu żywnością. Władze państwowe powinny opierać powzięte środki sanitarne, na wytycznych Kodeksu Żywnościowego i innych związanych tekstach, tam gdzie ma to zastosowanie. Aby otrzymać jednomyślne wyniki, w zarządzaniu ryzykiem powinno się uwzględnić odpowiednie praktyki produkcyjne, składowania i transportu stosowane wzdłuż łańcucha żywnościowego, włącznie z tradycyjnymi praktykami, metodami analiz, pobierania próbek i inspekcji, możliwością ich wprowadzenia, zgodności, i występowania niekorzystnych skutków zdrowotnych.

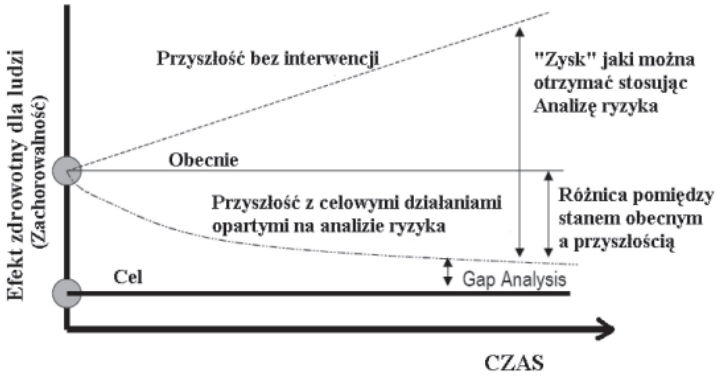
Zarządzanie ryzykiem powinno uwzględniać ekonomiczne skutki i możliwość wprowadzenia różnych opcji (scenariuszy) zarządzania ryzykiem. W zarządzaniu ryzykiem należy opracować scenariusze lub/i kryteria w zależności od określonego poziomu ryzyka określonego, jako:

- normalny, który należy podjąć, bo jest on naturalny dla danego typu zagrożenia i będzie miał nikły wpływ na zdrowie publiczne,
- dopuszczalny, na który można pozwolić pod pewnymi warunkami, które trzeba jasno określić, mając na względzie jego wpływ na zdrowie publiczne,
- niedopuszczalny, przekraczający określony poziom, obligując odpowiednie organy do działań redukujących zagrożenie, osłonowych lub zapobiegawczych.

Działania w zakresie zarządzania ryzykiem muszą mieć na względzie takie czynniki jak:

- wpływ na zdrowie ludzi, zwierząt i stan środowiska określony w ocenie ryzyka,
- obowiązujące przepisy prawa,
- skutki finansowe/ aspekt ekonomiczny,
- utrzymanie odpowiedniego wizerunku w oczach opinii publicznej (np. sektora produkcji żywności z wykorzystaniem zwierząt skarmianych paszami zawierających białko owadzie).

Skuteczność analizy ryzyka zależy od prawidłowej oceny i skutecznego zarządzania ryzykiem, które powinny prowadzić do poprawy zdrowia publicznego w zakresie danego czynnika zagrożenia (Ryc. 7). Przy czym zawsze trzeba monitorować efekt związany z uzyskiwaniem założonych celów (ang. Gap analysis).



Ryc. 7. Graficzne przedstawienie analizy ryzyka jako środka do poprawy ochrony zdrowia publicznego, poprzez dążenie do osiągnięcia założonego celu (ALOP).

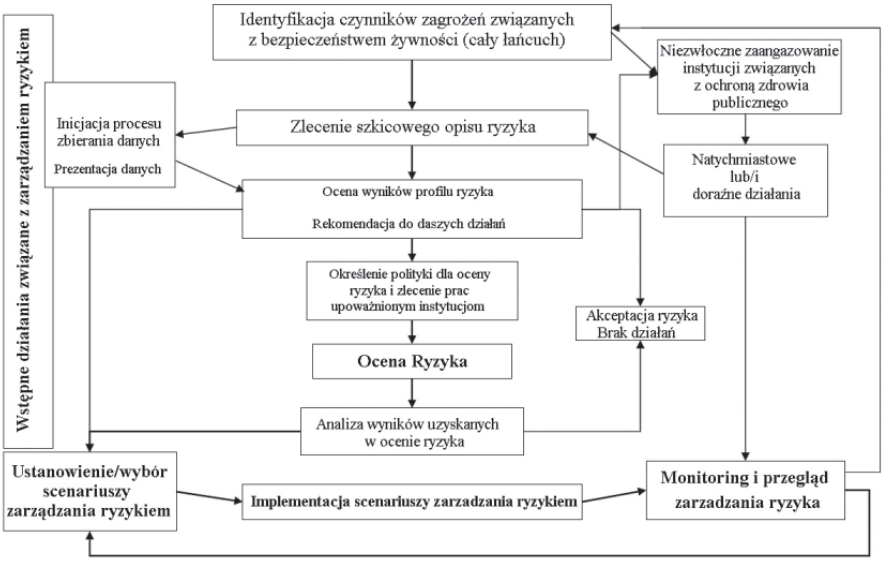
Proces zarządzania ryzykiem powinien być przejrzysty, konsekwentny i w pełni udokumentowany. Podjęte decyzje powinny być udokumentowane w celu ułatwienia szerszego zrozumienia procesu zarządzania ryzykiem przez wszystkie zainteresowane strony. Wyniki wstępnych czynności związanych z zarządzaniem ryzykiem i oceną ryzyka powinny być połączone z oceną dostępnych metod oceny ryzyka w celu podjęcia określonej decyzji w zakresie zarządzania danym ryzykiem.

Metody zarządzania ryzykiem powinny być oceniane pod kątem zakresu i celu analizy ryzyka oraz pożądanego do osiągnięcia poziomu w zakresie ochrony zdrowia konsumenta. Możliwość i celowość niepodejmowania działań także powinna być rozważona. Zarządzanie ryzykiem powinno zapewniać przejrzystość i logiczność we wszystkich przypadkach podejmowania decyzji. Kontrola pełnego zakresu metod zarządzania ryzykiem powinna uwzględniać ocenę ich potencjalnych zalet i wad. W czasie wyboru odpowiedniej metody zarządzania ryzykiem spośród równie efektywnych, władze państwowe w poszukiwaniu odpowiedniej, powinny rozważyć potencjalny wpływ danej metody na handel i wybrać tę, która nie jest bardziej restrykcyjna niż jest to wymagane. Zarządzanie ryzykiem powinno być procesem ciągłym, który uwzględnia wszystkie ostatnio zgromadzone dane z oceny i rewizji decyzji z zakresu zarządzania ryzykiem (Ryc. 8). Znaczenie, efektywność i wpływ podjętych decyzji, jak również ich wdrożenie powinny być regularnie kontrolowane, a jeśli potrzeba zrewidowane.

11. Aspekty komunikowania o ryzyku

Komunikowanie o ryzyku powinno:

- upowszechniać świadomość i zrozumienie określonych zagadnień, które są brane pod uwagę podczas analizy ryzyka;
- upowszechniać logiczność i przejrzystość w formułowaniu opcji/zaleceń zarządzania ryzykiem;



Ryc. 8. Schemat postępowania przy analizie ryzyka i monitorowaniu ryzyka z uwzględnieniem powiązań pomiędzy oceną ryzyka a zarządzaniem ryzykiem (wg CA w modyfikacji własnej)

- zapewniać wyjaśnianie w zakresie podejmowanych decyzji w zakresie zarządzania ryzykiem;
- doskonalić i ulepszać ogólną skuteczność i sprawność analizy ryzyka;
- doskonalić i wzmacniać współpracę uczestników;
- rozwijać społeczne zrozumienie procesu, w celu podniesienia zaufania i poczucia bezpieczeństwa w odniesieniu do oferowanej żywności;
- promować odpowiednie zaangażowanie wszystkich zainteresowanych stron;
- wspomagać wymianę informacje o problemach będących przedmiotem troski i niepokoju zainteresowanych stron odnośnie ryzyka związanego z żywnością; oraz
- respektować prawną troskę o zachowanie poufności, tam gdzie ma to znaczenie.

Analiza ryzyka powinna zawierać jasną, interaktywną i udokumentowaną wymianę informacji między oceniającymi ryzyko i zarządzającymi ryzykiem, jak również wzajemną komunikację ze wszystkimi zainteresowanymi stronami, odnośnie wszystkich aspektów procesu.

Komunikowanie o ryzyku powinno być czymś więcej niż tylko rozpowszechnianiem informacji. Jego główną funkcją powinno być gwarantowanie wcielenia wszystkich informacji i opinii o skuteczności zarządzania ryzykiem do procesu podejmowania decyzji. Komunikowanie o ryzyku angażujące wszystkie zainteresowane strony, powinno zawierać przejrzyste wyjaśnienia polityki oceny ryzyka i oceny ryzyka łącznie ze wszystkimi wątpliwościami i niepewnością w tym zakresie. Podjęte decyzje i zastosowane procedury prowadzące do podjęcia

decyzji, jak również sposób radzenia sobie z wątpliwościami, powinny być jasno wyjaśnione. Informacje powinny zawierać także opis wszystkich ograniczeń, wątpliwości, przypuszczeń i ich wpływu na analizę ryzyka, jak również mniejszościowe opinie wyrażane w czasie oceny ryzyka.

12. Wybrane elementy oceny ryzyka związanego z produkcją i stosowaniem białka owadziego w paszach oraz żywności, w kontekście zapewnienia bezpieczeństwa

Źródła danych

Przy każdej ocenie ryzyka należy wykorzystywać jak najszerszy zakres informacji naukowych, w tym źródła danych wewnętrzne i zewnętrzne. W niniejszej publikacji, odniesienia do wykorzystanych źródeł danych, zawarto w rozdziale 13 Piśmiennictwo, które to źródła oparte były na własnych oraz krajowych i zagranicznych publikacjach naukowych. Jako źródła danych w ocenie ryzyka wykorzystano również opracowania międzynarodowych organizacji, działających na rzecz bezpieczeństwa żywności i pasz, zawierających białka owadzie, np. Europejskiego Urzędu ds. Bezpieczeństwa Żywności (EFSA).

Identyfikacja zagrożeń

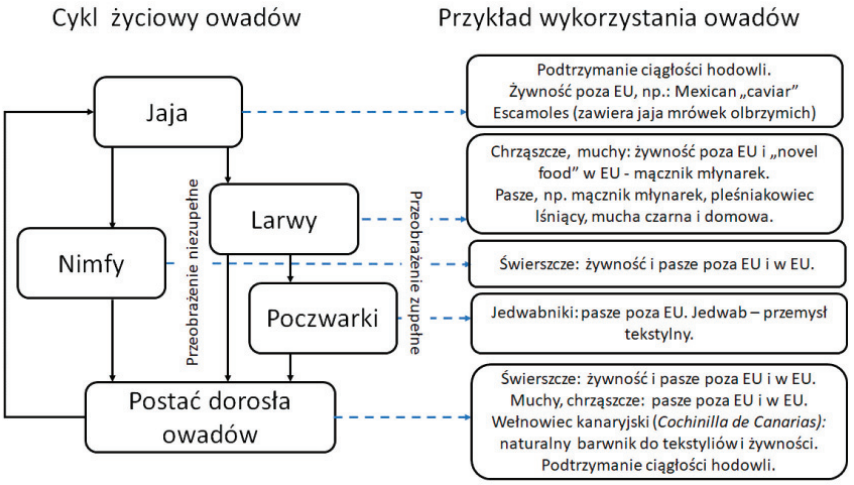
Produkcja, przetwarzanie i magazynowanie produktów z owadów powinno być zgodne z tymi samymi przepisami dotyczącymi bezpieczeństwa, higieny i warunków sanitarnych, co w przypadku każdej innej tradycyjnej żywności lub pasz, aby zapewnić bezpieczeństwo żywności na właściwym poziomie. W ramach identyfikacji zagrożeń dla tego sektora produkcji należy dokonać przeglądu czynników, uwzględniających bardziej specyficzny niż u typowych zwierząt gospodarskich cykl życiowy owadów (np. możliwość przeobrażania zupełnego lub niezupełnego), chętne korzystanie niektórych gatunków z nietypowych źródeł pokarmu (np. odchody, odpady), znacząco różna od ssaków i ptaków mikrobiota układu pokarmowego, skład chemiczny tkanek i części ich organizmu (np. chityna) lub możliwość kontaktu owadów hodowanych w warunkach fermy owadziej z tym samym lub innymi gatunkami owadów ze środowiska naturalnego. Należy rozważyć kilka kwestii takich jak bezpieczeństwo mikrobiologiczne, toksyczność, strawność oraz obecność związków nieorganicznych. Należy również zwrócić uwagę na szczególne konsekwencje zdrowotne, gdy owady przeznaczone na paszę, są hodowane z wykorzystaniem do ich skarmiania produktów roślinnych odpadowych (w ramach dozwolonych przepisami) oraz zwierzęcych (np. UPPZ kategorii III). Na zakres identyfikowanych zagrożeń, u owadów hodowlanych ma wpływ również pochodzenie materiału do hodowli. Wychwytywanie owadów z ich naturalnego środowiska jest obecną praktyką hodowli w społecznościach afrykańskich, azjatyckich i południowoamerykańskich (13). Jednak



Ryc. 9. Kamień – pomnik w Zwierzyńcu na Lubelszczyźnie upamiętniający zwalczenie plagi szarańczy w tym regionie, sprowadzonej najprawdopodobniej poprzez transport z Ukrainy zboża lub paszy zawierającej jaja szarańczaków (być może w ramach aprowizacji przemarszu wojsk). Napis brzmi: *„Na pamiątkę wytępienia szarańczy wędrownej przybyłej w te okolice 27 sierpnia 1711 roku. Wólka, Ulów, Zielone, Łabunie, Szarowola, Czołomyja, Przeorsk. Wyniszczono szarańczy żywej korcy 656, wykopano jaj tego owadu garncy 555 ½. Użyto do tego robocizny pieszej dni 14 000. Bóg pogroził ludowi, ale z wiarą praca rozbraja Jego gniewy i klęskę odwraca.”*

można postrzegać to z dwóch zupełnie różnych punktów widzenia. Ma to zaletę znacznego uproszczenia i potanienia tego rodzaju działalności. W niektórych krajach chwytanie może mieć strategiczne znaczenie dla zwalczania plag owadów, zwłaszcza szarańczy, co daje przewagę środowiskową dzięki możliwości ograniczenia stosowania insektycydów. Z drugiej strony, owady schwytane w niektórych ekosystemach mogą powodować zachwianie równowagi ekologicznej z potencjalnymi negatywnymi skutkami oraz mogą wnieść do hodowli znacznie więcej czynników zagrożeń, szczególnie biologicznych (np. mikroorganizmy patogenne). Należy pamiętać, że zamierzone lub niezamierzone uwolnienie dużej ilości owadów może spowodować zachwianie równowagi ekologicznej na określonym terenie, co historycznie miało miejsca na terenach Polski (Ryc. 9)

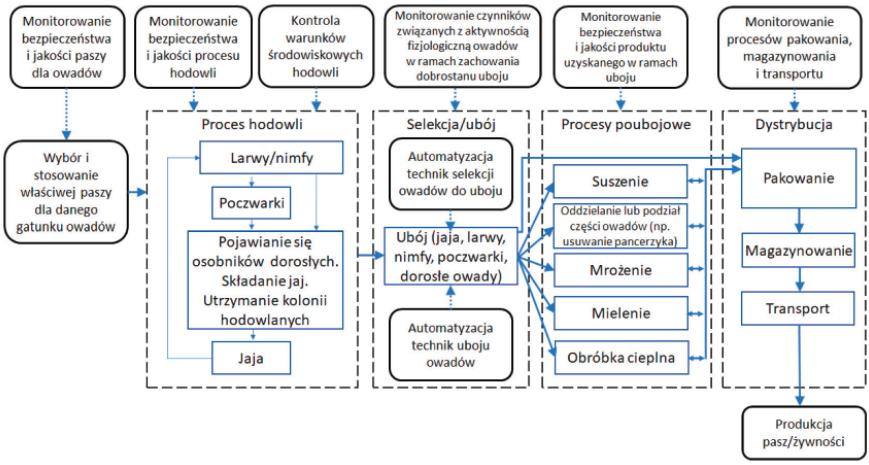
W tradycyjnych regionach konsumpcji (Azja, Afryka), ze względu na rosnące wymagania konsumentów, zaobserwowano przechodzenie od zbioru z natury do zintensyfikowanej hodowli w gospodarstwie. Jak również przechodzenie od małej produkcji, w ramach konsumpcji własnej i ewentualnego zaopatrzenia rynków lokalnych, do bardziej wyrafinowanych gospodarstw produkujących w cyklu zamkniętym na dużą skalę i szerszy rynek (14). W tzw. rozwiniętych krajach półkuli północnej konsumpcja i przetwarzanie owadów nie ma tradycji kulturowej, niemniej jednak jadalne owady lub z przeznaczaniem na paszę, zaczęły zdobywać popularność w Europie i Ameryce Północnej. W celu obniżenia kosztów produkcji i uczynienia produktów z owadów hodowlanych konkurencyjnymi cenowo, konieczna jest intensyfikacja i automatyzacja produkcji, ponieważ koszty pracy



Ryc. 10. Cykl życiowy owadów przy różnych rodzajach przeobrażenia i możliwość wykorzystania w zależności od formy owada w określonym etapie cyklu życiowego (modyfikacja własna, Fraqueza 2017).

w Europie i Ameryce Północnej są wysokie. Farmy owadów mogą być wykorzystywane do produkcji praktycznie każdego gatunku owadów po dopuszczeniu danego gatunku prawem pod warunkiem, że stanie się to opłacalne ekonomicznie. W fermie owadów gospodarskich z względu na minimalizację czynników zagrożeń należy skupić się na cyklu zamkniętym takiej hodowli, który zapewni zarządzanie wszystkimi etapami cyklu życia owada, aby zagwarantować potomstwo o odpowiednich parametrach zdrowotnych i technologicznych, oraz uzyskać powtarzalność produkcji, przy zapewnieniu wysokiego poziomu bezpieczeństwa dla każdej nowej partii. Zwykle w przypadku wykorzystania produktów z owadów stosuje się tylko określony etap cyklu życiowego owada (Ryc. 10).

Etapy przetwarzania są zasadniczo podobne do tych, które stosuje się przy przetwarzaniu podobnych produktów z innych surowców, biorąc pod uwagę specyfikę owadów (Ryc. 11). Owady żywe mają naturalnie zróżnicowane i dość wysokie miano mikroflory, głównie związanej z przewodem pokarmowym, wobec własnej masy ciała. Na początku przetwarzania, zapewnienie procesu parzenia w wodzie przez 1-5 min powoduje znaczną redukcję takiej mikroflory. Może się to jednak wiązać z utratą składników odżywczych (15) i pogorszeniem właściwości sensorycznych uzyskanych produktów. Po zakończeniu parzenia należy niezwłocznie owady wysuszyć lub/i schłodzić, aby uniknąć namnażania się nieinaktywowanych w ten sposób mikroorganizmów lub z wytworzonych przetrwalników. Ze względu na zazwyczaj wysokie początkowe miano mikroflory w organizmie owadów, nigdy nie powinny być one przechowywane w temperaturze pokojowej bez użycia procesów zapobiegających wzrostowi niepo-



Ryc. 11. Ogólny schemat działań ograniczających poziom czynników zagrożeń, które można podjąć ramach procesu produkcji białka owadziego (modyfikacja własna, Rumpold and Schleuter, 2013).

żądanych mikroorganizmów, co prowadziło by do zepsucia takiej partii produktu. Oprócz chłodzenia, procesem zapobiegającym namnażaniu niepożądanej mikroflory, może być stosowanie odpowiednich technologii suszenia. Użyte temperatury w procesie suszenia powinny być odpowiednie, aby uniknąć utraty składników odżywczych i pogorszenia właściwości sensorycznych. Czynność tę można prowadzić w piecach, najlepiej o wymuszonym obiegiem powietrza o temperaturze, od 60°C do ponad 100°C (12, 16).

Podczas tego procesów następuje odprowadzanie wody z produktów i znaczne zmniejszenie mikroflory. Suszenie powinno być kontrolowane, aby upewnić się, że produkty końcowe cechują się wystarczająco zmniejszoną aktywnością wody (a_w), aby zahamować wzrost drobnoustrojów (Tab. 1). Trzeba pamiętać o drobnoustrojach patogennych, które należą do grupy względnych halofili, np. *Clostriudium botulinium* a_w = 0,95 (~12% NaCl), czy *Staphylococcus aureus* a_w = 0,86 – 0,88 (15-20%NaCl). Gdzie warunkowo mogą namnażać się te mikroorganizmy w bardziej niekorzystnym i suchym środowisku dla innych bakterii.

Im wyższa zastosowana temperatura w przytoczonych procesach parzenia i suszenia, tym większa jest redukcja drobnoustrojów, co wykazano w gotowanych i suszonych świerszczach (18). Liofilizacja jest interesującą alternatywą dla konwencjonalnego suszenia, gdzie po odparowaniu wody zazwyczaj przez stosowanie podciśnienia, następuje równolegle zamrażanie owadów, co skutkuje mniejszymi stratami składników odżywczych i sensorycznych. Ponieważ wszystkie procesy zachodzą w bardzo niskiej temperaturze, nie ma możliwości rozwoju drobnoustrojów (19).

Tab. 1. Minimalna aktywność wody wymagana dla wzrostu wybranych drobnoustrojów.

Minimalna a_w	**Przykłady drobnoustrojów**
0,95	Większość gram ujemnych bakterii, niektóre drożdże
0,92	Glony morskie
0,91	Rodzaj *Bacillus*, *Lactobacillus*, niektóre pleśnie
0,88	Większość drożdży
0,85	Gronkowce
0,80	Większość pleśni
0,75	Bakterie halofilne, glony halofilne
0,60	Osmofilne drożdże, kserofilne pleśnie

Stosowanie procesu mielenia (Ryc. 11) może być związane z ułatwieniem późniejszych procesów technologicznych, np. mieszania z innymi składnikami w żywności oraz paszy, ale również w przypadku żywności do zmniejszenia oporów przed spożywaniem owadów u konsumentów (tzw. neofobii), na których niechęć może działać widok całych osobników lub ich części, np. odwłoku, skrzydełek, odnóży, czułek, itp. Gdy produkty te mają wysoką aktywność wody (a_w), a jednocześnie zbliżone do pH neutralnego, przechowywanie musi odbywać się w niskiej - chłodniczej temperaturze, przy planowanym krótkim okresie przydatności do spożycia lub wykorzystania jako pasze lub stosowania mrożenia, przy planowanym dłuższym terminie przydatności. W przypadku produkcji pasz tego typu techniki mogą być ekonomicznie nieuzasadnione i lepsze jest zachowanie odpowiedniej a_w, poprzez stosowanie procesów suszenia, a później właściwego przechowywania pasz, unikając ich nadmiernego zawilgocenia (Tab. 1).

Bez względu na zastosowane przetwarzanie produkt końcowy powinien być prawidłowo zapakowany, aby uniknąć ponownego skażenia mikroorganizmami lub czynnikami zagrożeń, typu chemicznego. Biorąc pod uwagę wysoki poziom tłuszczu większości produktów z owadów, a szczególnie ilość jedno- i wielonienasyconych kwasów tłuszczowych, w przypadku opakowań idealnie byłoby stosować takie, które umożliwiają zachowanie tzw. zmodyfikowanej atmosfery, aby uniknąć lub maksymalnie opóźnić utlenianie lipidów (20). Ważne jest to szczególnie w przypadku produkcji żywności, gdyż koszty takiego rodzaju konfekcjonowania dla pasz mogą być nie do przyjęcia ekonomicznie. Istnieje kilka innych technik przetwarzania, które można zastosować do oddzielnych frakcji produktów z owadów, aby uzyskać materiał o szczególnym znaczeniu odżywczym (Ryc. 11).

Oprócz omówionych aspektów związanych z procesami produkcyjnymi stosowanymi na poziomie przetwarzania owadów (np. w ramach GMP), ze szczególnym uwzględnieniem należy traktować programy zapewnienia higieny (np. w ramach GHP), zarządzanie oraz utrzymanie we właściwym stanie pomieszczeń i sprzętu, które mają duże znaczenie dla uniknięcia zanieczyszczeń

krzyżowych, zabezpieczeniem kontaminacją patogenami lub/i niebezpiecznymi substancjami chemicznymi (12, 21). W szczególności analizując szeroko pojęte środowisko produkcji, należy wziąć pod uwagę kilka aspektów. Planując lokalizację fermy owadziej, należy unikać jej umiejscowienia na terenach zanieczyszczonych lub w budynkach wcześniej przeznaczonych do innego celu w przypadku adaptacji, które to czynniki mogą być odpowiedzialne za biologiczne lub chemiczne skażenie hodowli owadów. W tego typu produkcji natomiast można z powodzeniem wykorzystywać grunty o niskiej wartości rolniczej lub gdzie inna produkcja jest uciążliwa lub niemożliwa (np. uciążliwe zapachy z ferm dla okolicznych mieszkańców, częste występowanie chorób zakaźnych świń lub drobiu). W krajach azjatyckich i Afryce, często lokalizuje się fermy owadzie blisko źródeł odpadów pochodzących z rolnictwa lub przemysłu spożywczego, a nawet oczyszczalni ścieków jako metoda ich utylizacji, przynosząca dodatkowe dochody. Praktyki te nie są zalecane ze względu na możliwość skażenia owadów kilkoma rodzajami czynników zagrożeń. W Europie tego typu sposób utylizacji jest zabroniony ze względu na zakaz używania wszelkich odpadów pochodzących z różnych faz ścieków komunalnych, bytowych czy przemysłowych i innych odpadów, zgodnie z załącznikiem III, rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 767/2009 z dnia 13 lipca 2009 r. w sprawie wprowadzania na rynek i stosowania pasz, zmieniające rozporządzenie (WE) nr 1831/2003 Parlamentu Europejskiego i Rady i uchylające dyrektywę Rady 79/373/EWG, dyrektywę Komisji 80/511/EWG, dyrektywy Rady 82/471/EWG, 83/228/EWG, 93/74/EWG, 93/113/WE i 96/25/WE oraz decyzję Komisji 2004/217/WE (z późn. zm.).

Pomieszczenia powinny być zgodne z zatwierdzonym projektem, który zapewnia zapobieganie rozprzestrzenianiu się zanieczyszczeń i skażeń. Muszą być zbudowane z materiałów, które umożliwiają skuteczne czyszczenie i dezynfekcję oraz zapobiegają inwazji szkodników, w tym owadów występujących w naturze, które mogą być nośnikami zagrożeń biologicznych. Pomieszczenia powinny posiadać odpowiednie zaplecze sanitarne dla personelu. Czyszczenie i dezynfekcję należy przeprowadzać z ustaloną częstotliwością i zawsze, gdy jest to konieczne. Kiedy farmy działają z partiami owadów na tym samym etapie cyklu życia, można częściej np. podczas zmiany partii, przeprowadzać ogólne czyszczenie i dezynfekcję pomieszczeń oraz klatek lub pojemników, w których bytują owady. Jeśli w gospodarstwie produkowane są partie jednocześnie na różnych etapach cyklu życia, czyszczenie i dezynfekcja muszą być zorganizowane zgodnie z przepływem produkcji, cyklicznie sektorami z których owady odesłano do uboju. Praktyki te muszą być udokumentowane, określając jakie detergenty i środki dezynfekujące są używane, ich stężenia, czas stosowania, plan i regularność takich zabiegów oraz odpowiedzialność personelu (np. w ramach GHP). Wyposażenie stosowane do utrzymywania (hodowli) owadów może różnić się od prostych klatek w najprostszych sposobach utrzymania. Po bardziej złożone i wyrafinowane klatki lub pojemniki, posiadające dodatkowe udogodnienia jak separatory jaj (Ryc. 12)



Ryc. 12. Separatory jaj owadów gospodarskich w wykonaniu komercyjnym (górna część ryciny) oraz wykonane przez hodowców „domowym sposobem" (dolna część ryciny). (Źródło: materiały patentu PCT Application No. PCT/CN2020/086537)

w sekcjach rozrodu, urządzenia ułatwiające zbiory (selekcję) owadów, wbudowane urządzenia do utrzymania właściwych warunków środowiskowych lub chłodnicze do uboju owadów (Ryc. 13 i Ryc. 15).



Ryc. 13. Automatyczna linia do uboju, suszenia i pakowania larw owadów (Chiny, Qingdao, źródło: materiały reklamowe Shandong Joyang Machinery CO., LTD.).

Urządzenia te powinny być zgodne z ogólnymi zasadami higieny (np. Codex Alimentarius. Animal Food Production. WHO/FAO, 2009). Personel powinien przestrzegać praktyk higieny osobistej, nosić odpowiedni strój roboczy oraz mieć odpowiednie przeszkolenie i na podstawie przebytych szkoleń stosować profesjonalne podejście w każdym realizowanym etapie. Chociaż owady filogenetycznie bardzo różnią się od ssaków, w tym ludzi, a zatem jest wysoce nieprawdopodobne, aby wybuchła jakakolwiek choroba u owadów, która była by groźną zoonozą, poza możliwością przenoszenia niektórych bakterii patogennych dla ludzi i innych ssaków, co będzie dalej omówione. Kilka dobrze znanych chorób ma stadium rozwojowe, wykorzystując owady jako wektor transmisji lub ogniwo pośrednie rozwoju przy rozprzestrzenianiu się wśród ludzi i innych ssaków. Choroby te nie są przy obecnym stanie wiedzy głównym problemem dla hodowli owadów gospodarskich, ponieważ w ich rozprzestrzenianie są zaangażowane głównie owady, które mają aparat gębowy kłująco-ssący i wykorzystują go do wypijania krwi ssaków. Są to niektóre owady z rzędu pluskwiaków i rodziny komarowatych. Jednak jak wcześniej wspomniano, owady mogą być nosicielami patogenów, które zwykle znajdują się u zwierząt stałocieplnych, takich jak patogenne *Enterobacteriaceae* (22). W związku z tym higiena personelu i jego stan zdrowia powinny być nadzorowane. Odpowiednie szkolenia powinny być przeprowadzone w celu zwiększenia świadomości pracowników na temat mikrobiologicznych czynników ryzyka i możliwości (dróg) zakażenia się nimi, w kontekście prawidłowo wykonywanych czynności przy produkcji białka owadziego. Należy określić i stosować wysokie standardy dobrych praktyk (w ramach stosowania GHP i GMP).

Czynności wykonywane w początkowym etapie procesu hodowli owadów są prawdopodobnie jednym z najbardziej wrażliwych warunków wstępnych do zapewnienia wysokiego poziomu bezpieczeństwa żywności i pasz. Woda i pasza dla hodowanych owadów są potencjalnymi źródłami kilku zagrożeń biologicznych i chemicznych (23). Woda używana na fermach owadów powinna być klasy „zdatna do picia", aby zapobiec bezpośredniemu lub pośredniemu skażeniu żywych owadów lub uzyskanych z nich produktów. Świerszcze i koniki polne, jak i inne szarańczaki charakteryzują się trudnym do zaspokojenia głodem, dlatego powinny być karmione warzywami lub/i produktami pochodzenia roślinnego, w tym dozwolonymi prawem produktami ubocznymi roślinnymi lub paszami zadawanymi z odpowiednią częstotliwością i o recepturach zapewniających zaspokojenie wszystkich potrzeb żywieniowych właściwych dla tego gatunku. Do karmienia mączników młynarków stosuje się obecnie produkty zbożowe, produkty uboczne zbożowe lub inne pasze, których receptury opracowano na bazie zbóż. Inne owady potrafią żywić się wysoce wyspecjalizowanym pokarmem, jak jedwabniki (stosowane jako białko paszowe w Azji), które żywią się tylko liśćmi morwy. Pasza musi spełniać kryteria bezpieczeństwa określone dla każdego zwierzęcia gospodarskiego, służącego do produkcji żywności w Europie, co wyartykułowano w rozporządzeniu nr 767/2009 z dnia 13 lipca 2009 r. (z późn. zm). Zabronione jest używanie do pasz dla owadów (jak również



Ryc. 14. Różne przykłady rozwiązań wyposażenia stosowanego do utrzymywania (hodowli) owadów gospodarskich, od bardziej zaawansowanych do prostych.

dla innych zwierząt gospodarskich), następujących surowców (mimo, iż niektóre zabronione surowce mogą być chętnie przez niektóre owady pobierane):

- kału, moczu i treści przewodu pokarmowego uzyskanej w wyniku jego opróżnienia lub usunięcia, niezależnie od rodzaju procesów, jakim zostały poddane, i zastosowanym dodatkom,
- skór poddanych działaniu substancji garbujących i odpadów ze skóry wygarbowanej,
- nasion i innych materiałów siewnych przeznaczonych do reprodukcji, które zostały poddane działaniu środków ochrony roślin, oraz produktów ubocznych z nich pozyskanych,
- drewna, w tym trocin lub innych materiałów otrzymanych z drewna poddawanego działaniu środków konserwujących określonych w załączniku

do dyrektywy 98/8/WE Parlamentu Europejskiego i Rady dotyczącej wprowadzania do obrotu produktów biobójczych.

- wszystkie odpadów pochodzących z różnych faz oczyszczania ścieków komunalnych, bytowych czy przemysłowych, bez względu na jakiekolwiek dalsze przetwarzanie tych odpadów, a także źródeł ich pochodzenia,
- stałych odpadów komunalnych, takich jak odpady z gospodarstwa domowego,
- opakowania lub części opakowań po zużytych produktach pochodzących z przemysłu rolno-spożywczego.

W obliczu tych ograniczeń należy dokładnie rozważyć zastosowanie w produkcji owadów gospodarskich, w celu wykorzystania jako pasze dla nich, pewnych kategorii surowców pochodzących z łańcucha rolno-spożywczego spoza zakresu dopuszczonego w ramach Katalogu materiałów paszowych (Rozporządzenie Komisji (UE) 2017/1017 z dnia 15 czerwca 2017 r., z późn. zm.) oraz innymi przepisami. Karmienie owadów gospodarskich resztkami żywności i odpadami spożywczymi, w tym domowymi nie jest zalecane i nie jest dozwolone przez prawo. Wiele publikacji naukowych, przytacza potencjał owadów jako naturalnych utylizatorów odpadów z łańcucha rolno-spożywczego (Ryc. 15).



Ryc. 15. Zautomatyzowany zakład przetwarzania odpadów z łańcucha rolno -spożywczego na bazie hodowli *Hermetia illucens* (mucha czarna) w prefekturze Baotou (Chiny), gdzie jest utylizowane ponad 100 ton odpadów organicznych dziennie, wykorzystywanych do produkcji biogazu oraz białka owadów o masie około 1,3 tony dziennie (źródło: EVO Conversion Systems, LLC).

Mimo iż w niektórych krajach afrykańskich lub azjatyckich jest to stosowane, a w Europie zakazane, nie zaleca się stosowania obornika zwierzęcego i ludzkiego, ze względu na duży potencjał, jaki mają odchody w transferze czynników zakaźnych odpowiedzialnych za liczne choroby, a także ze względu na trudność w zapewnieniu, że dojrzewanie obornika (naturalne procesy fermentacji) niszczy znaczną część jego potencjalnej patogenności mikroflory (24). Pokarm taki chętnie pobierają muchy i niektóre chrząszcze oraz żuki, jednak jego podawanie jest wykroczeniem poza obowiązujące przepisy. Gdy dąży się do wysokiej produktywności i ograniczania kosztów produkcji, należy formułować paszę tak, aby zaspokoić potrzeby żywieniowe owadów. Istnieje kilka doniesień, co do bezpiecznego i odpowiedniego stosowania mieszanek paszowych dla kurcząt, jako właściwych do karmienia owadów bez zmiany ich formuły (25, 26) lub specjalnie przygotowane pasze dla konkretnego gatunku owada (27, 28). Pasze te muszą odpowiadać parametrom wymaganym dla wszelkich materiałów paszowych i dodatków paszowych, stosowanych w produkcji zwierzęcej. Jeśli chodzi o przemysł paszowy, należy wprowadzić szczególną selekcję i kontrolę dostawców, aby uniknąć wejścia zagrożeń do systemu produkcyjnego lub przetwórczego (jako element dobrych praktyk).

Zarządzanie odpadami z produkcji owadów gospodarskich powinno obejmować plan usuwania wytworzonych przez owady wszelkich odchodów, zwłok i szczątek owadów, niewykorzystanej paszy oraz zużytego substratu używanego jako legowisko. Konstrukcja klatek lub pojemników, gdzie przebywa kolonia w odpowiednim stadium cyklu życiowego może to znacznie ułatwić (Ryc. 16).

Odpady te są mogą być wykorzystywane jako nawóz organiczny dla roślin, zgodnie z obowiązującymi przepisami. Przechowywanie i transport powinny być starannie zaplanowane. Po zebraniu, jeszcze żywe owady, mogą być transportowane do sprzedaży bezpośrednio odbiorcom lub do jednostek przetwórczych. Dobre praktyki higieniczne powinny być stosowane w pomieszczeniach przeznaczonych do magazynowania wytworzonych z owadów produktów, jak również w utrzymaniu pojazdów używanych w transporcie. Wszelkie, nawet tymczasowe przechowywanie, musi odbywać się w odpowiednich pomieszczeniach, a gdy to jest wymagane kontrola temperatury jest obowiązkowa. Stan zdrowotny hodowli, może zależeć od intensywności produkcji. Intensywna produkcja skutkuje większym prawdopodobieństwem rozprzestrzeniania się chorób u wszystkich zwierząt gospodarskich, w tym owadów. Doświadczenie związane z hodowlą pszczół wykazało, że choroby specyficzne dla owadów w zależności od ich nasilenia, mogą mieć bardzo negatywne skutki ekonomiczne. Jeśli produkcja owadów rozpocznie się przy zapewnieniu bardzo intensywnej produkcji można przewidzieć, że określone choroby mogą szybko rozprzestrzenić się w gospodarstwach i należy rozważyć podawanie leków weterynaryjnych. Stwarza to problemy z pozostałościami leków weterynaryjnych podobne do tych, z którymi mamy



Ryc. 16. Składane i modułowe stelaże, jako ułatwienie w usuwaniu odpadów w hodowli szarańczaków z przeznaczeniem na żywność.
(Źródło: Cricket farm, Norwood, Ontario, USA, Elaine Watson, Foodnavigator).

do czynienia w przypadku żywności pochodzącej z hodowli konwencjonalnej. Zapisy z przeprowadzenia jakichkolwiek procedur i stosowanych środków, które mają wpływ na bezpieczeństwo żywności, powinny być zawsze wykonywane. Te zapisy, jak również wyraźne powiązanie ich z konkretną partią produkcyjną, są decydujące dla zapewnienia pełnej identyfikowalności oraz zapewnienia bezpieczeństwa dla łańcucha paszowego lub żywnościowego. W przypadku jakiegokolwiek incydentu wykrytego w obrocie, identyfikowalność pozwoli na szybką lokalizację poszczególnych części z pierwotnej partii produktów i skuteczne wycofanie jej w całości. Standardowe wymagania higieniczne przy produkcji, obsłudze, pakowaniu, przechowywaniu i dystrybucji produktów z owadów są obowiązkowe, aby zapewnić wysoki poziom zdrowia publicznego i aby oferować pełnowartościowe produkty (pasze i żywność). Umożliwi to skuteczną budowę i wdrożenie programu HACCP.

Identyfikacja potencjalnych zagrożeń biologicznych, chemicznych i fizycznych powinna być przeprowadzona dla wszystkich gatunków owadów wykorzystywanych w hodowli wykorzystywanych jako surowiec, jak również wszystkich użytych składników, pasz lub materiałów pomocniczych (np. opakowania) oraz całości etapów procesów związanych z przetwarzaniem (Ryc. 11). Taką identyfikację czynników zagrożeń, zapanowanie nad takimi czynnikami oraz ich monitorowanie powinni wykonać prowadzący gospo-

darstwo hodowli owadów. Rosnące zainteresowanie owadami w celach spożywczych i paszowych, nie odpowiada dostępności literaturzy, którą można by wykorzystać do identyfikacji potencjalnych zagrożeń związanych z owadami gospodarskimi. Konieczne będą dalsze badania, aby zrozumieć i zweryfikować kilka wskazówek dotyczących identyfikacji znanych obecnie zagrożeń, a nawet pojawiających się potencjalnych zagrożeń, tzw. emerging risk. Europejska Agencja ds. Bezpieczeństwa Żywności (EFSA) próbowała zidentyfikować zagrożenia dotyczące jadalnych owadów, w raporcie wydanym w 2015 r. (22). Określając profil ryzyka związanego z hodowlą owadów na cele paszowe i jako żywność, EFSA uznała, że ryzyko związane ze spożyciem jadalnych owadów jest podobne do spożywania innej żywności. To samo dotyczyło przeznaczenia ich na cele paszowe.

Jeśli chodzi o potencjalne zagrożenia mikrobiologiczne, wiadomo, że owady mają specyficzną mikroflorę względem wyższych gatunków zwierząt i mogą służyć jako wektory dla drobnoustrojów chorobotwórczych dla ludzi (29). Typowa mikrobiota owadów obejmuje rodziny/rodzaje bakterii: *Enterobacteriaceae* (*Proteus*, *Escherichia*), *Pseudomonas*, *Staphylococcus*, *Streptococcus*, *Bacillus*, *Micrococcus*, Lactobacillus oraz *Acinetobacter* (32). Te rodziny/rodzaje mikroorganizmów mogą być powiązane z możliwością wystąpienia gatunków patogennych dla ludzi, podczas gdy inne są uważane za gatunki powszechnie występujące u zdrowych ludzi, lub mamy z nimi stały kontakt. W Tab. 2 są wymienione zagrożenia mikrobiologiczne, potwierdzone odpowiednimi dowodami naukowymi typowymi dla owadów gospodarskich oraz innych, używanych w różnych krajach jako jadalne. *Campylobacter*, werotoksyczna *Escherichia coli*, *Salmonella*, i *Listeria monocytogenes* mogą występować w nieprzetworzonych owadach lub ich produktach, gdzie nie stosowano procesów inaktywujących mikroorganizmy, co należy ocenić poprzez badania ich występowania. Częstość występowania niektórych z wymienionych patogenów jest mniejsza w porównaniu z innymi źródłami białka zwierzęcego, na przykład *Campylobacter* nie ulega replikacji w przewodzie pokarmowym owadów [55-57].

Owady mogą być wektorem rozprzestrzeniania się wirusów patogennych, zarówno dla siebie, jak również związanymi z wieloma chorobami roślin i zwierząt gatunków wyższych. *Rhabdowirus* wywołujący pęcherzykowe zapalenie jamy ustnej u zwierząt i ludzi został zgłoszony jako występujący w jadalnych owadach (Tab. 3). Brak jest również informacji dotyczących prawdopodobieństwa przenoszenia groźnych dla ludzi innych wirusów, takich jak norowirusy, rotawirusy oraz wirusy zapalenia wątroby typu E i A, z uwzględnieniem transferu poprzez resztkową zawartość jelit owadów (22). Owady mogą być siedliskiem pierwotniaków związanych z wywoływaniem chorób u zwierząt i ludzi. Kilka ludzkich chorób pasożytniczych wskazuje na owady jako aktywne wektory przenoszenia, na przykład *Trypanosoma*

Tab. 2.Zagrożenia typu biologicznego, które są związane z owadami gospodarskimi oraz innymi, używanymi w różnych krajach jako jadalne.

Gatunki owadów:	Potencjalny czynnik zagrożenia	Powiązanie ze źródłem czynnika ryzyka	Literatura naukowa
Tenebrio molitor (yellow meal beetle) *Schistocerca gregaria* (desert locust) *Bombyx mori* (silkmoth) *Acheta domesticus* (cricket) *Locusta migratoria* (whole locust),	Salmonella, E. coli, Staphylococcus aureus, E. faecalis, E. faecium, Aeromonas hydrophila, Bacillus cereus, *Clostridium perfringens, Cl. septicum, Clostridium difficile, Cl. sporogenes, Listeria* spp.	Środowisko chowu, niewłaściwe praktyki hodowlane, czynności obsługi hodowli	[51, 62-65]
Locusta migratoria (migratory locust)	Vesicular stomatitis virus (VSV) wirus pęcherzykowego zapalenia jamy ustnej		[19, 66]
Imbrasia bellina/ *Gonimbrasia bellina*, (mopani worm, emperor moth) *Atta laevigata* (leaf cutter ants)	Aspergillus fumigatus, Aspergillus sclerotiorum, Penicillium, Fusarium, Cladosporium, Phycomycetes		[4, 59, 67, 68]
Aquatic insects Insect larva	Cercaria and metacercaria Nematodes Dicrocoelium dendriticum ; Plagiorchis		[21, 69]
Acheta domesticus (small crickets) *Locusta migratoria* (locusts) *Hyboschema contractum* (Rhino beetles) *Gryllotalpidae* (mole crickets)	Antibiotic-resistant genes E.g., *tet(M) tet(O) tet(S) tet(K), erm(B), blaZ*	Praktyki rolnicze, niewłaściwe stosowanie antybiotyków, zawodna bioasekuracja	[70]
Ogólnie owady gospodarskie i uznawane jako jadalne	Wektory prionowe	Środowisko chowu, niewłaściwe praktyki hodowlane, czynności obsługi hodowli	[71-74]

i *Leishmania*. Choroby pasożytnicze przenoszone przez żywność związane z owadami gospodarskimi, a uznanymi w niektórych krajach za jadalne, nie są dobrze udokumentowane. Poinformowano, że przywry *Dicrocoelium dendriticum* (rodzina Dicrocoeliidae) to pasożytniczy czynnik odzwierzęcy, który może zarażać ludzi poprzez spożywanie owadów. Istnieją dowody sugerujące możliwą transmisję pasożytów (przywr) drogą pokarmową należących do rodzin *Lecithodendridae* oraz *Plagiorchidae* (32). Pomimo doniesień o występowaniu pasożytów u owadów i związku między sporadycznie występującymi chorobami pasożytniczymi u człowieka, które da się powiązać ze spożyciem owadów, brak jest szerszych danych na temat występowania pasożytów u owadów gospodarskich. Owady mogą być również nosicielami grzybów i drożdżaków, stwarzając potencjalne zagrożenie dla zwierząt i ludzi. Drożdże i grzyby stwierdzono w znacznych ilościach zarówno w owadach świeżych, liofilizowanych, jak i mrożonych (*T. molitor* oraz *Locusta migratoria*) (22). Mając to na względzie, należy podkreślić znaczenie prawidłowego przeprowadzania procesów przetwa-

Tab. 3. Zagrożenia typu chemicznego, które są związane z owadami gospodarskimi oraz innymi, używanymi w różnych krajach jako jadalne.

Owady	Potencjalne zagrożenia	Powoduje	Dowody naukowe	Środki
Oecophylla smaragdina (Hymenoptera: Formicidae); Odontotermy Sp. *(Isoptera: Termitidae); Coptotermes gestroi* (termity żołnierza, *Rhinotermitideae*); *Cirina forda* (Lepidoptera: Saturniidae)	*Czynniki antyżywieniowe:*kwas fitynowy, szczawiany. kwas cyjanowodorowy, garbniki, tiaminaza	Specyficzne dla gatunku	[75-77]	Etykieto-wanie
Bombyks mori (poczwarki jedwabników); *Ophiocordyceps sinensis* (grzyb gąsienicowy), *Rhynchophorus ferrugineus* (czerwony ryjkowiec palmowy), *Tenebrio molitor* (żółty chrząszcz) *Migratoria Locusta* (szarańcza)	Alergeny: miozyna, troponina, a-amylaza, tropomiozyna, kinaza argininowa , hemocyjanina, heksameryna, -amylaza, kinaza argininowa, chitynaza, S-transferaza glutationowa, trioza, izomeraza fosforanowa, trypsyna, chityna, pyłek kwiatowy, histamina			
Lytta vesicatoria (hiszpańska mucha) Tenebrionidae (ciemniaki) gatunek ćmy (*Zygaen*)	*Substancje toksyczne*: kantarydyna, amonoterpen (2,6-dimetylo-4,10-dioksatricyklo-[5.2.1.02,6] dekano-3,5-dion), chinony i alkany glikozydy cyjanogenne		[19]	Wybór PRP jadalnych owadów
Wszystkie jadalne owady	Mikotoksyny: aflatoksyny, beuwerycyna; Enniatyna A; Enniatyna A1	Warunki chowu, praktyki rolnicze,	[19]	PWW
Tenebrio molitor (żółty chrząszcz)	Pestycydy (np. chlopyralid, benzochinony), trwałe zanieczyszczenia organiczne	Praktyki rolnicze, niewłaściwe stosowanie pestycydów	[80]	
Wszystkie jadalne owady	Dioksyny, polichlorowane nieorto i mono-orto bifenyle (dioksynopodobne PCB), związki chloroorganiczne (OCP), polibromowane etery difenylowe (PBDE),		[61,81]	
Wszystkie jadalne owady	Metale ciężkie: kadm, ołów, arsen, cynk, miedź	Praktyki rolnicze, niewłaściwe stosowanie antybiotyków i niepowodzenie w zakresie bezpieczeństwa biologicznego		
Bombyks mori (jedwabniki) *M. dom*	Pozostałości leków weterynaryjnych (np. chloramfenikol, 4,4'-dinitrokarbanilid (nikarbazyna))		[86,87]	

rzania, obsługi, suszenia i przechowywania przy produkcji żywności lub białka owadziego w odniesieniu do możliwości obecności aflatoksyn w niektórych komercyjnych partiach produktów z owadów. Z gatunku *Gonimbrasia belina: Saturniidae* (ćma cesarska), której gąsienice są w Afryce uważane za przysmak,

wyizolowano w warunkach laboratoryjnych, niektóre grzyby (*Aspergillus spp.* oraz *Penicillium spp.*), wśród których są gatunki wysoko mykotoksygenne (33). Ogólnie rzecz biorąc, poziom ryzyka wywołany wszelkimi zagrożeniami ze strony grzybów związanych z owadami produkowanymi na żywność i paszę, jako czynnikami zagrożeń wprowadzanymi podczas hodowli, przetwarzania i przechowywania, można obniżyć za pomocą standardowych środków higienicznych stosowanych w całym łańcuchu produkcyjnym.

Produkty z owadów mogą być również źródłem zagrożeń typu chemicznego, co zidentyfikowano w Tab. 3. Zagrożenia tego typu mogą pochodzić z substancji wytwarzanych przez samego owada lub z substancji nagromadzonych (kumulowanych w organizmie), jak również z jego otoczenia lub z przyjmowanej paszy. Ogólnie, z tego względu nie wszystkie gatunki owadów są jadalne lub nie wszystkie mogą być jadalne w zależności od etapu cyklu życiowego (Ryc. 10). Należy ocenić możliwość wytworzenia toksyn i czynników antyżywieniowych, co jest priorytetowe w ocenie możliwości doboru gatunków owadów na paszę i żywność. Główne zagrożenia chemiczne występujące u owadów gospodarskich, a uważanych w innych krajach za jadalne, są związane z określonymi praktykami rolniczymi i warunkami hodowli, które powinny być zgodne z obowiązującymi przepisami dotyczącymi bezpieczeństwa żywności. Owady jadalne wchodzące w łańcuch produkcji żywności i pasz, powinny być hodowane w taki sposób, aby zapobiegać lub minimalizować kumulację wprowadzanych z zewnątrz toksyn, leków lub substancji antyodżywczych. Powszechnie występująca w owadach chityna, jako składnik egzoszkieletu owada, oraz chitozan, jeden z jego pochodnych (zarejestrowany jako „novel food"), należy w zależności od zawartości uznać za czynniki antyodżywcze, a także potencjalną substancję alergizującą o kompleksowym działaniu na układ odpornościowy. Inny poważny problem związany z jadalnymi owadami jest związany z reakcjami alergicznymi wywoływanymi przez substancje obecne na ciele owadów (16). Zidentyfikowane i wymienione alergeny (Tabela 3) powinny być wskazane na etykiecie jadalnych produktów owadów.

Należy zaplanować stosowanie leków weterynaryjnych na fermach owadów, aby zmniejszyć śmiertelność, szczególnie związaną z infekcjami bakteryjnymi lub pasożytniczymi. Informacje związane z obecnością pozostałości leków weterynaryjnych u owadów są bardzo skąpe. Stosowanie chloramfenikolu, antybiotyku o szerokim spektrum działania, zakazanego w produkcji zwierzęcej, zostało stwierdzone w leczeniu chorób jedwabników w Chinach. Inne biocydy należy uznać za potencjalne zagrożenie, planując stosowanie środków bezpiecznych dla owadów oraz ludzi i zwierząt (poprzez pozostałości), ponieważ prawdopodobnie będzie potrzebna kontrola chorób owadów, szczególnie ważna przy intensywnej produkcji. Owady mogą gromadzić niebezpieczne pierwiastki i związki chemiczne, w tym metale ciężkie, dioksyny i środki zmniejszające palność. Dane na temat niebezpiecznych chemikaliów w hodowanych owadach i żywności

na bazie owadów są skąpe. Ostatnio wykazano zagrożenia chemiczne dla owadów jadalnych (34), związane ze skażeniami środowiska i możliwością kumulowania się kilku substancji chemicznych w owadach hodowlanych. Wykryte poziomy skażenia były stosunkowo niskie, a stężenia podobne lub niższe niż te odnotowywane w powszechnie spożywanych produktach zwierzęcych, takich jak mięso, ryby i jaja.

Owady mają wysokiej jakości profil aminokwasowy z wysoką zawartością fenyloalaniny i tyrozyny (17). Aminokwasy te mogą powodować powstawanie biogennych amin: tyraminy i histydyny, związanych z mikroorganizmami aminogennymi i nieodpowiednimi warunkami przechowywania. Ponadto zanieczyszczenie pleśniami może zwiększyć potencjalne zagrożenie mikotoksynami (Aflatoksyny, Beauvericin; Enniatin A; Enniatin A1), co zostało opisane przez kilku autorów (35).

Zagrożeniami typu fizycznego, związanego z hodowlą owadów, mogą być ciała obce lub zanieczyszczenia, które mogą spowodować obrażenia u konsumenta. Owady jadalne nie są szczególnie podatne na bycie wektorem zagrożeń typu fizycznego (brak układu kostnego, ości, zębów, itp.). Podczas przetwarzania owadów może nastąpić ponowne skażenie ciałami obcymi z procesu produkcji (metal i plastik), jak w przypadku każdej innej przetworzonej żywności. Jednak wszystkie owady mogą mieć twarde części, np. elementy pancerzyka, szczęki, odnóża i skrzydła. Zanieczyszczenia ze środowiska chowu owadów, takie jak elementy łodyg i liści, drewna oraz gleby, można uznać za zagrożenie, zwłaszcza przy nieodpowiednim procesie selekcji i wyboru owadów do uboju. Odrywany, przeważnie w stadium dorosłym, owad od podłoża, ma odruch silnego uchwytu, czegokolwiek co może mu posłużyć do przytrzymania się. Warto stosować etap schładzania, aby spowolnić taką reakcję owadów i zapobiec możliwości przechodzenia czynników fizycznych do dalszych etapów. Zapobieganie występowaniu tego typu zagrożeń można osiągnąć poprzez ścisłe przestrzeganie planu warunków wstępnych (PWW).

Mając na względzie przeprowadzoną ocenę ryzyka można pokusić się o dokonanie identyfikacji krytycznych punktów kontroli (CCP), podczas hodowli i przeprowadzania procesów przetwarzania owadów gospodarskich. Krytyczny punkt kontroli (CCP) to etap lub procedura, dla której można zastosować kontrolę i zapobiec zagrożeniu, wyeliminować je lub ograniczyć poziom ryzyka do akceptowalnego poziomu. Określanie CCP w procesie powinno wykorzystywać wiedzę o bezpieczeństwie dotyczącym owadów gospodarskich, tylko dla rzeczywistych i uprawdopodobnionych pod względem wystąpienia zagrożeń oraz tam, gdzie dostępne są środki zapobiegawcze, które mogą służyć do ich zwalczania. Wykorzystując opisane w części I rozdziału, drzewko decyzyjne (Ryc. 1) dla procesu hodowli i pozostałych etapów przetwarzania owadów (Ryc. 11), stanowić powinno algorytm pomagający w znalezieniu odpowiednich CCP dla każdego rozważanego zagrożenia. Krytyczne punkty kontrolne wymagają ścisłego monito-

rowania, co pociąga za sobą koszty. Tak więc CCP powinno być identyfikowane w odpowiednio minimalnej liczbie jeśli to możliwe, nie więcej niż trzy lub cztery w każdym Planie HACCP. Po zidentyfikowaniu wszystkich CCP należy zdecydować, w jaki sposób będzie prowadzona ich kontrola i ustalić kryteria akceptacji dla monitorowania. W Tabeli 4 podsumowano niektóre z możliwych (potencjalnych) zidentyfikowanych CCP, podczas procesów przetwarzania owadów na żywność. Skuteczne monitorowanie krytycznych punktów kontroli ma fundamentalne znaczenie dla zapewnienia bezpieczeństwa produktu i powinno być wstępnie ustalone poprzez zdefiniowanie krytycznych limitów parametrów, które muszą być pod stałą kontrolą. Dobre praktyki stosowane dla produkcji pierwotej, która dotyczy etapu hodowli owadów, jednocześnie stanowiąc warunki wstępne sytemu HACCP podano w rozdziale pt.: Wytyczne dobrej praktyki higienicznej w produkcji owadów dla celów paszowych i spożywczych.

Rozporządzeniem wykonawczym Komisji (UE) nr 2021/882 z dnia 1 czerwca 2021 r., *zezwalającym na wprowadzenie na rynek suszonych larw Tenebrio molitor jako nowej żywności zgodnie z rozporządzeniem Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) 2015/2283 oraz zmieniającym rozporządzenie wykonawcze Komisji (UE) 2017/2470*, została dopuszczona żywność z wykorzystaniem mącznika młynarka. W wyniku oceny ryzyka dokonanej przez EFSA, określono odpowiednie zasady stosowania i kontroli, które mogą być przykładem dla innych tego typu autoryzacji. Mącznik młynarek przeznaczony jest do spożycia przez ludzi w całości,

Tab. 4. Przykład planu HACCP z możliwym CCP dla produkcji żywności z mącznika młynarka

CCP i lokalizacja ***(Zasada 2)***	**Parametry do ustalenia limitów**	**Procedury i częstotliwość monitorowania** ***(Zasada 4)***	**Działania naprawcze** ***(Zasada 5)***	**Procedury weryfikacji** ***(Zasada 6)***
Suszenie lub liofilizacja	Wilgotność względna/ prędkość cyrkulacji powietrza/czas utrzymywania temperatury zgodnie z wstępnie ustalonym procesem. Utrata masy (związana z aw). aw < 0,60	Zmierz wilgotność/ prędkość powietrza/ temperaturę/czas operacji; Pobrać próbkę, aby zmierzyć ubytek masy, aby osiągnąć pożądaną wagę na partię	Wydłuż okres	Pobrać próbkę do pomiaru aktywności wody z 5% partii wyprodukowanych zgodnie z planem pobierania próbek
Pakowanie	0% cząstek metalu 0% awarii podczas uszczelniania opakowania	100% paczek prześwietlanych na wykrywaczu metali 5% kontrola zgrzewania opakowań wsadowych	Odrzuć opakowania z zagrożeniami – elementami/ cząstkami metalowymi i opakowania niezapieczętowane; Przejrzyj sprzęt wykorzystywany w tym etapie	Kalibracja wykrywacza metalu względem pakietów kontrolnych o znanej wielkości próbki metalu
Etykieto -wanie	Obecność zagrożenia alergogennego powinna być zakomunikowana i wyraźnie oznaczona na wszystkich etykietach	Przeszkoleni pracownicy powinni sprawdzić wszystkie opakowania pod kątem obecności etykiety	Opakowania bez etykiety z błędną informacją należy wycofać z linii do ponownego oznakowania	Należy pobrać losową próbkę opakowań w celu sprawdzenia integralności i czytelności etykiety



Ryc. 17. Przykład żywności z owadów, produkowanej przy fermie owadów (źródło: materiał promocyjny firmy Bug Bistro, USA).

żadne części nie są usuwane. Maksymalna zawartość w żywności dopuszczona jest na poziomie zawartości 10%. Przed etapem suszenia termalnego wymagany jest minimalny okres wstrzymania podawania pokarmu wynoszący 24 godziny, aby umożliwić larwom wydalenie treści pokarmowej.

Charakterystyka/składu:

- Popiół (% w/w): 3,5-4,5
- Wilgotność (% w/w): 1-8
- Białko surowe (N x 6,25) (% w/w): 56-61
- Węglowodany przyswajalne (% w/w): 1-6
- Tłuszcz (% w/w): 25-30
  z czego tłuszcze nasycone (% w/w): 4-9
- Liczba nadtlenkowa (Meq O2/kg tłuszczu): ≤ 5
- Włókno pokarmowe (% w/w): 4-7
- Chityna (% w/w): 4-7

Metale ciężkie:

- Ołów: ≤ 0,075 mg/kg
- Kadm: ≤ 0,1 mg/kg

Mikotoksyny:

- Aflatoksyny (suma B1, B2, G1, G2): ≤ 4 µg/kg
- Aflatoksyna B1: ≤ 2 µg/kg
- Deoksyniwalenol: ≤ 200 µg/kg
- Ochratoksyna A: ≤ 1 µg/kg

Kryteria mikrobiologiczne:

- Ogólna liczba drobnoustrojów tlenowych: ≤ 10^5 jtk /g
- Drożdże i pleśń: ≤ 100 jtk/g

- *Escherichia coli*: ≤ 50 jtk/g
- *Salmonella spp*.: nie wykryto w 25 g
- *Listeria monocytogenes*: nie wykryto w 25 g
- Bakterie beztlenowe redukujące siarczyny: ≤ 30 jtk/g
- *Bacillus cereus* (identyfikacja wstępna): ≤ 100 jtk/g
- *Enterobacteriaceae* (identyfikacja wstępna): < 10 jtk/g
- Gronkowce koagulazo-dodatnie: ≤ 100 jtk/g.

W trakcie oceny EFSA są kolejne aplikacje, gdzie wyznaczone kryteria będą najprawdopodobniej podobne.

13. Piśmiennictwo:

1. FAO/WHO. Working principles for risk analysis for food safety for application by governments. Rome, 2007.
2. FAO/WHO. Food safety risk analysis. A guide for national food safety authorities. Rome, 2006.
3. FAO/WHO. Principles and guidelines for the conduct of the microbiological risk management. Wydawnictwo Komisji Kodeksu Żywnościowego nr CAC/Gl 63-2007.
4. FAO/WHO. Guidelines on the application of risk assessment for feed. Wytyczne w sprawie stosowania oceny ryzyka w paszach. Wydawnictwo Komisji Kodeksu Żywnościowego nr CAC/GL 80-2013
5. FAO/WHO. Guidelines for goverments on prioritizing hazards in feed. Wytyczne dla rządów w zakresie priorytetyzacji zagrożeń w paszach. Wydawnictwo Komisji Kodeksu Żywnościowego nr CAC/GL 81-2013
6. FAO/WHO. Recommended International Code of Practice General Principles of Food Hygiene. CAC/RCP-11969, Rev.4-2003, 2020.
7. IJHARS. Ogólne zasady higieny żywności. CAC/RCP 1-1969 (Rev. 4-2003). Wyd. PIWet-PIB Puławy, 2013.
8. Kwiatek K.: Systemowe podejście i analiza ryzyka w łańcuchu żywnościowym jako nowe elementy w zapewnieniu bezpieczeństwa oraz ochrony zdrowia publicznego. Życie weterynaryjne, 4, 315-319, 2007.
9. Kwiatek K.: Systemowe podejście w łańcuchu produkcji i obrocie pasz jako ważny element zapewnienia bezpieczeństwa i jakości żywności. Pasze Przemysłowe, 4, 2-7, 2006.
10. Kwiatek K.: Systemowe podejście i analiza ryzyka w łańcuchu żywnościowym jako nowe elementy w zapewnieniu bezpieczeństwa oraz ochrony zdrowia publicznego. Życie weterynaryjne, 4, 315-319, 2007.
11. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady nr 178/2002 z 28 stycznia 2002 roku ustanawiające ogólne zasady i wymagania prawa żywnościowego, powołujące Europejski Urząd ds. Bezpieczeństwa Żywności oraz ustanawiające procedury w zakresie bezpieczeństwa żywności (Dz. U. UE L 31 z 1.02.2002 z późn.zm.).
12. M. J. R. Fraqueza, L.A. Patarata. Constraints of HACCP Application on Edible Insect for Food and Feed. Future Foods. Intech Open Science, 2017.
13. Johnson D. The contribution of edible forest insects to human nutrition and to forest management. In: Forest Insects as Food: Humans Bite Back. Bangkok: FAO; 2010. 4-22.

14. Halloran A, Roos N, Flore R, Hanboonsong Y. The development of the edible cricket industry in Thailand. Journal of Insects as Food and Feed. 2016;2:91-100.
15. M. van der Spiegel, M.Y. Noordam, H.J. van der Fels-Klerx. Safety of novel protein sources (insects, microalgae, seaweed, duckweed, and rapeseed) and legislative aspects for their application in food and feed production. Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety. 2013;12(6):662-678.
16. ANSES (France). Opinion on the use of Insects as Food and Feed and the Review of Scientific Knowledge on the Health Risks Related to the Consumption of Insects. Biorisk 2015.
17. B. A. Rumpold, O. K. Schlüter. Potential and challenges of insects as an innovative source for food and feed production. Innovative Food Science and Emerging Technologies: http://dx.doi.org/10.1016/j.ifset.2012.11.005.
18. Grabowski NT. Microbiology of cooked and dried edible Mediterranean field crickets (*Gryllus bimaculatus*) and superworms (*Zophobas atratus*) submitted to four different heating treatments. Food Science and Technology International. 2017;23:17-23.
19. S. Han, B. Lee, K. Jung, H. Yu, E. Yun, J. Sam, et al. Safety assessment of freeze -dried powdered *Tenebrio molitor larvae* (yellow mealworm) as novel food source: Evaluation of 90-day toxicity in Sprague-Dawley rats. Regulatory Toxicology and Ph-armacology 2016;77:206-212: http://dx.doi.org/10.1016/j.yrtph.2016.03.006.
20. T. Usub, C. Lertsatitthankorn, N. Poomsa. Food and bioproducts processing. Food and Bioproducts Processing. 2009;88(2-3):149-160. http://dx.doi.org/10.1016/j.fbp.2009.04.002.
21. A. Henriques, L. Telo Da Gama, M. J. R. Fraqueza Tracking *Listeria monocytogenes* contamination and virulence in the ready-to-eat meat-based food products industry according to the hygiene level. International Journal of Food Microbiology. 2017;242:101-106.
22. EFSA. Risk profile related to production and consumption of insects as food and feed EFSA Scientific Committee. EFSA Journal. 2015; 13:1-60.
23. O. Cerf, E. Donnat, H. Working. Application of hazard analysis—Critical control point (HACCP) principles to primary production: What is feasible and desirable? Food Control. 2011;22:1839-1843.
24. L. Sahlström. A review of survival of pathogenic bacteria in organic waste used in biogas plants. Bioresource Technology. 2003;87:161-166.
25. A. Halloran, S. Bruun. Life cycle assessment of edible insects for food protein: A review. Agronomy for Sustainable Development. http://dx.doi.org/10.1007/s13593-016-0392-8.
26. Y. Hanboonsong. Edible insects and associated food habits in Thailand. FAO, Forest Insects as Food: Humans Bite Back. Bangkok, 2010, 173-182.
27. A. van Huis, J. van Itterbeeck, H. Klunder, E. Mertens, A. Halloran, G. Muir, et al. Edible Insects: Future Prospects for Food and Feed Security. Rome: FAO; 2013.
28. C. van Zyl. Cost-effective culturing of *Galleria mellonella* and *Tenebrio molitor* and entomopathogenic nematode production in various hosts. African Entomology. 2015; 23:361-375.
29. N. T. Grabowski, G. Klein. Bacteria encountered in raw insect, spider, scorpion, and centipede taxa including edible species, and their significance from the food hygiene point of view. Trends in Food Science & Technology. 2017;63:80-90.
30. E. Amadi, O. Ogbalu, I. Barimalaa, M. Pius. Microbiology and nutritional composition of an edible larva (Bunaea alcinoe Stoll) of the Niger Delta. Journal of Food Safety. 2005;25:193-197.

31. W. Braide, S. Oranusi, L. Udegbunam, O. Oguoma, C. Akobondu, R. Nwaoguikpe. Microbiological quality of an edible caterpillar of an emperor moth. Journal of Ecology and the Natural Environment. 2011;3:176-180.
32. J. Chai, E. Shin, S. Lee, H. Rim. Foodborne intestinal flukes in South-east Asia. The Korean Journal of Parasitology. 2009;47:69-102.
33. M. Simpanya, J. Allotey, S. Mpuchane. A mycological investigation of phane, an edible Caterpillar of an emperor moth, Imbrasia belina. Journal of Food Protection. 2000;63:137-140.
34. G. Poma, M. Cuykx, E. Amato, C. Calaprice, J. Francois, A. Covaci. Evaluation of hazardous chemicals in edible insects and insect-based food intended for human consumption. Food and Chemical Toxicology. 2017;100:70-79. http://dx.doi.org/10.1016/j.fct.2016.12.006.
35. O. Schlüter, B. Rumpold, T. Holzhauser, A. Roth, R.F. Vogel, W. Quasigroch, et al. Safety aspects of the production of foods and food ingredients from insects. Molecular Nutrition & Food Research. 2016;0:1-16. http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1002/mnfr.201600520/full%5Cnwww.mnf-journal.com.

Mącznik młynarek- hodowla w kilku krokach
Podręcznik hodowli mącznika młynarka (*Tenebrio molitor*)

Remigiusz Gałęcki

Katedra Prewencji Weterynaryjnej i Higieny Pasz,
Wydział Medycyny Weterynaryjnej UWM w Olsztynie

Spis treści

1. Biologia mącznika młynarka 262
1.1. Taksonomia 263
1.2. Morfologia 264
1.3. Cykl rozwojowy 267
1.4. Budowa anatomiczna 270
1.5. Dlaczego warto hodować owady 272
1.6. Kilka interesujących kwestii dotyczących behawioru 275
2. Aspekty hodowlane 279
2.1. Warunki zoohigieniczne 279
2.2. Pojemniki i zagęszczenie hodowli 282
2.3. Żywienie mącznika młynarka 285
2.4. Rodzaje stad hodowlanych 287
2.5. Chów wsobny i chów niekrewniaczy 289
2.6. Dobrostan 291
3. Cykl produkcyjny 295
4. Wykorzystanie mącznika młynarka 297
5. Prawodawstwo i bezpieczeństwo konsumenta 302
6. Kwestie ekonomiczne 303
7. Jak zacząć hodowle w kilku krokach 304
8. Słowniczek 307
9. Literatura 309

1. Biologia mącznika młynarka

Z biegiem lat, mącznik młynarek, ze szkodnika, stał się ciekawym rozwiązaniem dla rolników próbujących podążać za obecnymi trendami, poszukujących alternatywnych rozwiązań w swoim gospodarstwie, czy chcących wykorzystać niezagospodarowane produkty uboczne powstające w trakcie uprawy roślin. Owad ten jest jednym z największych chrząszczy, który jest spotykany w różnorodnych produktach pokarmowych pochodzenia roślinnego. Mącznik młynarek jest gatunkiem występującym na prawie wszystkich kontynentach (z wyjątkiem Antarktydy) i jest spotkany w większości krajów świata. W przyrodzie, owad ten zasiedla środowiska leśne. Zaobserwować można go w próchnowiskach, dziuplach czy pod korą drzew liściastych. Ściółka pokryta liśćmi jest jednym z głównych siedlisk, w których dorosły owad zamieszkuje. Imago dobrze czuje się w ciemnych i ciasnych miejscach. Dlatego też mącznika młynarka można spotkać pod kłodami czy kamieniami. W środowisku naturalnym *Tenebrio molitor* odżywia się rozkładającą się materią organiczną. Zjada gnijące liście, patyki, trawy, a także mniejsze owady, okazjonalnie martwe zwierzęta. Ma to korzystny wpływ na środowisko, ponieważ zjadają materię organiczną, która zwykle nie jest zjadana przez inne organizmy. Są to zwierzęta żerujące nocą, choć zdarza się je obserwować w dzień. Mogą one być również szkodnikami traw, sadzonek i zbóż. Mącznik młynarek w środowisku rzadko ma kontakt z innymi zwierzętami. Jego reakcja obronna polega na przewróceniu się na grzbiet i rozpyleniu substancji o nieprzyjemnym zapachu.

Obecnie owad ten rzadko występuje w naturze, co prawdopodobnie spowodowane jest jego wysoką synantropijnością - to znaczy, że świetnie przystosował się do życia w ekosystemie przekształconym przez człowieka. W Polsce jest pospolitym szkodnikiem, spotykanym szczególnie w: magazynach, mieszkaniach, młynach i piekarniach. Jako szkodnik może być też spotykany w budynkach inwentarskich w szczególności przy systemach żywienia zwierząt a nawet w elementach konstrukcyjnych (drewniane belki, termoizolacja). Larwy mącznika można także znaleźć w miejscach przechowywania żywności dla ludzi.

Unia Europejska postrzega mącznika młynarka i inne owady jako alternatywę dla obecnej sytuacji na rynku pasz. Wykorzystanie owadów jako substratu białkowego uważa się za obiecującą perspektywę w hodowli drobiu, akwakultury, zwierząt towarzyszących a nawet w żywieniu ludzi. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady Unii Europejskiej nr 2015/2283, wprowadziło pojęcie „nowej żywności" (tzw. Novel food), do której zaliczamy owady oraz ich części. Owady mogą być spożywane w postaci sproszkowanej lub w całości, zarówno jako bogata w białko przekąska bądź składnik innych pokarmów. Mączniki mogą być suszone, smażone, gotowane, pieczone a nawet (w krajach Dalekiego Wschodu) spożywane na surowo. Zgodnie z Rozporządzenie Komisji (UE) 2017/893 z dnia 24 maja 2017 r., jadalne owady (w ich skład wchodzi 7 gatunków) zostały zakwalifikowane przez europejską administracje do kategorii zwierząt gospodarskich. Na podstawie tego

przepisu mącznik młynarek stał się zwierzęciem, które może być hodowane na terenie UE w skali wielkotowarowej jak i przydomowej. Wpłynęło to na rozwój sektora hodowli owadów jako nowej gałęzi rolnictwa. Ponadto to niekonwencjonalne „sześcionożne bydło" może stanowić alternatywę dla rolników, którzy z przyczyn niezależnych muszą się przebranżowić.

1.1 Taksonomia

Mącznik młynarek (Linnaeus, 1758) (łac. *Tenebrio molitor*) posiada wszystkie cechy wpisujące go do typu stawonogów, na przykład:

- Posiada chitynowy pancerz utworzony z płytek połączonych ruchomo ze sobą. Stanowi on egzoszkielet (szkielet zewnętrzny), który służy do przyczepu mięśni poprzecznie prążkowanych, oraz jest pierwszą linię obrony przed atakami innych zwierząt. Należy pamiętać, że pancerzyk chitynowy nie rośnie wraz z owadem, przez co jest zrzucany w formie wylinki (linienie). Okres pomiędzy poszczególnym linieniami nazywa się instarem.
- W cyklu rozwojowym obecne jest stadium larwalne.
- Ma segmentowane ciało, można wyróżnić głowę (*caput*), tułów (*thorax*) oraz odwłok (*abdomen*). Posiada też członowate kończyny (odnóża).

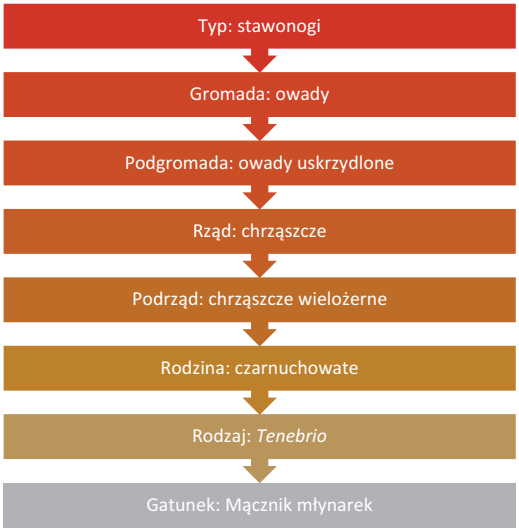


Pamiętaj!

Mącznik i mączniak to dwie różne rzeczy. Mianem mączniaka określa się grupę grzybiczych chorób roślin. Jedynym prawidłowym określeniem na wspomnianego owada jest mącznik.

Mącznik młynarek przynależy do gromady owadów (Insecta), ponieważ posiada jedną parę czułek, żuwaczki oraz 3 pary odnóży. Ponadto z uwagi na obecność skrzydełek (choć bardzo rzadko używanych) zaliczany jest do podgromady owadów uskrzydlonych (Pterygota). Mącznik młynarek jest typowym przedstawicielem rzędu chrząszczy (Coleoptera). Wskazują na to choćby dwie pary skrzydeł z czego pierwsza para przekształcona jest w pokrywę z oskórka chitynowego, chroniącą tułów. Druga para skrzydeł spełnia rolę lokomocyjną. Co więcej, posiada charakterystyczny dla chrząszczy aparat gębowy typu gryzącego, składający się z wargi górnej, szczęki górnej, szczęki dolnej, wargi dolnej, głaszczek szczękowych i wargowych. Pomimo, że *Tenebrio molitor* odżywia się przede wszystkim pokarmem roślinnym, to jednak są one oportunistycznymi mięsożercami Dlatego zaliczany jest do podrzędu chrząszczy wielożernych (Polyphaga). W przypadku tego podrzędu, u larw obserwuje się odnóża pięciosegmentowe z pojedynczym pazurkiem na stopie. Mącznik młynarek jest typowym przykładem chrząszcza należącym do rodziny czarnuchowatych (Tenebrionidae).Sama rodzina czarnuchowatych liczy ponad 20000 gatunków. Jedną

z charakterystycznych cech czarnuchowatych, jak sama nazwa wskazuje jest dominacja koloru czarnego na pancerzyku form dorosłych. W biologii istnieje wiele cech typowych dla tej rodziny, przy czym nie mają one znaczenia w hodowli i stanowią one jedynie rozszerzenie do rozważań naukowych. Rodzaj *Tenebrio* spp. obejmuje dwa gatunki, *Tenebrio obscurus* i omawiany *Tenebrio molitor*. *Tenebrio obscurus* z uwagi na swój niewielki rozmiar znalazł jedynie zastosowanie w żywieniu mniejszych zwierząt egzotycznych. W przypadku mącznika młynarka jego zastosowanie i wybór został omówiony w późniejszych rozdziałach.



Ryc. 1. Systematyka mącznika młynarka.

1.2. Morfologia

Morfologia ciała u owadów jest zróżnicowana w zależności od stadium rozwojowego. Rozwój mącznika młynarka ma złożony charakter. Wyróżnia się następujące formy rozwojowe: jaja, larwy, poczwarki i owad dorosły (imago). Budowa ciała pozwala w łatwy sposób rozróżnić *Tenebrio molitor* od innych owadów.

Larwy mają trzy pary odnóży zakończone pazurkiem. Posiadają jasnobrązowe/kremowe, cylindrycznie wydłużone ciało. Z uwagi na gruby pancerzyk chitynowy, ubarwienie w okolicach głowy i odnóży jest ciemniejsze. Poszczególne segmenty posiadają płytki chitynowe, które pośrodku mają ciemne przebarwienia okolone jaśniejszym zarysem. Na ostatnim segmencie ciała znajduje się mały, rozdwojony wyrostek. Larwy przechodzą od 6 do nawet 23 linień. Wraz z kolejnymi wylinkami rośnie długość i masa ciała owada. Larwy pierwszych stadiów mają około 1-2 mm

długości, a przy ostatnich stadiach długość wzrasta do nawet 3 cm. Larwy po zrzuceniu wylinki są białe i miękkie, ale w krótkim czasie nowy pancerzyk chitynowy twardnieje i ciemnieje.

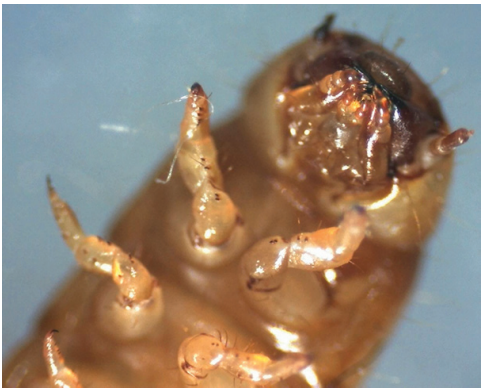
Poczwarki mają około 2 cm długości. Z początku przybierają biały kolor, a wraz z upływem czasu, kolor przechodzi w kremowy. Przyjmują one kształt litery „J". Zarys ciała poczwarki przypomina formujące się ciało dorosłego owada. Już u poczwarek można rozróżnić płeć. Jeśli na brzusznej stronie pygidium (końcu odwłoka) występują dwa drobne ząbki, to wtedy jest to samica.

Imago (postać dorosła) posiada pozbawione ornamentacji, spłaszczone i masywne ciało, pokryte metalicznie błyszczącym pancerzem chitynowym. Ubarwienie zależy od wieku. Bezpośrednio po przeobrażeniu, imago mącznika młynarka ma kolor biały, a po procesach melanizacji przybiera kolor brązowy lub czarny. Posiada wydłużone ciało z równoległymi bokami o długość 12-18 mm. Pokrywy skrzydeł są długie z wyraźnie zaznaczonymi rzędami. Rzędy pokryw są zaznaczone wgłębioną i punktowaną linią. Skrzydła II pary są dobrze rozwinięte i umożliwiają mącznikowi lot. Przedplecze najszersze jest w 1/3 długości. Czułki nitkowate o położeniu brzeżnym. Dymorfizm płciowy słabo zaznaczony: – u samców przedplecze nieco bardziej wysklepione niż u samic; - różnice w budowie odnóży: u samców przednie golenie są dłuższe i bardziej wygięte niż u samic.

Jak łatwo i szybko rozpoznać mącznika młynarka? Mącznik młynarek przypomina chrząszcze z rodziny biegaczowatych z uwagi na podobną wielkość, kształt i ciemny kolor. Jednak kilka charakterystycznych cech odróżnia *Tenebrio molitor* od innych chrząszczy, w tym kształt i wygląd odwłoka. Podobnie jak wiele innych chrząszczy, brzuch mącznika młynarka jest równomiernie podzielony na dwa segmenty, a skrzydła są bezpiecznie ukryte pod spodem. Charakterystyczną cechą mącznika są równo podzielone, liniowe rowki biegnące na całej długości odwłoka. Mniej zauważalną cechą różnicująco jest to, że mącznik młynarek ma tylko cztery segmenty stępu na tylnych łapach, w przeciwieństwie do większości chrząszczy naziemnych które posiadają pięć segmentów. Ta cecha powoduje, że omawiany gatunek nie potrafi szybko się poruszać, tak jak inne chrząszcze. Morfologicznie, mącznik młynarek jest bardzo podobnym owadem do swojego bliskiego krewnego - pleśniakowca lśniącego (łac. *Alphitobius diaperinus*). Kluczowe różnice między tymi dwoma chrząszczami dotyczą wielkości i kształtu ich tułowia i odwłoka. Mącznik młynarek posiada bardziej prostokątny brzuch, zaokrąglony na końcu, a także szerszą klatkę piersiową równą szerokości brzucha. Pleśniakowiec lśniący ma bardziej kulisty kształt odwłoka, który na końcu tworzy ostrzejszą końcówkę. Pleśniakowiec lśniący posiada węższą klatką piersiową w porównaniu z szerokością brzucha. Poniżej przedstawiono wygląd form rozwojowych mącznika młynarka.



Ryc. 2. Larwa mącznika młynarka w przybliżeniu.
Autor: AJC1, https://www.flickr.com/photos/ajc1/16688250746. (CC BY-SA 2.0)



Ryc. 3. Głowa i kończyny mącznika młynarka.
Autor: Krümelomat, https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Mehlwurmzangen.jpg.
(Domena publiczna)



Ryc. 4. Formy rozwojowe *Tenebrio molitor*.



Ryc. 5. Porównanie mącznika młynarka i pleśniakowca lśniącego.

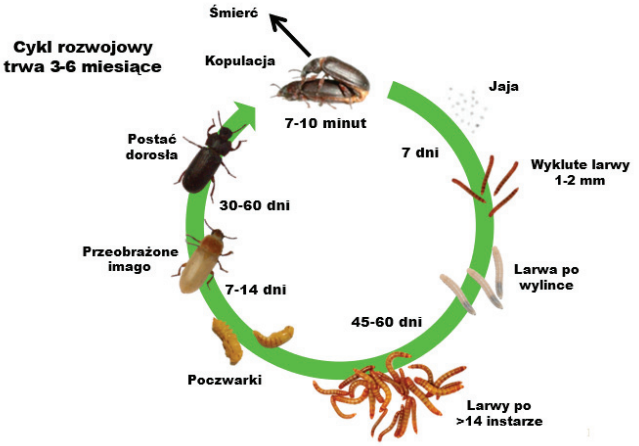
1.3. Cykl rozwojowy

Mącznik młynarek posiada złożony cykl rozwojowy. Oznacza to, że w trakcie cyklu życiowego występuje larwa jako forma młodociana, poczwarka jako forma spoczynkowa i imago jako postać dorosła. W warunkach hodowanych cykl rozwojowy *Tenebrio molitor* jest krótszy niż w środowisku.

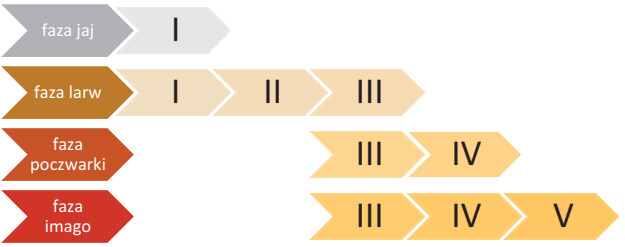
Mącznik młynarek charakteryzuje się wysokim potencjałem rozrodczym. Sam proces rozrodu można podzielić na trzy etapy. Pierwszym etapem jest aktywne poszukiwanie samic przez samce. Skutkuje to licznymi pogoniami po całej hodowli. Na pierwszy rzut oka zjawisko to może być nieprawidłowo interpretowane przez początkujących hodowców jako zachowania kanibalistyczne. Drugim etapem jest kopulacja. Samiec wchodzi na samice i wprowadza prącie do dróg rodnych oraz wstrzykuje paczkę nasienia. Ostatnim, trzecim etapem jest złożenie zapłodnionych jaj przez samicę. Odbywa się to 3-4 dni po kopulacji. W tym celu samice zakopują się w ściółce i składają jaja w jak najbliższej odległości od pokarmu. Samica mącznika w ciągu 1-2 miesięcy (okres życia imago) składa do 400-500 jaj. Rozwój od jaja do larwy, w odpowiednich warunkach zajmuje około 7 dni. Trzeba pamiętać, że nawet niewielkie odchylenia warunków środowiskowych (w szczególności temperatury) mogą wydłużyć ten okres do 3 tygodni. W warunkach hodowlanych, larwy w ciągu maksymalnie 2 miesięcy przechodzą od 9 do 23 linień. Zwykle około 25% larw kończy formę młodocianą na 17 instarze. Liczba instarów, a tym samym czas rozwoju stadiów młodocianych uzależniony jest od temperatury i wilgotności panującej w hodowli.

Larwy, które wychodzą na powierzchnię podłoża oraz przybierają kształt litery „J" są gotowe do przepoczwarczenia. Czas potrzebny na rozwój od jaja do stadium poczwarki wynosi około 45-60 dni. Czas przepoczwarzenia się do formy imago jest również powiązany z temperaturą i wilgotnością.

W optymalnych warunkach powinien trwać maksymalnie 2 tygodnie. Świeżo przepoczwarzone imago mają kolor mleczny i wraz z czasem przybierają kolor brązowy a następnie czarny. Forma dorosła mącznika młynarka może przeżyć nawet 173 dni, przy czym średnia długość życia w hodowli wynosi około 32-62 dni (w zależności od doniesień naukowych). Cały cykl rozwojowy *Tenebrio molitor* w hodowli, można zamknąć w około 16 tygodni przy temperaturze około 30°C. Oprócz temperatury na szybkość przeprowadzenia pełnego rozwoju wpływa dostępność tlenu, wilgotność, zagęszczenie, żywienie i fotoperiod.



Ryc. 6. Cykl rozwojowy w trakcie przykładowego procesu hodowlanego.



Ryc. 7. Rozwój mącznika młynarka od larwy do osobnika dorosłego w miesiącach.



Ryc. 8. Larwy mącznika młynarka.



Ryc. 9. Przejście larwy *Tenebrio molitor* w stadium poczwarki.



Ryc. 10. Poczwarki *Tenebrio molitor*, w różnej fazie wzrostu.



Ryc. 11. Poczwarki chwilę przed przeobrażeniem.



Ryc. 12. Postać dorosła po przepoczwarzeniu.



Ryc. 13. Rozwój ubarwienia u mącznika młynarka w czasie.



Ryc. 14. Kopulacja mącznika młynarka.

1.4. Budowa anatomiczna

U owadów, tak jak u innych organizmów wyróżniamy systemy narządów odpowiedzialne za podstawowe funkcje życiowe. Poznanie ich roli w organizmie pozwala lepiej zrozumieć potrzeby i zachowania mącznika młynarka.

Układ nerwowy *Tenebrio molitor* zbudowany jest ze zwoju mózgowego znajdującego się w głowie, trzech zwojów piersiowych i siedmiu zwojów brzusznych. Zwoje piersiowe i brzuszne tworzą złożoną siatkowaną strukturę przesyłającą impulsy nerwowe do całego ciała.

Mącznik młynarek, posiada charakterystyczny dla owadów otwarty układ krążenia, w którym płynie hemolimfa. *Tenebrio molitor* posiada segmentowane serce w kształcie rurki z komorami, przymocowane do grzbietowej ściany hemocelu (jamy ciała). Hemolimfa krąży przez system naczyń z ujściami i wlotami zlokalizowanymi na całej długości ciała. Pozwala to na prawidłowe krążenie hemolimfy po hemocelu i jamie głowowej.

U *Tenebrio molitor* układ oddechowy składa się z systemu tchawek, tworzący sieć rozwidlających się rurek. Przetchlinki umiejscowione na powierzchni ciała umożliwiają oddychanie powietrzem atmosferycznym. Ponadto posiadają one wyspecjalizowane organy zamykające, służące zabezpieczeniu organizmu przed nadmierną utratą wody. Od dużych pni tchawkowych odgałęziają się coraz mniejsze tchawki aż do osiągnięcia rozmiaru poniżej 1 μm. Tracheole, czyli końcowe tchawki penetrują całe ciało. Są one zdolne do wnikania do światła komórek. Należy wspomnieć, że końcowe tchawki są wypełnione płynem, w którym dochodzi do rozpuszczania się gazów. Umożliwia to wymianę dwutlenku węgla na tlen.

Przewód pokarmowy mącznika młynarka jest przystosowany głównie do diety roślinnej, ale jest również w stanie strawić pokarm pochodzenia zwierzęcego. Układ trawienny zaczyna się wąskim i krótkim gardłem, które prowadzi do wola. Następnym organem jest słabo rozwinięty żołądek. Jelita dzieli się na jelito środkowe, jelito ślepe, jelito tylne i odbytnicę. Odcinki przewodu pokarmowego posiadają różną długość, uzależnioną od wypełnienia treścią i stadium rozwojowego. Trawienie pokarmu przebiega przede wszystkim w jelicie środkowym za pomocą enzymów. Na skuteczność konwersji paszy ma wpływ także flora przewodu pokarmowego. Do przewodu pokarmowego swoje ujście mają cewki Malpighiego będące swoistym narządem wydalniczym. W cewkach kumulują się metabolity przemiany materii w tym kwas moczowy oraz jony np. potasu czy sodu. Następnie wraz z wodą są one wydalane do jelita tylnego, gdzie mieszają się ze strawionym pokarmem, a później są wydalane z kałem. Woda i jony mogą być ponownie absorbowane przez ścianę jelita.



Ryc. 15. Przewód pokarmowy mącznika młynarka.

1.5. Dlaczego warto hodować owady

Dlaczego warto w ogóle zainteresować się tematyką jadalnych owadów? Obecna sytuacja w sektorze produkcji rolnej i spożywczej stawia przed nią nowe wyzwania. Wyjątkowo cenne dla tych sektorów są alternatywne źródła białka. W przyszłości jego niedobór może być odczuwalny w rolnictwie. Naukowcy zauważyli potencjał w jadalnych owadach. Okazało się, że można je wykorzystać w żywieniu ludzi i zwierząt. Owady w diecie człowieka nie są niczym nowym i w wielu kulturach stanowią element codziennej diety. Owady wykorzystywane są jako pożywienie w większości krajów tropikalnych, podczas gdy w kulturze zachodniej nie stanowią nawet odsetka wykorzystywanej żywności. W Polsce do niedawna owady trafiały na talerz przez przypadek lub w formie egzotycznej potrawy.

Warto zauważyć, że wykorzystanie owadów jako paszy jest powrotem do naturalnych zachowań i diety zwierząt udomowionych. Jedzenie owadów przez zwierzęta jest czymś naturalnym, wystarczy spojrzeć na wiele gatunków utrzymywanych przez człowieka tj. ryby, gady oraz ptaki. Hodowla owadów może być dobrze rokującym pomysłem, a dowodów na to można szukać w wielu krajach Europy i świata. W samej Europie istnieje wiele firm, które rozwinęły wielkotowarową hodowlę owadów. W Unii Europejskiej owady zostały uznane za zwierzęta gospodarskie. Owady posiadają dobry skład odżywczy porównywalny do ryb czy drobiu. Raport ONZ wskazuje, że jadalne owady mogą być rozwiązaniem problemu głodu na świecie. Wierzy się też, że niedługo te niekonwencjonalne zwierzęta będą stanowiły zrównoważoną i przyjazną dla ekologii branżę produkującą białko i inne substancje na potrzeby ludzi i innych zwierząt.

Owady spotyka się na prawie każdym kroku. Ich liczbę określa się na ponad 2 mln gatunków, przez co są największą grupą zwierząt. Konsumpcja owadów, znana jako entomofagia, wzbudza coraz większe zainteresowanie jako potencjalne rozwiązanie problemu wyżywienia społeczeństwa w nadchodzących latach. Przyjmuje się, że ponad 2000 gatunków owadów uznaje się za jadalne, zgodnie z kalkulacjami Food and Agriculture Organization oraz „Listy jadalnych owadów świata prowadzonej przez Uniwersytet w Wageningen. Obecnie uważa się, że rynek hodowli owadów będzie się dynamicznie rozwijał. Jego wzrost szacowany jest na około 1,2 mln ton rocznej produkcji w roku 2025. Białko owadzie powstałe w trakcie różnych procesów technologicznych zaliczamy do tzw. – PAP, czyli przetworzonego białka zwierzęcego. Aż 78% producentów owadów funkcjonujących na terenie Unii Europejskiej uważa, że ich produkty w przyszłości będą stanowić wartościowy substrat do produkcji paszy.

Ważne z punku widzenia kosztów i ekologii jest to, że hodowla owadów może przebiegać na produktach ubocznych powstałych w rolnictwie i przemyśle spożywczym a także na przeróżnych pozostałościach z gospodarstw domowych. Umożliwia to odzyskanie wartości odżywczych z produktów przeznaczonych do wyrzucenia i utylizacji. Takie biologiczne przetwarzanie organicznych

odpadów wpisuje się rozwój zielonej gospodarki w sektorze rolnym oraz stanowi interesujący wkład w zrównoważony rozwój rolnictwa w Polsce i na świecie. Obecnie, uznaje się, że hodowla jadalnych owadów może przynieść korzyści w hodowli zwierząt a nawet w żywieniu ludzi.

Na świecie jak już wspomniano, spożywa się wiele gatunków owadów, ale nie wszystkie jesteśmy w stanie hodować. Ograniczeniami są specyficzne warunki środowiskowe, czy po prostu nierentowność hodowli. Tak więc, z grupy ponad 2000 gatunków trzeba było wybrać owady, które człowiek będzie w stanie hodować na masową skalę. Za taką skalę należy uznać produkcje 1 tony żywych owadów dziennie. Dobór odpowiednich gatunków był jednym z celów projektu pt. „Opracowanie strategii wykorzystania alternatywnych źródeł białka owadów w żywieniu zwierząt umożliwiającej rozwój jego produkcji na terytorium RP" realizowanego w ramach strategicznego programu badań naukowych i prac rozwojowych „Społeczny i gospodarczy rozwój Polski w warunkach globalizujących się rynków" Nr DZP/GOSPOSTRATEG-I/224/2018 finansowanego przez Narodowe Centrum Badań i Rozwoju. Sam wybór gatunków o najlepszych właściwościach do hodowli stanowił trudne zadanie. Przyjęto, że gatunki owadów do hodowli wielkotowarowej powinny spełniać następujące cechy: brak dużego zaangażowania człowieka w chów owadów, niskie wymagania utrzymania, szybki przyrost masy ciała, krótki cykl rozwojowy, wysoką przeżywalność stadiów młodocianych, plastyczność diety, wysoka biokonwersja paszy, wysoka odporność na patogeny, zdolność do życia w zagęszczeniu i wysoka rozrodczość. Należy również wspomnieć o wielu ważnych czynnikach jak na przykład: łatwość utrzymania odpowiedniego środowiska, wymagania żywieniowe pozwalające na zastosowanie szerokiego zakresu pokarmów, odporność na niekorzystne warunki mikroklimatyczne (szczególnie na wahania temperaturowe), potencjał w żywieniu ludzi i zwierząt i możliwość wykorzystania odpadów organicznych. Istotne było także określanie optymalnych parametrów hodowli owadów i technologii ich produkcji. W projekcie rozpatrywano kilka potencjalnych gatunków owadów. Dwa z nich zostały uznane jako najbardziej odpowiednie dla polskich warunków. Jednym z nich jest właśnie mącznik młynarek.

Dla *Tenebrio molitor* odpady organiczne mogą służyć jako podłoże do utrzymania hodowli. Dzięki temu można przekształcić odpady w wysokowartościowy produkt. Ponadto cykl rozrodczy tych owadów jest względnie krótki, a ilość składanych przez samice jaj umożliwia podtrzymanie stada podstawowego (rozrodowego) i utworzenie stad produkcyjnych. Hodowla tego owada prowadzi do minimalnej emisji gazów cieplarnianych i zużycia wody w porównaniu z konwencjonalnymi zwierzętami hodowlanymi. Warto również wspomnieć, że hodowla mącznika młynarka zajmuje znacznie mniejszą powierzchnię użytkową w przeciwieństwie do innych zwierząt hodowlanych. W przypadku owadów utrzymuje się wiele stad na kilku poziomach, dzięki czemu owady można hodować na m^3, a nie na m^2 tak jak świnie czy bydło. Do wyprodukowania 1 kg

białka wysokiej jakości z mącznika młynarka, potrzeba o wiele mniej pokarmu w stosunku do innych zwierząt hodowlanych oraz owadów. Nie bez znaczenia jest fakt, że dla *Tenebrio molitor* zostały już opracowane strategie produkcji przemysłowej wraz z odpowiednimi aspektami bezpieczeństwa. Na rynku są też dostępne przeróżne artykuły popularno-naukowe czy przewodniki dotyczące wymagań technologicznych, biologii oraz metod hodowli mącznika młynarka.

Oprócz wyżej wspomnianych aspektów warto zaznaczyć, że mącznik młynarek jest naturalnym składnikiem diety zwierząt dzikich. Larwy tego owada są bogate w białko. Ponadto mają profil aminokwasowy, który porównuje się do soi czy łososia. Profil kwasów tłuszczowych larw mącznika młynarka można przyrównać do ryb takich jak łosoś czy pstrąg. Owad ten charakteryzuje się wysoką zawartością kwasów tłuszczowych tj. linolowego (omega-6) i α-linolenowego (omega-3), oraz wysoki poziom kwasu oleinowego i laurynowego. Ciekawe jest również to, że w larwach występują przeciwdrobnoustrojowe peptydy. Zawartość procentowa chityny w larwie mącznika młynarka nie powinna wywołać negatywnych efektów po spożyciu. Nadmienić trzeba, że produkty pochodzenia owadziego zawierają składniki odżywcze, które w żywieniu zwierząt trzeba dodatkowo suplementować np. witaminy czy pierwiastki. Owady te są bezpieczne pod kątem mikrobiologicznym i przy zastosowaniu odpowiednich standardów higieny, istnieje niskie ryzyko przenoszenia przez nie chorób. Na koniec warto przytoczyć opinie Europejskiego Urzędu ds. Bezpieczeństwa Żywności potwierdzającą, że produkty z larw mącznika młynarka są bezpieczne, zgodnie z wymogami i szczegółowymi procedurami oceny określonymi przez prawodawstwo Unii Europejskiej (UE) dotyczące nowej żywności (rozporządzenie (UE) 2015/2283).

Rada Unii Europejskiej dnia 04.05.2021 po przeprowadzonej analizie Europejskiego Urzędu ds. Bezpieczeństwa Żywności (EFSA) wpisała mącznika młynarka do katalogu produktów „nowej żywności». Wykazano, że larwy są bogatym źródłem białka, tłuszczu i błonnika. Mogą więc służyć za „zrównoważone źródło pożywienia o niskiej emisji dwutlenku węgla".



Ryc. 16. Mącznik młynarek jako przekąska (smak zależy od użytych przypraw).



Ryc. 17. Ciastka z mącznikiem młynarkiem.

1.6. Kilka interesujących kwestii dotyczących behawioru

Tenebrio molitor, tak jak każde zwierzę hodowlane charakteryzuje się zachowaniami specyficznymi dla gatunku. Warto je poznać, gdyż dzięki nim z łatwością można zaobserwować odstępstwa od jego naturalnego behawioru.

W trakcie rozrodu, mącznik młynarek wykazuje wiele charakterystycznych zachowań kopulacyjnych. Postacie dorosłe tego owada są zdolne już na 2 dzień po przepoczwarzeniu do rozrodu. Większość jednak kopuluje w 3 dniu. Po 5 dniach prawie wszystkie postacie dorosłe powinny być po pierwszym kryciu. Młode samice w odróżnieniu od młodych samców wcześniej inicjują stosunek. Stwierdzono, że zagęszczenie, zwiększa sukces reprodukcyjny młodych imago *Tenebrio molitor*. Postacie dorosłe aktywnie poszukują partnera do krycia, przez co sugeruje się, że nie ma krytycznego maksymalnego zagęszczenia dorosłych dla powodzenia reprodukcji. Co ciekawe atrakcyjność samców dla samic wzrasta wraz długością życia owada. Sama pozycja w jakiej owady kopulują nie ma większego znaczenia dla rozrodczości. Nawet usunięcie jednego z czułek lub głaszczki nie wpływa znacząco na atrakcyjność. Dopiero usunięcie obu czułek i głaszczek całkowicie zahamowało zachowania godowe samców podczas zachowań kopulacyjnych. Samce wykazują następujące zachowania godowe: machanie lub falowanie czułkami oraz unoszenie przedniej części ciała w trakcie wykrycia samicy. Dalsza sekwencja godowa polega na stukaniu w czułki, ocieranie się o samicę. Na koniec samiec zbliża się do koniuszka odwłoka samicy. Wydaje się, że owady wykazują lewostronność lub prawostronność w doborze partnera. W hodowli dochodzi również do silnej rywalizacji pomiędzy samcami, przez co owady wytworzyły mechanizmy obronne pozwalające na ochronę swojego materiału genetycznego.

Wiele zachowań tych owadów jest uzależnionych od środowiska w jakim żyją. Co ciekawe, owady są w stanie „uczyć" się podstawowych zależności i je zapamiętywać nawet po przepoczwarzeniu. Dorosłe owady są w stanie szybciej na nowo nauczyć się pewnych zachowań, które wcześniej wykonywały jako larwy.

Mącznik młynarek jest bardzo ruchliwym owadem, przy czym praktycznie mało który ruch jest przypadkowy. Ściółka, kubatura hodowli oraz zagęszczenie mają istotny wpływ na szybkość, długość ruchu a nawet ilość kroków jakie owad wykonuje. Wiek, płeć czy masa ciała nie wpływa na ruchliwość owadów. Mobilność pozwala owadom lokalizować podstawowe zasoby takie jak partner, pokarm, miejsce do złożenia jaj czy schronienie. Umożliwia też przemieszczać się owadom do środowiska o sprzyjających warunkach. Analogicznie mobilność i wysoka aktywność pozwalają tym owadom na unikanie zagrożenia lub przemieszczanie się z niekorzystnego środowiska. To zachowanie (tj. przenoszenie się i gromadzenie do jednego miejsca) może być wskazówką, że w hodowli dzieje się coś złego. Mączniki kierują się zwykle zmysłami, w tym najważniejszym - węchem, następnie dotykiem i na samym końcu wzrokiem. Orientacje przestrzenną określić jako wielozmysłowa. Na behawior i odbiór środowiska może mieć znaczenie również wiek i płeć owada, liczba kryć, nawodnienie i dieta. Owady zwykle wybierają najkorzystniejsze miejsce do żerowania, które będzie się charakteryzowało odpowiednimi właściwościami fizyko-chemicznymi, odpowiednią wilgotnością i temperaturą.



Pamiętaj!

Pomimo, że mącznik młynarek jest zdolny do lotu, to w warunkach hodowlanych robi to niezwykle rzadko. Loty, zwykle mają znaczenie w środowisku naturalnym i służą do przemieszczania się w celu poszukiwania pokarmu.

Dorosłe postacie mącznika młynarka wykazują silne reakcje behawioralne na wilgoć. Wyraźnie zauważalne jest to w przypadku wrzucenia świeżych warzyw/owoców do hodowli. Owady wręcz rzucają się na wilgotny pokarm. Kiedy osobnikom o prawidłowym nawodnieniu ciała proponuje się produkty wilgotne, wykazują one mniejsze zainteresowanie. Zbyt duża wilgotność ściółki, w dłuższej perspektywie, prowadzi do gromadzenia się owadów w bardziej suchym regionie. Gdy najwyższa dostępna wilgotność względna nie przekracza 70%, reakcja jest niewielka, choć widoczna. Wraz ze spadkiem wilgotności w hodowli, intensywność żerowania gwałtownie spada. Reakcja na wilgoć u stada wynosi maksymalnie 15 minut. Co ciekawe, owady wyszukują produktów wilgotnych tylko wtedy, gdy wyczują zmiany wilgoci w hodowli a nie w przypadku niedoboru wody w organizmie. Sugeruje to, że bardzo ciężko stwierdzić niedobór wilgotności w hodowli jedynie po zachowaniu owadów. Receptorami wilgotności są prawdopodobnie wyspecjalizowane narządy ulokowane na czułkach.

Owady mogą reagować nawet na słabe pole elekromagnetyczne. Okazuje się, że może ono modyfikować zachowania istotne dla cyklu produkcyjnego. Wspomniane pole może powodować zaburzenia orientacji. Prawdopodobnie owady mogą odbierać ziemskie pole magnetyczne, które służy im do nawigacji.

Po dłuższej ekspozycji na ten czynnik może dochodzić do przyzwyczajenia się na bodziec. Wpływ pola elektromagnetycznego na owady może mieć jednak charakter okresowy. Opisywane pole może zaburzać drogę do pokarmu a tym samym może zmniejszać ilość pobieranego paszy. Należy się więc wystrzegać kabli i wysokiego napięcia wokół pojemników hodowlanych.

Bodźce optyczne, w szczególności światło, mogą wpływać na zachowanie *Tenebrio molitor*. Ogólnie przyjmuje się, że mącznik posiada fototropizm ujemny, co oznacza, że ucieka od światła. Owady te, pod wpływem światła znacznie częściej wykonują przystanki podczas chodzenia. Nawet ruchy skręcania mogą być powiązane z reakcjami optycznymi. Obserwuje się również rytmiczne i dobowe zmiany aktywności i wrażliwości oczu. Wzrok ma bezpośredni wpływ na żywotność owadów. Samo światło może wywoływać reakcje pamięciowe. Dla przykładu, owady mogą się przyzwyczaić, że zapalenie światła oznaczać może zadanie pokarmu, a tym samym prowadzi to do wzrostu aktywności. Co więcej przebadano reakcje owadów po dłuższym wystawieniu na poszczególne źródła światła i wykazano, że silniej reagują one na światło LED niż na żarowe. Samo światło może też powodować, zakopywanie się owadów w podłożu, co jednak nie ma znaczenia hodowlanego.



Pamiętaj!

Owady są organizmami zmiennocieplnymi. Oznacza to, że ich temperatura ciała jest uzależniona od otoczenia w jakim się znajdują.

Ogólnie rzecz ujmując, aktywność i cykl życiowy *Tenebrio molitor*, w dużej mierze jest uzależniony od temperatury. Generalnie przyjmuje się, że wraz ze wzrostem temperatury, rośnie również aktywność tych owadów. Temperatura środowiska wpływa w znaczący sposób na metabolizm tych owadów. Wzrost temperatury powoduje spadek tłuszczu w larwach na korzyść białka. Mącznik młynarek posiada ograniczoną zdolność do reagowania na wahania temperatury w krótkich odstępach czasu. W przypadku wysokich temperatur, owady dostosowują swoje zachowanie, aby uniknąć szkodliwych skutków przegrzania. Zaliczyć do tego można np. zwiększoną częstotliwość oddychania. Zbyt niska temperatura powoduje, że owady stają się apatyczne oraz zaczynają się tłoczyć w jednym miejscu. Przy bardzo niskiej temperaturze dochodzi do odrętwienia, a w temperaturze poniżej 0°C wchodzą w stan hibernacji (przy krótkotrwałym wystawieniu owadów na ten czynnik). Mrożenie owadów jest jedną z metod ich uśmiercania i przechowywania. Aby sprawdzić czy hibernacja/uśmiercanie owadów zostało przeprowadzone prawidłowo, należy sprawdzić, czy dochodzi do reakcji po dotknięciu kończyn, czułek i żuwaczek. W przypadku braku reakcji proces uważamy za przeprowadzony pomyślnie. U owadów dochodzi również

do aklimatyzacji do zimniejszych temperatur, jednak należy to przeprowadzać stopniowo. Ponadto taka aklimatyzacja (pomimo braku apatii) wciąż będzie negatywnie wpływała na sukces produkcyjny.

Poczwarki mącznika młynarka, choć na pierwszy rzut oka bierne, są w stanie odbierać bodźce ze świata zewnętrznego. Są one zdolne do ruchu oraz komunikacji z innymi osobnikami. Ruch ogranicza się do rotacji lub skurczów odwłoka. Po dotknięciu ruch ten jest wyraźnie widoczny, ale nawet bez stymulacji poczwarki wykonują, niewidoczne dla oka ruchy rzędu poniżej mikrona. Poczwarki reagują spontanicznie i są bardzo wrażliwie na bodźce dźwiękowe, mechaniczne lub świetlne. Poczwarki reagują nawet na pole magnetyczne ziemi. Okazuję się, że to pole wpływa na ruchliwość poczwarek, w tym na liczbę skurczów odwłoka. Może to wynikać z próby usytuowania się poczwarki w jak najlepszej pozycji. Zaskakujące są też zdolności sensoryczne i behawioralne poczwarek mącznika młynarka. Potrafią one wyczuwać środowiska nadmiaru i niedoboru tlenu a tym samym ich unikać. Dlatego zauważyć można, że poszczególne stadia rozwojowe mącznika są w stanie wyczuć gazowe środowisko.

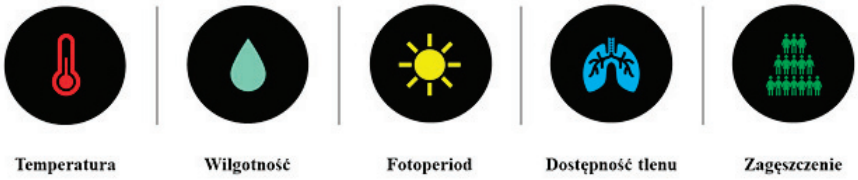
Interesujące z punktu widzenia hodowli są zachowania żywieniowe. Owady aktywnie regulują stosunek spożycia białka i węglowodanów. Najlepszy stosunek białka do węglowodanów wynosi 1:1. Bilans ten ma szczególnie ważny wpływ na długość życia postaci dorosłych oraz zdolność do rozrodu. Gdy wspominany stosunek białka do węglowodanów zostaje zachowany, to doprowadza on do lepszych sukcesów produkcyjnych. Dlatego też, przy podaniu owadom produktu wysokobiałkowego, zawsze warto również dodać produkt posiadający dużą zawartość węglowodanów. Spożycie żywności o niezrównoważonej wartości odżywczej może spowodować znaczne osłabienie zdolności produkcyjnych owadów. Sam bilans nie ma jednak wielkiego znaczenia na przeżywalność owadów. Zwykle wpływ braku równowagi żywieniowej na masę ciała owadów może być rekompensowany przez późniejszą selekcję pokarmów uzupełniających. Dlatego też owady, które były np. pozbawione białka, w pierwszej kolejności wybiorą produkty o wysokiej zawartości tego składnika. Owady same potrafią regulować podaż pokarmu względem potrzeb żywieniowych. Szybkość cyklu produkcyjnego jest również uzależniona od żywienia. Okazuje się, że w przypadku różnorodności żywienia, uzyskuje się najlepsze przyrosty w populacji. Dlatego czasem warto owady poobserwować, aby zobaczyć jaki pokarm preferują najbardziej. Wskaże to jakich pokarmów mączniki wyszukują, a tym samym pozwoli na określenie ewentualnego pokarmu uzupełniającego.

Różnice w zachowaniu owadów mogą bezpośrednio wskazywać na problemy, które zaistniały w hodowli. Nawet niewielkie odchylenia obserwowane przez hodowcę mogą wskazywać na problemy zoohigieniczne lub wniknięcie czynników etiologicznych do stada. Wiele czynników chorobotwórczych zmienia zachowanie owadów na przykład zanik zachowań obronnych bądź zmniejsza przyjmowanie pokarmu. Takie owady wręcz narażają się na potencjalne zagrożenie. Dobrym

przykładem jest zarażenie gregarynami (pasożyty), które osłabiają rozrodczość, zmniejszają pobieranie pokarmu, zwiększają śmiertelność czy powodują zamieranie hodowli. Nadmierna populacja roztoczy może zmieniać behawior. Powodują one u owadów częstsze czyszczenie antenek, ocieranie się o przedmioty czy wręcz zachowania konwulsyjne. Objawy dla wspomnianych przypadków pojawiają się po około tygodniu od wystąpienia problemów. Wspomniane czynniki powodują duży stres u owadów. Na szczęście owady te mają zdolność do unikania infekcji. Warto wspomnieć, że samce znacznie rzadziej zarażają się patogenami, co może być związane np. z mniejszą masą pobieranego pokarmu, lub krótszą długością życia.

2. Aspekty hodowlane

Jeśli stworzy się odpowiednie warunki dla mącznika młynarka, to hodowla jest w stanie uzyskać większe korzyści z jego utrzymania. Oczywiście w kwestii hodowli na niewielką, przydomową skalę, na potrzeby własne, wspomniane wymogi mogą generować dodatkowe koszty. Jednak w przyszłości pozwolą uzyskać sukces hodowlany. W trakcie całego cyklu produkcyjnego głównym efektem, który należy uzyskać jest duża liczba larw o wysokiej masie ciała. Jest to uzależnione od wielu czynników. Zaliczyć do nich można temperaturę, wilgotność, fotoperiod, dostępność tlenu, zagęszczenie i żywienie. Czynniki te są szczególnie ważne dla sukcesu ekonomicznego hodowli oraz pozwalają zwiększyć możliwości produkcyjne stada.



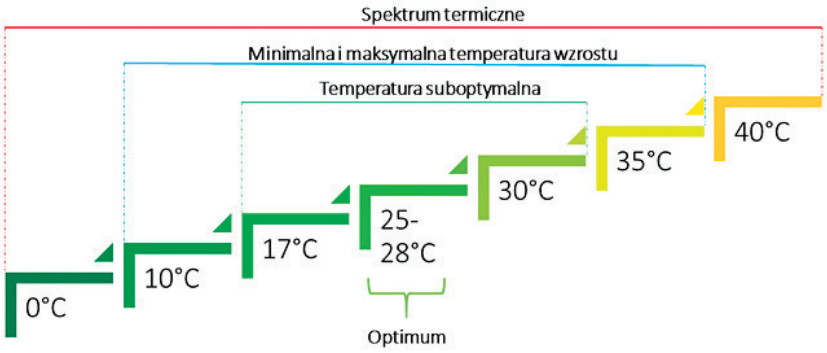
Ryc. 18. Czynniki mogące wpływać na mącznika młynarka w hodowli.

2.1. Warunki zoohigieniczne

Warunki środowiskowe panujące w hodowli mają ogromny wpływ na sukces produkcyjny i ekonomiczny. Szybkość cyklu rozwojowego w głównej mierze jest uzależniony od temperatury. *Tenebrio molitor* posiada bardzo szeroki zakres temperatur (0-40°C), w których może przeżyć. Jednak zły dobór spowoduje, że owady nie będą się prawidłowo rozwijać. Zwiększona śmiertelność wśród tych owadów pojawia się poniżej 8°C, a minimalna temperatura wzrostu dla mącznika młynarka wynosi około 10°C. Do zahamowania przyrostów dochodzi również powyżej 35°C, a temperatura, w której dochodzi do zamierania stada wynosi ponad 40°C. Aby uzyskać korzystne wyniki hodowlane, mącznika młynarka powinno się utrzymywać w przedziale temperatury od 17°C do 30°C. Zgodnie z literaturą,

najlepsza temperatura dla rozwoju *Tenebrio molitor* znajduje się w przedziale 25-28°C. Co nam to da? W zakresie temperatury 25-28°C, cały cykl produkcyjny można zamknąć w około 16 tygodni. Oto kilka przykładów z literatury naukowej.

W naturalnych warunkach czas od złożenia jaja do wyklucia trwa około 14-21 dni. W warunkach hodowlanych w temperaturze 26-30°C wyklucie trwa tylko 4 dni. W przypadku temperatury 15°C, klucie może trwać nawet 34 dni. Innym przykładem potwierdzającym, że temperatura jest niezwykle istotna jest wzrost larw. W temperaturze 20°C, larwy gotowe do zbioru uzyska się w 12-18 miesięcy, a przy 25-28°C, czas skracamy do 3-5 miesięcy. Dzięki temperaturze można też skrócić czas przeobrażenia w postać dorosłą. W temperaturze 15°C przeobrażenie poczwarki wynosi 30 dni, a w temperaturze 25-28°C czas wystarczy około 7-14 dni. Optymalna temperatura wpływa też na przeżywalność postaci dorosłych, co przekłada się na większą liczbę złożony jaj.

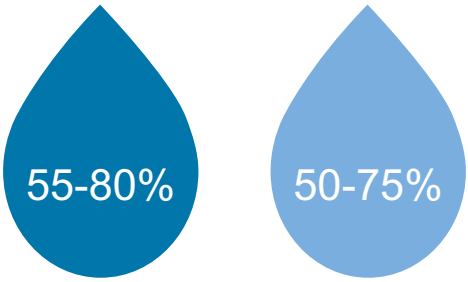


Ryc. 19. Zakresy temperaturowe w hodowli mącznika młynarka.

Oczywiście pamiętać trzeba, że zadana temperatura musi panować w hodowli przez 24 godziny. Dlatego też należy zadbać o odpowiedni osprzęt techniczny, który zagwarantuje szybki rozwój mącznika młynarka. Przede wszystkim należy pamiętać o ogrzewaniu. System grzewczy powinien być bezpieczny i sprawny. W tym wypadku dobrym pomysłem jest elektryczny system grzewczy, który nie wytwarza spalin i nie wymaga dużego zaangażowania człowieka. W ogrzewaniu elektrycznym można zainstalować termostaty pozwalające na utrzymanie konkretnej temperatury w pomieszczeniach. Lepiej jest posiadać dwa niezależne termostaty, ponieważ jeśli jeden się zepsuje, to podwyższająca się temperatura nie spowoduje zamierania stada.

Kolejnym ważnym czynnikiem dla hodowli jest wilgotność. Wprawdzie mącznik młynarek jest bardzo odporny na wysoką i niską wilgotność, to jednak jej prawidłowy poziom wpływa na zwiększone pobieranie pokarmu. Optymalna wilgotność dla *Tenebrio molitor* powinna wynosić około 55-80% wilgotności względnej powietrza. Literatura i specyfikacja hodowli, wskazuję, że zakres

wilgotności względnej 50-75% również jest prawidłowy. W hodowli głównym źródłem wody są np. świeże owoce lub warzywa. W hodowli warto wprowadzić stałe nawadnianie, ponieważ larwy mącznika młynarka uzyskują lepsze wyniki produkcyjne. Prawdopodobnie jest to związane z lepszą przyswajalnością paszy. Nawadnianie powinno wykonywać się także przy postaciach dorosłych, gdyż wydłuża to ich przeżywalność. Dlatego też hodowlę można zraszać wodą np. przy użyciu spryskiwacza do roślin. Należy pamiętać, aby woda nie zalegała w hodowli ani nie skraplała się w pomieszczeniu, ponieważ może doprowadzić do rozwoju grzybów lub roztoczy.



Ryc. 20. Zalecane zakresy wilgotności w hodowli mącznika młynarka.

Owad ten w środowisku wykazuje ujemny fototropizm. Larwy i imago zwykle żerują w ciemności. Normalnie przebywają one w wierzchniej warstwie podłoża. Światło jest potrzebne do prawidłowego rozwoju larw i dla rozrodu. W hodowli warto zastosować fotoperiod o długim czasie dnia świetlnego np. 12 godzin. Pamiętać należy, aby lampy miały barwę światła najbardziej zbliżoną do naturalnej. Warto w takim wypadku posiadać system automatycznego sterowania światłem.

Owady tak samo jak konwencjonalne zwierzęta czy człowiek potrzebują odpowiedniego stężenia tlenu. Owady są małe, ale w skali wielkotowarowej zużywać będą dużo tlenu. W warunkach nadmiaru czy normalnego stężenia tlenu, czas rozwoju larw jest podobny. Powoduje to szybszy rozwój postaci dorosłych, ale skutkuje za to niższą masą larw. Im mniejsze stężenie tego pierwiastka w pomieszczeniu tym większa śmiertelność wśród larw. Dlatego też, pomieszczenia warto zaopatrzyć w wewnętrzne wentylatory wyciągowe. Będą one usuwać nieświeże powietrze i pył, wymuszą wymianę powietrza, oraz pozwolą na szybkie usunięcie z pomieszczenia nadmiaru wilgoci. Wentylatory, tak samo jak grzanie, powinny działać przez 24 godziny na dobę. Umożliwi to prawidłowe rozprowadzenie ciepła i wilgoci po pomieszczeniu. Bez cyrkulacji powietrza, stada utrzymywane na regałach mogą mieć różny poziom temperatury czy wilgoci. Larwy w dużym zagęszczeniu wytwarzają dużo ciepła, które należy brać pod uwagę przy bilansowaniu systemu ogrzewania i wentylacji. Tym samym, brak wentylacji może doprowadzać owady do stresu cieplnego.

Do hodowli warto dodawać akcesoria, które będą stanowiły kryjówkę dla owadów. Dobrym pomysłem jest umieszczenie hodowli np. wytłaczanek po jajach. Są one idealną kryjówką dla postaci dorosłych, umożliwiają ich łatwe wybieranie i przeniesienie do hodowli podstawowej. Jeśli owady nie zjedzą całej paszy to musimy ją wymienić.

Wynika to z tego, że owady żyjąc na paszy coraz bardziej ją zanieczyszczają. Przez to zmienia ona swoje właściwości fizykochemiczne. Dlatego podłoże warto wymieniać co około 3 miesiące. Najlepiej robić to poprzez przesiewanie. Przy tej okazji można usunąć niezjedzone lub wysuszone odpadki oraz martwe osobniki. Jeśli w trakcie przesiewania trafimy na poczwarki to warto je od razu przenieść do oddzielnego pojemnika. Jeżeli jest taka możliwość, to przesiewanie można wykonywać co 3-5 dni. Innym rozwiązaniem jest częste żywienie małymi dawkami pokarmu, który będzie zjadany w całości na bieżąco.

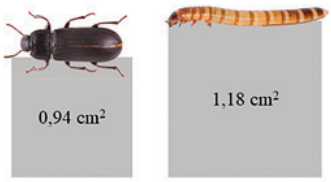
Hodowlę warto utrzymywać w pomieszczeniach albo przynajmniej na stelażach, posiadających dobrą izolację termiczną. Pozwoli ona utrzymać prawidłową temperaturę i wilgotność, przy względnie niskich kosztach. Z dostępnych opracowań wynika, że zainwestowanie w dobrą izolację sufitu i ścian (100-150 mm), pozwoli to w przyszłości na duże oszczędności wynikające z niskiej utraty ciepła. Taka inwestycja szybko też powinna się zwrócić. Pamiętać trzeba o regularnym czyszczeniu/odkurzaniu pomieszczeń, w których utrzymuje się mącznika młynarka. Czyszczenie i mycie są niezwykle istotne dla bezpieczeństwa przyszłych konsumentów. Niweluje to wiele niebezpiecznych czynników biologicznych, chemicznych i fizycznych. Warto korzystać z odkurzaczy przemysłowych, których wywiew będzie poza pomieszczeniami hodowlanymi. Wtedy wszelkie czynniki chorobotwórcze nie spowodują zanieczyszczenia pojemników z owadami. Takie sprzątanie powinno być wykonywane przynajmniej raz w tygodniu. Powierzchnie płaskie (takie jak sufit czy ściany) powinno się czyścić łagodnym detergentem lub środkiem dezynfekującym co trzy miesiące. W przypadku elementów przytwierdzonych do ścian, powinno się je odkręcać w celu dokładnego umycia i pozbycia się kurzu, pyłu itp.

2.2. Pojemniki i zagęszczenie hodowli

Utrzymanie *Tenebrio molitor* w odpowiednim zagęszczeniu jest równie ważne co warunki klimatyczne panujące w hodowli. Powierzchnia hodowli musi zawsze być uzależniona od ilości osobników. Najlepsze do utrzymania owadów będą pojemniki plastikowe. Pojemniki z tworzyw sztucznych są łatwe w obsłudze. Trzeba pamiętać, żeby posiadały grube ścianki, aby owady się nie przegryzły. Zgodnie z dostępnymi opracowaniami, zalecana wielkość pojemników do utrzymywania stada wynosi 650 mm długości na 500 mm szerokości na 150 mm wysokości lub 600 mm długości na 400mm szerokości na 125 mm wysokości. Warto, aby takie skrzynki były łatwe do czyszczenia i mycia. Trzeba zwracać uwagę na ewentualne zarysowania i uszkodzenia po których mącznik młynarek

mógłby się wspiąć. Pojemniki powinno się myć płynem do mycia naczyń lub delikatnym detergentem. Następnie trzeba je dokładnie spłukać czystą wodą i dokładnie osuszyć czystą miękką ściereczką. Pamiętać trzeba, żeby myć ściany wewnętrzne i zewnętrzne skrzynek hodowlanych. Dla owadów dorosłych (stada podstawowego) sprawdzają się systemy rusztowe oparte na tacach układanych w stos. Naprzemiennie układane są tace z osiatkowanym i zamkniętym dnem. Średnica oczek osiatkowania powinna wynosić około 0,5 mm. Taka metoda ułatwia pozyskiwanie jaj i małych larw, które będą spadały do tacy z zamkniętym dnem. Podłożem we wspomnianych pojemnikach może być 10-30 mm warstwa płatków owsianych, która stanowi idealną podstawę diety mącznika młynarka. Innym sposobem jest wykorzystanie skrzynek z dnem pełnym, w których dorosłe osobniki składają jaja przez określony czas np. 1 tydzień. Następnie postacie dorosłe są wybierane a pozostałości paszy są odstawiane do wyklucia się larw.

Zgodnie ze specjalistyczną literaturą, ilość osobników dorosłych w stadzie powinna wynosić 0,94 owada/cm^2. Liczba larw w stadzie powinna wynosić 1,18 owada/cm^2. Czemu jest to istotne? Ponieważ prawidłowe zagęszczenie owadów w stadzie wpływa na wyniki produkcyjne hodowli. Zagęszczenie mącznika młynarka w hodowli ma wpływ na wiele ważnych aspektów takich jak: kanibalizm, zwiększona śmiertelność, wzrost larw, rozród czy nawet na masę poczwarek. Poniżej zamieszczono szacunkową ilość postaci dorosłych i larw w pojemnikach 600 x 400 x 125 mm. Obliczono również teoretyczną masę larw z jednego pojemnika przy masie jednej larwy = 145 mg (uznawana jako niska masa ciała).



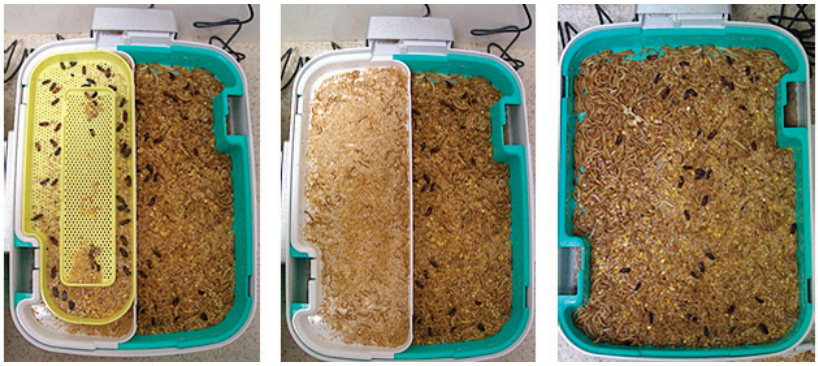
$$\frac{65cm \times 50cm}{0{,}94\ cm^2/imago} = 3457\ owadów\ w\ pojemniku$$

$$\frac{65cm \times 50cm}{1{,}18\ cm^2/larwa} = 2\,754\ owadów\ w\ pojemniku$$

$$2754\ owadów \times 145mg \approx 0{,}4kg$$

Ryc. 21. Optymalne zagęszczenie w hodowli mącznika młynarka

Warto utrzymywać tace na stelażach dzięki czemu można umieścić kilka lub kilkanaście tac na tej samej powierzchni. Trzeba pamiętać o ich cyklicznym myciu. Z tego powodu regały drewniane mogą być ciężkie w utrzymaniu i stanowią dobrą kryjówkę dla szkodników np. roztoczy. Dobrze sprawdzą się regały metalowe.



Ryc. 22. Komercyjny zestaw do hodowli mącznika młynarka na niewielką skalę.



Ryc. 23. System utrzymania mącznika młynarka na stelażach.



Ryc. 24. Przykładowe pojemniki do hodowli rusztowej mącznika młynarka.

2.3. Żywienie mącznika młynarka

Mącznik młynarek w środowisku naturalnym żywi się martwą materią organiczną. Na ich dietę składają się rozkładające się liście, patyki, trawy, rośliny, martwe owady a nawet padlina. Dlatego też można uznać je za owady wszystkożerne. Mączniki spotykane w magazynach są uznawane za szkodniki zbożowe. Można je w szczególności spotkać na uszkodzonym lub przetworzonym ziarnie. Osobniki hodowane przez człowieka nie posiadają dużych wymagań żywieniowych. Mogą one być karmione produktami pochodzenia roślinnego i zwierzęcego. Oczywiście trzeba pamiętać, że jeśli owady będą wprowadzane na rynek, to ich pasza powinna spełniać określone wymogi prawne. Wymogi te są identyczne co do zasad związanych z żywieniem zwierząt gospodarskich. Mącznika można utrzymywać wyłącznie na jednym produkcie np. na otrębach. Jednak taka uboga dieta może wpływać na przeżywalność larw, szybkość wzrostu oraz na rozrodczość postaci dorosłych. Dlatego też utrzymywanym owadom warto urozmaicać pokarm. W żywieniu *Tenebrio molitor* można wykorzystać warzywa i owoce. Dobrze w tej roli sprawdzą się rzeczy, które są pod ręką np. marchew, jabłka, zielenina, ogórek, buraki, pietruszka, kapusta, sałata, rzepa, rzodkiew, dynia, śliwka, gruszka, banany i wiele innych. Możliwości jest naprawdę wiele. Wspomniane produkty zawierają bardzo cenne substancje odżywcze, witaminy, mikro i makroelementy, których może brakować w podłożu. Pamiętać trzeba, aby warzywa i owoce umyć przed podaniem owadom, gdyż mogą zawierać zanieczyszczenia takie jak kurz, gleba, potencjalnie niebezpieczne patogeny czy środki ochrony roślin. Bezpośrednio przed podaniem owoce i warzywa należy osuszyć i pociąć na drobne części. Ponadto stanowią one dla owadów ważne i naturalne źródło wody. W przypadku podawania mokrych produktów należy usuwać niezjedzone warzywa i owoce po 24 lub najpóźniej po 48 godzinach. Poziom wilgotności paszy suchej dla mącznika młynarka powinna wynosić około 18%. Wykorzystuje się również produkty spożywcze takie jak wyroby piekarskie, produkty zbożowe czy nabiał.

Należy jednak mieć na uwadze, że najważniejszą część diety stanowi pokarm suchy. Poziom paszy powinien sięgać maksymalnie 40 mm poniżej górnej granicy pojemnika. Można stosować komercyjne pasze dla zwierząt lub wykorzystać sprawdzone receptury. Jedną z najprostszych receptur jest mieszanka 5% drożdży suszonych, 15% mąki razowej i 80% otrębów pszennych. W badaniach potwierdzono, że witaminy z grupy B są niezbędne do rozwoju owadów, dlatego dodatek drożdży może wpłynąć pozytywnie na zwiększone przyrosty larw mącznika. Celowa suplementacja innymi witaminami w szczególności A, C, D, E, K nie jest potrzebna. Do hodowli można dodawać probiotyki. W tym celu należy wykorzystać preparaty dedykowane dla innych zwierząt gospodarskich np. pszczół. Możliwe, że owady mogą również służyć jako nośnik probiotyków dla zwierząt.

Dietę mącznika młynarka warto suplementować białkiem zwierzęcym, np. wykorzystując karmę dla psów czy kotów. Dodatek produktów pochodzenia

zwierzęcego powinien znacząco zmniejszyć poziom kanibalizmu w hodowli. Warto tutaj dodać, że kanibalizm najczęściej dotyka poczwarki. Pozbywając się tego zjawiska można zwiększyć liczbę osobników dorosłych w przyszłości. Wcześniej wspomniano, że stosunek białka do węglowodanów jest ważny w prawidłowym rozwoju mącznika młynarka. Od tego stosunku zależy również szybkość przeprowadzenia pełnego cyklu życiowego *Tenebrio molitor*. Tucz larw mącznika młynarka jest znacznie wydłużony, jeśli poziom węglowodanów spada do około 20%. Natomiast okresowe zwiększenie zawartości białka może korzystnie wpłynąć na zwiększenie przeżywalności, skrócenie czasu tuczu i zmniejszenie kanibalizmu. Nie można jednak przesadzić. U owadów trzeba utrzymywać zrównoważone żywienie. Dla przykładu zbyt duża liczba kalorii w owadziej diecie potrafi zwiększyć śmiertelność larw. Pokarmy bogate w kalorie mogą powodować większą zapadalność mącznika młynarka na choroby. Za zjawisko to w szczególności odpowiedzialne są tłuszcze, które osłabiają odpowiedź układu immunologicznego.

Należy zapewnić czyste i suche miejsce do składowania pasz kupowanych luzem. Jeśli pasze są przetrzymywane zbyt długo, to istnieje duże prawdopodobieństwo, że znajdą się w nich roztocza, ćmy lub ryjkowce. Hermetyczne pojemniki są dobre do przechowywania pełnoziarnistej mąki i drożdży.



Ryc. 25. Hodowla *Tenebrio molitor*, tuż po otrzymaniu świeżego pokarmu i po 15 minutach.



Ryc. 26. Hodowla *Tenebrio molitor*, po otrzymaniu wyrobów piekarskich i po 15 minutach.

2.4. Rodzaje stad hodowlanych

W hodowli mącznika młynarka można wyróżnić 2 rodzaje stad: stado podstawowe i stado produkcyjne.

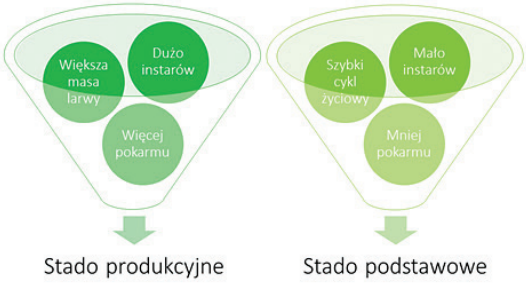
W skład stada podstawowego wchodzą owady, które hodowane są w celu uzyskania potomstwa zgodnie z cyklem produkcyjnym właściwym dla mącznika młynarka uwzględniając potrzebę zachowania ciągłości produkcji prowadzonej w hodowli. Potomstwo powinno być przeznaczone do doskonalenia populacji tego gatunku. Do rozrodu należy przeznaczyć owady o najlepszych cechach produkcyjnych. Im dłużej żyją postacie dorosłe tym większe potomstwo zostanie uzyskane.

Stadem produkcyjnym określane są larwy, które podlegają szybkiemu wzrostowi pod wpływem zabiegów hodowlanych. Celem utrzymania tego stada jest zarówno uzyskanie jak najlepszych wyników hodowlanych jak i uzyskanie osobników do rekonstrukcji stada podstawowego. Trzeba pamiętać, że stado to będzie generowało bezpośredni zysk dla hodowli.

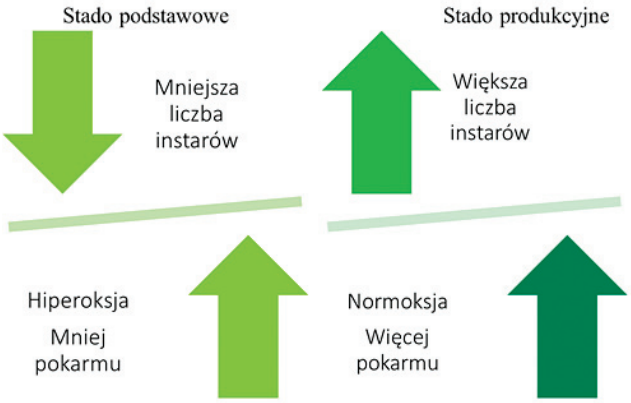
Warto prowadzić dokładną dokumentację stada. Szczególną uwagę warto zwrócić na:

- liczbę postaci dorosłych mącznika,
- śmiertelność w prowadzonej hodowli,
- liczbę larw uzyskanych od imago,
- długość życia postaci dorosłych,
- masę ciała larw po 4 instarze,
- masę ciała larw przed ubojem,
- liczbę owadów w stadzie,
- zużycie paszy przez mączniki,
- konwersje paszy.

W przyszłości wspomniane dane pozwolą na uzyskanie informacji, czy populacja owadów uzyskuje dobre wyniki hodowlane, czy może zaczynają się pojawiać jakieś problemy w stadzie. Na Ryc. 9 przedstawiono kilka cech, które powinny charakteryzować owady przeznaczone do poszczególnych stad owadów. Na Ryc. 10 przedstawiono jak szybko uzyskać poszczególne stada.



Ryc. 27. Charakterystyka rozwoju stada podstawowe i stada rozrodczego.



Ryc. 28. Jak szybko uzyskać stado podstawowe i stado produkcyjne.



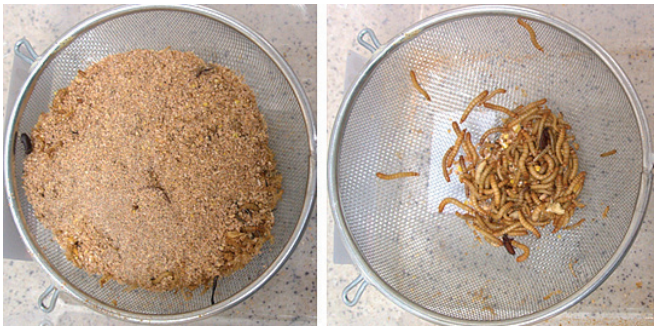
Ryc. 29. Stado podstawowe.



Ryc. 30. Część stada podstawowego po odsianiu.



Ryc. 31. Stado produkcyjne.



Ryc. 32. Część stada produkcyjnego przed i po odsadzeniu.



Ryc. 33. Larwy mącznika młynarka przed i po zakończeniu tuczu.

2.5. Chów wsobny i chów niekrewniaczy

Chów wsobny, inaczej inbred, jest to kojarzenie zwierząt spokrewnionych ze sobą. Taki chów charakteryzuje się prowadzeniem hodowli bez wprowadzania osobników niespokrewnionych. Chów niekrewniaczy (outbred) polega

na wprowadzeniu do hodowli mącznika młynarka innych owadów tego samego gatunku pochodzących z innej hodowli.

Jakie to ma znaczenie dla hodowli? Należy zauważyć, że część stada produkcyjnego wykorzystywana jest do rekonstrukcji stada podstawowego. Dlatego prędzej czy później hodowlę dotyka problem chowu wsobnego. Inbred ma istotne znaczenie dla rozrodu owadów. Okazuje się, że chów wsobny zmniejsza atrakcyjność feromonów samców mącznika młynarka. Przez to też samice mącznika znacznie rzadziej wybierają samców z chowu wsobnego niż z outbred-u. Zmniejszenie tej zdolności skutkuje niższą rozrodczością wśród owadów. W dalszej perspektywie może prowadzić do zamierania hodowli. Chów wsobny wpływa też negatywnie na układ immunologiczny owadów. Następstwem jest większa podatność owadów na choroby. Inbred może też wpływać na utrwalenie się niekorzystnych cech hodowlanych jak np. niska masa ciała.

Jak temu przeciwdziałać? Po pierwsze, przy rozpoczęciu hodowli mącznika młynarka, owady warto pozyskać z 2-3 źródeł, ponieważ chów wsobny jest dość częstym zjawiskiem wśród hodowców. Po drugie, po przeprowadzeniu kilku cykli produkcyjnych należy do stada podstawowego wprowadzić owady spoza własnej hodowli. Przed wprowadzeniem nowych owadów z obcej hodowli zalecana jest kwarantanna (14 dni) aby upewnić się, że owady nie są chore, bądź pasza, na której były transportowane, nie byłą porażona szkodnikami (np. mklikiem mącznym).



Ryc. 34. Hodowla mącznika dotknięta chowem wsobnym.



Ryc. 35. Postacie dorosłe *Tenebrio molitor* z inbred-u (po lewej) i outbred-u (po prawej).

2.6. Dobrostan

Oprócz utrzymania odpowiednich warunków środowiskowych, u owadów należy również zadbać dobrostan. Dobrostan owadów hodowlanych dotyczy przede wszystkim trzech aspektów: jak utrzymuje się owady, jak traktuje się owady i jak je przetrzymuje.

Dobrostan można określić jako poziom jakości życia z perspektywy pojedynczego zwierzęcia. Pojęcie to należy przede wszystkim wiązać z warunkami panującymi w hodowli, możliwością zachowania naturalnego behawioru i utrzymaniu prawidłowego zdrowia fizycznego. W dużym uproszczeniu dobrostan odnosi się do 5 zasad wolności. (1) Wolność od głodu, pragnienia i niedożywienia- zapewnienie hodowanym zwierzętom dostępu do pokarmu i świeżej wody, które zapewnią im prawidłowy rozwój. (2) Wolność od dyskomfortu – zapewnienie warunków, które nie będą tworzyły niezasadnego dyskomfortu fizycznego. (3) Wolność od bólu i chorób- w znaczeniu prewencji, szybkiej diagnozy i leczenia. (4) Wolność do wyrażania naturalnego zachowania – ma to im umożliwić odpowiednia powierzchnia, prawidłowe warunki zoohigieniczne i obecność innych zwierząt. (5) Wolność od stresu i strachu - należy tak traktować zwierzęta, aby nie generować niepotrzebnego stresu.

Do wspomnianych zasad wolności IPIFF- International Platform of Insects for Food and Feed (Międzynarodowa Platforma Owadów dla Żywności i Pasz) rekomenduje następujące zalecenia:

1. Należy zapewnić wystarczającą ilość pożywienia i wody oraz zabezpieczyć prawidłowe warunki temperaturowe i wentylacje podczas hodowli i transportu.
2. Należy uszanować fizjologiczne potrzeby owadów, zapewniając im jak najlepsze warunki środowiskowe, co będzie sprzyjać ich optymalnemu wzrostowi poprzez prawidłowe warunki mikroklimatyczne.
3. Trzeba zapewnić prawidłowe warunki transportu, zadbać o odpowiedni czas transportu, zapewnić odpowiednią temperaturę i wentylację, aby warunki te były najbardziej zbliżone do naturalnych. Należy wystrzegać się materiałów i elementów w hodowli, które mogą okaleczyć owady. Trzeba dążyć do zminimalizowania ewentualnego kanibalizmu poprzez zapewnienie odpowiedniej przestrzeni i zagęszczenia owadów. Powinno się też stosować metody uśmiercania, które zapewnią szybką śmierć owadów, aby zminimalizować ewentualny ból.
4. Należy stosować wyłącznie pojemniki i praktyki hodowlane zapewniające optymalne poziomy temperatury, światła, wilgotności i zagęszczenia, które pozwalają na normalny wzorzec zachowania, zgodnie z potrzebami każdego gatunku.
5. Z uwagi na brak szerszych informacji, trzeba śledzić aktualne informacje dotyczące potencjalnego wpływu stresu na owady.

Czy owady mogą doznawać cierpienia lub stresu? Czy są zdolne do odczuwania bólu? W końcu owady mają jedynie około 960000 neuronów. Naukowcy wciąż nie są pewni istnienia i stopnia odczuwania bólu oraz stopnia poziomu świadomości u bezkręgowców. Wciąż trwa debata na temat istotności dobrostanu w hodowli owadów. Organizacje pro-owadzie wskazują, że dobrze zarządzane hodowle mogą utrzymać wysokie standardy dobrostanu owadów bez zbędnego wysiłku. Już teraz wielu producentów wprowadza zasady humanitarnej hodowli i przetwarzania owadów. W raporcie FAO dotyczącym „jadalnych owadów" zawarto informację na temat wprowadzania wysokich standardów dobrostanu w hodowli, nawet w przypadku braku wiedzy, czy owady mogą cierpieć.

U owadów musimy rozróżnić ból od reakcji na bodźce. Do bodźców zaliczymy potencjalnie szkodliwe poziomy ciśnienia, substancji chemicznych, ciepła i zimna. Odpowiedź na bodźce jest mimowolną reakcją organizmu, która nie niesie za sobą negatywnej reakcji emocjonalnej lub zjawiska bólowego. Gdy organizm owada odczuwa ból, przez układ nerwowy jest on identyfikowany jako zagrożenie. Sugeruje się, że większość odruchów owadzich, to tak naprawdę ewolucyjnie zaprogramowane zachowanie, które ma na celu unikanie bodźców. Najpierw jednak owad musi tego bodźca doświadczyć. Porównać to należy do odruchu cofania ręki, kiedy dotyka czegoś gorącego. Przyjmuje się, że owady są zdolne do subiektywnych doświadczeń, to znaczy, że mogą odbierać w indywidualny sposób środowisko przez pryzmat tego co wcześniej przeżyły. Dlatego też niektórzy naukowcy uznają, że owady mogą posiadać prymitywną świadomość. Pozwala ona owadom na podstawową orientację w terenie i prostą interpretacje bodźców. Część naukowców wyklucza zdolność do odczuwania przez owady bólu, stresu czy cierpienia.

Akademickie rozważania wciąż nie dają jednoznacznych informacji, dlatego warto, traktować owady jako istoty czujące, czyli tak jak inne zwierzęta gospodarskie. Należy się z nimi obchodzić humanitarnie.

Owady oprócz komunikacji dźwiękowej czy optycznej, mogą się również porozumiewać przez dotyk, zapach a nawet wibracje. Obecnie ciężko określić, czy istnieją zachowania behawioralne, których powinniśmy wykonywanie owadom umożliwić.

Według pionierów entomofagi, dobrostan w hodowli owadów będzie mógł rozwijać się w różnych kierunkach: w oparciu o prawo dotyczące zwierząt gospodarskich, czyli koncentrujące się na podstawowych potrzebach zwierząt; skupienie się na zyskach i stratach w interakcji człowieka z bezkręgowcami; lub brak konieczności dbania o ich dobrostan. Prawdą jest, że zasady dotyczące dobrostanu zwierząt muszą dopasować się do rzeczywistości w jakiej owady są hodowane i uwarunkowań socjo-ekonomicznych.

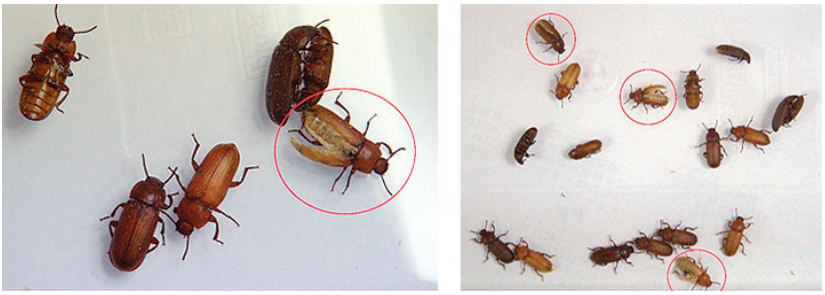
Należy upewnić się, że zasady dobrostanu będą dostosowane do wymogów utrzymania mącznika młynarka. Zawsze trzeba starać się spełniać potrzeby tego owada. Warunki utrzymania powinny być ustawione zgodnie z wymaganiami dla tego gatunku. Trzeba zapewnić owadom odpowiednie środowisko w hodowli,

które będzie zbliżone do środowiska naturalnego. Należy przypomnieć, że w hodowlach mącznika młynarka może dochodzić do kanibalizmu. Jest to zjawisko, którego trzeba za wszelką cenę unikać. Dlaczego poruszana tematyka jest tak ważna? Ponieważ poziom dobrostanu ma bezpośrednie przełożenie na wartość odżywczą owadów i wyniki produkcyjne hodowli.

Chów owadów na cele żywieniowe i paszowe związany jest z ich przetwarzaniem. Dlatego też końcowym elementem hodowli jest ich humanitarne uśmiercanie. Generalnie najważniejsza zasada dotyczy zmniejszenia ryzyka potencjalnego bólu oraz zapewnienia szybkiej śmierci.

Skoro już o uśmiercaniu mowa trzeba się pochylić nad metodami, które są zwykle wykorzystywane do eutanazji mącznika młynarka. Wiedza na temat humanitarnych metod uśmiercania jest mglista, ponieważ jak dotąd nie wykonano wielu badań. Do najczęściej wykorzystywanych zalicza się metody fizyczne i chemiczne. Pod uwagę należy brać jedynie metody, które na późniejszych etapach produkcji nie będą stanowiły zagrożenia dla potencjalnych konsumentów. Mają one doprowadzić do zniszczenia układu nerwowego. Prowadzi to do braku odbioru bodźców oraz śmierci zwierzęcia. Zwykle odbywa się to bez znieczulenia. W metodach chemicznych wykorzystywane są środki wziewne np. dwutlenek węgla (CO_2). Niemożność pobrania tlenu doprowadza do śmierci zwierzęcia, bez zbędnego cierpienia. Brak jest jednak wytycznych dotyczących czasu, stężenia CO_2 i kubatury opakowania. Najczęściej wykonuje się uśmiercanie metodami fizycznymi. Zalicza się do nich: miażdżenie, mielenie, mrożenie i wystawienie na wysoką temperaturę (powyżej 55^{o}C).

Miażdżenie polega na szybkim i silnym zgnieceniu owada, obiektem o płaskiej powierzchni. Powoduje to natychmiastową śmierć. Do mielenia zalicza się metody mające na celu rozerwanie ciała owada. W tym wypadku blenderowanie (mielenie owadów na wysokich obrotach) jest dobrą opcją. Pozwala w bardzo krótkim czasie (1-2 s) rozdrobnić całe ciało owada. Wykonanie wolniejszego procesu mielenia powinno się odbyć dopiero po procesie znieczulenia. Kolejna metoda - mrożenie, jest jedną z najczęściej wykorzystywanych metod przez hodowców. Można zastosować dłuższe mrożenie w zamrażarce lub krótkie w ciekłym azocie. Obie metody z punktu widzenia dobrostanu wydają się być sensowne. Mrożenie w zamrażarce na początku prowadzi do zwolnienia metabolizmu owada, a po około godzinnej ekspozycji, prowadzi do śmierci. Jest to najbardziej dostępna i szeroko akceptowana metoda. Szybkie mrożenie, jest bardzo humanitarną metodą, ale ciężką (ciekłe gazy łatwo się ulatniają) i drogą w utrzymaniu. Najlepszą metodą wykorzystującą wysoką temperaturę jest gotowanie we wrzątku. Dochodzi szybko do ścięcia się białek i śmierci owada. Do celów kulinarnych wykorzystuje się smażenie i pieczenie, jednak należy się upewnić, że temperatura zagwarantuje szybką śmierć owada. Niektórych metod należy się wystrzegać. Przykładem jest dekapitacja (odcięcie głowy), która jest w stosunku do owadów jest niehumanitarne. Układ nerwowy jest inaczej zbudowany niż u ssaków. Istnieje ryzyko, że mącznik młynarek po odcięciu głowy może cierpieć przez dłuższy czas.



Ryc. 36. Uszkodzenia osobników dorosłych (na czerwono) wskazujących na zachowania kanibalistyczne.



Ryc. 37. Gromadzenie się imago w jednym miejscu może wskazywać na obecność zjawiska kanibalizmu w hodowli.



Ryc. 38. Poczwarki uszkodzone przez postacie dorosłe.



Ryc. 39. Martwe larwy mącznika młynarka.



Ryc. 40. Mrożenie larw i poczwarek mącznika młynarka.



Ryc. 41. Zamrożone larwy mącznika młynarka.

3. Cykl produkcyjny

Generalnie cykl produkcyjny owadów można podzielić na reprodukcję, produkcję, separację i ubój. Szybkość i efektywność tych etapów jest bezpośrednio związana z kosztami i opłacalnością produkcji mącznika młynarka. Pierwszym etapem jest reprodukcja, gdzie formy imago składają jaja potrzebne

do wyhodowania larw. Trzeba mieć na uwadze, że liczba złożonych jaj oraz ich przeżywalność zależy przede wszystkim od warunków zoohigienicznych oraz zagęszczenia owadów. Za koniec tego etapu należy uważać na odseparowanie jaj od postaci dorosłych.

Następnym etapem produkcyjnym jest tucz owadów. W trakcie tego etapu dochodzi do intensywnego wzrostu larw. Po okresie około 3-4 miesięcy larwy dojrzewają do wykorzystania ich jako produktu finalnego hodowli. Pamiętać trzeba, że w tym okresie szczególnie ważne są: temperatura, wilgotność, zagęszczenie i rodzaj diety owadów. Aby ten etap przechodził sprawie, larwom oprócz produktów zbożowych warto dodawać owoce i warzywa (są źródłem wilgoci oraz cennych wartości odżywczych).

Obecnie szeroko dostępną technologią separacji larw jest przesiewanie przez sita mechaniczne o odpowiednich oczkach. Ręczne przesiewanie to czasochłonna metoda wymagająca dużego zaangażowania pracowników. W tym okresie zawsze należy pozostawić około 5-10% larw do rekonstrukcji stada podstawowego.

Etapem kończącym cykl produkcyjny jest ubój larw. Warto, aby to zadanie poprzedzić oczyszczeniem przewodu pokarmowego owadów. Doprowadza to do usunięcia zanieczyszczeń. Następnie można poddać owady dalszej obróbce lub przechowywaniu. Dalsze procesy technologiczne mają na celu przygotowanie owadów do produkcji żywności lub pasz.



Ryc. 42. Hodowla mącznika młynarka w warunkach laboratoryjnych.



Ryc. 43. Zbiór larw i poczwarek.



Ryc. 43. Zbiór larw i poczwarek.

4. Wykorzystanie mącznika młynarka

Czy entomofagia jest czymś nieznanym w kulturze zachodniej? Nie do końca. Kultura zachodnia czerpie z starożytnych kultur. Już starożytni Rzymianie i Grecy jadali owady. Dla przykładu ulubioną przekąską Arystotelesa (starożytnego greckiego filozofa) były cykady. Rzymianie zaś mieli specjalne dania z owada kozioroga dębosza o nazwie „cossus". Jeszcze bliższa dla polskiej kultury Biblia, opisuje i pozwala na spożywanie szarańczy. Zgodnie z tą księgą, nie można spożywać owadów, które stąpają po ziemi. Nawet w Europie znajdują się potrawy tradycyjne, które bazują na owadach np. „Casu Marzu" - gatunek owczego sera, który dojrzewa dzięki larwom much z gatunku *Piophila casei*. Z uwagi na klęski głodu w kuchniach europejskich zachowało się spożywanie ślimaków czy żab. W tych trudnych czasach spożywano również owady, szczególnie chrabąszcze majowe. Jeszcze w XX wieku owady te powróciły na europejskie stoły za sprawą zupy z chrabąszczy majowych. W zapiskach historycznych wspomina się, że żacy jedli larwy tych owadów na surowo. Warto zauważyć, że ekskluzywne owoce morza, w tym kraby, homary, krewetki, tak samo jak owady należą do stawonogów.

Dla niedowiarków i sceptyków warto wskazać kilka faktów, że chcąc nie chcąc, świadomie bądź nie, każdy w swoim życiu spożył owada. Takie podstawowe produkty spożywcze np. brokuły czy puszkowane pomidory, zawierają resztki owadów. Standardowy konsument rocznie zjada około 100 gram wciornastek (należą do podgromady owadów uskrzydlonych). Owady można spotkać w mrożonych warzywach. W 100 gramach mrożonego produktu dopuszczalne jest do 50 mszyc. W ogólnodostępnych sokach znaleźć można muszki owocówki, szczególnie w soku pomarańczowym. Dopuszczalne jest 5 osobników na 226 g soku. Jeżeli ktoś lubi kukurydzę konserwową, powinien liczyć się z możliwością spożycia larwy omacnicy kukurydzianej lub stonki kukurydzianej. A grzyby? Ten typowy dla kuchni polskiej produkt również może być porażony larwami owadów. Nawet po ich oczyszczeniu możliwe jest, że spożyte zostaną owady lub ich części. Pamiętać też trzeba o żywności pochodzenia owadziego, czyli o wszystkich produktach pochodzących od pszczół, czyli miodzie, pyłku, propolisie i mleczku

pszczelim. Nawet dodatki do żywności, jak np. koszenila (barwnik) produkowane są z czerwca kaktusowego (*Dactylopius coccus*). Podsumowując, standardowy konsument w ciągu roku spożywa, świadomie lub nie, średnio około 1 kilograma różnych owadów.

W krajach, gdzie entomofagia jest czymś naturalnym, różne gatunki owadów pozyskuje się ze środowiska. Owady te wykorzystywane są na potrzeby własne, a ewentualne nadwyżki sprzedawane są na lokalnym rynku. W polskich warunkach oczywiście lepiej te owady hodować. Specyfika mącznika młynarka pozwala na łatwe założenie przydomowej hodowli. W trakcie chowu mącznika powstaje wiele produktów, które można następnie wykorzystać. Pierwszym i najważniejszym surowcem, który uzyskuje się w trakcie hodowli mącznika jest oczywiście tuszka owadzia. Ciało owadów stanowi bardzo bogate źródło substancji odżywczych. Tuszka owadzia zawiera ok 56% wody, 18% białka, 17% tłuszczu i 1% popiołu surowego. Jest bogata w mikro i makroelementy. Tuszkę mącznika można przetworzyć albo wykorzystać bezpośrednio do spożycia. W żywieniu zwierząt wykorzystuje się żywe lub wcześniej zakonserwowane owady. Nie należy spożywać martwych larw (będą one miały charakterystyczny czarny kolor). Żywe larwy mogą być wykorzystane w hodowli ryb, drobiu czy zwierząt egzotycznych takich jak płazy, gady, ptaki ozdobne i ssaki owadożerne. Trzeba pamiętać, że żywe owady posiadają mocne żuwaczki, którymi mogą uszkodzić delikatne podniebienie zwierząt.

Dobrą zasadą, przed procesem przetwarzania larw na produkty spożywcze jest zastosowanie głodówki w celu oczyszczenia przewodu pokarmowego. Należy przełożyć larwy do pustego pojemnika i odczekać około 2 dni. Po tym zabiegu można zmienić smak mącznika młynarka. Aby to zrobić, do oczyszczonych larw trzeba dodać składniki, które wpłyną na końcowy smak larw np. jabłko, marchew, pomarańcza, cynamon itp. Owady utrzymuje się na takim pożywieniu przez co najmniej 2 dni. Po tym zabiegu znów powinno się wykonać oczyszczanie przewodu pokarmowego.

Owady poddaje się uśmiercaniu i przechowuje w typowej zamrażarce. Owady powinno się trzymać w szczelnym opakowaniu wraz z datą zbioru. W warunkach chłodniczych zabezpieczone larwy utrzymuje się do dwóch miesięcy. Po rozmrożeniu, owady trzeba natychmiast podawać zwierzętom. Jeśli chodzi o spożycie *Tenebrio molitor* przez człowieka zaleca się wcześniejszą obróbkę termiczną. Owady przed przyrządzeniem należy umyć pod bieżącą wodą i wysuszyć. Przed przygotowaniem zaleca się umieścić owady w niskiej temperaturze (np. -10^{o}C) na około 10 minut. Kolejnym krokiem jest obróbka termiczna. Jest oczywiście wiele metod, oto kilka przykładów:

- suszenie - owady można wysuszyć przy użyciu suszarki do żywności lub piekarnika w temperaturze około 50^{o}C. Tak przygotowane larwy mogą służyć jako dodatek do żywności lub jako przekąska.
- gotowanie - owady można ugotować. Larwy utrzymuje się we wrzącej wodzie przez 3 minuty, a następnie odcedza się na serwetce lub szmatce.

W przypadku zauważenia silnie uszkodzonych larw lub zabarwionych na ciemno, należy je wyrzucić. Po tym zabiegu owady są gotowe do spożycia. Ostudzona woda posiada trochę wartości odżywczych, dlatego można wykorzystać ją do podlania roślin.

- smażenie - larwy wrzucamy na rozgrzaną patelnię z tłuszczem. Jeśli owady zaczynają trzaskać/pękać, należy zmniejszyć ogień.

Larwy mącznika młynarka mogą zostać także przetworzone w mączkę owadzią. Charakteryzuje się ona zawartością około 2,5% wody, 45% białka, 42,5% tłuszczu i 4% popiołu surowego. Jest to bardzo cenny produkt. Niestety do jego uzyskania wymagana jest linia technologiczna do przetworzenia larw. Mączka z mącznika młynarka jest bardzo dobrym substratem do produkcji pasz dla zwierząt. Może ona zostać wykorzystana jako dodatek do produktów spożywczych. Taka mączka przy odpowiednich procesach może zostać również odtłuszczona i pozbawiona chityny. Sprawia to, że jest ona jest jeszcze bardziej wartościowa.

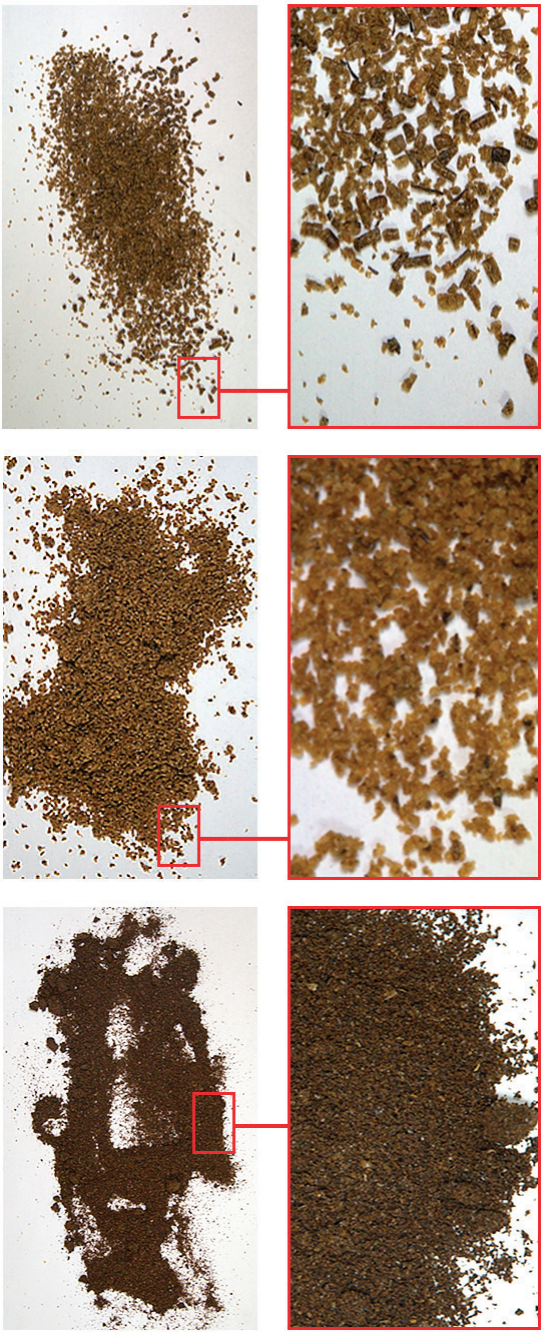


Pamiętaj!

Larwy mącznika młynarka nie wymagają wiele zachodu w przygotowaniu. Owadów nie musimy patroszyć, ani odcinać głowy czy odnóży. Ponadto, przy nadmiarze larw, można je zamrozić lub wysuszyć. Inne zabiegi są opcjonalne.

Chityna jest wartościowym produktem uzyskanym w trakcie hodowli mącznika młynarka. Larwy kilkanaście razy w trakcie cyklu rozwojowego zrzucają pancerzyk chitynowy. W trakcie ruchu larw w hodowli pancerzyki chitynowe są powoli przesuwane na wierzch hodowli. Można ją wtedy łatwo zebrać np. małym odkurzaczem. Chityna ma też zdolność do elektryzowania się. Posiada ona liczne zastosowania komercyjne. Stosowana jest w produkcji spożywczej jako stabilizator, lub suplement diety. Wpływa ona pozytywnie na poziom cholesterolu, utrzymanie prawidłowej masy ciała, wspiera układ moczowy i może wspomagać regenerację układu nerwowego. Potrafi pochłonąć metale ciężkie czy toksyny z przewodu pokarmowego. Ponadto chityna znalazła szerokie zastosowanie w farmakologii. Oprócz powyższych wykorzystywana jest w produkcji kosmetyków. Wpływa pozytywnie na szkliwo, zęby, paznokcie i cerę. Z chityny produkuje się chitozan. Substancje te znajdują również szerokie zastosowanie w rolnictwie.

W przypadku utrzymania owadów na siatce, można pozyskać osyp (odchody, resztki pokarmu itp.). Stanowi on świetny nawóz dla roślin doniczkowych i ogrodowych. Pozostałości po hodowli np. podłoże, martwe osobniki i pancerzyki mogą zostać zagospodarowane jako nawóz bądź też substrat wykorzystywany przez biogazownie.



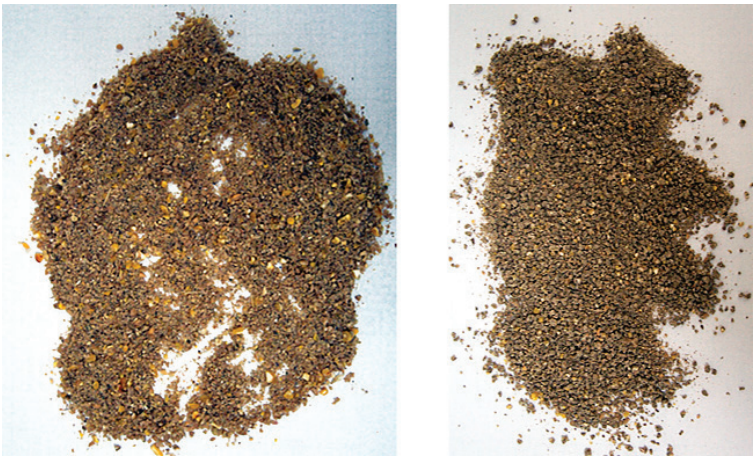
Ryc. 44. Mączki z *Tenebrio molitor.*



Ryc. 45. Chityna pozyskana z hodowli mącznika młynarka.



Ryc. 46. Osyp po hodowli mącznika młynarka.



Ryc. 47. Pasze z dodatkiem mączki z *Tenebrio molitor.*

5. Prawodawstwo i bezpieczeństwo konsumenta

Trzeba pamiętać, że owady tak samo jak konwencjonalne zwierzęta gospodarskie, powinny podlegać monitoringowi pod kątem bezpieczeństwa żywności i paszy. Rozwój sektora owadów jadalnych doprowadził do powstania regulacji prawnych dotyczących hodowli i wykorzystania produktów pochodzenia owadziego. Obecnie w Polsce brak jest przepisów prawnych dotyczących jadalnych owadów, przez co należy stosować się do uregulowań Unii Europejskiej. Regulacje prawne dotyczą przede wszystkim higieny produktów przeznaczonych do żywienia ludzi i zwierząt.

Jak już wspomniano, mącznik młynarek na terenie UE został wpisany do katalogu „nowej żywności", ponieważ owad ten nie przenosi patogenów charakterystycznych dla roślin, zwierząt i człowieka; nie jest gatunkiem inwazyjnym; nie wywołuje chorób u ludzi zwierząt; nie wpływa negatywnie na rośliny uprawne ani nie jest gatunkiem chronionym. Oprócz mącznika do grupy owadów hodowlanych na terenie UE wpisano: muchę czarną (*Hermetia illucens*), muchę domową (*Musca domestica*), pleśniakowca lśniącego (*Alphitobius diaperinus*), świerszcza bananowego (*Gryllodes sigillatus*), świerszcza domowego (*Acheta domesticus*) i świerszcza kubańskiego (*Gryllus assimilis*). Regulacje prawne pozwalają to na wprowadzenie produktów innowacyjnych (takich jak owady) oraz wprowadzają standardy bezpieczeństwa w sektorze spożywczym przy jednoczesnym rozszerzeniu dostępnego asortymentu dla tej branży. Tym samym możliwa jest ocena bezpieczeństwa tych produktów przez stosowne instytucje (np. Inspekcje Weterynaryjną, Inspekcję Sanitarną). Dzięki wprowadzonemu pojęciu „nowej żywności" takie produkty spożywcze można łatwiej zarejestrować. Co ciekawe, na terenie UE dopuszczono do obrotu nie tylko całe owady, ale także części owadów lub produkty pochodzenia owadziego (np. mączka).

Pamiętać trzeba, że z punktu widzenia konsumenta najważniejsze jest bezpieczeństwo tego produktu. Dlatego też po pierwsze, aby żywność na bazie owadów mogła być wprowadzona na rynek musi posiadać odpowiednie zezwolenia. Owady wykorzystywane tylko na użytek własny (konsumpcja) nie muszą być rejestrowane. Owady wprowadzane na rynek muszą spełniać wymogi uregulowane zapisami dotyczącymi higieny żywności i pasz, Dobrej Praktyki Hodowlanej, Dobrej Praktyki Higienicznej i Dobrej Praktyki Produkcyjnej. Jeśli produkt pochodzenia owadziego ma zostać wprowadzony na rynek to nie można skarmiać owadów „byle czym". Należy zaznaczyć, że mają one status zwierząt gospodarskich, dlatego mącznika młynarka należy skarmiać jedynie zatwierdzonymi materiałami pochodzenia roślinnego i zwierzęcego stosowanymi w diecie zwierząt gospodarskich. Jeżeli pozyskuje się pożywienie dla owadów od producentów pasz to trzeba pamiętać, że takie podmioty muszą być zarejestrowane w odpowiedniej instytucji, posiadać wdrożony system HACCP i muszą przestrzegać prawa paszowego. Tak samo jak w przypadku konwencjonalnych zwierząt, hodowca owadów, musi posiadać i przechowywać informację dotyczące

daty dostaw paszy, producenta i parametrów wstępnych paszy. Pod żadnym pozorem nie można stosować produktów, które nie spełniają wymogów bezpieczeństwa (np. pasza wycofana z obrotu, pasza zapleśniała). Mącznik młynarek wprowadzony na rynek spożywczy czy paszowy musi spełniać odpowiednie wymogi mikrobiologiczne. Istotnym jest, aby hodowane owady były również okresowo badane na obecność niepożądanych substancji chemicznych tj. metali ciężkich, pestycydów i mykotoksyn. Muszą one spełniać limity określone przez stosowne przepisy prawne. Na koniec warto pamiętać, że mącznik młynarek również podlega zasadzie identyfikowalności.

Aby owady spełniały założenia produktu bezpiecznego trzeba pamiętać o zasadach bioasekuracji. Strefa czysta i brudna jest koniecznością, tak samo jak zabezpieczenie przed potencjalnymi szkodnikami. Szczególną uwagę należy przyłożyć do zabezpieczenia hodowli przed wnikaniem czynników chorobotwórczych. Pamiętać trzeba, że owady wprowadzane na rynek nie mogą wywoływać niekorzystnych skutków dla zdrowia zwierząt lub ludzi. Bioasekuracja pozwoli nam też na ochronę stada przed patogenami specyficznymi dla owadów. W przypadku opieki nad hodowlą należy zadbać o to, aby nie doszło do ucieczki owadów z hodowli.

Owady oraz produkty ich przerobu są traktowane jako uboczne produkty pochodzenia zwierzęcego kategorii 3 - produkty uboczne pochodzenia zwierzęcego pochodzące ze zwierząt niewykazujących żadnych objawów chorobowych. Oznacza to, że mącznik młynarek może być dopuszczony do stosowania w paszach dla zwierząt. Obecnie największym ograniczeniem w szerokim stosowaniu białka owadziego jest to, że wchodzi ono do kategorii przetworzonego białka zwierzęcego (PAP). Ograniczenia w stosowaniu przetworzonego białka zwierzęcego zostały zapoczątkowane w trakcie epidemii pasażowalnych encefalopatii gąbczastych (w tym tzw. choroby wściekłych krów). Dlatego wszystkie produkty zaliczane do PAP zostały wycofane z pasz dla zwierząt. Obecnie w gospodarstwach rolnych, PAP owadzi można stosować u ryb, zwierząt towarzyszących i futerkowych. Tłuszcz owadzi oraz białka hydrolizowane można stosować w żywieniu wszystkich zwierząt. Należy jednak bacznie obserwować sytuację prawną, gdyż w przyszłości istnieje możliwość stosowania PAP w żywieniu krzyżowym (tzn. podawanie PAP innym gatunkom niż z których produkt ten powstał). Może to doprowadzić do tego, że owadzi PAP zostanie zarekomendowany do żywienia świń i drobiu.

Osoby zainteresowane założeniem hodowli na większą skalę powinny dokładnie zapoznać się z aktami prawnymi umieszczonymi w literaturze.

6. Kwestie ekonomiczne

Czy hodowla mącznika młynarka jest w ogóle opłacalna? To zależy. Na pewno nie można liczyć na zyski, kiedy utrzymuje się owady w bardzo małej skali i gdy nie spełnia się wymogów prawnych. Hodowla, pomimo że nie niesie za sobą zysków, posiada inne zalety, jak choćby wykorzystanie produktów

ubocznych z produkcji rolnej, darmowe źródło białka i wiele innych. Mącznik młynarek z małych, niezarejestrowanych hodowli może być sprzedawany do sklepów zoologicznych jako karma dla zwierząt egzotycznych. Można tam sprzedać żywe, suszone lub mrożone larwy. Zysków należy się spodziewać, w przypadku wielkotowarowej hodowli mącznika młynarka. Wartość mączki z *Tenebrio molitor* przejmuje ceny od 4200 do 6800 zł za tonę. Tym samym wartość rynkowa mączki względem kosztów produkcji jest 5-8-krotnie wyższa.

Należy określić co generuje koszty hodowli mącznika młynarka. Pierwszym ważnym wydatkiem jest koszt pracy. Po pierwsze, pracownicy muszą monitorować warunki zoohigieniczne w hodowli. Powinni też zajmować się całym procesem hodowli, czyli np. karmieniem owadów, separacją larw, przesiewaniem jaj, uzupełnieniem stada podstawowego, usuwaniem resztek, pohodowlanych produktów ubocznych czy martwych owadów. Jeśli w hodowla posiada linie do produkcji mączki, zadaniem pracowników powinna być również obsługa tych urządzeń. Pracownicy muszą być też odpowiedzialni za techniczne aspekty hodowli jak np. przygotowanie i czyszczenie pojemników, opieka nad urządzeniami do separacji larw.

Kolejnym dużym wydatkiem przy prowadzeniu hodowli jest prąd. Niestety hodowla mącznika młynarka pochłania go dość sporo. Z uwagi, że szybkość cyklu jest w głównej mierze uzależniona od temperatury, to duża część energii zostanie wykorzystana na utrzymanie systemów grzewczych i wentylacji. Doliczyć do tego trzeba takie koszty generowane przez oświetlenie, zamrażarki, linie technologiczne, komputery służące do prowadzenia dokumentacji i inne.

Do wspomnianych kosztów doliczyć trzeba paszę dla owadów. Jak wspom-niano, dieta owadów powinna składać się zarówno z produktów zbożowych jak i warzyw lub owoców. Trzeba przyjąć, że do wytworzenia 1 tony larw mącznika młynarka potrzebne jest około 2 ton paszy. Aby uzyskać 1 tonę mączki z mącznika młynarka o odpowiednich wartościach potrzebne jest około 2 tony larw. Tak więc 1 tona mączki będzie równa 4 tonom paszy.

Ostatnim wydatkiem, który trzeba brać pod uwagę to koszt wody i sprzętu zużywalnego takiego jak odzież ochronna, zasoby do bioasekuracji, środki higieny osobistej, pojemniki do hodowli, sita, materiały eksploatacyjne i wiele innych drobnych rzeczy, których nie jesteśmy w stanie przewidzieć.

Ogólne koszty w dużej mierze są uzależnione od poziomu zastosowania nowych technologii, kosztami pracy, technologii uzyskiwania i przetwarzania larw i co chyba najważniejsze, sposobem i skalą hodowli mącznika młynarka.

7. Jak zacząć hodowle w kilku krokach

Stworzenie przydomowej hodowli mącznika młynarka nie jest ciężkim zadaniem. *Tenebrio molitor* jest wyjątkowo prosty w utrzymaniu. Sama hodowla przydomowa nie generuje dużych kosztów ani nie jest skomplikowana. Do prowadzenia hodowli nie potrzeba specjalnego przeszkolenia. Stado można utrzymywać

w pomieszczeniach gospodarskich, a także można spożytkować niewykorzystany czas pracy. Sama hodowla owadów pozwala na recykling produktów ubocznych powstających w gospodarstwie. Stado owadów jest również naturalnym, łatwo namnażającym się źródłem pożywienia dla innych utrzymywanych w gospodarstwie zwierząt np. ryb czy drobiu. Przedstawione w instrukcji kroki pozwolą na stworzenie pierwszego stada podstawowego i produkcyjnego.

Krok 1: Pojemnik startowy

Przed rozpoczęciem należy zadbać o odpowiednie pojemniki, które pozwolą na stworzenie dogodnych warunków dla stada owadów. Do tego celu wykorzystać można np. plastikowe pojemniki czy tacki z wysokimi ściankami. Liczba pojemników powinna być uzależniona od wielkości planowanej hodowli. Najważniejsze jest, aby były one szczelne i nie porysowane (żeby zapobiec ucieczką owadów). Dobrze będzie, jeśli kontener będzie miał rozmiary przynajmniej 60 x 40 x 12 cm. Wybrany pojemnik należy zabezpieczyć przed wnikaniem innych owadów czy zanieczyszczeń do hodowli. Zabezpieczenie powinno umożliwić pełną cyrkulację powietrza w pojemniku. Warto w tym wypadku zastosować osiatkowanie.

Krok 2: Przygotowanie pojemnika

Pojemnik do hodowli mącznika młynarka, trzeba dokładnie zdezynfekować, umyć i osuszyć. Następnie trzeba poważnie przemyśleć lokalizację, w której owady będą trzymane. Miejsce utrzymywania stada powinno być suche, ciemne, bez nadmiernego przewiewu. Dobrze, jeśli jest na uboczu, gdzie stado nie będzie niepokojone. Trzeba pamiętać, że wiele czynników wpływa na sukces hodowlany, w szczególności temperatura. Dlatego też należy utrzymywać hodowlę w ciepłym miejscu. W celu osiągniecia dobrych przyrostów trzeba pamiętać, aby temperatura ta była wysoka, najlepiej w granicach 25-28^{o}C. Trzeba też zadbać, aby wahania temperaturowe nie były zbyt duże.

Krok 3: Podłoże do hodowli

Po przygotowaniu miejsca i pojemnika przyszedł czas na podłoże. Pamiętać należy, że podłoże stanowi jednocześnie pokarm dla mącznika młynarka. Podłoże musi być suche, wolne od szkodników i czynników chorobotwórczych. Jako podłoże można użyć wielu produktów przerobu zboża na przykład otręby pszenne/owsiane, płatki ryżowe/kukurydziane, okruchy zbożowe i wiele innych mielonych/sypki produktów zbożowych. Równie dobrze można użyć paszy dla zwierząt np. dla kur. W takim przypadku jednak należy zwracać uwagę, czy pasza nie ma ewentualnych substancji szkodliwych dla owadów np. ziemi okrzemkowej. Niezależnie czy wykorzystywana jest pasza komercyjna czy też własne produkty, warto przeprowadzić sterylizację w temperaturze 75^{o}C przez 20 min. Jednocześnie mając na uwadze aspekt ekonomiczny należy zwrócić uwagę czy cena substratu nie przewyższa korzyści wynikających z przyrostów larw. Warstwa podłoża powinna być nie mniejsza niż 3-4 cm. Szczególną uwagę należy zwrócić na wilgotność, aby nie spowodowała rozwoju roztoczy lub pleśnienia.

Krok 4: Czas na owady!

Kolejnym krokiem jest zasiedlenie przygotowanego podłoża mącznikiem młynarkiem. Owady można pozyskać ze sklepów zoologicznych lub innych hodowli. Ważne jest, aby wiedzieć, czym wcześniej karmiono owady, ponieważ może to pośrednio wpływać na zdrowie stada, czy przyszłego konsumenta. Nie należy wykluczyć możliwości wystąpienia chorób. Nie warto kupować najtańszych owadów, ponieważ cena może wynikać ze złych warunków zoohigienicznych, potencjalnych szkodników (roztocza/mkliki), bądź inbredu. Również pamiętać trzeba, aby do pojemnika dodać dużą liczbę owadów (oczywiście w granicach dobrostanu). Hodowlę powinno rozpocząć się od przynajmniej 500 larw. Zapewni to prawidłowy i ekonomiczny rozwój hodowli i stada.

Krok 5: Okres wzrostu zakupionych larw

Udało się uzyskać stado początkowe. Teraz karmimy larwy, aż do osiągniecia stadium poczwarek. Jeśli nie mamy wolnych rąk do pracy, wystarczy karmić 2-3 razy w tygodniu. Aby uzyskać lepsze wyniki hodowlane warto co 2 dni dokładać owadom warzywa, owoce, pieczywo lub inne niezjedzone produkty spożywcze. W celu założenia stada podstawowego trzeba obserwować, czy pojawiają się poczwarki. Im szybciej dostrzeże się poczwarki tym lepiej. Poczwarki są bezbronne, dlatego są szczególnie narażone na kanibalizm.

Krok 6: Poczwarki

W hodowli pojawiły się pierwsze poczwarki. Czas na ich wybieranie z pojemnika i przeniesienie do nowego, ponieważ są one niezwykle cenne do dalszego rozwoju hodowli. Należy przy tym pamiętać o krokach 1-3. Na tym etapie czekamy na pierwsze osobniki dorosłe. Trzeba pamiętać, że ciemniejące poczwarki wskazują na dojrzewanie osobników i zbliżające się przepoczwarzenie w formę imago. Martwe poczwarki należy usuwać.

Krok 7: Stado podstawowe

Poczwarki przeobraziły się w postacie dorosłe. Imago powinnyśmy utrzymywać albo na podłożu opisanym w kroku 3 lub na osiatkowaniu (z dodatkiem pokarmu). Im dłużej żyją owady tym lepiej, ponieważ złożą wtedy więcej jaj. Trzeba pamiętać, żeby imago dostawało świeże produkty. Pozytywnie wpłynie to na długość życia postaci dorosłych. Stado podstawowe należy zasilać coraz to nowymi osobnikami. Pozyskane jaja wraz z paszą przenosi się do nowego pojemnika.

Krok 8: Tucz larw

Na przeniesionym materiale znajdować się będzie duża liczba jaj, które stanowią podstawę nowego stada. Po około 2 tygodniach z jaj wykluwają się larwy. Larwy zaczynają żerować i intensywnie rosnąć. Formy larwalne mącznika młynarka należy utrzymywać w odpowiednich warunkach środowiskowych i żywić je do woli, aż do osiągniecia około 2-3 cm. Po około 2-3 miesiącach larwy są już gotowe do zbioru i przetworzenia. Oczywiście larwy nie będą jednorodnego rozmiaru, przez co zbiór należy wykonywać cyklicznie. Część larw może przejść w fazę poczwarki. W tym wypadku warto je przekładać do oddzielnego pojemnika,

aby w przyszłości zasiliły stado podstawowe. Larwy najłatwiej pozyskiwać poprzez przesiewanie podłoża przez sita lub poprzez dodanie wilgotnego pokarmu (np. jabłko lub marchew). Larwy można wyciągnąć po 5-10 min wraz z pokarmem i strzepnąć je do pojemnika, w którym wykonamy sortowanie. Larwy nie spełniające wymogów można włożyć ponownie do stada.

Krok 9: Co dalej z larwami

Na koniec pojawia się pytanie co dalej zrobić z larwami. Przecież są one żywe, wciąż mogą się przepoczwarzać i nadal wymagają żywienia. Można zastosować 2-3 dniową głodówkę po to, aby owady oczyściły przewód pokarmowy. Następnie larwy warto obmyć delikatnym strumieniem wody. Najlepszą formą humanitarnego uśmiercenia larw w warunkach domowych jest zamrożenie lub gotowanie. Trzeba pamiętać, aby mrożenie trwało przynajmniej godzinę. Mrożenie stanowi też dobrą metodę przechowywania larw aż do wykorzystania.

Krok 10: Co z pozostałościami?

Ważnym elementem w hodowli mącznika młynarka jest wykorzystanie odchodów i resztek pokarmu w zrównoważony sposób. Stanowią one idealny nawóz dla roślin doniczkowych i ogrodowych. Martwe dorosłe osobniki mogą być kompostowane i również mogą być dobrym nawozem.

8. Słowniczek

1. Imago - postać dorosła owada oraz ostatnie stadium rozwojowe w cyklu rozwojowym tych zwierząt.
2. Instar - okresy pomiędzy kolejnymi linieniami.
3. Cykl rozwojowy - szereg okresowych i regularnie powtarzających się przemian morfologicznych i fizjologicznych, występujących w rozwoju owadów.
4. *Tenebrio molitor* - mącznik młynarek.
5. Tenebrionidae - duża rodzina chrząszczy o różnej budowie ciała, z wyraźnie zaznaczonymi częściami ciała o ciemnym zabarwieniu. Są to owady głównie żerujące na materiale pochodzenia roślinnego. Gatunki należące do tej rodziny występują na prawie całym świecie. Charakterystyczne dla rodziny są także uwstecznione skrzydła I pary, a II para ma spełniać funkcje lotne. Larwy zwykle mają wydłużony, cylindryczny kształt.
6. Poczwarka - stadium rozwojowe pomiędzy larwą i postacią dorosłą. Jest ona charakterystyczna dla owadów przechodzących przeobrażenie zupełne.
7. Larwa - stadium rozwojowe owada, charakteryzujące się przyrostem masy ciała oraz gromadzeniem składników odżywczych potrzebnych do przeobrażenia. Larwa zwykle różni się budową ciała i zachowaniem od postaci dorosłej owada tego samego gatunku.
8. Hiperoksja - wyższe stężenie tlenu w powietrzu.
9. Normoksja - normalne stężenie tlenu, to znaczy 21% objętości powietrza.
10. Entomofagia - wykorzystanie owadów w diecie jako źródło składników odżywczych. Zjawisko występujące u zwierząt i człowieka.

U zwierząt, entomofagia obserwowana jest u innych owadów (np. modliszki), pajęczaków (np. pająki), płazów, gadów, ptaków i ssaków (w szczególności owadożernych). Entomofagia jest także jedną z diet wykorzystywaną przez człowieka w chowie zwierząt egzotycznych. U ludzi entomofagia nie jest niczym nowym i jest praktykowana w wielu kulturach np. azjatyckiej czy afrykańskiej. Szacuje się, że około 2 miliardy ludzi na świecie regularnie w swojej diecie spożywa owady.

11. Behawior - inaczej zachowanie, czyli reakcja organizmu na bodźce płynące ze środowiska.
12. Dobrostan - fizyczny i psychiczny stan zdrowia zwierząt wynikający z prawidłowego utrzymania pozwalającego na zaspokojenie podstawowych potrzeb zwierząt.
13. Stado rozrodcze - inaczej stado podstawowe, stado owadów, którego celem jest uzyskanie nadwyżki zwierząt przeznaczonych do tuczu.
14. Stado produkcyjne - owady w tym stadzie są intensywnie tuczone a następnie ubijane w celu pozyskania składników odżywczych.
15. Fototropizm - reakcje organizmu na światło widzialne. Wyróżniamy reakcje dodatnią i ujemną.
16. Fotoperiod - okres oddziaływania światła widzialnego na zwierzęta w rytmie dobowym.
17. Zagęszczenie - liczba zwierząt w hodowli przypadająca na jednostkę powierzchni w pojemniku.
18. Kanibalizm - zjadanie osobników własnego gatunku. Zjawisko może pojawiać się w hodowlach owadów przy zbyt dużym zagęszczeniu lub przy niedoborach wody i pokarmu.
19. Śmiertelność - stosunek liczby zgonów do liczby osobników w hodowli
20. Novel food - nowa żywność. Zgodnie z wytycznymi UE jest to pokarm, który jest spożywany tradycyjnie poza obszarem Unii Europejskiej. Określenie to dotyczy również jedzenia uznawanego za żywność innowacyjną i/lub wytworzonego przy pomocą nowoczesnych technologii i procesów.
21. ONZ - Organizacja Narodów Zjednoczonych
22. UE - Unia Europejska
23. Łac. - po łacinie
24. Inbred - chów wsobny, czyli kojarzenie zwierząt spokrewnionych ze sobą. Inaczej, jest to prowadzenie hodowli bez wprowadzania osobników niespokrewnionych.
25. Outbred - chów niekrewniaczy, czyli kojarzenie ze sobą zwierząt niespokrewnionych.
26. Zoohigiena - utrzymywania uzasadnionej ekonomicznie hodowli zwierząt gospodarskich, warunkowane przez celowe wykorzystanie czynników nieożywionych i ożywionych. Dąży się do tego, aby czynniki panujące w hodowli jak najlepiej wspierały rozwój i tucz zwierząt zgodnie z ich fizjologią.

27. *T. molitor* - patrz *Tenebrio molitor*
28. Hemocel - charakterystyczna dla stawonogów mieszana jama ciała.
29. Tracheole - najmniejsze odgałęzienie tchawki, w którym znajduje się płyn.
30. *Ad libidum* - łac. Do woli
31. Chityna - substancja, z której zbudowany jest pancerz owadów. Pancerz stanowi szkielet zewnętrzny.
32. Patogen - czynnik chorobotwórczy. Zaliczamy do nich wirusy, bakterie, grzyby, pasożyty.
33. Homeostaza - zdolność organizmu do utrzymywania równowagi wewnętrznej przy jak najmniejszym wydatkowaniu energii.
34. IPIFF - International Platform of Insects for Food and Feed (Międzynarodowa Platforma Owadów dla Żywności i Pasz). Jest to unijna organizacja non-profit, która reprezentuje interesy sektora produkcji owadów wobec decydentów, interesariuszy i obywateli. Platforma ma na celu promocję wykorzystywania owadów w żywieniu ludzi oraz ma na celu spożytkowanie owadów w paszach dla zwierząt.
35. Gatunek inwazyjny - gatunek obcy, który konkuruje z gatunkami rodzimymi w środowisku. Są to gatunki, które rozprzestrzeniają się na terenach, na których wcześniej nie występowały i stanowią zagrożenie dla gatunków rodzimych.
36. PAP - Processed Animal Protein. Określenie dla przetworzonego białka zwierzęcego.
37. Termostat - urządzenie utrzymujące stałą temperaturę w danym układzie np. w pomieszczeniu

9. Literatura

1. Adámková A., Adámekm., Mlček J., Borkovcová M., Bednářová M., Kouřimská L., Skácel J., Vítová E. 2017. Welfare of the Mealworm (*Tenebrio molitor*) Breeding with Regard to Nutrition Value And Food Safety. Potravinarstvo Slovak Journal of Food Sciences, 11(1): 460-465.
2. Adámková A., Adámekm., Mlček J., Borkovcová M., Bednářová M., Kouřimská L., Skácel J., Vítová E. 2017. Welfare of the Mealworm (*Tenebrio molitor*) Breeding with Regard to Nutrition Value And Food Safety. Potravinarstvo Slovak Journal of Food Sciences, 11(1): 460-465.
3. Aguilar-Miranda E.D., López M.G., Escamilla-Santana C., Barba De La Rosa A.P. 2002. Characteristics of maize flour tortilla supplemented with ground *Tenebrio molitor* larvae. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 50(1): 192-195.
4. Aguilar-Miranda E.D., López M.G., Escamilla-Santana C., Barba De La Rosa A.P. 2002. Characteristics of maize flour tortilla supplemented with ground *Tenebrio molitor* larvae. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 50(1): 192-195.
5. Akhtar Y., Isman M.B. 2018. Insects as an Alternative Protein Source. Proteins in Food Processing: 264-288.
6. Balfour C., Carmichael L. 1928. The light reactions of the mealworm (*Tenebrio molitor* LINN). The American Journal of Psychology, 40: 576-584.

7. Barker D., Fitzpatrick M.P., Dierenfeld E.S. 1998. Nutrient composition of selected whole invertebrates. Zoo Biology, 17: 123–134.
8. Barron A.B., Klein C. 2016. What insects can tell us about the origins of consciousness. Proceedings of the National Academy of Sciences, 113(18), 4900-4908.
9. Bordiean A., Krzyżaniak M., Stolarski M. J., Czachorowski S., Peni D. 2020. Will Yellow Mealworm Become a Source of Safe Proteins for Europe?. Agriculture, 10(6), 233.
10. Bovera F., Loponte R., Marono S., Piccolo G., Parisi G., Iaconisi V., Gasco L., Nizza A. 2016. Use of *Tenebrio molitor* larvae meal as protein source in broiler diet: Effect on growth performance, nutrient digestibility, and carcass and meat traits. American Society of Animal Science, 94: 639-647.
11. Chen G.F., Liu T.J. 1992. Studies on the blonomics and breeding of yellow mealworm, *Tenebrio molitor* L. J. Fujian Normal Univ. 8: 66-74.
12. Cloudsley-Thompson J.L. 1953. Studies in diurnal rhythms. IV. Photoperiodism and geotaxis in *Tenebrio molitor* L. (Coleoptera: Tenebrionidae). Proceedings of the Royal Entomological Society, London A, 28: 117-131.
13. Connat J.L., Delbecque J.P., Glitho I., Delachambre J. 1991. The onset of metamorphosis on *Tenebrio molitor* larvae (Insecta, Coleoptera) under grouped, isolated, and starved conditions. Journal of Insect Physiology, 37: 653-662.
14. Cortes Ortiz J.A., Ruiz A.T., Morales-Ramos J.A., Thomas M., Rojas M.G., Tomberlin J.K., Yi L., Han R., Giroud L., Jullien R.L. 2016. Chapter 6 - Insect Mass Production Technologies, str: 153-201. [W:] A.T. Dossey, J.A. Morales-Ramos, M. Guadalupe Rojas (red.). Insects as Sustainable Food Ingredients: Production, Processing and Food Cover for Insects as Sustainable Food Ingredients. Academic Press.
15. Cotton R.T. 1927. Notes on the biology of the mealworms *Tenebrio molitor* L. and T. obscurus FAB. 20: 81-86.
16. Cotton R.T., St George R.A. 1929. The mealworms. Technical Bulletin of the U.S. Department of Agriculture, 95: 1-37.
17. De Goede D.M., Erens J., Kapsomenou E., Peters M. 2013. Large scale insect rearing and animal welfare. In The ethics of consumption. Wageningen Academic Publishers, Wageningen.
18. Defoliart G.R. 1995. Edible insects as mini livestock. Biodiversity and Conservation, 4: 306-321.
19. Dyrektywa 2002/32/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 7 maja 2002 r. w sprawie niepożądanych substancji w paszach zwierzęcych
20. EFSA Scientific Committee, 2015. Risk profile related to production and consumption of insects as food and feed. EFSA Journal 2015, 13(10): 4257, doi:10.2903/j.efsa.2015.4257
21. Esperk T., Tammaru T., Nylin S. 2007. Intraspecific variability in number of larval instars in insects. Journal of Econnomic Entomology, 100: 627-645.
22. Finke M.D. 2002. Complete nutrient composition of commercially raised invertebrates used as food for insectivores. Zoo Biology, 21(3): 269-285.
23. Fraenkel G. 1950. The Nutrition of the Mealworm, *Tenebrio molitor* L. (Tenebrionidae, Coleoptera). Physiological zoology, 23: 92-108, doi:10.1017/CBO9781107415324.004
24. Gjerris M., Gamborg C., Röcklinsberg H. 2016. Ethical aspects of insect production for food and feed. Journal of Insects as Food and Feed, 2(2), 101-110.

25. Gołębiowska Z., Nawrot J. 1976. Szkodniki magazynowe. Warszawa.
26. Grau T., Vilcinskas A., Joop G. 2017. Sustainable farming of the mealworm *Tenebrio molitor* for the production of food and feed. De Gryuter, 2-13, DOI 10.1515/znc-2017-0033
27. Greenberg S., Ar A. 1996. Effects of chronic hypoxia, normoxia and hyperoxia on larval development in the beetle *Tenebrio molitor*. Journal of Insect Physiology, 42: 991-996.
28. Hopley D. 2016. The evaluation of the potential of *Tenebrio molitor*, *Zophobas morio, Naophoeta cinerea, Blaptica dubia, Gromphardhina portentosa, Periplaneta americana, Blatta lateralis, Oxyhalao duesta* and *Hermetia illucens* for use in poultry feeds. Thesis presented in partial fulfilment of the requirements for the degree of Masters of Science in Agriculture (Animal Sciences) at Stellenbosch University.
29. Howard R.W., Stanley-Samuelson D.W. 1990. Phospholipid fatty acid composition and arachidonic acid metabolism in selected tissues of adult *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae). Annals of the Entomological Society of America, 83(5): 975-981.
30. Huis A. Van, Itterbeeck J. Van, Klunder H., Mertens E., Halloran A., Muir G., Vantomme P. 2013. Edible insects. Future prospects for food and feed security. Rome, FAO Forestry Paper, 171: 1-201.
31. Karsten P., Island D. 2002. Raising Waxworms as Food Insects for Birds and Reptiles. AFA Watchbird, 4: 37-38.
32. Khan A. 2017. Stubborn plastic may have finally met its match: the hungry wax worm. Los Angeles Times. Retrieved April 25, 2017.
33. Khanbash M.S., Oshan H.S. 1997. Biological study on greater wax moth, Galleria mellonella L. in Lahj region, Yemen. Arab Journal of Plant Protection, 15(2): 80-83.
34. Kim N.J. 2015. Growth characteristics of mealworm *Tenebrio molitor*. Journal of Sericultural and Entomological Science, 53(1): 1-5. https://doi.org/10.7852/jses.2015.53.1.1
35. Kim S.Y., Park J. Bin, Lee Y.B., Yoon H.J., Lee K.Y., Kim N.J. 2015. Growth characteristics of mealworm *Tenebrio molitor*, J Seric entomology Sci., 53: 1-5.
36. Klasing K.C, Thaker P., Lopez M.A., Calvert C.C. 2000. Increasing the calcium content of mealworms (*Tenebrio molitor*) to improve their nutritional value for bone mineralization of growing chicks. J. Zoo. Wildlife Med. 31: 512-517.
37. Koo H., Kim S., Oh H., Kim J., Choi D., Kim D., Kim I. 2013. Temperature-dependent Development Model of Larvae of Mealworm beetle, *Tenebrio molitor* L. (Coleoptera : Tenebrionidae). Korean Journal of Applied Entomology, 52: 387-394.
38. Lähteenmäki-Uutela A., Grmelova N. 2016. European law on insects in food and feed. European Food and Feed Law Review, 2-8.
39. Lambkin T.A. 2001. Investigations into the management of the darkling beetle. Rural Industries Research and Development Corporation, Kingston, Australia. 99 str.
40. Li G.S., Qi F., Cui M.X. 1998. Breeding technology of mealworm and housefly. Chinese Agricultural Science Bulletin, 14: 92-93.
41. Li L.Y., Zhao Z.R., Liu H. 2013. Feasibility of feeding yellow mealworm (*Tenebrio molitor* L.) in bioregenerative life support systems as a source of animal protein for humans. Acta Astronautica, 92(1): 103-109.
42. Loudon C. 1988. Development of *Tenebrio molitor* in low oxygen levels. Journal of Insect Physiology, 34: 97-103.

43. Ludwig D. 1956. Effect of temperature and parental age in the life cycle of the mealworm, *Tenebrio molitor* LINNAEUS (Coleoptera Tenebrionidae). Annals of the Entomological Society of America, 49: 12-15.
44. Ludwig D., Fiore C. 1960. Further studies on the relationship between parental age and the life cycle of the mealworm, *Tenebrio molitor*. Annals of the Entomological Society of America, 53: 595-600.
45. Manojlovic B. 1987. A contribution of the study of the influence of the feeding of imagos and of climatic factors on the dynamics of oviposition and on the embryonal development of yellow mealworm *Tenebrio molitor* L. (Coleoptera: Tenebrionidae). Zastita Bilja, 38: 337-348.
46. Manojlovic B. 1988. Influence of food and temperature on post–embryonal survival of the *Tenebrio molitor* L. Zastita–bilja (Yugoslavia), 39(l): 43-53.
47. Martin H.E., Hare L. 1942. The Nutritive Requirements of *Tenebrio molitor*, 428-437.
48. Martin R.D., Rivers J.P., Cowgill U.M. 1976. Culturing mealworms as food for animals in captivity. International Zoo Yearbook, 16: 63-70.
49. Mather J.A. 2011. Philosophical background of attitudes toward and treatment of invertebrates. ILAR journal, 52(2), 205-212.
50. Mcfarlane J.E. 1985. Acheta domesticus. [W:] SINGH P., MOORE R.F. (red.) Handbook of Insect Rearing, vol. I, Elsevier Science Publishing, Amsterdam, The Netherlands, str. 427-434.
51. Miryam D., Bar P.S.T., Oscherov M.E. 2000. Ciclo de Vida de *Tenebrio molitor* (Coleoptera, Tenebrionidae) en Condiciones Experimentales. Methods.
52. Mohd Din A.R.J, Razak A.S., Sabaratnam V. 2012. Nutritive potential and utilization of super worm (*Zophobas morio)* meal in the diet of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) juvenile. African Journal of Biotechnology, 11(24): 6592-6598.
53. Morales-Ramos J.A., Kay S., Rojas M.G., Shapiro-Ilan D.I., Tedders W.L. 2015. Morphometric analysis of instar variation in *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae). Annals of the Entomological Society of America, 108: 146-159.
54. Morales-Ramos J.A., Rojas M.G. 2015. Effect of larval density on food utilization efficiency of *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae). Journal of Economic Entomology, 108: 2259-2267, doi:10.1093/jee/tov208
55. Morales-Ramos J.A., Rojas M.G., Kay S., Shapiro-Ilan W.L., Tedders W.L. 2012. Impact of adult weight, density, and age on reproduction of *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae). Journal of Entomological Science, 47: 208-220.
56. Morales-Ramos J.A., Rojas M.G., Shapiro Ilan D.I., Tedders W.L. 2013. Use of nutrient self-selection as a diet refining tool in *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae). Journal of Entomology Science, 48: 206-221.
57. Morales-Ramos J.A., Rojas M.G., Shapiro-Ilan D.I., Tedders W.L. 2010. Developmental plasticity in *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae): analysis of instar variation in number and development time under different diets. Journal of Entomology Science, 45: 75-90.
58. Morales-Ramos J.A., Rojas M.G., Shapiro-Ilan D.I., Tedders W.L. 2011. Self-selection of two diet components by *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae) larvae and its impact on fitness. Environmental Entomology, 40: 1285-1294.
59. Murray D.R.P. 1968. The importance of water in the normal growth of the larvae of *Tenebrio molitor*. Entomologia Experimentalis et Applicata, 11: 149-168.
60. Pali-Schöll I., Binder R., Moens Y., Polesny F., Monsó S. 2019. Edible insects–defining knowledge gaps in biological and ethical considerations of entomophagy. Critical reviews in food science and nutrition, 59(17), 2760-2771.

61. Park J.B., Choi W.H., Kim S.H., Jin H.J., Han Y.S., Kim N.J. 2014. Developmental characteristics of *Tenebrio molitor* larvae (Coleoptera: Tenebrionidae) in different instars. International Journal of Industrial Entomology, 28(1), 5-9.
62. Punzo F. 1975. Effects of temperature, moisture and thermal acclimation on the biology of *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae). Iowa State University.
63. Punzo F., Mutchmor J.A. 1980. Effects of Temperature, Relative Humidity and Period of Exposure on the Survival Capacity of *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae). Journal of the Kansas Entomological Society, 53: 260-270, doi:10.2307/25084029
64. Ramos-Elorduy J., Gonzalez E.A., Hernandez A.R., Pino J.M. 2002. Use of *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae) to recycle organic wastes and as feed for broiler chickens. Journal of Economic Entomology, 95(1): 214-220.
65. Rho M.S., Lee K.P. 2016. Balanced intake of protein and carbohydrate maximizes lifetime reproductive success in the mealworm beetle, *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae). Journal of Insect Physiology, 91-92, 93-99. doi:10.1016/j.jinsphys.2016.07.002
66. Ribeiro N.T.G.M. 2017. *Tenebrio molitor* for food or feed. Rearing conditions and the effect of pesticides on its performance. Dissertação apresentada à Escola Superior Agrária de Coimbra para cumprimento dos requisitos nec, 70 str.
67. Rozporządzenie (WE) Nr 178/2002 Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 28 stycznia 2002 r. ustanawiające ogólne zasady i wymagania prawa żywnościowego, powołujące Europejski Urząd ds. Bezpieczeństwa Żywności oraz ustanawiające procedury w zakresie bezpieczeństwa żywności.
68. Rozporządzenie (WE) nr 183/2005 Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 12 stycznia 2005 r. ustanawiające wymagania dotyczące higieny pasz
69. Rozporządzenie Komisji (UE) 2017/893 z dnia 24 maja 2017 r. zmieniające załączniki I i IV do rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 999/2001 oraz załączniki X, XIV i XV do rozporządzenia Komisji (UE) nr 142/2011 w odniesieniu do przepisów dotyczących przetworzonego białka zwierzęcego.
70. Rozporządzenie Komisji (UE) 2017/893 z dnia 24 maja 2017 r. zmieniające załączniki I i IV do rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 999/2001 oraz załączniki X, XIV i XV do rozporządzenia Komisji (UE) nr 142/2011 w odniesieniu do przepisów dotyczących przetworzonego białka zwierzęcego
71. Rozporządzenie Komisji (UE) 2017/893 z dnia 24 maja 2017 r. zmieniające załączniki I i IV do rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 999/2001 oraz załączniki X, XIV i XV do rozporządzenia Komisji (UE) nr 142/2011 w odniesieniu do przepisów dotyczących przetworzonego białka zwierzęcego
72. Rozporządzenie Komisji (UE) nr 142/2011 z dnia 25 lutego 2011 r. w sprawie wykonania rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 1069/2009 określającego przepisy sanitarne dotyczące produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego, nieprzeznaczonych do spożycia przez ludzi, oraz w sprawie wykonania dyrektywy Rady 97/78/WE w odniesieniu do niektórych próbek i przedmiotów zwolnionych z kontroli weterynaryjnych na granicach w myśl tej dyrektywy
73. Rozporządzenie Komisji (UE) nr 142/2011 z dnia 25 lutego 2011 r. w sprawie wykonania rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 1069/2009 określającego przepisy sanitarne dotyczące produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego, nieprzeznaczonych do spożycia przez ludzi, oraz w sprawie wykonania dyrektywy Rady 97/78/WE w odniesieniu do niektórych próbek i przedmiotów zwolnionych z kontroli weterynaryjnych na granicach w myśl tej dyrektywy

74. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) 2015/2283 z dnia 25 listopada 2015 r. w sprawie nowej żywności, zmieniające rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) nr 1169/2011 oraz uchylające rozporządzenie (WE) nr 258/97 Parlamentu Europejskiego i Rady oraz rozporządzenie Komisji (WE) nr 1852/2001
75. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) 2015/2283 z dnia 25 listopada 2015 r. w sprawie nowej żywności, zmieniające rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) nr 1169/2011 oraz uchylające rozporządzenie (WE) nr 258/97 Parlamentu Europejskiego i Rady oraz rozporządzenie Komisji (WE) nr 1852/2001
76. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) 2016/429 z dnia 9 marca 2016 r. w sprawie przenośnych chorób zwierząt oraz zmieniające i uchylające niektóre akty w dziedzinie zdrowia zwierząt („Prawo o zdrowiu zwierząt")
77. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) nr 1143/2014 z dnia 22 października 2014 r w sprawie działań zapobiegawczych i zaradczych w odniesieniu do wprowadzania i rozprzestrzeniania inwazyjnych gatunków obcych
78. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 1069/2009 z dnia 21 października 2009 r. określające przepisy sanitarne dotyczące produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego, nieprzeznaczonych do spożycia przez ludzi, i uchylające rozporządzenie (WE) nr 1774/2002 Rozporządzenie wykonawcze (UE) nr 142/2011
79. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 999/2001 z dnia 22 maja 2001 r. ustanawiające zasady dotyczące zapobiegania, kontroli i zwalczania niektórych przenośnych gąbczastych encefalopatii
80. Shapiro-Ilan D., Rojas M.G., Morales-Ramos J.A., Lewis E.E., Tedders W.L. 2008. Effects of host nutrition on virulence and fitness of entomopatho-genic nematodes: lipid- and protein-based supplements in *Tenebrio molitor* diets. Journal of Nematology, 40: 13-9.
81. Siemianowska E., Kosewska A., Aljewicz M., Skibniewska K.A., Polak-Juszczak L., Jarocki A., Jedras M. (2013). Larvae of mealworm (*Tenebrio molitor* L.) as European novel food. Agricultural Sciences, 4(6), 287-291.
82. Spencer W., Spencer J. 2006. Management Guideline Manual for Invertebrate Live Food Species. EAZA Terr. Invertebr. TAG. 1-54.
83. Stebnicka Z. 1991. Czarnuchowate – Tenebrionidae, Boridae. Klucze do oznaczania owadów Polski: cz. XIX, zeszyt 91, Wrocław.
84. Stellwaag-Kittler F. 1954. Zur physiologie der käferhãutung untersuchungen am Meklkäfer *Tenebrio molitor* L. Biologisches Zentralblatt, 73: 12-49.
85. Tschinkel W.R., Willson C.D. 1971. Inhibition of pupation due to crowding in some tenebrionid beetles. Journal of Experimental Zoology, 176: 137-145, doi:10.1002/jez.1401760203
86. Tyshchenko V.P., Sheyk Ba A. 1986. Photoperiodic regulation of larval growth and pupation of *Tenebrio molitor* L. (Coleoptera: Tenebrionidae). Entomological Review, 66: 35-46.
87. Urrejola S., Nespolo R., Lardies M.A. 2011. Diet-induced developmental plasticity in life histories and energy metabolism in a beetle. Revista Chilena de Historia Natural, 84: 523-533, doi:10.4067/S0716-078X2011000400005
88. Urs K.C.D., Hopkins T.L. 1973. Effect of moisture on growth rate and development of two strains of *Tenebrio molitor* L. (Coleoptera Tenebrionidae). Journal of Stored Products Research, 8: 291-297.

89. Van Broekhoven S., Oonincx D.G.A.B., Van Huis A., Van Loo J.J.A. 2015. Growth performance and feed conversion efficiency of three edible mealworm species (Coleoptera: Tenebrionidae) on diets composed of organic by-products. Journal of Insect Physiology, 73: 1-10.
90. Van Huis A. 2012. Potential of Insects as Food and Feed in Assuring Food Security, Annual Review of Entomology, 58(1).
91. Van Huis A. 2017. New sources of animal proteins: edible insects. In New aspects of meat quality. Woodhead Publishing.
92. Van Huis, A. 2019. Welfare of farmed insects. Journal of Insects as Food and Feed, 5(3), 159-162.
93. Weaver D.K., Mcfarlane J.E. 1990. The effect of larval density on growth and development of *Tenebrio molitor*. Journal of Insect Physiology, 36: 531-536.
94. Wu S.X. 2009. Studies on optimization of rearing condition and nutriment content of larvae of *Tenebrio molitor* L. Anhui Agricultural University, Master Degree.
95. Wu S.X., Lin M.T., Li M.Y., Tang X.K. 2009. Determination of some important technique parameters in the course of breeding *Tenebrio molitor*. Journal of Economic Animal, 13(1): 28-31.
96. Xu S.C., Gu M.Z., Liu X.W., Yang L.L. 2012. Experimental Population Life Table of *Tenebrio molitor* at Different Temperatures. Journal of Henan Agricultural Sciences, 3: 024.

Czarna mucha - nowe zwierzę gospodarskie Podręcznik hodowli czarnej muchy (*Hermetia illucens*)

Ismena Kordylewska[1], Remigiusz Gałęcki[2]

[1]Katedra Fizjologii Klinicznej,
[2]Katedra Prewencji Weterynaryjnej i Higieny Pasz,
Wydział Medycyny Weterynaryjnej UWM w Olsztynie

Spis treści

1. Opis biologii czarnej muchy 320
1.1. Taksonomia 321
1.2. Wygląd czarnej muchy i budowa anatomiczna 322
1.3. Cykl rozwojowy 327
2. Dlaczego owady? 328
2.1. Możliwości wykorzystania czarnej muchy 331
3. Prawo i bezpieczeństwo 334
4. Jak wygląda hodowla czarnej muchy 335
4.1. Warunki zoohigieniczne 336
4.2. Pozyskiwanie prepoczwarek 338
4.3. Żywienie *Hermetia illucens* 339
4.4. Zachowania rozrodcze czarnej muchy 341
4.5. Stada hodowlane 342
4.6. Pojemniki i zagęszczenie hodowli 344
4.7. Chów niekrewniaczy i wsobny 346
4.8. Dobrostan 346
5. Jak wygląda cykl hodowlany czarnej muchy 348
6. Opłacalność produkcji 351
7. Zasoby i organizacja hodowli 352
8. Zapewnienie jakości produktu 355
9. Jak zacząć hodowle w kilku krokach 356
10. Słownik przydatnych pojęć 358
11. Literatura 360

Wstęp

Szanowni Państwo,

według prognoz ONZ, w 2050 roku światowa populacja osiągnie 9 mld ludzi. Spowoduje to potrzebę zwiększenia produkcji żywności, która będzie musiała wzrosnąć aż o 70%. Tak duże zapotrzebowanie na pokarm wymusza konieczność poszukiwania nowych, alternatywnych źródeł wartości odżywczych dla ludzi i zwierząt. Innowacją w tej dziedzinie jest białko owadzie, które w Unii Europejskiej stanowi tzw. „nową żywność". Pojęcie to wprowadziło na teren UE zjawisko entomofagi, czyli jedzenia owadów przez człowieka i zwierzęta. Pomimo, że dla europejskiego kręgu kulturowego spożywanie owadów jest dość egzotyczne, nie jest niczym nowym. Dla wielu społeczeństw na całym świecie, owady od wieków stanowią część codziennej diety. W Polsce owady na talerze trafiają raczej sporadycznie i traktowane są jako ciekawostka lub potrawa egzotyczna. Niemniej jednak w przyszłości owady mogą okazać się skutecznym rozwiązaniem kwestii wyżywienia stale rosnącej liczby ludności i mogą wspomóc eliminacje głodu na świecie. Białko pochodzenia owadziego może być wykorzystywane do produkcji paszy dla ryb, karmy dla zwierząt towarzyszących i futerkowych w UE. Może również stanowić rozwiązanie w zakresie karmienia innych zwierząt gospodarskich w przyszłości. Pomysł żywienia zwierząt przy pomocy owadów posiada bardzo duży potencjał.

W Europie zaczynamy obserwować, jak tworzy się zupełnie nowa branża w sektorze rolnym hodowla owadów. Oczywiście nie każdy owad nadaje się do chowu w warunkach stworzonych przez człowieka. Jednym z gatunków, który został uznany za zwierzę gospodarskie jest czarna mucha (Black Soldier Fly). Obecnie w Polsce poza firmą „HiProMine", która jest pionierem oraz liderem w hodowli owadów i rozwoju technik hodowlanych, nie ma dużych firm zajmujących się ich produkcją na większą skalę. „HiProMine" realizuje wiele projektów rozwojowych, m.in. „Opracowanie i weryfikacja w warunkach rzeczywistych innowacyjnych metod uboju, sterylizacji, suszenia i separacji tłuszczu z larw *Hermetia illucens*, jako droga do zmniejszenia kosztów produkcji funkcjonalnych materiałów paszowych o podwyższonych parametrach jakościowych" lub „Innowacyjna technologia przemysłowego rozmnażania owadów". Pozostałe istniejące podmioty charakteryzują się produkcją ekstensywną lub małoseryjną, opartą na znacznych nakładach pracy ze względu na brak zaawansowanej infrastruktury sprzętowej.

Publikacja ta została opracowana, aby przybliżyć Państwu podstawy hodowli *Hermetia illucens* w warunkach własnego gospodarstwa. Podręcznik przedstawia podstawową wiedzę, która pozwoli zacząć stawiać pierwsze kroki w hodowli owadów. Instrukcja ta powstała w ramach realizacji strategicznego programu badań naukowych i prac rozwojowych „Społeczny i gospodarczy rozwój Polski

w warunkach globalizujących się rynków" Nr. DZP/GOSPOSTRATEG-I/224/2018 finansowanego przez Narodowe Centrum Badań i Rozwoju pt.:" Opracowanie strategii wykorzystania alternatywnych źródeł białka owadów w żywieniu zwierząt umożliwiającej rozwój jego produkcji na terytorium RP".

Mamy nadzieję, że po lekturze tego opracowania przekonają się Państwo, że hodowla czarnej muchy może stanowić łatwe i alternatywne źródło wartości odżywczych w żywieniu zwierząt.

Ismena Kordylewska, Tadeusz Bakuła i Remigiusz Gałęcki
Wydział Medycyny Weterynaryjnej
Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie

1. Opis biologii czarnej muchy

Hermetia illucens w środowisku naturalnym występuje zwykle w miejscach produkcji rolnej. Szczególnie często spotkać ją można w otoczeniu składowania odpadów organicznych, z uwagi na specyficzne miejsce bytowania larw. Opisywane muchy spotykane są też w miastach, zwykle w okolicy śmietników lub kompostowników. Aktualnie *Hermetia illucens* (po części przez działalność człowieka) jest spotykana na prawie wszystkich kontynentach. Jej naturalny zakres występowanie leży pomiędzy 46°N a 42°S szerokości geograficznej. Pierwsze wzmianki o występowaniu tego owada na terenie Europy pochodzą z 1926 roku. Obecnie obecność opisywanego owada odnotowano na przykład w Czechach, Francji, Niemczech, Szwajcarii i Włoszech.

Z punktu widzenia środowiska naturalnego, czarna mucha różni się znacząco od typowych much domowych, które mogą skutecznie uprzykrzać życie w gospodarstwie. *Hermetia illucens* nie jest szkodnikiem (dorosły owad nie pobiera pokarmu), ani nie przenosi chorób zakaźnych, dlatego jest ona niegroźna z punktu widzenia środowiska i bezpieczeństwa zdrowia publicznego. Gatunek ten odgrywa ważną rolę w krążeniu materii organicznej w środowisku. Jego umiejętność przetwarzania bioodpadów jest wręcz pożądana. W środowisku naturalnym, mucha ta potrafi zmniejszyć masę odchodów czy obornika nawet o 50%, co wpływa na liczbę zanieczyszczeń w okolicy. Zapotrzebowanie larw na wodę, skutkuje wysuszeniem odpadów, a ciągły ich ruch w materiale prowadzi do zmniejszenia emisji gazów cieplarnianych. Co ciekawe czarna mucha jest zdolna do redukcji nieprzyjemnego zapachu z obornika. Interesującym jest również to, że w materiale organicznym w którym bytuje czarna mucha dochodzi do współzawodnictwa o zasoby z innymi owadami. Ten fenomen zmniejsza liczbę aktywnie żerujących osobników innych gatunków much. Czarna mucha potrafi zmniejszyć liczbę patogennych mikroorganizmów w materiale, na którym żeruje. Dzięki temu *Hermetia illucens* przyczynia się do zmniejszenia groźnych bakterii w środowisku. Na uwagę zasługuje fakt, że opisywany gatunek już od dawna wykorzystywane jest do utylizacji odpadów organicznych na małą skalę.

Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady Unii Europejskiej nr 2015/2283, zainicjowało powstanie tak zwanej „nowej żywności" (ang. novel food), do której zakwalifikowanych zostało wiele produktów niespożywanych na co dzień w Europie. Do kategorii tej włączono owady oraz ich części. Obecna sytuacja na rynku wysokobiałkowych substratów paszowych spowodowała, że na terenie Unii Europejskiej zaczęto postrzegać *Hermetia illucens* jako obiecującą perspektywę w żywieniu zwierząt. Owad ten stanowić może warty uwagi składnik diety akwakultury, drobiu czy zwierząt towarzyszących. Czarna mucha w diecie zwierząt może być wykorzystana żywa, suszona lub może zostać przetworzona na mączkę owadzią wchodzącą do kategorii przetworzonych białek zwierzęcych. Ważnym wydarzeniem dla hodowców czarnej muchy było wprowadzenie rozporządzenia Komisji (UE) 2017/893 z dnia 24 maja 2017 r. na podstawie, którego

owad ten uzyskał status zwierzęcia gospodarskiego. Umożliwiło to powstanie producentów i podmiotów zajmujących się chowem i hodowlą tego owada. Czarna mucha może być hodowana w skali wielkotowarowej jak i przydomowej.

Obserwowalny jest także duży wzrost innowacji technologicznych i produktowych powiązanych z tym owadem. Spowodowało to, że sektor hodowli owadów stał się dynamiczną gałęzią rozwoju rolnictwa. W dobie ptasiej grypy oraz afrykańskiego pomoru świń, owady zaczęły stanowić ciekawą i bezpieczną alternatywę dla konwencjonalnych zwierząt gospodarskich. Tym samym stanowią nową możliwość dla rolników, którzy z różnych przyczyn muszą się przebranżowić. Oprócz poznania procesów technologicznych, należy zapoznać się z podstawową wiedzą na temat czarnej muchy, aby lepiej zrozumieć procesy zachodzące w hodowli.



Ryc. 1. Larwa *Hermetia illucens* w środowisku naturalnym.
Autor: Marcello Consolo,
https://www.flickr.com/photos/marcelloconsolo/20737654056 (CC BY-NC-SA 2.0)

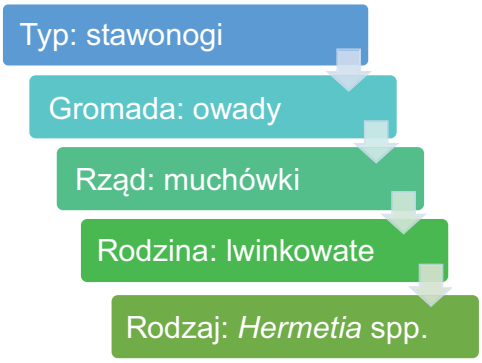


Ryc. 2. Postać dorosła *Hermetia illucens* w środowisku naturalnym.
Autor: Vengolis,
https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Hermetia_illucens_05269.jpg (CC BY-SA 4.0)

1.1. Taksonomia

Czarna mucha (Linnaeus, 1758) (łac. *Hermetia illucens*) nazywana także czarnym żołnierzem (ang. Black soldier fly) posiada wiele charakterystycznych cech

pozwalających na określenie jej dokładnej systematyki. Czarna mucha przypisana jest do stawonogów, ponieważ posiada segmentowane ciało, członowate odnóża, w cyklu rozwojowym występuje stadium larwy oraz posiada szkielet zewnętrzny w postaci chitynowego pancerza. Jak na owady przystało, czarna mucha posiada 3 kroczne pary odnóży, żuwaczki, szczęki I i II pary i jedną parę czułek. Typowymi cechami dla muchówek u *Hermetia illucens* jest ruchomo osadzona na tułowiu głowa, posiadająca parę złożonych oczu. Oprócz tego, na głowie występują trzy przyoczka a segmenty tułowia i odwłok są silnie ze sobą pozrastane. Czarna mucha przynależy do rodziny lwinkowatych. Charakterystyczne dla tej rodziny jest ciało pozbawione dużych szczecin, półkolista głowa, rozmieszczone na planie równobocznego trójkąta przyoczka i czułki składające się z krótkich segmentów. Ponadto u lwinkowatych aparat gębowy cechuje się dwurzędowymi głaszczkami, na odnóżach nie ma ostróg na goleniach a stopy posiadają parę przylg. Skrzydła są przezroczyste, przydymione lub z wzorem, często pomarszczone. Żyłka kostalna nie obiega skrzydeł dookoła, lecz kończy się w okolicy wierzchołka. Komórki dyskoidalne mają kształt pięciokąta. Komórka posterokubitalna jest klinowato wydłużona i zamknięta. Odwłok u tej rodziny jest wydłużony. Warto zwrócić uwagę, że do rodzaju *Hermetia* spp. zalicza się około 52 gatunki. Dalsze różnicowanie należy do rozważań entomologicznych i nie dostarcza istotnych informacji dla przyszłych hodowców.



Ryc. 3. Systematyka *Hermetia illucens*.

1.2. Wygląd czarnej muchy i budowa anatomiczna

Jaja czarnej muchy mają eliptyczny kształt, podobny do miniatury ryżu, z zaokrąglonymi końcami. Ich długość mieści się w zakresie ok. 1,0-1,4 mm. W zależności od wieku jaj, mają one kolor od mlecznego do żółtego. Jaja są ułożone rzędami w charakterystycznych pakietach pokrytych śluzem, który ułatwia ich przyklejenie do podłoża i utrzymanie wilgotności.

Larwy czarnej muchy są wstanie urosnąć do 27 mm długości i 6 mm szerokości. Ciało stadium larwalnego posiada matowy oskórek zabarwiony na biało.

Charakterystyczna jest mała i wystająca głowa. Na powierzchni naskórka obserwowalna jest szczecinka. Larwa ma budowę segmentową. Ostatnie stadium larwalne - prepoczwarka posiada twardszy oskórek o brązowym/ciemnym kolorze.

Poczwarka posiada długość do 22 mm. Charakteryzuje się kolorem od brązowego do ciemnego. Ciało poczwarki jest wydłużone i spłaszczone. Poczwarka wyróżnia się twardą ornamentowaną kutikulą i sztywną szczecinką.

Postacie dorosłe osiągają długość 15-20 mm. Mają czarne ubarwienie z elementami o odcieniu żółtego, zielonego, czarnego lub niebieskiego. Pancerzyk chitynowy posiada metaliczny połysk. Anteny zbudowane są z 3 segmentów, wydłużone i co najmniej dwukrotnie dłuższe od głowy. Odwłok składa się z 5 dobrze zaznaczonych czarnych segmentów. Pierwszy i drugi segment zawiera dwie podłużne i półprzezroczyste plamy. Nogi są czarne z białymi goleniami i stopkami. Ostatni segment posiada jaśniejszy odcień (brązowy).

Postacie dorosłe czarnej muchy wykazują dymorfizm płciowy. Samce od samic odróżnia się poprzez wielkość ciała, kształt białych plam na odwłoku oraz kształt terminaliów (końcowa część odwłoka owadów). Samice mają znacznie więcej białych włosków na głowie w porównaniu do samców. U samicy terminalia są dłuższe niż u samców a przysadki odwłokowe mają dwa wydłużone segmenty. Płytka podgenitalna jest wydłużona i skierowana dystalnie. Widełki skokowe narządów płciowych są trójkątne z dużym środkowym otworem. U samców oprócz krótszej długości terminaliów, obserwuje się również narządy do podtrzymywania samicy w trakcie kopulacji.

U czarnej muchy, tak jak w przypadku innych zwierząt, można wyróżnić systemy narządów, które odpowiadają za utrzymanie funkcji życiowych oraz warunkują potrzeby i zachowania owadów.

Układ oddechowy *Hermetia illucens* zbudowany jest z systemu tchawek, które na terenie organizmu tworzą sieć rozwidlających się rurek. Na powierzchni ciała wszystkich stadiów rozwojowych znajdują się przetchlinki pozwalające na oddychanie powietrzem atmosferycznym. Przetchlinki posiadają specjalny aparat umożliwiający zamknięcie dróg oddechowych, np. w przypadku wyczucia substancji toksycznych. Zabezpieczają one również owada przed nadmierną utratą wody z organizmu. Układ oddechowy czarnej muchy można przyrównać do drzewa, gdzie od dużych pni tchawkowych odgałęziają się coraz mniejsze tchawki aż osiągają rozmiar mniejszy niż 1 µm. Końcowe tchawki (tracheole) są wypełnione płynem. Tam dochodzi do rozpuszczania się gazów, następnie do wymiany dwutlenku węgla na tlen.

Czarna mucha posiada układ nerwowy zbudowany ze zwoju mózgowego znajdującego się w głowie oraz kilkunastu zwojów piersiowych i brzusznych. Ze zwojów piersiowych i brzusznych wychodzą nerwy, które rozprowadzają impulsy nerwowe na terenie organizmu. Odpowiedzialne są one też za odbieranie i analizę bodźców ze środowiska zewnętrznego.

Ze względu na środowisko, w którym żyją larwy czarnej muchy, ich układ pokarmowy jest przystosowany do trawienia pokarmu pochodzenia roślinnego

i zwierzęcego. Pierwszym odcinkiem przewodu pokarmowego jest jelito przednie, którego funkcje przypominają przełyk i żołądek ssaków. Następnie rozpoczyna się najdłuższy odcinek układu pokarmowego, czyli jelito środkowe, które dzielimy na trzy regiony. Każdy z tych regionów posiada specyficzne zadanie i środowisko trawienia pokarmu. Ostatnim odcinkiem układu trawiennego jest jelito tylne, gdzie formułuje się kał i dochodzi do resorpcji wody oraz soli mineralnych. Do przewodu pokarmowego uchodzą cewki Malpighiego, które w dużym uproszczeniu można przyrównać do narządów wydalniczych ssaków. W cewkach kumulują się produkty przemiany materii w tym kwas moczowy oraz jony np. potasu czy sodu. Następnie wraz z wodą są one wydalane do jelita tylnego, gdzie mieszają się ze strawionym pokarmem. Trawienie pokarmu odbywa się przede wszystkim w jelicie środkowym za pomocą enzymów. Na skuteczność trawienia ma także wpływ flora przewodu pokarmowego.

U *Hermetia illucens* obserwuje się specyficzny dla owadów otwarty układ krążenia, w którym przepływa hemolimfa. Posiadają one segmentowane serce, o kształcie rurki z komorami. Serce usadowione jest na grzbietowej stronie wewnątrz jamy ciała. Hemolimfa krąży przez system naczyń z ujściami i wlotami zlokalizowanymi na całej długości ciała. Pozwala to na prawidłowe krążenie hemolimfy po całym ciele.



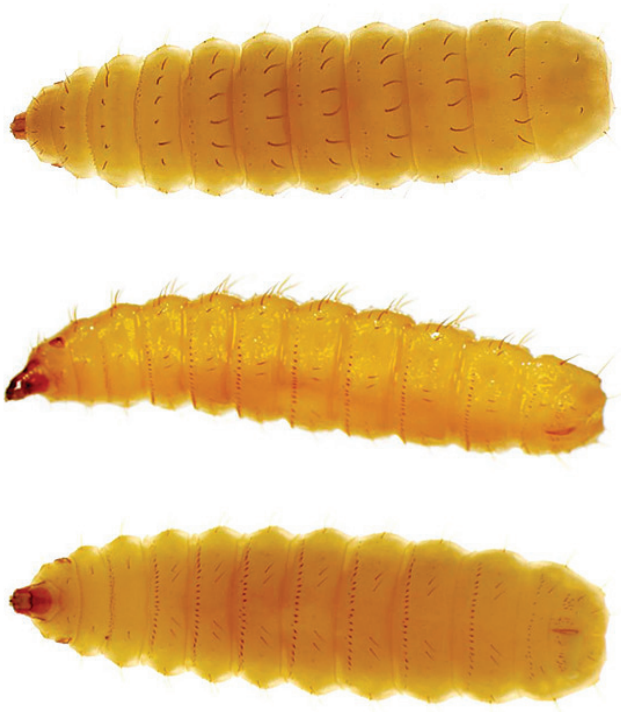
Ryc. 4. Formy rozwojowe *Hermetia illucens*.



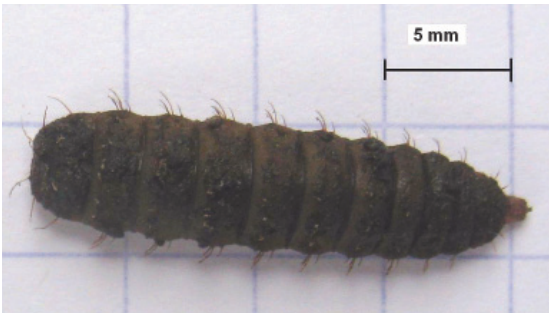
Ryc. 5. Pakiet jaj czarnej muchy.
Autor: Marcoadieter, https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Hermetia_Illucens.jpg (CC BY-SA 4.0



Ryc. 6. Larwy *Hermetia illucens*.
Autor: Dennis Kress,
https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Hermetiaillucens.jpg (CC0 1.0)
Ryc. 7. Larwa czarnej muchy.



Pozyskano z Ivorra, T., Hauser, M., Low, V. L., Tomberlin, J. K., Nur Aliah, N. A., Cammack, J. A., & Heo, C. C. (2020). *Hermetia illucens* and *Hermetia fenestrata* (Diptera: Stratiomyidae) Colonization of "Spoiled" Stingless Bee Geniotrigona thoracica (Hymenoptera: Apidae) Hives in Malaysia. Insects, 11(11), 737. (CC BY 4.0)



Ryc. 8. Prepoczwarka *Hermetia illucens*.
Autor: Cricoidus,
https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Hermetia_Illucens_(Larve_sixieme_stade)_(sixth_instar_larva).jpg (CC BY-SA 3.0)



Ryc. 9. Przeobrażenie *Hermetia illucens*
Autor: Nasih,
https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Lalat_hitam_muda_(Hermetia_ilucens).jpg
(CC BY-SA 4.0)



Ryc. 10. Postać dorosła (imago) czarnej muchy.
Autor: Père Igor,
https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Hermetia_illucens_P%C3%A9rigueux.jpg
(CC BY-SA 4.0)



Ryc. 11. Głowa imago *Hermetia illucens*.
Autor: Thomas Shahan,
https://www.flickr.com/photos/opoterser/2836305917 (CC BY-NC-ND 2.0)

1.3. Cykl rozwojowy

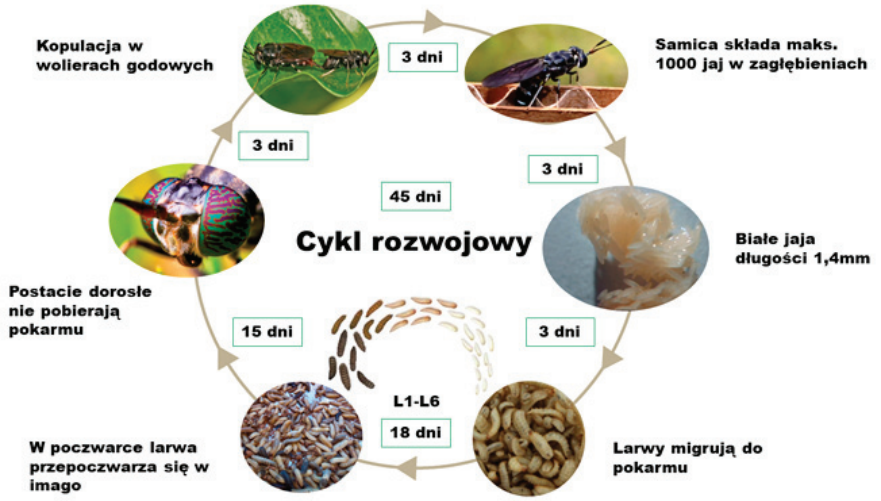
Czarna mucha posiada złożony cykl rozwojowy. Oznacza to, że w trakcie wzrostu owada występują formy rozwojowe takie jak: jaja, larwy, poczwarka oraz imago (postać dorosła). Z ekonomicznego punktu widzenia najważniejsza jest długość trwania tego cyklu. Jest to uzależnione od wielu czynników, w szczególności od temperatury, wilgotności, dostępności i jakości paszy, oraz natężenia światła. Co ciekawe w warunkach hodowlanych, cykl życiowy *Hermetia illucens* uległ skróceniu. Może to wynikać z ciągłego dostępu do pokarmu.

W poczwarce zachodzi proces przeobrażenia. Po tym okresie w hodowli pojawiają się osobniki dorosłe. Po dwóch dniach od przepoczwarzenia, imago jest gotowe do kopulacji. Z uwagi na specyficzny dla owada fotoperiod, do kopulacji dochodzi zwykle w godzinach porannych. Postacie dorosłe żyją od 5 do 14 dni. W specjalnie wybranym miejscu, samce wyczekują na przelatujące w pobliżu samice. Nadmienić trzeba, że samce zaciekle bronią swoich przyczółków przed rywalami. W odpowiednim momencie, samiec przechwytuje samice w locie i dochodzi do zapłodnienia. Po około dwóch dniach samice składają (jak wskazują badania) od około 300 do nawet 1000 jaj. Jaja składane są w ciasnych rzędach na suchym podłożu, acz w wilgotnym środowisku. Ma to na celu ograniczenie utraty wilgotności. Z uwagi, że jaja posiadają cenne składniki odżywcze, narażone są na ataki drapieżników, składane są w ciasnych szczelinach. W doborze lokalizacji znaczenie ma również dostępność pokarmu. Wkrótce po złożeniu jaj życie samic dobiega końca.

Czas inkubacji jaj wynosi około 4 dni w temperaturze 27-29^{o}C. W tym okresie zmieniają one kolor z mlecznego na żółty. Świeżo wyklute larwy mają długość od 0,6 do 0,7 mm. Od razu po wykluciu zaczynają intensywnie żerować. W zależ-

ności od warunków środowiskowych i dostępności pokarmu czas trwania stadium larwalnego wynosi od 3 tygodni w warunkach hodowlanych (schemat poniżej) do nawet 5 miesięcy w warunkach naturalnych. Najistotniejszym czynnikiem warunkującym szybki rozwój form larwalnych jest temperatura. W trakcie wzrostu larw dochodzi do zrzucania pancerzyka chitynowego. Zjawisko to nazywamy linieniem. Wyróżniamy sześć stadiów larwalnych następujących po kolejnych linieniach. Pierwsze pięć stadiów larwalnych różni się między sobą jedynie wielkością. Szóstym a zarazem ostatnim stadium larwalnym jest prepoczwarka. Okres prepoczwarki trwa około 7 dni. W odróżnieniu od larw, prepoczwarka posiada ciemnobrązowy oskórek chitynowy. Charakterystyczna dla prepoczwarki jest migracja ze środowiska wilgotnego do suchego. Od tego momentu czarna mucha przestaje pobierać pokarm.

Okres trwania stadium poczwarki wynosi od 2 do 3 tygodni. Czas ten jest w głównej mierze uzależniony od temperatury i wilgotności. Jako pierwsze przeobrażają się samce, choć nie jest to regułą. Zwykle pierwsze loty odbywają się na początku dnia świetlnego.



Ryc. 12. Przykładowy cykl rozwojowy Hermetia illucens. Różnice w liczbie dni przypisanych do poszczególnych faz uzależnione są od metod utrzymania i technologii chowu.

2. Dlaczego owady?

Aby odpowiedzieć na to pytanie należy omówić sobie kilka faktów. Aktualnie poszukuje się nowych źródeł substancji odżywczych, które mogą zostać wykorzystane w branży spożywczej i rolnej. Alternatywne źródła białka mają coraz większe znaczenie ze względu na rosnące problemy dotyczące roślin GMO. Świat nauki i biznesu szczególną uwagę skupił na jadalnych owadach. Owady można

spotkać na prawie każdym kroku. Ich liczbę określa się na ponad 2 mln gatunków. Owady znajdują się w standardowej diecie wielu kultur i stanowią cenne źródło wartości odżywczych a nawet są uznawane za lekarstwo. Entomofagia wzbudza coraz większe zainteresowanie jako potencjalne rozwiązanie problemu wyżywienia populacji ludzkiej w nadchodzących latach. Obecnie ponad 2000 gatunków owadów, zgodnie Food and Agriculture Organization i listą jadalnych owadów świata prowadzonej przez Uniwersytet w Wageningen, jest uznawane za jadalne. W kulturze zachodniej hasło „entomofagia" jest czymś zupełnie nowym podczas gdy w egzotycznych krajach, owady są od dawna przeznaczane do żywienia człowieka lub użytkowane jako pasza dla zwierząt gospodarskich. W Polsce owady pojawiały się na stołach jedynie jako ciekawostka kulinarna. Podjęto nawet próby zakładania restauracji opierającej swoje potrawy na owadach. Aktualnie prognozuje się szybki wzrost rynku hodowli owadów. Jego rozwój szacowany jest na około 1,2 mln ton rocznej produkcji do 2025 roku. Z uwagi na dynamikę tego sektora, hodowla owadów może być ekonomicznie uzasadnionym pomysłem. Dowody na potwierdzenie tej tezy można znaleźć w wielu europejskich i azjatyckich krajach. W Unii Europejskiej 7 gatunków owadów zostało uznane za zwierzęta gospodarskie. Tym samym w Europie można znaleźć wiele firm, które rozwinęły wielkotowarową hodowle jadalnych owadów. W dalszej perspektywie, możliwe jest, że owady w żywieniu innych zwierząt gospodarskich będą alternatywą dla takich komponentów jak np. soja GMO. Białko owadzie powstałe w trakcie różnych procesów technologicznych zalicza się do PAP, czyli przetworzonego białka zwierzęcego. Obecne opinie w branży hodowli owadów wskazują, że aż 75% producentów owadów funkcjonujących na terenie Unii Europejskiej uważa, że produkty pochodzenia owadziego będą stanowiły cenny komponent do produkcji paszy dla zwierząt hodowlanych.

Obecnie, produkcja owadów jest postrzegana jako zrównoważona i przyjazna dla ekologii branża generująca wysokowartościowe produkty odżywcze. Hodowla owadów odbywa się na produktach ubocznych powstałych w rolnictwie i przemyśle spożywczym a także na przeróżnych odpadach z gospodarstw domowych. Wspomniany proces umożliwia odzyskanie wartości odżywczych z produktów przeznaczonych do utylizacji. Biologiczna konwersja organicznych odpadów wpisuje się w rozwój zielonej gospodarki w sektorze rolnym, a także wiąże się ze zrównoważonym rozwojem rolnictwa w Polsce.

Jednak nie wszystkie owady nadają się do hodowli. Jest to spowodowane specyficznymi warunkami środowiskowymi potrzebnymi do ich rozwoju albo po prostu brakiem opłacalności. Także z grupy ponad 2000 gatunku owadów trzeba było wybrać takie, które będzie można hodować w skali wielkotowarowej. Za taką skalę uznaję się produkcje około 1 tony żywych owadów dziennie. Jednym z celów projektu" Opracowanie strategii wykorzystania alternatywnych źródeł białka owadów w żywieniu zwierząt umożliwiającej rozwój jego produkcji na terytorium RP" był wybór odpowiednich gatunków owadów do hodowli w polskich warunkach. Nie było to wcale łatwe zadanie, ponieważ trzeba było

zwrócić uwagę na wiele czynników. Idealne gatunki do hodowli musiały spełnić wiele założeń np.: wymagania żywieniowe pozwalające na zastosowanie szerokiego zakresu pokarmów, łatwość utrzymania odpowiedniego środowiska, potencjał w żywieniu ludzi i zwierząt, odporność na niekorzystne warunki mikroklimatyczne (szczególnie na wahania temperaturowe) i możliwość wykorzystania odpadów organicznych. Przyjęto również, że dogodne do hodowli gatunki owadów powinny spełniać następujące cechy: niskie wymagania utrzymania, szybki przyrost masy ciała, brak dużego zaangażowania człowieka w utrzymaniu, wysoka rozrodczość, wysoka przeżywalność stadiów larwalnych, krótki cykl rozwojowy, wysoka biokonwersja paszy, plastyczność diety, zdolność do życia w zagęszczeniu i wysoka odporność na patogeny. Należało też określić wymagane parametry w hodowli owadów, technologii produkcji oraz zasad chowu. W projekcie rozpatrywano kilkanaście potencjalnych gatunków owadów utrzymywanych na świecie, z czego do hodowli w warunkach krajowych wybrano dwa: czarną muchę i mącznika młynarka.

Pierwszą zaletą *Hermetia illucens* jest zdolność wykorzystania odpadów organicznych w żywieniu tych zwierząt. Szybkość przebiegu cyklu rozwojowego u tych owadów jest jedną z ich głównych zalet. Na uwagę zasługuje także liczba składanych jaj, która umożliwia rekonstrukcje stada podstawowego i stworzenie stad produkcyjnych. Chów czarnej muchy powoduje nieznaczną emisję gazów cieplarnianych. Zużycie wody w takiej hodowli jest znacznie mniejsze niż przy utrzymaniu innych zwierząt gospodarskich. Kolejną zaletą jest niewielka powierzchnia wymagana do produkcji czarnej muchy. Do wytworzenia 1 kg białka z czarnej muchy, potrzebne jest znacznie mniej paszy w stosunku do innych zwierząt gospodarskich. Bardzo ważnym aspektem jest też to, że na rynku opracowano już strategie produkcji przemysłowej, linie technologiczne, aspekty bezpieczeństwa a nawet gotowe projekty hodowli tego owada. W literaturze naukowej i popularno-naukowej powstało już wiele publikacji dotyczących metod hodowli *Hermetia illucens*.

Larwy i prepoczwarki czarnej muchy posiadają dobry skład odżywczy porównywalny do ryb czy drobiu. Wspomniane formy rozwojowe tego owada są bogate w białko i posiadają korzystny profil aminokwasowy. Profil kwasów tłuszczowych larw i prepoczwarek jest akceptowalny do żywienia zwierząt. Duży potencjał posiadają też przeciwdrobnoustrojowe peptydy - białka hamujące rozwój bakterii. Niektóre publikacje naukowe twierdzą, że w przyszłości będą one mogły zastąpić antybiotyki. Cennym produktem ubocznym jest chityna, która może być wykorzystana w żywieniu zwierząt lub w przemyśle. Czarna mucha zawiera składniki odżywcze, które w żywieniu zwierząt trzeba dodatkowo suplementować np. witaminy czy pierwiastki. Przy przestrzeganiu prawidłowych zasad higieny i bezpieczeństwa, istnieje niewielkie ryzyko przenoszenia przez nie chorób. Owady te są bezpieczne pod kątem mikrobiologicznym. Ewentualną wadą wykorzystania czarnej muchy jest możliwość wystąpienia alergii, jednak to zjawisko jest głównie opisywane u człowieka.

2.1. Możliwości wykorzystania czarnej muchy

Wykorzystanie owadów w żywieniu ludzi i zwierząt w kulturze europejskiej stanowi jeszcze tabu.

W kwestii żywienia zwierząt domowych, entomofagia jest powrotem do korzeni w odniesieniu do diety zwierząt w środowisku naturalnym. Do karmienia zwierząt można wykorzystać żywe i przetworzone owady. Mączka z owadów wykazuje duży potencjał w żywieniu zwierząt. Po wprowadzeniu rozporządzenia 2017/893, które dopuszcza stosowanie białka owadów w żywieniu zwierząt towarzyszących i w akwakulturze, substraty te mogą być w przyszłości wdrażane w żywieniu innych zwierząt. W literaturze istnieje wiele zastosowań owadów jako potencjalnego składnika paszy dla zwierząt hodowlanych. Badania wykazały, że owady mogą być wykorzystywane do żywienia kur niosek. Zastąpienie soi, mączką z owadów nie wpłynęło negatywnie na wydajność produkcyjną niosek oraz na jakość jaj. Nie bez znaczenia jest również pozytywne nastawienie konsumentów do jaj od kur karmionych owadami w chowie przyzagrodowym na wolnym wybiegu. Owady mogą być również wykorzystywane do karmienia brojlerów. Pozytywnie wpływały one na jakość mięsa i nie doprowadzały do zwiększonej śmiertelności. Owady zmniejszyły również współczynnik konwersji paszy u brojlerów. Produkty pochodzenia owadziego wydają się być dobrą alternatywą dla częściowego zastąpienia tradycyjnych, bogatych w białko składników w paszach dla świń. Stwierdzono, że suplementacja owadów w diecie odsadzonych prosiąt poprawia wydajność wzrostu i przyswajalność składników odżywczych. Mączka owadzia nie modulowała znacząco metabolizmu świń. Owady są naturalną częścią diety ryb hodowlanych. W hodowli łososia atlantyckiego nie stwierdzono negatywnych skutków po wprowadzeniu owadów do diety. Owady u ryb mogą mieć również działanie probiotyczne, ze względu na obecność chityny i peptydów przeciwdrobnoustrojowych. Badania sugerują, że akceptacja ryb karmionych przez owady jest bardzo wysoka wśród konsumentów. Jednak wadą stosowania owadów w ich żywieniu może być wzrost kosztów produkcji.

W trakcie procesu chowu i przetwarzania czarnej muchy powstaje wiele produktów, które można wykorzystać. Najcenniejszymi produktami są oczywiście substancje odżywcze pozyskane z larw lub prepoczwarek czarnej muchy. Ciało owadów stanowi bardzo bogate źródło substancji odżywczych. Przykładowo, w larwach *Hermetia illucens*, zawartość białka i tłuszczu, przeciętnie stanowi odpowiednio 45% i 35% suchej masy. Co więcej zawierają one liczne mikro i makroelementy.

Z 1 m^3 można uzyskać około 300 kg owadziego surowca spożywczego, co przekłada się na 75 kg czystego białka. Zawartość składników odżywczych w prepoczwarce będzie się różnić w zależności od rodzaju odpadów wykorzystywanych jako źródło pożywienia i etapu, na którym są zbierane. Prepoczwarki czarnej muchy można bezpośrednio wykorzystać w żywieniu zwierząt lub poddać przetworzeniu. Żywe larwy można użyć w hodowli ryb czy zwierząt egzotycznych

takich jak płazy, gady, ptaki ozdobne i ssaki owadożerne. Jeśli prepoczwarki są przeznaczone do dalszej obróbki należy zadbać o humanitarny ubój owadów.

Z larw i prepoczwarek czarnej muchy wykonuje się mączkę owadzią. Jest ona cennym substratem do produkcji pasz dla zwierząt. Powinna ona mieć niską zawartość wody (około 2,5%). Mączka z *Hermetia illucens* charakteryzuje się wysoką zawartością białka, tłuszczu i popiołu surowego. Do wytworzenia mączki potrzebna jest linia technologiczna do przetwarzania owadów. Rozwój przetwórstwa owadów na cele spożywcze i paszowe umożliwia izolację białka, chityny lub ekstrakcję tłuszczu. Po usunięciu chityny i tłuszczu otrzymuje się wysokobiałkowy produkt.

Chityna jest cennym produktem uzyskanym w trakcie hodowli czarnej muchy. Posiada ona liczne zastosowania komercyjne. Używana jest w produktach spożywczych jako suplement diety lub stabilizator. Chityna posiada szerokie zastosowanie w farmakologii. Wpływa pozytywnie na utrzymanie prawidłowej masy ciała, wspiera układ moczowy i reguluje poziom cholesterolu. Chityna pochłania toksyny, niekorzystne metabolity a nawet metale ciężkie z układu pokarmowego. Posiada także korzystny wpływ na szkliwo, zęby, paznokcie i cerę. Oprócz tego, chityna wykorzystywana jest w produkcji kosmetyków. Znalazła ona też szerokie zastosowanie w rolnictwie.

W skład mączki wchodzą nasycone kwasy tłuszczowe. Wydzielenie tłuszczu z mączki odbywa się przy zastosowaniu ekstrakcji mechanicznej, w tym przy użyciu tłoczenia lub wirowania. Wyizolowany tłuszcz może być wykorzystany: w żywieniu zwierząt, do produkcji biodiesla, w przemyśle kosmetycznym, spożywczym i chemicznym.

Pozostałości pohodowlane można poddać kompostowaniu a następnie wykorzystać jako nawóz. Wykorzystuje się je też do produkcji biogazu. Alternatywnym rozwiązaniem jest zastosowanie odpadów jako biohumusu do hodowli np. dżdżownic. Martwe larwy i muchy a także odchody czarnej muchy również stanowią wartościowy nawóz. W zależności od zastosowanej diety masa wytworzonych odchodów przez 100 larw *Hermetia illucens* wynosi od 21 g do 114 g.

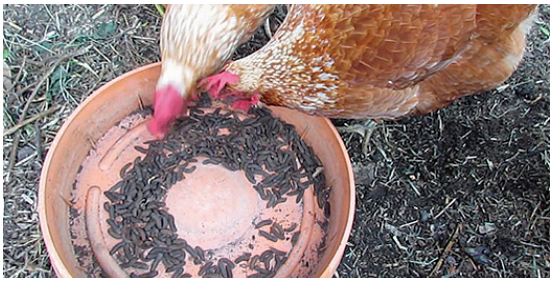
Pośrednią korzyścią z hodowli *Hermetia illucens* jest aspekt proekologiczny. Owady, obecnie są najmniej zanieczyszczającymi środowisko zwierzętami gospodarskimi. Po pierwsze hodowla czarnej muchy charakteryzuje się śladową emisją gazów cieplarnianych, w porównaniu do konwencjonalnych zwierząt. Po drugie, opisywane owady posiadają minimalne wymagania w kwestii powierzchni hodowlanej. Produkcja owadów w m^3 a nie m2 zmniejsza koszty budowy i utrzymania hal produkcyjnych. Tym samym, wymagana jest niewielka powierzchnia gruntów. Zmniejsza to oddziaływanie hodowli na środowisko naturalne. Po trzecie, czarna mucha zamienia niskowartościowe produkty uboczne z sektora rolnego i spożywczego w wartościowy i odżywczy produkt. Zmniejsza więc zapotrzebowanie na grunty rolne. Dzięki temu, hodowla owadów generuje mniejsze koszty utrzymania.



Ryc. 13. Larwy i prepoczwarki (ciemniejsze) *Hermetia illucens*.
Autor: ShaunRomero, https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Hermetia_illucens.jpg (CC BY-SA 4.0)



Ryc. 14. Larwy *Hermetia illucens* po okresie tuczu.
Pozyskano z publikacji: Chia, S. Y., Tanga, C. M., Khamis, F. M., Mohamed, S. A., Salifu, D., Sevgan, S., Komi, K. M., Niassy, F.S, van Loon, J. A. J.,Marcel Dicke M., & Ekesi, S. (2018). Threshold temperatures and thermal requirements of black soldier fly Hermetia illucens: Implications for mass production. PloS one, 13(11), e0206097. (CC BY 4.0)



Ryc. 15. Żywienie zwierząt prepoczwarkami *Hermetia illucens*.
Autor: Rob Bob's Aquaponics & Backyard Farm, https://www.youtube.com/watch?v=exYC5e01tRc&ab_channel=RobBob%27sAquaponics%26BackyardFarm.
(Wykorzystano na podstawie Youtube fair use guidelines)



Ryc. 16. Mączka z *Hermetia illucens*.



Ryc. 17. Pasza granulowanej z udziałem mączki z czarnej muchy.

3. Prawo i bezpieczeństwo

Mucha czarna wraz z mącznikiem młynarkiem (*Tenebrio molitor*), muchą domową (*Musca domestica*), pleśniakowcem lśniącym (*Alphitobius diaperinus)*, świerszczem bananowym (Gryllodes sigillatus), świerszczem domowym (*Acheta domesticus*) i świerszczem kubańskim (*Gryllus assimilis*) zostały uznane za owady nadające się do hodowli i wykorzystania ich na cele paszowe dla akwakultury i zwierząt towarzyszących wedle przepisów UE.

Wraz z zasadami tworzenia „nowej żywności" od 2018 istnieje możliwość wykorzystania owadów jako żywność. Polska nie dysponuje krajowymi wytycznymi, a więc trzeba odnosić się do aktów prawnych Unii Europejskiej. Pozwala to na wprowadzenie do obrotu całych owadów, ich części oraz produktów odowadzich np. mączki. Owady, które będą wprowadzane na rynek muszą spełniać wymogi określone przez higienę żywności i pasz. Aby owady mogły być sprzedawane na rynku, hodowla musi spełniać zasady Dobrej Praktyki Hodowlanej, Dobrej Praktyki Higienicznej i Dobrej Praktyki Produkcyjnej. Producenci muszą mieć także wprowadzony system HACCP (Analiza Zagrożeń i Krytyczne Punkty Kontroli). Hodowla wymaga pełnej kontroli nad bezpieczeństwem końcowego produktu, która jest sprawowana przez stosowne instytucje np. Inspekcję Sanitarną lub Inspekcję Weterynaryjną. Regulacje te sprowadzają się m.in. do żywienia owadów produktami zaakceptowanymi do karmienia zwierząt gospodarskich pochodzącymi z zatwierdzonych źródeł. Hodowca zobowiązany jest do posiadania pełnej dokumentacji dotyczącej paszy. Mucha czarna na całym etapie hodowli musi spełniać wymogi identyfikowalności. Wymagane jest również spełnianie określonych norm mikrobiologicznych.

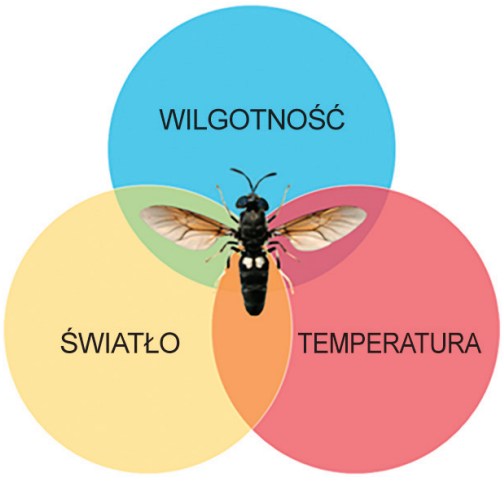
Hodowcy w celu zapewnienia bezpieczeństwa końcowego produktu muszą stosować się do zasad bioasekuracji. Zabezpiecza to hodowlę przed dostaniem się czynników chorobotwórczych. Należy także sprawdzać okresowo poziom substancji niepożądanych w larwach, takich jak mykotoksyny lub metale ciężkie. Ze względu na specyfikę gatunku należy zapobiegać ewentualnym ucieczkom z pomieszczeń hodowlanych.

Owady zaliczane są produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego pochodzących od zwierząt niewykazujących objawów chorobowych. Przetworzone białko owadzie wykorzystywane jest aktualnie do karmienia ryb, zwierząt towarzyszących i futerkowych. Jednak istnieją przesłanki, że w przyszłości będzie można wykorzystać PAP w karmieniu innych zwierząt.

Ze względu na zmieniające się prawodawstwo należy na bieżąco sprawdzać akty prawne, aby dostosowywać swoją hodowlę do aktualnie obowiązujących przepisów. W przypadku chęci założenia hodowli na większą skalę zalecane jest dokładne zapoznanie się z aktami prawnymi umieszczonymi w literaturze.

4. Jak wygląda hodowla czarnej muchy

Warunki w jakich utrzymuje się owady są bardzo istotne, ponieważ warunkują one szybki wzrost form rozwojowych. Przed przystąpieniem do większych inwestycji, na samym początku warto spróbować hodowli na mniejszą skalę, aby zapoznać się z praktycznymi aspektami utrzymania *Hermetia illucens*. Na początek hodowla przydomowa na potrzeby własne jest dobrym rozwiązaniem. Rozpoczęcie wielkotowarowej hodowli wiąże się z inwestycjami i większym doświadczeniem, ale z drugiej strony pozwoli wygenerować większe zyski. Efekty, które chce się uzyskać w trakcie cyklu produkcyjnego to przede wszystkim duża liczba larw/prepoczwarek o dużej masie ciała, uzyskane w jak najszybszym czasie. Jest to oczywiście uzależnione od wielu czynników, takich jak: warunki zoohigieniczne, utrzymanie, żywienie i dobrostan. Utrzymanie tych czynników na prawidłowym poziomie pozwala zwiększyć możliwości produkcyjne stada a tym samym umożliwia uzyskanie sukcesu ekonomicznego hodowli.



Ryc. 18. Czynniki mogące wpływać na rozwój *Hermetia illucens* w hodowli.

4.1. Warunki zoohigieniczne

W hodowli *Hermetia illucens,* trzy główne parametry środowiskowe: temperatura, światło i wilgotność wpływają na liczbę kopulacji, składanie jaj, długość życia oraz szybkość rozwoju poszczególnych form rozwojowych.

Niska wilgotność, czy obniżona temperatura powodują, że owady zużywają swoje zapasy energetyczne zamiast je gromadzić. Może to powodować niższe przyrosty larw i zwiększoną śmiertelność.

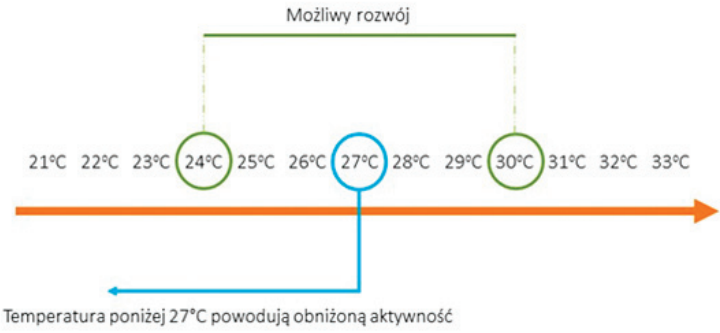
Temperatura jest najistotniejszym czynnikiem w utrzymaniu stada. Ma ona duże znaczenie w sukcesie reprodukcyjnym much. Do złożenia jaj, samice *Hermetia illucens* wymagają wysokiej temperatury. Za optymalny zakres temperaturowy dla imago uznaje się od 25 do 32°C. Literatura sugeruje, że w temperaturze powyżej 27°C, ponad 90% samic składa jaja. Drugim, ważnym czynnikiem, sprzyjającym rozrodowi jest duże natężenie światła. Im większa tym lepszy sukces reprodukcyjny. W warunkach naturalnego oświetlenia do aktów kopulacyjnych najczęściej dochodzi około godziny 10:00 a jaja składane są popołudniu. Warto zadbać, aby źródło światła symulowało światło słoneczne. Dlatego też sztuczne światło powinno posiadać długościach fal przynajmniej od 450 do 700 nanometrów (nm). Badania mówią, że lepsze wyniki uzyskuje się przy świetle słonecznym niż sztucznym, choć przy widmie 350 do 2500 nm uzyskuje się wyniki zbliżone do naturalnych. Wilgotne warunki w hodowli mogą przedłużyć życie imago czarnej much oraz zwiększyć ilość składanych jaj. Przyjmuje się, że postacie dorosłe utrzymywane w wilgotności względnej 70% potrafią przeżyć 2-3 dni dłużej niż w suchym środowisku. Uznaje się też, że wilgotność przekraczająca 60% zwiększa liczbę pozyskanych jaj.

Trzeba pamiętać, że jaja czarnej muchy są wyjątkowo wrażliwe na zmiany parametrów środowiskowych. Szczególnie źle reagują na wahania temperaturowe, dlatego też należy zadbać o utrzymanie stałej temperatury aż do wylęgu. Sugerowana temperatura do prawidłowego rozwoju jaj wynosi 27°C. Pozwala to uzyskać wylęg z około 80% jaj. Co więcej jaja są bardzo podatne na wysychanie, dlatego, należy utrzymywać wysoką wilgotność względną. Przyjmuje się, że wilgotność powyżej 60% zapewniają optymalne wskaźniki wylęgu. Warto wspomnieć też o dniu świetlnym, który powinien wynosić około 12 godzin w ciągu dnia.

Zgodnie z obecną literaturą, larwy rozwijają się w zakresie temperatur od 24 do 33°C. Aby stwierdzić, że temperatura w hodowli jest odpowiednia, należy obserwować zachowanie larw. W przypadku gdy temperatura jest zbyt wysoka, larwy będą wychodzić ze źródła pożywienia i będą poszukiwać chłodniejszego miejsca. Z drugiej strony larwy poddane działaniu niskich temperatur spowalniają swój metabolizm, a co za tym idzie będą wolniej przyrastać. W dostosowaniu temperatury trzeba pamiętać, że zarówno larwy i ewentualne produkty przeznaczone do żywienia również mogą generować ciepło. Za najlepszy zakres temperatury do odchowu larw przyjmuje się od 27 do 30°C. Larwy będą rozwijać się

prawidłowo w temperaturze 25°C, ale ich masa ciała będzie o około 30% niższa niż larw hodowanych we wspomnianym wyżej zakresie. Bardzo wysokie temperatury również działają negatywnie. Udowodniono, że w temperaturze powyżej 33°C dochodzi do znacznych spadków przyrostów. W przypadku wilgotności środowiska i oświetlenia, to obowiązują takie same zasady jak przy utrzymaniu jaj.

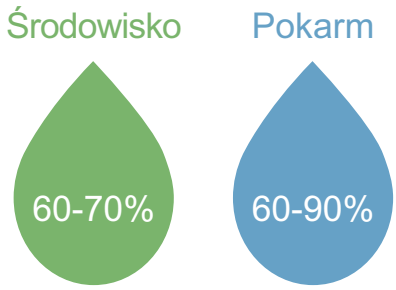
W przypadku poczwarek przeznaczonych do stada podstawowego obowiązują wcześniej wspomniane zakresy temperatury. Wilgotność powinna być nieco niższa. Wpływ światła nie został do końca przebadany. Niektórzy autorzy twierdzą, że poczwarki preferują ciemne środowisko a inni, że poczwarki wystawione na działanie światła przez 12 godzin potrzebowały około 30% mniej czasu na przeobrażenie. Dlatego też, zastosowane oświetlenie przy odchowie poczwarek należy uzależnić od własnych obserwacji.



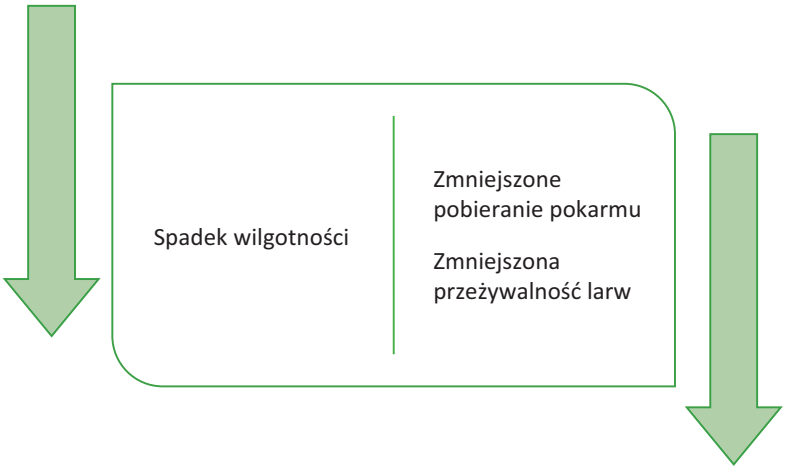
Ryc. 19. Odpowiednie temperatury do rozwoju czarnej muchy.



Ryc. 20. Rola temperatury w prawidłowym rozwoju stada czarnej muchy.



Ryc. 21. Proponowany zakresy wilgotności przy hodowli Hermetia illucens.



Ryc. 22. Rola wilgotności w prawidłowym rozwoju stada czarnej muchy.

4.2. Pozyskiwanie prepoczwarek

Pojawiające się prepoczwarki zaczynają migrować z pokarmu w bardziej suche miejsca. Sama prepoczwarka, nie spożywa już pokarmu i osiągnęła swój maksymalny rozmiar. Ich zadaniem jest znalezienie odpowiedniego i bezpiecznego miejsca, w którym dojdzie do przepoczwarzenia. Sugeruję się, że w trakcie migracji, prepoczwarki pozostawiają ślad chemiczny, który umożliwia innym owadom łatwiejsze dotarcie do celu. Aby skutecznie wyłapywać prepoczwarki, pojemnik z larwami powinien być połączony z drugim. Może być to pojemnik do przepoczwarzania. W tym celu można wykonać coś na kształt mostu, rampy lub rury, która umożliwi owadom przemieszczanie się. Nachylenie powinno wynosić od 28° do 45°. W przypadku wysokiej wilgotności w pojemniku, istnieje możliwość, że prepoczwarki będą w stanie poruszać się po pionowych powierzchniach dzięki napięciu powierzchniowemu. Wtedy pojemnik z larwami można umieścić bezpośrednio w pojemniku zbiorczym, do którego wpadną prepoczwarki.



Ryc. 23. Prepoczwarki przemieszczające się z wilgotnego pokarmu do suchego podłoża. Autor: Nature's Always Right, https://www.youtube.com/watch?v=KrS-EPo-GQA&ab_channel=Nature%27sAlwaysRight (Wykorzystano na podstawie Youtube fair use guidelines)



Autor: Madodel, https://www.youtube.com/watch?v=WEDNfWwFjXQ&ab_channel=Madodel (Wykorzystano na podstawie Youtube fair use guidelines)

4.3. Żywienie *Hermetia illucens*

Zaletą osobników dorosłych czarnej muchy jest to, że nie trzeba podawać im pokarmu. Pozyskują one energie z rezerw tłuszczowych i białkowych, które zgromadziły w stadium larwalnym. Imago pobiera jedynie wodę. Ponieważ zapasy energetyczne warunkują czas życia *Hermetia illucens*, dlatego też do wody można dodawać cukier, który będzie uzupełniał zużyte kalorie. Osobniki pozbawione wody przeżywają około 7 dni, a z dostępem do wody około 14 dni.

Nawet do 24 dni po wykluciu, postacie larwalne czarnej muchy posiadają bardzo duży apetyt (czas ten jest uzależniony od warunków zootechnicznych). Ich żerowanie potrafi zmniejszyć objętość paszy nawet o 80%, w zależności od temperatury i wilgotności. U czarnej muchy rzadko obserwuje się zachowania kanibalistyczne.

Larwy *Hermetia illucens* są wyjątkowo plastyczne w doborze pokarmu. Potrafią zjeść wiele rodzajów pożywienia. Zwykle odżywiają się odpadkami. Badania naukowe wskazują, że czarną muchę można hodować na warzywach, owocach, odpadkach kuchennych i podrobach, odchodach, pozostałościach po produkcji rolnej i spożywczej, oborniku, kompoście i wielu innych. Jeżeli jednak planowane jest wprowadzenie *Hermetia illucens* do żywienia zwierząt (tym

samym do łańcucha żywieniowego) obowiązkowe jest, aby pasza dla tych owadów, spełniała wszystkie warunki dotyczące higieny pasz, bezpieczeństwa zwierząt i była zgodna z literą prawa.

Szczególną rolę w trawieniu pokarmu u czarnej muchy odgrywają enzymy. Wysoka aktywność utrzymuje się w szczególności w jelicie środkowym czarnej muchy. Ponadto przewód pokarmowy tego owada jest miejscem bytowania wielu pożytecznych bakterii, które biorą czynny udział trawieniu materii organicznej. Wspomniane bakterie wykazują wysoką aktywność enzymatyczną.

Z uwagi na rozległe specyfikacje polskiego sektora rolnego ciężko jest podać dokładną recepturę paszy dla czarnej muchy, tak aby substraty do jej produkcji były łatwo dostępne w każdym gospodarstwie. Z drugiej strony z uwagi na wysoką plastyczność diety tego owada, nie jest to do końca potrzebne. Praktycznie każdy materiał organicznym może być dla czarnej muchy pokarmem. Owady te potrafią nawet spożyć materiał organiczny, który był przechowywany w formalinie! Należy przede wszystkim pamiętać o wilgotność paszy. Powinna ona wynosić około 75%. Jeżeli będzie za niska owady będą słabo przyrastać, a jeśli za wysoka to mogą one uciekać od pokarmu.

Istotne jest to, że larwy czarnej muchy od razu po wykluciu są wyjątkowo wrażliwe na zmiany warunków środowiskowych i konkurencję pokarmową. Z tego też powodu należy zapewnić im dobre warunki utrzymania poprzez karmienie ich paszą wysokiej jakości, trzymanie ich w kontrolowanych warunkach i chronionym środowisku. Owady utrzymuje się tak przez 4 6 dni. W literaturze sugerowane są różne diety dla młodych larw. Do tego celu można wykorzystać śrutę kukurydzianą i otręby pszenne wymieszane z wodą. Użyć też można komercyjną paszę dla zwierząt zmieszaną z wodą. Konieczne jest, aby pokarm stwarzał porowatą strukturę. Jest to konieczne przy prawidłowym oddychaniu larw. W innym przypadku larwy nie są w stanie stworzyć kanałów powietrznych a tym samym zaczynają się dusić i zamierają. Należy unikać materiałów pylistych, gdyż mogą zatykać tchawki owadów. U młodych larw można także dodać materiały o dużej sztywności, takie jak gałęzie, trociny, otręby pszenne/ryżowe, aby uzyskać strukturę, która umożliwi łatwiejsze oddychanie.

Wszystkie te zabiegi w znaczący sposób zwiększają przeżywalność młodych larw *Hermetia illucens*.



Ryc. 24. Larwy czarnej muchy żerujące na odpadkach spożywczych.
Autor: Zenyrgarden, https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Black_soldier_fly_larvae_eating_yam.jpg (CC BY-SA 4.0)

4.4. Zachowania rozrodcze czarnej muchy

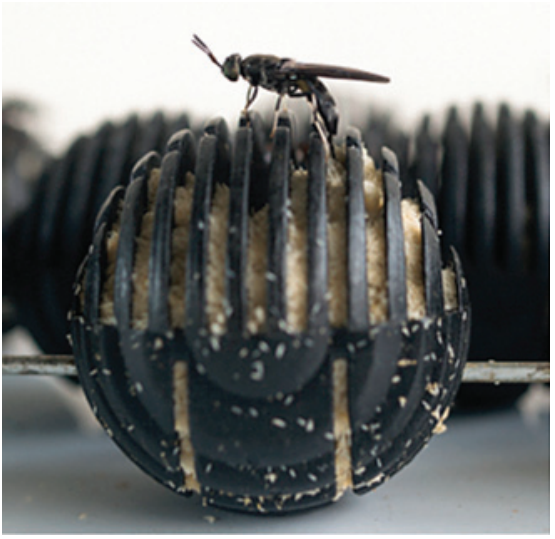
Dorosłe osobniki czarnej muchy zwykle zaobserwować można w miejscach występowania obornika, rozkładającej się żywności lub w pobliżu martwych zwierząt. Samice gotowe do złożenia jaj są przyciągane przez zapach rozkładającej się materii organicznej. Samce spotyka się w dobrze oświetlonych miejscach na roślinności. Po znalezieniu partnerki dochodzi do kopulacji. Na początku samiec przechwytuje samicę w locie i zaczynają się zaloty. W ich trakcie, owady potrafią się wznieść na wysokość nawet 1,5 m, gdzie dochodzi do kopulacji. Na koniec po powrocie na ziemie, owady do 30 minut wciąż są połączone odwłokami, a głowy zwrócone są w przeciwległych kierunkach. Istotną rolę ma oświetlenie, dlatego też owady kopulują w trakcie dnia. Liczba kopulacji zależy od warunków środowiskowych i pory dnia. Kluczowe podczas krycia jest oświetlenie i dostępność przestrzeni. Składanie jaj jest uzależnione od temperatury i wilgotności. Odbywa się mniej więcej 2 dni po kryciu, zwykle w pobliżu rozkładającej się materii organicznej. Dzięki temu, larwy natychmiast po wykluciu mają dostęp do źródła pożywienia. Do złożenia jaj samice wybierają powierzchnie z małymi zagłębieniami, w których mogą składać jaja, aby zapewnić im ochronę. Samice w tym celu posługują się czubkiem odwłoka, w którym umiejscowione jest pokładełko (organ służący do składania jaj). Pokładełko pokryte jest wieloma receptorami czuciowymi. Szukając idealnego miejsca do złożenia jaj, samice *Hermetia illucens* przeciągają odwłokiem po podłożu, aby zbadać jego charakterystykę. Dzięki temu owady uzyskują cenne informacji dotyczące obecności innych jaj czarnej muchy, obecności drapieżników i składników odżywczych. Czarna mucha częściej składa jaja w miejscu, gdzie zostały złożone inne jaja czarnej muchy. Samice pozostawiają także ślad chemiczny, aby przyciągnąć inne osobniki tego samego gatunku. Czarna mucha do składania jaj preferuje ciemniejsze miejsca. Imago ginie po wyczerpaniu rezerwy tłuszczu, samiec zwykle po kopulacji a samica po złożeniu jaj.



Ryc. 25. Kopulacja czarnej muchy.
Autor: Muhammad Mahdi Karim
https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Black_soldier_flies_mating.jpg
(GNU Free Documentation License)



Ryc. 26. Samica czarnej muchy składająca jaja.
Pozyskano z blacksoldierflyblog.com, https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Black_soldier_fly_depositing_eggs_in_cardboard.jpg (CC BY-SA 3.0)



Ryc. 27. Postać dorosła i pakiety jaj *Hermetia illucens*.
Pozyskano z Dortmans, B., Diener, S., Verstappen, B., & Zurbrügg, C. (2017).
Black soldier fly biowaste processing. A step-by step guide. (CC BY 4.0)

4.5. Stada hodowlane

W trakcie cyklu produkcyjnego u czarnej muchy wyróżniamy stado podstawowe i produkcyjne.

W skład stada podstawowego wchodzą postacie dorosłe, które utrzymuje się w klatkach godowych (wolierach). Stado podstawowe utrzymuje się w celu pozyskania jaj. Główną rolą stada podstawowego jest utrzymanie ciągłości produkcji prowadzonej w gospodarstwie. Potomstwo powinno być przeznaczone do doskonalenia populacji tego gatunku. Do rozrodu należy przeznaczyć owady o najlepszych cechach produkcyjnych. Im dłużej żyją postacie dorosłe tym większą

liczbę potomstwa otrzymamy. Trzeba pamiętać, aby stado produkcyjne miało stały dostęp do wody. Aby przedłużyć życie imago do wody można dodawać cukier.

Stadem produkcyjnym określa się owady, które podlegają szybkiemu wzrostowi pod wpływem zabiegów hodowlanych. Celem utrzymania tego stada jest pozyskanie nowych osobników do rekonstrukcji stada podstawowego oraz larw i prepoczwarek. Trzeba pamiętać, że to stado będzie generowało bezpośredni zysk dla hodowli.

Warto prowadzić dokładną dokumentację stada. Szczególną uwagę warto zwrócić na:

- liczbę postaci dorosłych *Hermetia illucens,*
- długość życia postaci dorosłych,
- masę ciała larw po 5 dniu,
- śmiertelność larw w prowadzonej hodowli,
- masę ciała larw uzyskanych ze stada podstawowego,
- masę ciała prepoczwarek,
- zużycie paszy przez larwy czarnej muchy.

Wspomniane informacje pozwolą śledzić wydajność hodowli. Taka dokumentacja jest szczególnie ważna, gdy wprowadza się modyfikacje w hodowli. Zapisane dane pozwalają też na zobrazowanie czy stado uzyskuje dobre wyniki hodowlane.



Ryc. 28. Postacie dorosłe *Hermetia illucens* w wolierze godowej.
Pozyskano z Dortmans, B., Diener, S., Verstappen, B., & Zurbrügg, C. (2017).
Black soldier fly biowaste processing. A step-by step guide. (CC BY 4.0)



Ryc. 29. Stado produkcyjne czarnej muchy.
Pozyskano z Dortmans, B., Diener, S., Verstappen, B., & Zurbrügg, C. (2017).
Black soldier fly biowaste processing. A step-by step guide. (CC BY 4.0)

4.6. Pojemniki i zagęszczenie hodowli

Klatka/woliera godowa (przeznaczona do rozrodu) powinna umożliwiać czarnym muchom wyrażanie ich naturalnego zachowania. Klatka powinna być na tyle duża, aby umożliwić kopulowanie w locie. W fachowej literaturze podawane są różne wielkości. Zwykle wahają się pomiędzy 0,7-3 m długości na 0,7-3 m szerokości na 1,4-6 m wysokości. Średnia liczba osobników *Hermetia illucens* w jednej klatce godowe powinna wynosić od około 100 do 5200 osobników na 1 m3. Tak jak wskazano wcześniej, pamiętać trzeba, że czarne muchy w trakcie w godów mogą się wznieść nawet na wysokość do 1,5 m. Niezapewnienie im takich warunków może zwiększać liczbę niezapłodnionych jaj. W klatce godowej warto zapewnić stadu podstawowemu rośliny (naturalne lub sztuczne). Sprzyja to zmniejszeniu walk o terytorium u samców i zwiększy liczbę kopulacji. Roślinność może nawet wpłynąć na długość życia owadów, ponieważ zapewnia ona miejsce do odpoczynku. Warto zapewniać wodę w klatkach, poprzez spryskiwanie lub przy wykorzystaniu mokrej tkaniny. Woda stojąca może doprowadzać do topienia się much.

Bardzo istotnym elementem są miejsca, gdzie samice czarnej muchy mogą składać swoje jaja. Muszą one spełniać kilka warunków. W literaturze znajdują się przeróżne rozwiązania. Karton i drewno uznawane są za jedne z najlepszych materiałów do stworzenia miejsc lęgowych. Można też wykorzystać wiele innych produktów jak np. ręczniki papierowe, tekturowe rolki wytłaczanki do jaj i wiele innych. Najważniejsze jest, aby wykorzystany materiał był oddzielony małymi szczelinami, w których owad ten będzie mógł złożyć jaja. Można przy tym stosować substancje wabiące np. rozkładające się odpady organiczne. Samice chętnie składają jaja w miejscu, gdzie wcześniej żerowały czarne muchy co może być związane z czułymi receptorami chemicznymi lub feromonami agregacyjnymi. Zdecydowanie chętniej samice składają jaja w miejscach suchych.

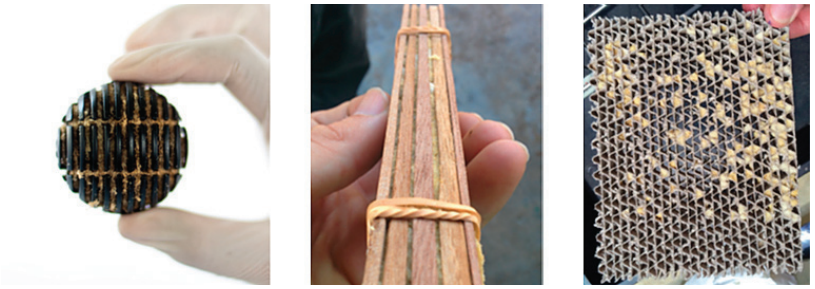
Wyklute larwy można po pierwszym podaniu paszy przenieść do większego pojemnika (np.: 24 cm x 13 cm x 12 cm). Następnie po spożyciu 50% zadanego pokarmu przenieść do pełnowymiarowego pojemnika (np.: 76 cm x 12 cm x 45 cm). Do odchowu larw zaimplementować można tace. Jeśli ok. 40% larw weszło w stadium poczwarki to wtedy należy przykrywać pojemniki gazą.



Ryc. 30. Woliera godowa dla stada podstawowego czarnej muchy.
Pozyskano z Dortmans, B., Diener, S., Verstappen, B., & Zurbrügg, C. (2017).
Black soldier fly biowaste processing. A step-by step guide. (CC BY 4.0)



Ryc. 31. Czarne muchy przy cukrze z wodą.
Autor: AReila, https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Bsffeeding.jpg (CC BY-SA 4.0)



Ryc. 32. Miejsca do składania jaj przez samice czarnej muchy.
Pozyskano z Dortmans, B., Diener, S., Verstappen, B., & Zurbrügg, C. (2017).
Black soldier fly biowaste processing. A step-by step guide. (CC BY 4.0)

4.7. Chów niekrewniaczy i wsobny

Outbred zwany chowem niekrewniaczym polega na rozmnażaniu się niespokrewnionych ze sobą osobników czarnej muchy w hodowli. Inbred nazywany inaczej chowem wsobnym charakteryzuje się krzyżowaniem osobników czarnej muchy pochodzących od tego samego przodka. Można to również określić jako powstanie nowego pokolenia przez rozmnożenie się owadów spokrewnionych ze sobą. Taki chów charakteryzuje się prowadzeniem hodowli bez wprowadzania osobników niespokrewnionych. Hodowle outbredowe wyróżniają się ciągłym napływem nowych osobników (co jest równoznaczne z napływem nowego materiału genetycznego) do stada.

Problem braku dopływu nowych osobników do hodowli ma istotne znaczenie u owadów. Przy chowie zamkniętym (to jest braku napływu nowych osobników) każde stado owadów zaczyna mieć problem z inbredem. Spowodowane jest to wykorzystaniem potomstwa do rekonstrukcji stada podstawowego. Okazuje się, że chów wsobny u owadów zmniejsza atrakcyjność samców. Wpływa ona na intensywność sygnałów chemicznych, czyli feromonów. Samica z hodowli wsobnej potrzebuje silniejszych bodźców, aby rozpocząć rozród. Zmniejszenie tej zdolności skutkuje niższą rozrodczością wśród owadów, a w dalszej perspektywie mniejszą liczbą larw i prepoczwarek. Chów wsobny wpływa też negatywnie na układ immunologiczny owadów. Dlatego też owady z chowu wsobnego są bardziej podatne na choroby. Krzyżowanie krewniacze wpływa na utrwalenie się niekorzystnych cech hodowlanych jak np. niska masa ciała prepoczwarki czarnej muchy. Czarna mucha jest poważnie narażona na chów wsobny, ponieważ osobniki w hodowlach pochodzą od niewielkiej puli genetycznej. Wpływ chowu wsobnego *Hermetia illucens* nie został do końca zbadany, lecz pojedyncze doniesienia mówią o takich negatywnych zjawiskach jak krótka długość życia, mała liczba złożonych jaj czy wreszcie niska przeżywalność larw. Wskazuje się, że hodowla inbredowana po 5 cyklach staje się znacznie osłabiona.

Jakie działania należy podjąć, aby uniknąć tego zjawiska? Przede wszystkim osobniki do pierwszego stada powinny być zakupione z przynajmniej 3 źródeł. Wynika to z tego, że chów wsobny jest dość częstym zjawiskiem wśród hodowców. Trzeba też co kilka cykli produkcyjnych do stada podstawowego wprowadzić osobniki czarnej muchy pochodzące z innego stada. Zanim wprowadzi się nowe osobniki spoza własnej hodowli zawsze trzeba zastosować kwarantannę. Opisuje się również wprowadzenie osobników dzikich do hodowli, jednak istnieje zagrożenie, że może to doprowadzić do wniknięcia entomopatogennych mikroorganizmów do stada.

4.8. Dobrostan

Według definicji dobrostan to stan pełnego zdrowia fizycznego i psychicznego. W celu zapewnienia dobrostanu zwierząt gospodarskich (do których zaliczają się owady) należy zagwarantować spełnienie potrzeb wedle 5 wolności:

1. Wolność od głodu, pragnienia i niedożywienia - zapewnienie odpowiedniej jakości i ilości pokarmu oraz wody, wedle potrzeb gatunkowych.
2. Wolność od urazów psychicznych i bólu – zagwarantowanie schronienia i miejsca do odpoczynku.
3. Wolność od bólu ran i chorób – zabezpieczenie hodowli w taki sposób, aby uniemożliwić powstawanie ran, trzymanie się zasad bioasekuracji i podjęcie leczenia, gdy jest to wymagane.
4. Wolność do wyrażania naturalnego zachowania – zapewnienie warunków, które umożliwiają przejawianie normalnego zachowania, a więc dostosowanie wielkości, obsady do pojemników i zagwarantowanie miejsc do schowania się.
5. Wolność od strachu i stresu – nienarażanie owadów na niepotrzebny stres różnego pochodzenia poprzez zagwarantowanie odpowiedniej temperatury, wilgotności czy poziomu światła.

Aktualnie brak jest jednoznacznego stanowiska wśród badaczy na temat świadomości u owadów. Jak bardzo jest ona rozbudowana, czy owady odczuwają stres psychiczny, jak odczuwają ból fizyczny, czy w taki sam sposób jak ssaki? Mimo braku jasnych odpowiedzi na te pytania należy przyjąć, że hodowla powinna być prowadzona według wysokich standardów, stosując się do zasady humanitarnej hodowli a następnie obróbki owadów. Należy przyjąć, że owady w pełni odczuwają ból i dyskomfort, więc wszystkie działania powinny być tak prowadzone, aby zminimalizować te odczucia. Raport FAO o „jadalnych owadach" potwierdza to stanowisko.

W obserwowaniu zachowań owadów może mylić brak wiedzy, czy obserwuje się ich odruchy czy reakcję na ból. Reakcja odruchowa jest zaprogramowana w układzie nerwowym i ani ludzie, ani zwierzęta nie mają na nią wpływu. Dotykając coś bardzo ciepłego lub zimnego odruchowo zabiera się rękę. U owadów obserwuje się takie same reakcje. Najniższy stopień świadomości to zdolność do odczuwania subiektywnych doświadczeń, co również zauważalne jest u owadów. Uczą się one, które rzeczy czy sytuacje wiążą się z miłymi lub negatywnymi skutkami i później dążą do powtórzenia lub uniknięcia takiej samej sytuacji. Mimo tego, w świecie naukowym można znaleźć głosy, że owadami kierują tylko odruchy i nie są one zdolne do odczuwania bólu lub cierpienia.

Komunikacja owadzia nie jest w pełni poznana. Obserwuje się, że dochodzi u nich do wymiany informacji m. in. poprzez wibracje, dźwięk, zapach czy dotyk. Stosując się do zasad 5 wolności należy zapewnić im możliwość komunikacji.

Należy pamiętać, że owady zaliczane są aktualnie do zwierząt gospodarskich, więc obowiązkiem hodowcy jest zapewnienie należytego dobrostanu. Kiedy zwierzę ma zapewnione odpowiednie warunki, jego wskaźniki produkcyjne też są lepsze, a więc hodowla osiąga lepsze wyniki.

Ze względu na doniesienia, że owady odczuwają ból, należy brać to pod uwagę przy wyborze metod uśmiercania. Eutanazja powinna przebiegać w sposób humanitarny, szybki i zapewniający bezpieczeństwo dla konsumenta końcowego

produktu. Metody uśmiercania można podzielić na fizyczne i chemiczne. U owadów nie stosuje się znieczulenia. Metodą chemiczną jest wykorzystanie dwutlenku węgla (CO_2), brak jednak dokładnych zaleceń co do tej metody. Najczęściej wykorzystywane metody to mrożenie, obróbka termiczna, miażdżenie i mielenie.

Owady można poddać uśmiercaniu przy użyciu niskiej temperatury. Do tego celu wykorzystać można zamrażarkę. W warunkach chłodniczych czarną muchę należy utrzymywać maksymalnie przez 2 miesiące. Po rozmrożeniu, należy trzeba jak najszybciej podać zwierzętom. Inną metodą uśmiercania jest zastosowanie wysokich temperatur. Doprowadza to przy okazji do sanityzacji owadów. Larwy lub prepoczwarki umieszcza się na około 1 minutę we wrzącej wodzie. Pozwala to na zabicie bakterii znajdujących się na owadach. Dalszym etapem przetwarzania jest suszenie lub mrożenie. Prepoczwarki można suszyć w temperaturze 60-80° C przez dwie godziny. Wilgotność powinna spaść do poziomu poniżej 10%. W literaturze opisuje się również suszenie owadów na słońcu. Jednak metoda ta jest zwykle wykorzystywana w krajach tropikalnych a jakość i bezpieczeństwo takiego produktu jest wątpliwe.

Szybką śmierć owada uzyskuje się poprzez zmiażdżenie owada przedmiotem o płaskiej powierzchni w sposób szybki i silny. Blenderowanie to mielenie owadów na wysokich obrotach. Rozdrobnienie uzyskuje się w przeciągu 1-2 sekund. Metoda ta jednak powinna być użyta po wcześniejszym znieczuleniu owadów. Najczęściej wybieraną metodą jest mrożenie w ciekłym azocie l ub w zamrażarce. Mrożenie doprowadza do zwolnienia metabolizmu. Ze względu na budowę układu nerwowego owadów nie należy stosować dekapitacji tzn. odcięcia głowy, ponieważ może skutkować to odczuwaniem bólu przez kilka godzin, a więc eutanazja nie jest wtedy przeprowadzona w sposób skuteczny i humanitarny.

5. Jak wygląda cykl hodowlany czarnej muchy

Proces hodowlany w dużej mierze jest uzależniony od pomieszczeń, środków i sprzętu jakim jaki jest dostępny. W zależności od procesów technologicznych jakie są wykorzystywane w hodowli czarnej muchy, wyróżniamy różne etapy hodowlane. Z uwagi na dużą liczbę proponowanych rozwiązań przedstawiono proces hodowli w prostej formie zachęcając do dostosowania go do indywidualnych warunków. Często w przypadku zakupu rozwiązań technologiczny otrzymuje się gotowy „przepis" jak prowadzić chów wspomnianych owadów.

Najpierw trzeba zadbać o rozród czarnej muchy. Ma ona na celu dostarczenie do hodowli zarówno larw *Hermetia illucens* do tuczu, jak i prepoczwarek do dalszej hodowli – dla stada podstawowego. Najważniejsze jest, aby stado podstawowe stale dostarczało nam odpowiednią ilość larw. W ramach tego etapu realizowane jest kilka czynności. Początkiem całego cyklu jest złożenie jaj przez dorosłe muchy oraz ich zbiór. Należy założyć, że jedna samica złoży

około 400-500 jaj. Oczywiście nie ze wszystkich jaj wyklują nam się larwy (60-80% klucia). Bezpośrednio po wylęgu, larwom trzeba od razu zapewnić pokarm. Na samym początku warto owadom podać karmę wysokiej jakości, gdyż w tym momencie dochodzi do intensywnego wzrostu. Pamiętać trzeba, aby pasza dla owadów była wilgotna (zawierała około 70% wody). Po 5 dniach larwy czarnej muchy można zebrać, a następnie przenieść do pojemnika przeznaczonego do tuczu lub przeznaczyć na rozwój stada podstawowego.

W przypadku rekonstrukcji stada podstawowego wykorzystuje się około 2-5% larw, w zależności od przyjętej liczby postaci dorosłych. Zachowane larwy umieszcza się w odchowalni, gdzie są stale karmione dobrze skomponowaną mieszanką paszową aż do osiągnięcia stadium prepoczwarki. Prepoczwarki, które przedostały się do pojemnika transferowego są zbierane i przenoszone do pojemnika do przepoczwarzania. Nadmiar prepoczwarek wykorzystuje się do skarmiania zwierząt np. kur na wybiegu lub przeznacza się je do obróbki. Dorosłe owady pojawiają się około 10 dni po przeniesieniu prepoczwarek. Częstotliwość i czas pojawiania się postaci dorosłych powinien przyjmować kształt krzywej dzwonowej, gdzie ostatnie osobniki powinny się pojawiać do około 25 dnia. Na koniec obserwuje się loty godowe, które odbywają się w specjalnej osiatkowanej klatce/wolierze. Następnie samice składają jaja w specjalnie przygotowanych miejscach. Wykorzystuje się do tego połączone drewniane klepki czy kawałki kartonu. Odbywa się w tej samej klatce i umożliwia wydajne funkcjonowanie stada podstawowego. Specyficzną cechą postaci dorosłych jest to, że nie pobierają pokarmu.

Kolejnym etapem jest przygotowanie paszy dla czarnej muchy. Przed przystąpieniem do żywienia larw, należy najpierw skontrolować produkty. Trzeba się upewnić, że pokarm nie będzie zawierał substancji chemicznych i biologicznych mogących zagrażać zdrowiu owadów lub przyszłych konsumentów. Dla przykładu liście pomidora zawierają substancję (alkaloid – tomatyna), która doprowadza do zamierania larw. Następnie należy przetworzyć pokarm, aby zwiększyć dostępność substancji odżywczych dla owadów. Zwykle pokarm jest miażdżony, szatkowany lub wykonuje się z niego pulpę. Pomimo, że larwy żyją w wilgotnym materiale organicznym, zawartość wody nie może być za wysoka (70-80%). Czasem trzeba przeprowadzić odwodnienie pokarmu lub zmieszanie z bardziej suchym produktem. Pamiętać trzeba, że larwom należy zapewnić zrównoważone pożywienie.

Następnym etapem jest tucz 5-dniowych larw *Hermetia illucens* przygotowanym wcześniej pokarmem. Wraz ze wzrostem masy larw zauważalny będzie znaczy spadek masy pokarmu. Literatura wskazuje, że 10 000 larw potrafi przetworzyć 15 kg mokrego pokarmu w trakcie 12 dni. Larwy w fazie prepoczwarki przenoszą się do bardziej suchego środowiska, co pozwala na ich łatwe oddzielenie od podłoża. Na tym etapie larwy osiągnęły maksymalną masę, ale jeszcze nie przekształciły się w poczwarki. W tym czasie wartość odżywcza owadów jest najwyższa. Niektóre procesy technologiczne przewidują oddzielanie larw od pozostałości po tuczu. Zwykle odbywa się to przy użyciu sit mechanicznych.

Dalszym etapem jest przetwarzanie prepoczwarek lub larw. Pierwszym krokiem jest zawsze uśmiercenie owadów. Procesy technologiczne przetwarzania *Hermetia illucens* mogą obejmować mrożenie, suszenie, mielenie i odłuszczanie. Mączka owadzia powinna zawierać mniej niż 10% wody. Ułatwia to przechowywanie i zmniejsza ryzyko zepsucia się produktu. Wysuszone larwy można odtłuścić przy pomocy prasy do wyciskania oleju lub wirówki. W procesie tym olej oddziela się od białka, które można następnie łatwiej suszyć i przechowywać. Odłuszczony produkt powinien zawierać mniej niż 10% tłuszczu. Zmniejsza to ryzyko jełczenia produktu. Gdy jest to potrzebne należy również wdrożyć usuwanie chityny. Wspomniane procesy pozwalają uzyskać wysokobiałkową mączkę owadzią. W przydomowych hodowlach pozyskane formy rozwojowe mogą zostać bezpośrednio wykorzystane do żywienia zwierząt. Na tym etapie warto zastanowić się nad wykorzystaniem pozostałości po hodowli. Zwykle przeznaczane są do kompostowania. Wskazuje się również na możliwość wykorzystania pozostałości po hodowli w wytwarzaniu biogazu.



Ryc. 33. Ręczne karmienie stada produkcyjnego *Hermetia illucens*.
Pozyskano z Dortmans, B., Diener, S., Verstappen, B., & Zurbrügg, C. (2017).
Black soldier fly biowaste processing. A step-by step guide. (CC BY 4.0)



Ryc. 34. Larwy czarnej muchy w trakcie tuczu.
Autor: xu pang, https://www.youtube.com/watch?v=Bp3rQ4i-pEM.
(Wykorzystano na podstawie Youtube fair use guidelines)

6. Opłacalność produkcji

Hodowca, który rozpoczyna pracę z czarną muchą będzie musiał się liczyć z kosztami, jakie trzeba będzie ponieść prowadząc hodowle czarnej muchy. Największe koszty będzie generowała praca człowieka. Bez odpowiedniej linii technologicznej, opierać się trzeba na pracy ludzkich rąk. Gotowe rozwiązania do chowu czarnej muchy wprowadzają automatyzację procesu hodowlanego. Wiąże się to jednak z wysokimi kosztami początkowej inwestycji. Jest wiele czynności, którymi należy się zająć w hodowli. Pracownicy muszą dokonać przygotowań do rozpoczęcia cyklu produkcyjnego. Polega to na czyszczeniu i przygotowaniu pojemników do hodowli, obsłudze sit do separacji owadów, przygotowaniu paszy i obsłudze sprzętu do przetwarzania owadów (jeśli taki znajduje się w hodowli). Pracownicy są także odpowiedzialni za utrzymanie stada owadów, co związane jest z przenoszeniem jaj, karmieniem owadów, zbiorem prepoczwarek i usuwaniem martwych osobników. Rolą kadry pracowniczej jest stały monitoring zużycia paszy oraz warunków zoohigienicznych w tym kontrola temperatury, wentylacji, wilgotności i zagęszczenia. W związku z tym warto prowadzić odpowiednią dokumentacje. Pracownicy muszą także zadbać o cykliczne sprzątanie obiektu, dezynfekcje pomieszczeń i usuwanie pozostałości po hodowli.

Do kosztów związanych z hodowlą owadów zawsze należy doliczyć, szkolenia, materiały zużywalne przez pracowników, ubiór, środki higieny osobistej, narzędzia, ubezpieczenia i wiele innych rzeczy, których czasem nie jesteśmy w stanie przewidzieć. Zgodnie z literaturą założyć trzeba, że na wytworzenie tony mączki owadziej potrzebnych jest 3 pracowników. Każdy pracownik powinien mieć podstawowe umiejętności i wiedzę dotyczącą: postępowania z żywymi owadami oraz sposób zapobiegania ich ucieczkom, naturalnego zachowania czarnej muchy; umiejętność identyfikowania gatunków owadów (w celu dostrzeżenia ewentualnych szkodników w hodowli), cyklu życia czarnej muchy oraz zasad dotyczących bezpieczeństwa pasz i żywności.

Do takiej inwestycji trzeba wliczyć koszty urządzeń oraz energii elektrycznej. Do podstawowych urządzeń, w które warto zainwestować to rozdrabniarki na pokarm oraz sita automatyczne. W znaczący sposób ułatwią one funkcjonowanie hodowli. Z uwagi na wymagania dotyczące warunków zoohigienicznych spory koszt utrzymania stanowić będzie energia elektryczna. Największy koszt będzie wynikał z potrzeby utrzymania stałej wysokiej temperatury, funkcjonowania systemów wentylacyjnych oraz prawidłowego oświetlenia pomieszczeń hodowlanych zgodnie z zadanym dniem świetlnym. Należy także doliczyć koszty energii, które będą generowane przez sprzęt techniczny, szczególnie jeśli na terenie gospodarstwa będzie przerabiać owady na mączkę. Do innych mniejszych kosztów zaliczyć trzeba funkcjonowanie pomniejszych urządzeń takich jako lodówki komputery czy systemy monitorujące. W przypadku, gdy do hodowli wykorzystać chce się stare budynki gospodarcze, trzeba się liczyć z kosztami związanymi z przystosowaniem ich do konkretnych warunków hodowlanych. Warto pomyśleć

o termoizolacji, gdyż pozwoli nam zmniejszyć koszty związane z utratą ciepła. Dobrym pomysłem jest także inwestycja w termostat.

Do kosztów należy doliczyć materiał paszowy oraz jego obróbkę. Oczywiście, w przypadku, gdy wykorzystywane będą bioodpady z gospodarstwa koszty utrzymania będą znacząco maleć. W tym miejscu warto jeszcze przypomnieć, że do funkcjonowania hodowli należy doliczyć koszty zużycia wody. Zgodnie z literaturą należy przyjąć, że do wytworzenia tony larw potrzebne jest od 15-19 ton mokrej paszy o wilgotności około 75%. Z 1 tony owadów uzyska się maksymalnie 0,5 tony mączki owadziej.

Ile w takim razie można na tym zarobić? Obecnie koszt mączki z czarnej muchy na rynku oscyluje między 3700 zł/tonę do nawet 13000 zł/tonę. Duży rozrzut jest podyktowany dostępnością mączki owadziej na rynku jak i aktualną podażą na ten rodzaj produktu. Z uwagi na wykorzystanie tego komponentu białkowego w żywieniu ryb istnieje silne powiązanie z branżą hodowli akwakultury. Przez to, wahania w tym sektorze bezpośrednio wpływają na cenę mączki.

Obecnie jedyną nadzieją na optymalizację produkcji, a co za tym idzie kosztów, jest automatyzacja produkcji i minimalizacja udziału człowieka w procesach hodowlanych i przetwórstwie tego owada.



Ryc. 35. Wysuszone prepoczwarki *Hermetia illucens*
Autor: Duncan Kinney, Green Energy Futures, https://www.flickr.com/photos/greenenergyfutures/13786555543. (CC BY-NC-SA 2.0)

7. Zasoby i organizacja hodowli

Myśląc o hodowli owadów warto zapoznać się podstawowymi zaleceniami i wytycznymi dla gospodarstw. W hodowli owadów ważne jest zarządzanie działalnością produkcyjną, aby uzyskać jak najlepsze wyniki ekonomiczne oraz aby produkty były akceptowane z punktu widzenia bezpieczeństwa żywności. Bezpieczną żywność uzyskuje się dzięki odpowiednio opracowanym systemom zarządzania, które obejmują na przykład Dobre Praktyki Higieniczne i HACCP. Odpowiednie procedury identyfikowalności i wycofania z rynku stanowią ważne narzędzia w przypadku niewykrytej utraty kontroli lub wykrycia problemu

po tym, jak produkt znajduje się już poza kontrolą podmiotu prowadzącego przedsiębiorstwo rolne.

Trzeba przede wszystkim zabezpieczyć podstawową infrastrukturę i zasoby, w tym budynki (pomieszczenia), personel i sprzęt. Oczywiście należy też pamiętać o dostępności energii elektrycznej, wody pitnej, odbioru odpadów i kanalizacji. Lokalizacja hodowli musi wykluczać możliwość wystąpienia zanieczyszczeń pyłami, zapachami i substancjami chemicznymi. Hodowla nie powinna znajdować się przy miejscach składowania lub przetwarzania odpadów. Gospodarstwo, w którym utrzymywane będą owady powinno być odgrodzone.

Budynki i pomieszczenia muszą uwzględniać standardy higieny i bezpieczeństwa stawiane przez legislację krajową. Pomieszczenia muszą spełniać zasady Dobrej Praktyki Higienicznej i Dobrej Praktyki Hodowlanej. Zalicza się do nich na przykład unikanie zanieczyszczeń i umożliwienie skutecznego czyszczenia i dezynfekcji. Na terenie hodowli należy wprowadzić podział na strefy: brudna (czarną) i czystą (białą). Muszą one być tak zaprojektowane, aby gwarantowały zaplanowaną trasę poruszania się i nie krzyżowały się. Budynek powinien posiadać odpowiednie filtry powietrzne oraz zapewniać odpowiednią przestrzeń roboczą. Należy kontrolować zapylenie, czy nie dochodzi do przecieków, a także ewentualną obecność szkodników. Pomieszczenia do hodowli owadów muszą być tak zaprojektowane, aby nie doszło do zanieczyszczenia krzyżowego z innych pomieszczeń produkcji zwierząt. Dlatego powinny istnieć fizyczne bariery pomiędzy hodowlą różnych gatunków zwierząt. Sam obiekt musi mieć charakter zamknięty, a więc nawet najdrobniejsze otwory w budynku czy szpary w drzwiach/oknach muszą być zabezpieczone przed wnikaniem szkodników. Zasada ta musi działać też w drugą stronę, po to, aby nie doszło do ucieczki owadów z hodowli. Trzeba pamiętać, że w rozwoju czarnej muchy istotnym czynnikiem jest światło, dlatego też w obiekcie trzeba zaplanować kontrolowane czasowo sztuczne oświetlenie. Do miejsca hodowli owadów powinien mieć wstęp tylko upoważniony personel. Budynki powinny także posiadać pomieszczenie do przechowywania paszy oraz pomieszczenie do składowania ewentualnych substancji szkodliwych (np. służących do czyszczenia i dezynfekcji). We wszystkich pomieszczeniach hodowlanych trzeba cyklicznie sprzątać oraz sprawdzać szczelność i sprawność instalacji. Zalecane są technologie wykorzystywane do budowy budynków dla inwentarza to jest: podłogi, ściany i sufity powinny być nieprzepuszczalne, nienasiąkliwe, w jasnych kolorach zmywalne lub pokryte zmywalną warstwą ochronną. Nie można wykorzystywać materiałów potencjalnie toksycznych. Wspomniane płaszczyzny muszą być łatwe w dezynfekcji i czyszczeniu, nie mogą mieć żadnych ubytków, szczelin i przestrzeni trudnych do czyszczenia. Płaszczyzny muszą też być odporne na wspomniane zabiegi. Należy zadbać o wydajny system wentylacji, który umożliwi przepływ powietrza w hodowli *Hermetia illucens*. Jeżeli jest konieczne może on odprowadzać nadmiar wilgoci. Jeśli o wentylacji mowa, to trzeba zadbać o to, aby zapachy, pochodzące szczególnie z paszy, nie były uciążliwe dla otoczenia.

Oprócz pomieszczeń hodowlanych, produkcyjnych i magazynowych należy także zagwarantować pomieszczenia socjalne i sanitarne dla pracowników. W miejscach przejścia do strefy czystej powinny znajdować się środki mycia rąk i obuwia. Pracownicy muszą przestrzegać procedur zakładania odzieży roboczej, która jest czysta i rozpoznawalna. Odzież roboczą i zwykłą należy przechowywać oddzielnie. Pomieszczenia socjalne muszą być wentylowane, oświetlone i utrzymywane w czystości. Toalety powinny posiadać podstawowy sprzęt sanitarny oraz dostęp do bieżącej wody.

Jak wspomniano wcześniej, budynki muszą mieć stały dostęp do wody potrzebnej do utrzymania stada czarnej muchy. Stosowana woda w gospodarstwie musi być wolna od zagrożeń biologicznych i chemicznych. Trzeba też zadbać o prawidłowe ciśnienie i temperaturę wody. Urządzenia do dystrybucji muszą być monitorowane i regularnie czyszczone. Również tak zwana woda procesowa, wykorzystywana do czyszczenia pomieszczeń bądź w systemach technologicznych, musi spełniać wszystkie obowiązujące lokalne i krajowe wymogi regulacyjne, szczególnie dotyczące wymagań mikrobiologicznych.

Trzeba także pamiętać o zasadach dotyczących instalacji i urządzeń przeznaczonych do hodowli i produkcji. Zastosowany w gospodarstwie sprzęt musi być łatwy do czyszczenia i dezynfekcji. Zabiegi konserwatorskie powinny być wykonywane cyklicznie. Zastosowany w hodowli sprzęt nie może zwiększać ryzyka zanieczyszczenia produktu. Dodać należy również, że osprzęt nie powinien być wykonany z materiałów, które mogą negatywnie wpłynąć na rezultaty hodowlane lub na końcowy produkt. Dobrze, jeśli sprzęt do obróbki prepoczwarek zmniejsza kontakt z rękami pracowników. Same instalacje i sprzęt powinny zabezpieczać hodowlę i produkcję przed potencjalnymi zanieczyszczeniami. Wszystkie powierzchnie sprzętowe mające kontakt z produktem powinny być wykonane z nietoksycznego, nieprzepuszczalnego, odpornego na korozję i gładkiego materiału. Aby nie doprowadzić do zanieczyszczenia krzyżowego, sprzęt powinien być wykorzystywany jedynie do przetwarzania larw czarnej muchy. Jeżeli wykorzystuje się sprzęt do obróbki cieplnej należy być pewnym, że wymagana temperatura została osiągnięta w zadanym czasie. Dobrze jest, aby takie urządzenia posiadały systemy monitorowania i kontroli temperatury i czasu. Również sprzęt do chłodzenia/przechowywania, musi być łatwy do rozmrożenia, mycia i kontroli. Zadane zakresy temperaturowe również powinny być monitorowane. Zarówno obsługą jak i konserwacją sprzętu i instalacji musi zajmować się wykwalifikowany personel.

Szczególną rolę w planowanej hodowli powinny stanowić środki do monitorowania i zwalczania szkodników. Powinny one chronić hodowlę przed wnikaniem szkodników z zewnątrz jak i zabezpieczać hodowlę czarnej muchy przed ucieczkami owadów. Do szkodników na terenie hodowli można zaliczyć inne owady, pająki, ptaki, gryzonie i inne małe ssaki. Mają one istotne znaczenie w przypadku bezpieczeństwa komponentów paszowych pozyskanych z czarnej muchy. Dlatego też należy wdrożyć program zabiegów dezynsekcyjnych i deratyzacyjnych, aby zapobiegać aktywności szkodników na terenie gospodarstwa.

Należy zadbać o utrzymanie właściwego porządku i standardów. Zaliczyć do tego można zwalczanie gromadzenia się resztek żywności, usuwanie zbędnego sprzętu i materiałów z obszarów produkcyjnych, utrzymywanie pojemników na odpady organiczne w stanie zamkniętym. Wymaganym jest, aby regularnie sprawdzać presje szkodników na prowadzone gospodarstwo i prowadzić potrzebną dokumentacje. Nie należy zapominać o pułapkach w strefie brudnej i czystej. W pomieszczeniach powinno znajdować się urządzenie do kontroli owadów latających. W przypadku owadów biegających trzeba stosować pułapki lepowe. Trzeba pamiętać, że każda pułapka, niezależnie czy na owady, czy na gryzonie, musi być oznakowana, naniesiona na planie budynku i regularnie kontrolowana.

8. Zapewnienie jakości produktu

Produkt, który powstanie po hodowli oraz przetworzeniu czarnej muchy musi spełniać cechy opisane w przepisach prawa. Musi on również spełniać ustawione przez odbiorcę kryteria jakościowe. W przypadku wykorzystania owadów tylko na użytek własny również powinniśmy zadbać o jak najlepszą jakość produktu. Temat ten wciąż wymaga szerokich badań jednak opracowano już podstawowe zasady.

Tak samo jak u innych zwierząt, wartość odżywcza uzyskanych produktów z *Hermetia illucens* zależy w głównej mierze od składu diety oraz warunków utrzymania. Na skład odżywczy czarnej muchy duży wpływ ma zastosowany plan żywieniowy. Wprawdzie larwy *Hermetia illucens* są w stanie żywić się bardzo szeroką gamą produktów, to jednak przez zły dobór substratu żywieniowego, jakość produktu końcowego może odbiegać od zamierzonego. W przypadku zastosowania prepoczwarek w żywieniu zwierząt istotnym aspektem jest stosunek białka do tłuszczu w produkcie. Ich zawartość można modulować przy użyciu odpowiednich substratów pokarmowych. W przypadku standardowej diety *Hermetia illucens* (rozkładająca się materia organiczna) zawartość białek będzie wzrastać, a lipidów maleć. Odwrotna sytuacja będzie w przypadku, gdy zastosowana zostanie pulpa roślinna (np. wykonaną z owoców czy warzyw). W takim przypadku zawartość białek będzie maleć, a lipidów wzrastać. Należy pamiętać też, że niektóre rośliny mają substancję mogące negatywnie oddziaływać na hodowlę.

Z uwagi na to, że czarna mucha w większości będzie przeznaczona do żywienia zwierząt, należy zwrócić uwagę na różne zanieczyszczenia przyszłego produktu. Z uwagi na fizjologię tego owada istnieje ryzyko zanieczyszczenia produktu metalami ciężkimi. Różne doniesienia naukowe wskazują na akumulację metali ciężkich w prepoczwarce. Zanieczyszczenia te gromadzą się w pancerzyku chitynowym. Zaletą tego zjawiska jest to, że przy produkcji mączki owadziej, że chitynę można usunąć przy wykorzystaniu odpowiednich zabiegów technologicznych. Również należy mieć na uwadze potencjalne zanieczyszczenia mikrobiologiczne. Pamiętać trzeba, że czarna mucha żyje w specyficznych warunkach i na charakterystycznym pokarmie, który może predysponować do rozwoju patogenów. Wprawdzie czarna mucha jest zdolna do redukcji liczby mikroorga-

nizmów, to jednak wspomniane zagrożenie jest realne. Czarna mucha redukuje liczbę patogenów tylko w specyficznych warunkach (np. zjawisko to obserwuje się w zasadowym pomiocie kurzym, a w kwaśnych odchodach świń już nie). Co więcej nie wszystkie patogeny (np. jaja pasożytów) są eliminowane przez tego owada. Najlepszym rozwiązaniem jest zastosowanie odpowiednich metod przetwarzania (np. przy wykorzystaniu wysokich temperatur), co pozwali zminimalizować liczbę drobnoustrojów do bezpiecznego poziomu. Takie zabiegi pozwalają pozbyć się mikroorganizmów niebezpiecznych dla zwierząt lub powodujących psucie się końcowego produktu. Trzeba pamiętać, że zarówno produkty przeznaczone do skarmiania czarnej muchy jak i powstałe produkty końcowe, muszą być wolne od pestycydów, antybiotyków, środków czystości i wielu innych. Trzeba też wspomnieć o ewentualnej możliwości wystąpienie alergii na czarną mucha u zwierząt gospodarskich i towarzyszących, która związana może być z odpowiedzią układu immunologicznego na dostarczone białko owadzie.

9. Jak zacząć hodowle w kilku krokach

W tej części przedstawiono podstawowe czynności, które należy cyklicznie wykonywać przy hodowli czarnej muchy. Opisane postępowanie jest skierowane do hodowli przydomowej. Opracowano ją na podstawie książki „Black Soldier Fly Biowaste Processing A Step-by-Step Guide" wydanej przez Szwajcarski Federalny Instytut Nauk Wodnych i Technologii autorstwa Dortmans i inni.

Krok 1 – Należy przygotować woliery godowe do łączenia czarnych much w pary, w której powinny mieć dostęp do pitnej wody a także miejsce do składania jaj. Owady należy wprowadzić do czystej klatki godowej. W wolierze należy umieścić przedmioty, w których samice będą składać jaja. Mogą to być na przykład kawałki tektury lub klepki drewniane ze szczelinami 1-2 mm. Atraktant, który będzie wabił muchy w miejsce składania jaj, może składać się z martwych czarnych much, pozostałości po hodowli i pulpy owocowej. Woda powinna być dostarczona przez namoczoną tkaninę lub hodowla powinna być zraszana. Należy zanotować datę utworzenia stada podstawowego.

Krok 2 – Po 6-7 dniach użytkowania wolierę godową należy zdemontować. Samice nie przeżywają dłużej niż tydzień. Należy zachować część martwych much (do wykonania atraktantu). Na tym etapie pozyskuje się jaja owadów, które będą potrzebne w kolejnym kroku. Klatkę godową trzeba dokładnie umyć, najlepiej myjką ciśnieniową. Po myciu trzeba ją wysuszyć. Jeżeli wykorzystywane są siatki to można je wyprać w pralce a następnie wysuszyć. Resztę pozostałości biologicznych po hodowli przeznacza do kompostowania i wykorzystać jako nawóz biologiczny.

Krok 3 – Należy na nowo ustawić klatki godowe w których umieszczamy poczwarki. Owady można umieścić na trocinach lub sianie. Poczwarkom trzeba zapewnić warunki zgodne ze wcześniej opisanymi warunkami zoohigienicznymi. Po przepoczwarzeniu się poczwarek w dorosłe muchy, należy postępować zgodnie z zaleceniami z kroku 1.

Krok 5 – Czas zająć się jajami. Należy je wyjąć z wyczuciem przy użyciu np. szpatułki. Należy je następnie umieścić nad pokarmem. Jako pokarm można wykorzystać suchą paszę starter dla brojlerów zmieszaną z wodą. Pojemniki należy podpisać. Gdy z jaj wyklują się larwy odczekuje się 5 dni.

Krok 6 – Następnym krokiem jest przygotowanie 5-dniowych larw do tuczu. Aby oddzielić larwy od paszy należy wykorzystać sita (rozmiar oczek 1 mm). Na tym etapie można już wybrać larwy, które zostaną przeznaczone do stada podstawowego. Larwy następnie dodajemy do materiału biologicznego/paszy, którą chcemy przetworzyć.

Krok 7 – Utrzymanie larw uzupełniających stado podstawowe. Pozyskane larwy z kroku 6 trzeba dodać do wysokowartościowej paszy (np. 30% z suchej paszy dla drobiu i 70% z wody). Należy je utrzymywać w takich warunkach około 2,5 tygodnia aż do pojawienia się prepoczwarek. Do każdej klatki godowej, w zależności od jej rozmiarów, powinno się przeznaczyć od 400 do 800 owadów.

Krok 8 – Czas na przygotowanie materiału, który będzie wykorzystany do skarmiania larw czarnej muchy. Do tego celu produkty należy tak przetworzyć, aby substancje odżywcze były łatwo dostępne. Można do tego wykorzystać rozdrabniarkę, młynek wałowy i wiele innych. W przypadku niewielkiej hodowli zastosować można nawet blender kuchenny.

Krok 9 – Przygotowanie części produkcyjnej. Należy ją przygotować z 5-dniowych larw uzyskanych w kroku 6 i z materiału, który przygotowaliśmy w kroku 8. W piątym i ósmym dniu należy uzupełnić pokarm owadom.

Krok 10 – Zbiór larw lub prepoczwarek należy wykonać po 12-18 dniach. Larwy można pozyskać przy użyciu sit, zaś prepoczwarki należy zebrać z miejsca ich gromadzenia.

Krok 11 – Po zebraniu owady można poddawać dalszej obróbce lub przeznaczyć je do skarmiania zwierząt. Warto przeprowadzić sanityzację przy użyciu wrzątku. Jest to również metoda pozwalająca na szybkie i skuteczne uśmiercenie owadów. Wystarczy zanurzyć owady w gotującej się wodzie na około 1 minutę. Dalsza obróbka zależy od potrzeb hodowcy. Owady możemy wysuszyć lub zamrozić. Dalsze etapy mogą obejmować mielenie, granulowanie, ekstrakcję oleju itp.

Krok 12 – Zagospodarowanie pozostałości po hodowli. Można je przeznaczyć do kompostowania lub jako substrat do produkcji biogazu. W przypadku suchych pozostałości powinny one najpierw przejść proces dojrzewania, zanim zostaną wykorzystane jako nawóz.

10. Słownik przydatnych pojęć

1) Ad libidum - łac. do woli.
2) Behawior - inaczej zachowanie, czyli reakcja organizmu na bodźce płynące ze środowiska.
3) Bezpieczeństwo żywności - zapewnienie, że żywność jest dopuszczalna do spożycia przez ludzi zgodnie z przeznaczeniem.
4) Bioasekuracja - sprawdzone procedury i praktyki mające na celu zapobieganie lub ograniczanie narażenia stad na zewnętrzne czynniki biologiczne oraz minimalizowanie wpływu rolnictwa na otoczenie.
5) Chityna - substancja, z której zbudowany jest pancerz owadów. Pancerz stanowi szkielet zewnętrzny.
6) Cykl rozwojowy - szereg okresowych i regularnie się powtarzających przemian morfologicznych i fizjologicznych, występujących w rozwoju gatunków
7) Czarny żołnierz - synonim do nazwy czarna mucha. Nazwa ta wywodzi się od angielskiej nazwy gatunku Black Soldier Fly.
8) Czyszczenie - usuwanie zabrudzeń, pyłu, pozostałości żywności, brudu, smaru lub innych niepożądanych substancji.
9) Dobrostan - fizyczny i psychiczny stan zdrowia zwierząt wynikający z prawidłowego utrzymania, pozwalającego na zaspokojenie podstawowych potrzeb zwierząt.
10) Entomofagia - wykorzystanie owadów w diecie jako źródło składników odżywczych. Zjawisko występujące u ludzi i zwierząt. U zwierząt występuje u pajęczaków (np. pająki), płazów, gadów, ptaków i ssaków (w szczególności owadożernych) a nawet innych owadów (np. modliszki). U ludzi entomofagia nie jest niczym i jest praktykowana w wielu kulturach np. azjatyckiej czy afrykańskiej. Szacuje się, że około 2 miliardy ludzi na świecie regularnie w swojej diecie spożywa owady.
11) Fotoperiod - okres oddziaływania światła widzialnego na zwierzęta w rytmie dobowym.
12) Fototropizm - reakcje organizmu na światło widzialne. Wyróżniamy reakcje dodatnią i ujemną.
13) Gatunek inwazyjny - gatunek obcy, który konkuruje z gatunkami rodzimymi w środowisku. Są to gatunki, które rozprzestrzeniają się na terenach, na których wcześniej nie występowały.
14) GHP - Dobre praktyki higieniczne. Istotne warunki i działania niezbędne do utrzymania higienicznego środowiska w całym łańcuchu żywnościowych, odpowiednie do produkcji, obsługi i dostarczania bezpiecznych produktów.
15) *H. illucens* - patrz *Hermetia illucens*
16) HACCP - Analiza Zagrożeń i Krytyczne Punkty Kontroli. System, który identyfikuje, ocenia i kontroluje zagrożenia istotne dla bezpieczeństwa żywności.
17) Hemocel - charakterystyczna dla stawonogów mieszana jama ciała.

18) *Hermetia illucens* - Czarna mucha po łacinie
19) Higiena pasz - oznacza środki i warunki niezbędne do kontroli zagrożeń oraz zapewnienia przydatności paszy do żywienia zwierząt, z uwzględnieniem jej przeznaczenia.
20) Homeostaza - zdolność organizmu do utrzymywania równowagi wewnętrznej przy jak najmniejszym wydatkowaniu energii. Umożliwia przezwyciężenie oporu środowiskowa.
21) Imago - postać dorosła owada oraz ostatnie stadium rozwojowe w cyklu rozwojowym tych zwierząt.
22) Inbred - chów wsobny, czyli kojarzenie zwierząt spokrewnionych ze sobą. Inaczej, jest to prowadzenie hodowli bez wprowadzania osobników niespokrewnionych.
23) Instar - okresy pomiędzy kolejnymi linieniami
24) IPIFF - International Platform of Insects for Food and Feed (Międzynarodowa Platforma Owadów dla Żywności i Pasz). Jest to unijna organizacja non-profit, która reprezentuje interesy sektora produkcji owadów wobec decydentów, interesariuszy i obywateli. Platforma ma na celu promocję wykorzystywania owadów w żywieniu ludzi oraz ma na celu spożytkowanie owadów w paszach dla zwierząt.
25) Kanibalizm - zjadanie osobników własnego gatunku. Zjawisko może pojawiać się w hodowlach owadów przy zbyt dużym zagęszczeniu lub przy niedoborach wody i pokarmu.
26) Larwa - stadium rozwojowe owada, charakteryzujące się przyrostem masy ciała oraz gromadzeniem składników odżywczych potrzebnych do przeobrażenia. Larwa zwykle różni się budową ciała i zachowaniem od postaci dorosłej owada tego samego gatunku.
27) łac. - po łacinie
28) Novel food - nowa żywność. Zgodnie z wytycznymi UE jest to pokarm, który jest spożywany tradycyjnie poza obszarem Unii Europejskiej. Określenie to dotyczy również jedzenia uznawanego za żywność innowacyjną i/lub wytworzona przy pomocą nowoczesnych technologii i procesów.
29) ONZ - Organizacja Narodów Zjednoczonych
30) Outbred - chów niekrewniaczy, czyli kojarzenie ze sobą zwierząt niespokrewnionych ze sobą.
31) Owady hodowlane - wszelkie gatunki owadów utrzymywane celowo w ustalonej hodowli, utrzymywane w kontrolowanym środowisku na skalę masową.
32) PAP - Processed Animal Protein. Określenie dla przetworzonego białka zwierzęcego.
33) Partia - jednostka produkcyjna wytworzona w jednym zakładzie z wykorzystaniem jednolitych parametrów produkcyjnych
34) Pasza - oznacza substancje lub produkty, przeznaczone do karmienia zwierząt.

35) Patogen - czynnik chorobotwórczy. Zaliczamy do nich wirusy, bakterie, grzyby, pasożyty.
36) Poczwarka - stadium rozwojowe pomiędzy larwą i postacią dorosłą. Jest ona charakterystyczna dla owadów przechodzących przeobrażenie zupełne.
37) pol. - po polsku
38) Prepoczwarka - szóste i ostatnie stadium larwalne czarnej muchy. Nie pobiera pokarmu i migruje z miejsc wilgotnych.
39) Sprzęt - wszystkie przedmioty, maszyny wykorzystywane do celów obróbki, przetwarzania, produkcji lub pakowania owadów dla celów spożywczych i paszowych.
40) Stado produkcyjne - owady w tym stadzie są intensywnie tuczone a następnie ubijane w celu pozyskania składników odżywczych.
41) Stado rozrodcze - inaczej stado podstawowe, stado owadów, którego celem utrzymania jest uzyskanie nadwyżki zwierząt, które zostaną przeznaczone do tuczu.
42) Stratiomyidae - duża rodzina owadów w skład w której wchodzi ponad 2700 gatunków z czego około 60 występuje w Polsce. o różnej budowie ciała, z wyraźnie zaznaczonymi częściami ciała o ciemnym zabarwieniu.
43) Śmiertelność - stosunek liczby zgonów do liczby osobników hodowli
44) Środek spożywczy - jakiekolwiek substancje lub produkty, przeznaczone żywienia ludzi
45) Środowisko naturalne - świat przyrody jako całość lub na konkretnym obszarze geograficznym.
46) Termostat - urządzenie utrzymujące stałą temperaturę w pomieszczeniu
47) Tracheole - najmniejsze odgałęzenie tchawki, w których znajduje się płyn.
48) UE - Unia Europejska
49) Zagęszczenie - liczba zwierząt w hodowli przypadająca na jednostkę powierzchni w pojemniku.
50) Zagrożenie - oznacza czynnik biologiczny, chemiczny, fizyczny
51) Zakład - każda jednostka przedsiębiorstwa paszowego lub spożywczego.
52) Zanieczyszczenie - istnienie lub powstanie zagrożenia.
53) Zoohigiena - utrzymywania uzasadnionej ekonomicznie hodowli zwierząt gospodarskich, warunkowane przez celowe wykorzystanie czynników nieożywionych i ożywionych czynników środowiska. Dąży się do tego, aby czynniki panujące w hodowli jak najlepiej wspierały rozwój i tucz zwierząt zgodnie z ich fizjologią.

11. Literatura

Szczególną rolę w powstaniu tego podręcznika miały następujące publikacje:

- Alvarez, L. (2012). The role of black soldier fly, *Hermetia illucens* (L.) (Diptera: Stratiomyidae) in sustainable waste management in Northern Climates.

- Caruso, D., Devic, E., Subamia, I. W., Talamond, P., & Baras, E. (2014). Technical handbook of domestication and production of Diptera black soldier fly (BSF), *Hermetia illucens*, Stratiomyidae.
- Dortmans, B., Diener, S., Verstappen, B., & Zurbrügg, C. (2017). Black soldier fly biowaste processing. A step-by step guide.
- IPIFF Guide on Good Hygiene Practices
- Joly, G., & Nikiema, J. (2019). Global experiences on waste processing with black soldier fly (*Hermetia illucens*): from technology to business (Vol. 16). IWMI.

1. Akhtar, Y., Isman, M. B. (2018). Insects as an Alternative Protein Source. Proteins in Food Processing, 264-288
2. Altmann, B. A., Wigger, R., Ciulu, M., & Mörlein, D. (2020). The effect of insect or microalga alternative protein feeds on broiler meat quality. Journal of the Science of Food and Agriculture, 100(11), 4292-4302.
3. Arru, B., Furesi, R., Gasco, L., Madau, F. A., & Pulina, P. (2019). The introduction of insect meal into fish diet: the first economic analysis on European sea bass farming. Sustainability, 11(6), 1697.
4. Barragan-Fonseca, K. B., Dicke, M., & van Loon, J. J. (2017). Nutritional value of the black soldier fly (*Hermetia illucens* L.) and its suitability as animal feed–a review. Journal of Insects as Food and Feed, 3(2), 105-120.
5. Barragan-Fonseca, K. B., Dicke, M., & van Loon, J. J. (2018). Influence of larval density and dietary nutrient concentration on performance, body protein, and fat contents of black soldier fly larvae (*Hermetia illucens*). Entomologia Experimentalis et Applicata, 166(9), 761-770.
6. Barros, L. M., Gutjahr, A. L. N., Ferreira-Keppler, R. L., & Martins, R. T. (2019). Morphological description of the immature stages of *Hermetia illucens* (Linnaeus, 1758)(Diptera: Stratiomyidae). Microscopy research and technique, 82(3), 178-189.
7. Bava, L., Jucker, C., Gislon, G., Lupi, D., Savoldelli, S., Zucali, M., & Colombini, S. (2019). Rearing of *Hermetia illucens* on different organic by-products: Influence on growth, waste reduction, and environmental impact. Animals, 9(6), 289.
8. Boaru, A., Vig, A., Ladoşi, D., Păpuc, T., Struţi, D., & Georgescu, B. (2019). The use of various oviposition structures for the black soldier fly, *Hermetia illucens* L. (Diptera: Stratiomydae) in improving the reproductive process in captivity. Animal Biology & Animal Husbandry, 11(1).
9. Bondari K. & D.C. Sheppard. (1981). Soldier fly larvae as feed in commercial fish production. Aquaculture 24, 103-109.
10. Bondari K. & Sheppard, D. C. (1987). Soldier fly, *Hermetia illucens* L., larvae as feed for channel catfish, *Ictalurus punctatus* (Rafinesque) and blue tilapia, *Oreochromis aureus* (Steindachner). Aquaculture and Fisheries Management, 18, 209-220.
11. Bonelli, M., Bruno, D., Caccia, S., Sgambetterra, G., Cappellozza, S., Jucker, C., Tettamanti, G., Casartelli, M. (2019). Structural and functional characterization of *Hermetia illucens* larval midgut. Frontiers in Physiology, 10, 204.
12. Booth D. C. & Sheppard, D. C. (1984). Oviposition of the black soldier fly, *Hermetia illucens* (Diptera: Stratiomyidae): eggs, masses, timing, and site characteristics. Environmental Entomology, 13, 421-423.
13. Bradley S. W. & Sheppard, D. C. (1984). House fly oviposition inhibition by larvae of *Hermetia illucens*, the Black soldier fly. Journal of Chemical Ecology 10, 853-859.
14. Bulak, P., Proc, K., Pawłowska, M., Kasprzycka, A., Berus, W., & Bieganowski, A. (2020). Biogas generation from insects breeding post production wastes. Journal of Cleaner Production, 244, 118777.

15. Cáceres, C., Rendón, P., & Jessup A. (2012). The FAO/IAEA Spreadsheet for Designing and Operating Insect Mass-Rearing Facilities. Producers manual.
16. Chia, S. Y., Tanga, C. M., Khamis, F. M., Mohamed, S. A., Salifu, D., Sevgan, S., Komi, K. M., Niassy, F.S, van Loon, J. A. J.,Marcel Dicke M., & Ekesi, S. (2018). Threshold temperatures and thermal requirements of black soldier fly *Hermetia illucens*: Implications for mass production. PloS one, 13(11), e0206097.
17. Čičková, H., Newton, G. L., Lacy, R. C., & Kozánek, M. (2015). The use of fly larvae for organic waste treatment. Waste management, 35, 68-80.
18. De Marco, M., Martínez, S., Hernandez, F., Madrid, J., Gai, F., Rotolo, L., Belforti, M., Bergero, D., Katz, H., Dabbou, S., Kovitvadhi, A., Zoccarato, I., Gasco, L., & Schiavone, A. (2015). Nutritional value of two insect larval meals (*Tenebrio molitor* and *Hermetia illucens*) for broiler chickens: apparent nutrient digestibility, apparent ileal amino acid digestibility and apparent metabolizable energy. Animal Feed Science and Technology, 209, 211-218.
19. De Smet, J., Wynants, E., Cos, P., & Van Campenhout, L. (2018). Microbial community dynamics during rearing of black soldier fly larvae (*Hermetia illucens*) and impact on exploitation potential. Applied and Environmental Microbiology, 84(9).
20. Diener, S. (2010). Valorization of organic solid waste using the black soldier fly, Hermetia illucens, in low and middle-income countries. Swiss Federal Institute of Technology (ETH), Zurich, Switzerland.
21. Diener, S., Solano, N. M. S., Gutiérrez, F. R., Zurbrügg, C., & Tockner, K. (2011). Biological treatment of municipal organic waste using black soldier fly larvae. Waste and Biomass Valorization, 2(4), 357-363.
22. Diener, S., Zurbrügg, C. & Tockner, K. (2009). Conversion of organic material by black soldier fly larvae: establishing optimal feeding rates. Waste Management Research 27, 603-610.
23. Dortmans B., Diener S., Verstappen B., Zurbrügg C. 2017. Black Soldier Fly Biowaste Processing - A Step-by-Step Guide, Eawag: Swiss Federal Institute of Aquatic Science and Technology, Dübendorf (Szwajcaria).
24. Dossey, A. T., Morales-Ramos, J. A., & Rojas, M. G. (Eds.). (2016). Insects as sustainable food ingredients: production, processing and food applications. Academic Press.
25. Dyrektywa 2002/32/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 7 maja 2002 r. w sprawie niepożądanych substancji w paszach zwierzęcych
26. Dzepe, D., Nana, P., Kuietche, H. M., Kimpara, J. M., Magatsing, O., Tchuinkam, T., & Djouaka, R. (2021). Feeding strategies for small-scale rearing black soldier fly larvae (*Hermetia illucens*) as organic waste recycler. SN Applied Sciences, 3(2), 1-9.
27. EFSA Scientific Committee, 2015. Risk profile related to production and consumption of insects as food and feed. EFSA Journal 2015, 13(10): 4257.
28. Furman, D. P., Young, R. D. & Catts, P. E. (1959). *Hermetia illucens* (Linnaeus) as a factor in the natural control of Musca domestica Linnaeus. Journal of Economic Entomology 52, 917-921.
29. Gligorescu, A., Fischer, C. H., Larsen, P. F., Nørgaard, J. V., & Heckman, L. H. L. (2020). Production and Optimization of Hermetia illucens (L.) Larvae Reared on Food Waste and Utilized as Feed Ingredient. Sustainability, 12(23), 9864.
30. Hadj Saadoun, J., Montevecchi, G., Zanasi, L., Bortolini, S., Macavei, L. I., Masino, F., Maistrello, L., & Antonelli, A. (2020). Lipid profile and growth of black soldier flies (*Hermetia illucens*, Stratiomyidae) reared on by- products from different food chains. Journal of the Science of Food and Agriculture, 100(9), 3648-3657.

31. Hale, O. M. (1973). Dried Hermetia illucens (Diptera:Stratiomyidae) as a feed additive for poultry. Journal of the Georgia Entomological Society 8, 16-20.
32. Hauschild, M., Jeswiet, J., & Alting, L. (2005). From life cycle assessment to sustainable production: status and perspectives. CIRP annals, 54(2), 1-21.
33. Holmes L.A., Van Laerhoven S.L., Tomberlin J.K. (2010). Lower temperature threshold for black soldier fly (Diptera: Stratiomyidae) egg and adult eclosion. American Academy of Forensic Sciences, Seattle, Washington.
34. Holmes, L. A., Van Laerhoven, S. L., & Tomberlin, J. K. (2012). Relative humidity effects on the life history of *Hermetia illucens* (Diptera: Stratiomyidae). Environmental Entomology, 41(4), 971-978.
35. Homska N., Kowalska J., Mikołajczak Z., Wachowiak R., Rawski M., Kierończyk B., Czekała W. (2021). Wykorzystanie *Hermetia illucens* w biokonwersji oraz biodegradacji odpadów i produktów ubocznych przemysłu rolno-spożywczego, Przegląd hodowlany, 1, s. 11.
36. Jin, X. H., Heo, P. S., Hong, J. S., Kim, N. J., & Kim, Y. Y. (2016). Supplementation of dried mealworm (*Tenebrio molitor* larva) on growth performance, nutrient digestibility and blood profiles in weaning pigs. Asian-Australasian Journal of Animal Sciences, 29(7), 979.
37. Jucker, C., Erba, D., Leonardi, M. G., Lupi, D., & Savoldelli, S. (2017). Assessment of vegetable and fruit substrates as potential rearing media for *Hermetia illucens* (Diptera: Stratiomyidae) larvae. Environmental entomology, 46(6), 1415-1423.
38. Jucker, C., Lupi, D., Moore, C. D., Leonardi, M. G., & Savoldelli, S. (2020). Nutrient recapture from insect farm waste: bioconversion with *Hermetia illucens* (L.) (Diptera: Stratiomyidae). Sustainability, 12(1), 362.
39. Julita, U., Suryani, Y., Kinasih, I., Yuliawati, A., Cahyanto, T., Maryeti, Y., Permana, A. D., & Fitri, L. L. (2018, November). Growth performance and nutritional composition of black soldier fly, *Hermetia illucens* (L),(Diptera: Stratiomyidae) reared on horse and sheep manure. In IOP Conference Series: Earth and Environmental Science. IOP Publishing.
40. Kawasaki, K., Hashimoto, Y., Hori, A., Kawasaki, T., Hirayasu, H., Iwase, S. I., Hashizume, A., Ido, A., Miura, C., Miura, T., Nakamura, S., Seyama, T., Matsumoto, Y., Kasai, K., & Fujitani, Y. (2019). Evaluation of black soldier fly (*Hermetia illucens*) larvae and pre-pupae raised on household organic waste, as potential ingredients for poultry feed. Animals, 9(3), 98.
41. Kemppineen, C. S. (1998). An investigation of some factors influencing oviposition and larvae development in the black soldier fly, *Hermetia illucens* (Diptera: Stratiomyidae). Master's Thesis, University of Georgia.
42. Khan, S., Khan, R. U., Alam, W., & Sultan, A. (2018). Evaluating the nutritive profile of three insect meals and their effects to replace soya bean in broiler diet. Journal of animal physiology and animal nutrition, 102(2), e662-e668.
43. Kierończyk, B., Sypniewski, J., Rawski, M., Czekała, W., Świątkiewicz, S., & Józefiak, D. (2020). From waste to sustainable feed material: the effect of *Hermetia illucens* oil on the growth performance, nutrient digestibility, and gastrointestinal tract morphometry of broiler chickens. Annals of Animal Science, 20(1), 157-177.
44. Kim, J. G., Choi, Y. C., Choi, J. Y., Kim, W. T., Jeong, G. S., Park, K. H. & Hwang, S. J. (2008). Ecology of the black soldier fly, *Hermetia illucens* (Diptera; Stratiomyidae) in Korea. Korean Journal of Applied Entomology 47, 337–343.
45. Lalander, C., Diener, S., Magri, M. E., Zurbrügg, C., Lindström, A., & Vinnerås, B. (2013). Faecal sludge management with the larvae of the black soldier fly (*Hermetia illucens*)–From a hygiene aspect. Science of the Total Environment, 458, 312-318.

46. Larouche, J., Deschamps, M. H., Saucier, L., Lebeuf, Y., Doyen, A., & Vandenberg, G. W. (2019). Effects of killing methods on lipid oxidation, colour and microbial load of black soldier fly (*Hermetia illucens*) larvae. Animals, 9(4), 182.
47. Li, Q., Zheng, L., Cai, H., Garza, E., Yu, Z. & Zhou, S. (2011). From organic waste to biodiesel: Black soldier fly, *Hermetia illucens*, makes it feasible. Fuel 90, 1545–1548.
48. Li, Q., Zheng, L., Qiu, N., Cai, H., Tomberlin, J. K., & Yu, Z. (2011). Bioconversion of dairy manure by black soldier fly (Diptera: Stratiomyidae) for biodiesel and sugar production. Waste management, 31(6), 1316-1320.
49. Liu, Z., Najar-Rodriguez, A. J., Minor, M. A., Hedderley, D. I., & Morel, P. C. (2020). Mating success of the black soldier fly, *Hermetia illucens* (Diptera: Stratiomyidae), under four artificial light sources. Journal of Photochemistry and Photobiology B: Biology, 205, 111815.
50. Macavei, L. I., Benassi, G., Stoian, V., & Maistrello, L. (2020). Optimization of *Hermetia illucens* (L.) egg laying under different nutrition and light conditions. PloS one, 15(4), e0232144.
51. Mancuso, T., Baldi, L., & Gasco, L. (2016). An empirical study on consumer acceptance of farmed fish fed on insect meals: the Italian case. Aquaculture international, 24(5), 1489-1507.
52. Marono, S., Loponte, R., Lombardi, P., Vassalotti, G., Pero, M. E., Russo, F., Bovera, F. (2017). Productive performance and blood profiles of laying hens fed *Hermetia illucens* larvae meal as total replacement of soybean meal from 24 to 45 weeks of age. Poultry Science, 96(6), 1783-1790.
53. Marzouk, S. (2016). How to raise *H. illucens* in captivity: a protocol (No. e2466v1). PeerJ Preprints.
54. Meneguz, M., Schiavone, A., Gai, F., Dama, A., Lussiana, C., Renna, M., & Gasco, L. (2018). Effect of rearing substrate on growth performance, waste reduction efficiency and chemical composition of black soldier fly (*Hermetia illucens*) larvae. Journal of the Science of Food and Agriculture, 98(15), 5776-5784.
55. Mertenat, A., Diener, S., & Zurbrügg, C. (2019). Black Soldier Fly biowaste treatment–Assessment of global warming potential. Waste Management, 84, 173-181.
56. Meyer, S., Gessner, D. K., Braune, M. S., Friedhoff, T., Most, E., Höring, M. & Ringseis, R. (2020). Comprehensive evaluation of the metabolic effects of insect meal from *Tenebrio molitor* L. in growing pigs by transcriptomics, metabolomics and lipidomics. Journal of Animal Science and Biotechnology, 11(1), 1-19.
57. Miranda, C. D., Cammack, J. A., & Tomberlin, J. K. (2020). Mass production of the black soldier fly, *Hermetia illucens* (L.),(Diptera: Stratiomyidae) reared on three manure types. Animals, 10(7), 1243.
58. Müller, A., Wolf, D., & Gutzeit, H. O. (2017). The black soldier fly, H*ermetia illucens*–a promising source for sustainable production of proteins, lipids and bioactive substances. Zeitschrift für Naturforschung C, 72, 351-363.
59. Myers, H. M., Tomberlin, J. K., Lambert, B. D., & Kattes, D. (2014). Development of black soldier fly (Diptera: Stratiomyidae) larvae fed dairy manure. Environmental entomology, 37(1), 11-15.
60. Nakamura, S., Ichiki, R. T., Shimoda, M., & Morioka, S. (2016). Small-scale rearing of the black soldier fly, *Hermetia illucens* (Diptera: Stratiomyidae), in the laboratory: low-cost and year-round rearing. Applied entomology and zoology, 51(1), 161-166.
61. Newton, G. L., Booram, C. V., Barker, R. W., & Hale, O. M. (1977). Dried *Hermetia illucens* larvae meal as a supplement for swine. Journal of Animal Science, 44(3), 395-400.

62. Newton, L., Sheppard, C., Watson, D. W., Burtle, G., & Dove, R. (2005). Using the black soldier fly, *Hermetia illucens*, as a value-added tool for the management of swine manure. Animal and Poultry Waste Management Center, North Carolina State University, Raleigh, NC, 17.
63. Nguyen, T. T., Tomberlin, J. K., & Vanlaerhoven, S. (2013). Influence of resources on *Hermetia illucens* (Diptera: Stratiomyidae) larval development. Journal of Medical Entomology, 50(4), 898-906.
64. Nguyen, T. T., Tomberlin, J. K., & Vanlaerhoven, S. (2015). Ability of black soldier fly (Diptera: Stratiomyidae) larvae to recycle food waste. Environmental entomology, 44(2), 406-410.
65. Nogales-Mérida, S., Gobbi, P., Józefiak, D., Mazurkiewicz, J., Dudek, K., Rawski, M., Kierończyk, B., & Józefiak, A. (2019). Insect meals in fish nutrition. Reviews in Aquaculture, 11(4), 1080-1103.
66. Nyakeri, E. M., Ogola, H. J. O., Ayieko, M. A., & Amimo, F. A. (2017). Valorisation of organic waste material: growth performance of wild black soldier fly larvae (*Hermetia illucens*) reared on different organic wastes. Journal of Insects as Food and Feed, 3(3), 193-202.
67. Oonincx, D. G., Van Broekhoven, S., Van Huis, A., & van Loon, J. J. (2015). Feed conversion, survival and development, and composition of four insect species on diets composed of food by-products. PloS one, 10(12), e0144601.
68. Park, H.H. (2015). Black soldier fly larvae manual. NRC 396 – Independent Study.
69. Park, K. H., Kim, W. T., Lee, S. B., Choi, Y. C., & Nho, S. K. (2010). Seasonal pupation, adult emergence and mating of black soldier fly, *Hermetia illucens* (Diptera: Stratiomyidae) in artificial rearing system. International Journal of Industrial Entomology, 21(2), 189-191.
70. Raimondi, S., Spampinato, G., Macavei, L. I., Lugli, L., Candeliere, F., Rossi, M., Maistrello, L., & Amaretti, A. (2020). Effect of rearing temperature on growth and microbiota composition of *Hermetia illucens*. Microorganisms, 8(6), 902.
71. Ramos-Elorduy, J., González, E. A., Hernández, A. R., & Pino, J. M. (2002). Use of *Tenebrio molitor* (Coleoptera: Tenebrionidae) to recycle organic wastes and as feed for broiler chickens. Journal of Economic Entomology, 95(1), 214-220.
72. Roháček, J., & Hora, M. (2013). A northernmost European record of the alien black soldier fly *Hermetia illucens* (Linnaeus, 1758)(Diptera: Stratiomyidae). Casopis Slezskeho Zemskeho Muzea (A), 62(2), 101-106.
73. Rozporządzenie (WE) Nr 178/2002 Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 28 stycznia 2002 r. ustanawiające ogólne zasady i wymagania prawa żywnościowego, powołujące Europejski Urząd ds. Bezpieczeństwa Żywności oraz ustanawiające procedury w zakresie bezpieczeństwa żywności.
74. Rozporządzenie (WE) nr 183/2005 Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 12 stycznia 2005 r. ustanawiające wymagania dotyczące higieny pasz
75. Rozporządzenie Komisji (UE) 2017/893 z dnia 24 maja 2017 r. zmieniające załączniki I i IV do rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 999/2001 oraz załączniki X, XIV i XV do rozporządzenia Komisji (UE) nr 142/2011 w odniesieniu do przepisów dotyczących przetworzonego białka zwierzęcego.
76. Rozporządzenie Komisji (UE) 2017/893 z dnia 24 maja 2017 r. zmieniające załączniki I i IV do rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 999/2001 oraz załączniki X, XIV i XV do rozporządzenia Komisji (UE) nr 142/2011 w odniesieniu do przepisów dotyczących przetworzonego białka zwierzęcego

77. Rozporządzenie Komisji (UE) 2017/893 z dnia 24 maja 2017 r. zmieniające załączniki I i IV do rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 999/2001 oraz załączniki X, XIV i XV do rozporządzenia Komisji (UE) nr 142/2011 w odniesieniu do przepisów dotyczących przetworzonego białka zwierzęcego
78. Rozporządzenie Komisji (UE) nr 142/2011 z dnia 25 lutego 2011 r. w sprawie wykonania rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 1069/2009 określającego przepisy sanitarne dotyczące produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego, nieprzeznaczonych do spożycia przez ludzi, oraz w sprawie wykonania dyrektywy Rady 97/78/WE w odniesieniu do niektórych próbek i przedmiotów zwolnionych z kontroli weterynaryjnych na granicach w myśl tej dyrektywy
79. Rozporządzenie Komisji (UE) nr 142/2011 z dnia 25 lutego 2011 r. w sprawie wykonania rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 1069/2009 określającego przepisy sanitarne dotyczące produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego, nieprzeznaczonych do spożycia przez ludzi, oraz w sprawie wykonania dyrektywy Rady 97/78/WE w odniesieniu do niektórych próbek i przedmiotów zwolnionych z kontroli weterynaryjnych na granicach w myśl tej dyrektywy
80. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) 2015/2283 z dnia 25 listopada 2015 r. w sprawie nowej żywności, zmieniające rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) nr 1169/2011 oraz uchylające rozporządzenie (WE) nr 258/97 Parlamentu Europejskiego i Rady oraz rozporządzenie Komisji (WE) nr 1852/2001
81. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) 2015/2283 z dnia 25 listopada 2015 r. w sprawie nowej żywności, zmieniające rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) nr 1169/2011 oraz uchylające rozporządzenie (WE) nr 258/97 Parlamentu Europejskiego i Rady oraz rozporządzenie Komisji (WE) nr 1852/2001
82. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) 2016/429 z dnia 9 marca 2016 r. w sprawie przenośnych chorób zwierząt oraz zmieniające i uchylające niektóre akty w dziedzinie zdrowia zwierząt („Prawo o zdrowiu zwierząt")
83. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) nr 1143/2014 z dnia 22 października 2014 r w sprawie działań zapobiegawczych i zaradczych w odniesieniu do wprowadzania i rozprzestrzeniania inwazyjnych gatunków obcych
84. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 1069/2009 z dnia 21 października 2009 r. określające przepisy sanitarne dotyczące produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego, nieprzeznaczonych do spożycia przez ludzi, i uchylające rozporządzenie (WE) nr 1774/2002 Rozporządzenie wykonawcze (UE) nr 142/2011
85. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 999/2001 z dnia 22 maja 2001 r. ustanawiające zasady dotyczące zapobiegania, kontroli i zwalczania niektórych przenośnych gąbczastych encefalopatii
86. Ruhnke, I., Normant, C., Campbell, D. L., Iqbal, Z., Lee, C., Hinch, G. N., & Roberts, J. (2018). Impact of on-range choice feeding with black soldier fly larvae (*Hermetia illucens*) on flock performance, egg quality, and range use of free-range laying hens. Animal Nutrition, 4(4), 452-460.
87. Salomone, R., Saija, G., Mondello, G., Giannetto, A., Fasulo, S., & Savastano, D. (2017). Environmental impact of food waste bioconversion by insects: application of life cycle assessment to process using *Hermetia illucens*. Journal of Cleaner Production, 140, 890-905.

88. Sánchez-Muros, M. J., Barroso, F. G., & Manzano-Agugliaro, F. (2014). Insect meal as renewable source of food for animal feeding: a review. Journal of Cleaner Production, 65, 16-27.
89. Secci, G., Bovera, F., Nizza, S., Baronti, N., Gasco, L., Conte, G. & Parisi, G. (2018). Quality of eggs from Lohmann Brown Classic laying hens fed black soldier fly meal as substitute for soya bean. Animal, 12(10), 2191-2197.
90. Sheppard, C. D., Newton, L., Thompson, S. A. & Savage, S. (1994). A value added manure management system using the black soldier fly. Bioresource Technology 50, 275-279.
91. Sheppard, C., Tomberlin, J. K., Joyce, J. A., Kiser, B. C., Sumner, S.M. (2002). Rearing methods for the black soldier fly (Diptera: Stratiomyidae), Journal of Medical Entomology 39, 695-698.
92. Sheppard, D. C. Newton, G. L., & Burtle, G. (2007). Black soldier fly prepuae: a compelling alternative to fish meal and fish oil. NOAA-USDA alternative Feeds initiative Report.
93. Sogari, G., Amato, M., Biasato, I., Chiesa, S., & Gasco, L. (2019). The potential role of insects as feed: A multi-perspective review. Animals, 9(4), 119.
94. Spartano, S., & Grasso, S. (2021). Consumers' Perspectives on Eggs from Insect-Fed Hens: A UK Focus Group Study. Foods, 10(2), 420.
95. Spiller D. 1966. Insect colonization and mass production. [W:] SMITH C.N. (red.) House flies. New York: Academic Press: 1-31.
96. Spinelli, R., Neri, P., Pini, M., Barbi, S., Montorsi, M. O. N. I. A., & Ferrari, A. M. (2019, January). Using black soldier flies (*Hermetia illucens*) to bioconvert waste from the livestock production chain: a life cycle assessment case study. In 9th International Conference on Waste Management and the Environment.
97. Spranghers, T., Ottoboni, M., Klootwijk, C., Ovyn, A., Deboosere, S., De Meulenaer, B., Michiels, J., Eeckhout M., De Clercq, P., & De Smet, S. (2017). Nutritional composition of black soldier fly (*Hermetia illucens*) prepupae reared on different organic waste substrates. Journal of the Science of Food and Agriculture, 97(8), 2594-2600.
98. St□Hilaire, S., Cranfill, K., McGuire, M. A., Mosley, E. E., Tomberlin, J. K., Newton, L., Sealey, W., Sheppard, C., & Irving, S. (2007). Fish offal recycling by the black soldier fly produces a foodstuff high in omega□3 fatty acids. Journal of the World Aquaculture Society, 38(2), 309-313.
99. Tomberlin, J. K., & Sheppard, D. C. (2002). Factors influencing mating and oviposition of black soldier flies (Diptera: Stratiomyidae) in a colony. Journal of Entomological Science, 37(4), 345-352.
100. Tomberlin, J. K., Adler, P. H. & Myers, H. M. (2009). Development of the black soldier fly (Diptera: Stratiomyidae) in relation to temperature. Environmental Entomology 38, 930-934.
101. Tomberlin, J. K., Sheppard, D. C., & Joyce, J. A. (2002). Selected life-history traits of black soldier flies (Diptera: Stratiomyidae) reared on three artificial diets. Annals of the Entomological Society of America, 95(3), 379-386.
102. Uushona, T. (2015). Black soldier fly (*Hermetia illucens*) pre-pupae as a protein source for broiler production (Doctoral dissertation, Stellenbosch: Stellenbosch University).
103. van der Fels-Klerx, H. J., Meijer, N., Nijkamp, M. M., Schmitt, E., & van Loon, J. A. J. (2020). Chemical food safety of using former foodstuffs for rearing black soldier fly larvae (*Hermetia illucens*) for feed and food use. Journal of Insects as Food and Feed, 6(5), 475-488.

104. Van Huis, A. (2013). Potential of insects as food and feed in assuring food security. Annual review of entomology, 58, 563-583.
105. Veldkamp, T., & Vernooij, A. G. (2021). Use of insect products in pig diets. Journal of Insects as Food and Feed, 1-14.
106. Wang, Y. S., & Shelomi, M. (2017). Review of black soldier fly (*Hermetia illucens*) as animal feed and human food. Foods, 6(10), 91.
107. Webster, C. D., Rawles, S. D., Koch, J. F., Thompson, K. R., Kobayashi, Y., Gannam, A. L., Twibell, R.G. & Hyde, N. M. (2016). Bio-Ag reutilization of distiller's dried grains with solubles (DDGS) as a substrate for black soldier fly larvae, *Hermetia illucens*, along with poultry by-product meal and soybean meal, as total replacement of fish meal in diets for Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. Aquaculture Nutrition, 22(5), 976-988.
108. Woods, M. J., Cullere, M., Van Emmenes, L., Vincenzi, S., Pieterse, E., Hoffman, L. C., & Zotte, A. D. (2019). *Hermetia illucens* larvae reared on different substrates in broiler quail diets: Effect on apparent digestibility, feed-choice and growth performance. Journal of Insects as Food and Feed, 5(2), 89-98.
109. Yu, G., Chen, Y., Yu, Z., & Cheng, P. (2009). Research progress on the larvae and prepupae of black soldier fly *Hermetia illucens* used as animal feedstuff. Chinese bulletin of entomology, 46(1), 41-45.
110. Yu, G., Cheng, P., Chen, Y., Li, Y., Yang, Z., Chen, Y., & Tomberlin, J. K. (2011). Inoculating poultry manure with companion bacteria influences growth and development of black soldier fly (Diptera: Stratiomyidae) larvae. Environmental entomology, 40(1), 30-35.
111. Zhang, J., Huang, L., He, J., Tomberlin, J. K., Li, J., Lei, C., Sun, M., Liu, Z. & Yu, Z. (2010). An artificial light source Influences mating and oviposition of black soldier flies, *Hermetia illucens*. Journal of Insect Science 10, 1-7.
112. Bruno, D., Bonacci, T., Reguzzoni, M., Casartelli, M., Grimaldi, A., Tettamanti, G., & Brandmayr, P. (2020). An in-depth description of head morphology and mouthparts in larvae of the black soldier fly *Hermetia illucens*. Arthropod Structure & Development, 58, 100969.
113. Giunti, G., Campolo, O., Laudani, F., & Palmeri, V. (2018). Male courtship behaviour and potential for female mate choice in the black soldier fly *Hermetia illucens* L.(Diptera: Stratiomyidae). Entomologia Generalis, 38(1), 29-46.
114. Fowles, T. M., & Nansen, C. (2019). Artificial selection of insects to bioconvert pre-consumer organic wastes. A review. Agronomy for Sustainable Development, 39(3), 31.

Analiza opłacalności stosowania białka owadziego w żywieniu zwierząt

zrealizowana w ramach programu „Społeczny i gospodarczy rozwój Polski w warunkach globalizujących się rynków

Analiza została wykonana przez zespół autorski
pod kierunkiem: Bogdan Włodarczyk
Lesław Markowski
Anna Rutkowska-Ziarko
Marek Szturo
Konrad Szydłowski
Karol Wojtowicz

Wydziału Nauk Ekonomicznych Uniwersytetu Warmińsko-Mazurskiego w Olsztynie

Spis treści

Wstęp 370
1. Wysokobiałkowe surowce w żywieniu zwierząt 371
2. Prawne aspekty wykorzystania białka owadów w produkcji pasz 381
3. Perspektywy stosowania białka owadów w żywieniu zwierząt w opinii największych producentów pasz w Polsce 386
   3.1. Cele i metodyka badania ankietowego 386
   3.2. Wyniki badań ankietowych 387
4. Analiza ekonomiczna produkcji PAP owadziego 393
   4.1. Koszty wytworzenia 1 tony PAP owadziego na bazie mącznika młynarka 394
   4.2. Koszty wytworzenia 1 tony PAP owadziego na bazie Hermetia illucens 395
   4.3. Hodowla owadów na potrzeby rynku paszowego w Polsce 402
5. Środowiskowe i rynkowe aspekty pozyskiwania białka z owadów 406
Zakończenie 412
Bibliografia 413
Aneks 1. Kwestionariusz wywiadu 416
Aneks 2. Obowiązujące rozporządzenia UE i inne referencyjne teksty 418

Wstęp

Strukturalny deficyt białka staje się wyzwaniem państw i regionów na całym świecie. Przemysł zwierzęcy w Polsce i Europie musi importować bogate w białko surowce, takie jak soja lub mączki rybne oraz poszukiwać roślinnych alternatyw białkowych. Producenci pasz otwarci są na nowe lokalne i zrównoważone źródła białka. Owady mogą stanowić istotną część odpowiedzi, która pozwoli przemysłowi sprostać temu wyzwaniu.

Produkcja owadów jest początkującym sektorem przemysłu w Europie i na świecie. Jednak posiada potencjał, aby stać się strategicznym łącznikiem w łańcuchu żywnościowym pomiędzy paszą i żywnością. Szybki rozkwit tego sektora pozwala szacować, że do 2030 r. zostanie wyprodukowanych 3 mln ton białka z owadów z czego około 10% trafi do żywności. Do 2019 r. europejscy producenci owadów zainwestowali ponad 600 mln EUR na wdrożenia zwiększające ich produkcję. Według danych IPIFF (International Platform for Insects as Food and Feed) w Europie do połowy 2020 r. zostało zainwestowanych ponad 2,5 mld EUR. Wprowadzenie regulacji prawnych UE zezwalających na stosowanie w żywieniu akwakultury białka i zwierząt domowych z 7 gatunków owadów (Rozporządzenie KE 2017/893) oraz perspektywa dopuszczenia PAP owadziego w żywieniu drobiu i świń z pewnością wpłynie na jeszcze szybszy rozwój tej gałęzi przemysłu.

W niniejszym opracowaniu dokonano analizy opłacalności stosowania białka owadziego w żywieniu zwierząt. W części pierwszej skoncentrowano się na analizie rynkowego potencjału dla stosowania białka owadziego. Określono zapotrzebowanie na komponenty białkowe w UE i świecie. Przeanalizowano wykorzystanie śrut oleistych oraz ich cen w proporcjonalnym udziale produkcji zwierząt domowych oraz globalnej produkcję akwakultury. Przegląd prawnych aspektów wykorzystania białka owadów w produkcji pasz miał na celu identyfikacje głównych uregulowań prawnych na temat możliwości wykorzystania białka owadziego w żywieniu zwierząt ze szczególnym uwzględnieniem państw członkowskich Unii Europejskiej. W części badawczej przeprowadzono kwestionariusz ankietowy na zbiorowości 13 największych producentów pasz w Polsce. Respondentów zapytano o zapotrzebowanie oraz perspektywy wykorzystywania białka owadów w paszach, a także stymulanty i destymulanty wykorzystania białka z owadów w produkcji pasz. Zawarta w opracowaniu analiza ekonomiczna produkcji PAP owadziego skupia się na oszacowaniu kosztów wytworzenia 1 tony PAP na bazie Mącznika młynarka oraz Hermetia illucens. W analizie wzięto pod uwagę: skalę i koszt hodowli owadów na potrzeby rynku paszowego w Polsce oraz oszacowanie rocznego kosztu produkcji komponentu owadziego dla zaspokojenia produkcji pasz w Polsce.

Rozważania zakończono omówieniem środowiskowych i rynkowych aspektów pozyskiwania białka z owadów. W tej części poruszono najistot-

niejsze korzyści wynikających z produkcji białka owadziego dla środowiska naturalnego.

W analizie wykorzystano aktualną literaturę przedmiotu, dostępne materiały i dane m.in. z Eurostat, Eumofa, GUS, MRiRW, FAO, IPIFF. Określenie perspektyw stosowania białka owadziego w produkcji pasz dokonano na podstawie badań własnych, producentów pasz w Polsce (ok. 90 % polskiego rynku). Natomiast szacowanie kosztów produkcji tony PAP owadziego poprzedzone było wizyta studyjną u poczatkujących producentów.

1. Wysokobiałkowe surowce w żywieniu zwierząt

Nadmierna eksploatacja zasobów, a także rosnąca liczba ludności na świecie oznacza konieczność poszukiwania nowych, alternatywnych produktów żywnościowych oraz surowców wysokobiałkowych, wykorzystywanych w paszach dla zwierząt. Bezpieczeństwo w zakresie żywnościowym jest jednym z istotniejszych wyzwań przed którym stoi współczesny świat. Szacuje się, że do roku 2050 nastąpi 75% wzrost zapotrzebowania na mięso. Sugerowanym rozwiązaniem problemu jest między innymi ograniczenie spożycia produktów mięsnych, wzrost efektywności łańcucha żywieniowego „z pola na widelec", a także zmiana nawyków żywieniowych i diety na produkty spożywcze wymagające w procesie produkcyjnym mniej zasobów[1].

Poszukiwanie alternatywnych źródeł białka w ostatnich latach koncentruje się na możliwości wykorzystania w tym celu owadów. Szczególnie dynamiczny wzrost zainteresowania białkiem owadzim obserwuje się w ostatnich pięciu latach. W tym okresie liczba artykułów poświęconych możliwości wykorzystania białka owadów w celach żywienia zwierząt i ludzi wzrosła wykładniczo[2]. Jedną z najważniejszych zalet pozyskiwania białka z owadów jest minimalne oddziaływanie na środowisko naturalne. Sektor hodowli owadów w celach żywnościowych i paszowych jest obecnie w początkowej fazie rozwoju, jednak dane rynkowe dowodzą jego ogromnego potencjału wzrostu.

Systematycznie rosnące zapotrzebowanie sektora rolno – spożywczego na komponenty białkowe jest przedmiotem dyskusji i analiz krajów Unii Euro pejskiej. Obecnie głównym źródłem białka stosowanego w diecie zwierząt gospodarskich jest poekstrakcyjna śruta sojowa[3]. Do produkcji pasz stosowana jest również śruta rzepakowa, słonecznikowa, a także bawełniana oraz w niewielkim

[1] Van Huis A., Dicke M., Van Loon J.J.A. 2015. Insects to feed the world, Journal of Insects as Food and Feed: 1 (1), s.3.

[2] Van Huis A. 2021. Progress in using insects for food and feed, Journal of Insects as Food and Feed 6 Supplement 1, s.3.

[3] Kowalska D. 2019. Owady jako źródło składników odżywczych w paszach dla zwierząt, Roczniki Naukowe Polskiego Towarzystwa Zootechnicznego, 3, s.26.

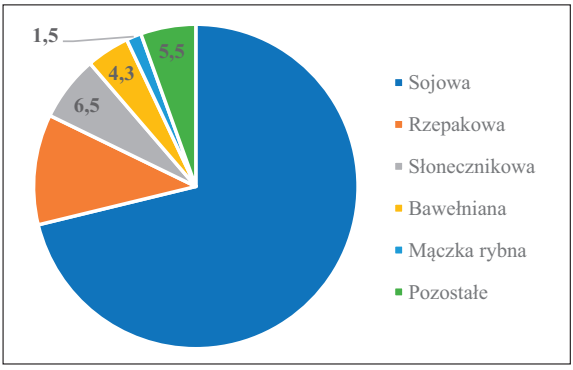
Tabela 1. Światowe zużycie śrut oleistych (w mln ton)

Wyszczególnienie	2010	2015	2017	2018	2019	2020
Zużycie ogółem	251,7	301,7	326,6	328,9	341,2	350,1
UE	51,1	54,2	54,8	54,6	54,6	54,7
Azja	105,8	134,7	149	147,6	154,7	160,8
Chiny	62,7	82,5	92,9	90	93,1	96,9
Indie	10,8	12,9	14,2	14,6	15,5	15,7
Ameryka Płn.	40,1	45,2	47,5	48,7	50,9	51,3
Ameryka Płd.	21,9	27,9	30,1	31,2	32,1	32,8
Bliski Wschód	8,5	11,2	12,8	13,8	14,6	15,1
Afryka	8,4	10,8	11,8	12,0	12,4	12,7
WNP	6,8	9,8	11,7	12,2	13	13,5
Rosja	3,9	5,9	7,1	7,6	8,1	9,3
Ukraina	0,9	1,5	1,8	1,9	2,2	2,4
Pozostali	8,9	7,9	8,9	8,9	8,9	9,1

Źródło: Instytut Ekonomiki Rolnictwa i Gospodarki Żywnościowej, 2020, Ocena sytuacji na światowym i krajowym rynku roślin białkowych w aspekcie bilansu paszowego, Warszawa, s.13.

stopniu mączka rybna. Globalne zużycie śrut oleistych w 2020 roku kształtowało się na poziomie ponad 350 milionów ton, co w odniesieniu do poziomu zużycia w 2010 roku oznacza prawie 40% wzrost. Regionem o największym zużyciu komponentów wysokobiałkowych była Azja, a w szczególności Chiny (prawie 28% światowego zużycia). Z kolei w krajach Unii Europejskiej konsumpcja śrut

Rysunek 1. Struktura zużycia śrut oleistych (w %)



Źródło Instytut Ekonomiki Rolnictwa i Gospodarki Żywnościowej, 2020, Ocena sytuacji na światowym i krajowym rynku roślin białkowych w aspekcie bilansu paszowego, Warszawa, s.12.

oleistych kształtowała się na poziomie niemal 55 milionów ton, co stanowiło niecałe 16% globalnego zużycia.

Analizując zużycie śrut oleistych w podziale na poszczególne surowce, należy wskazać, że największy popyt na surowce wysokobiałkowe odnotowano w przypadku śruty sojowej, której globalne zużycie w 2020 roku kształtowało się na poziomie prawie 250 mln ton, co stanowiło ponad 71% w strukturze śrut oleistych. W analogicznym okresie, zużycie śruty rzepakowej wyniosło niecałe 40 mln ton (11%), natomiast zużycie śruty słonecznikowej wyniosło niecałe 23 mln ton (6,5%). Dane potwierdzają, że najważniejszym surowcem w produkcji pasz jest śruta sojowa. Składnik ten wraz ze śrutą rzepakową i słonecznikową obejmował prawie 90% światowego zużycia śrut oleistych.

Jak wynika z danych Komisji Europejskiej, wśród upraw roślin oleistych w krajach członkowskich największym (prawie 60%) udziałem cieszy się rzepak, w mniejszym stopniu nasiona słonecznika oraz nasiona soi. Nie zaspokaja to jednak popytu roślin oleistych niezbędnych do produkcji pasz, co oznacza, że połowę

Rysunek 2. Ceny eksportowe surowców oleistych (w USD/t.)



Źródło: opracowanie na podstawie danych Komisji Europejskiej (https://ec.europa.eu/info/food-farming-fisheries/farming/facts-and-figures/markets/overviews/market-observatories/crops/oilseeds-and-protein-crops_pl)

zapotrzebowania pokrywa import[4]. Uprawa roślin wysokobiałkowych, stanowiących wartościowe komponenty do produkcji pasz jest ograniczona. Głównymi czynnikami ograniczającymi rozwój tego sektora są niekorzystne warunki środowiskowe, konkurencyjność importowanych surowców, a także rachunek ekonomiczny.

Przedstawione na rysunku 2 ceny soi oraz rzepaku charakteryzują się znaczącym wzrostem w okresie ostatnich 12 miesięcy. Ceny soi w 2021 roku kształtowały się na poziomie około 550 USD za tonę, co oznacza, że osiągnęły wartość z 2014 roku. Z kolei ceny rzepaku w analogicznym okresie wyniosły nawet 660 USD za tonę i był to maksymalny poziom notowany od 2014 roku. Eksperci podkreślają, że kluczowymi czynnikami obserwowanego wzrostu cen jest systematycznie rosnący popyt w Chinach oraz niestabilne warunki pogodowe u producentów.

Podejmowane działania zmierzające do uniezależnienia od importu komponentów wysokobiałkowych wpisują się w politykę bezpieczeństwa żywnościowego zarówno na szczeblu unijnych jak i krajowym. Produkcja oraz eksport żywności w Polsce jest znaczącym sektorem gospodarczym, jednak uwarunkowanym sprowadzaniem niezbędnych surowców. W ostatecznym bilansie zarówno Polska, jak i cała Unia Europejska jest uzależniona od importu[5]. Podejmowane działania koncentrują się na poszukiwaniu komponentów substytucyjnych w stosunku do śruty sojowej. W krajowym bilansie pasz wysokobiałkowych szczególną rolę powinny odgrywać rośliny strączkowe. Obecnie do najważniejszych krajowych zamienników śruty sojowej GMO są nasiona roślin bobowatych oraz produkty uboczne w procesie odolejania nasion rzepaku, w tym: śruta poekstrakcyjna, makuch rzepakowy[6]. Alternatywnym źródłem białka jest hodowla owadów z przeznaczeniem na paszę. Działalność ta prowadzona jest w wielu krajach na świecie, a w związku ze zmianami legislacyjnymi w UE ma również ogromny potencjał w Polsce[7]. Białko owadzie może być obecnie stosowane w żywieniu zwierząt towarzyszących, akwakulturze, podejmowane są również inicjatywy zmierzające do umożliwienia wykorzystania białka owadziego w pasza dla drobiu oraz trzody chlewnej.

Rynek pasz wysokobiałkowych uwarunkowany nie jest tylko wzrostem produkcji zwierzęcej, ale także zmianami technologii żywienia i rosnącym

---

[4] https://ec.europa.eu/info/food-farming-fisheries/plants-and-plant-products/plant-products/cereals_pl

[5] Woźniak E., Twardowski T. 2018. GMO – czy w Polsce możliwa jest hodowla zwierząt gospodarskich bez pasz GM? Nauka 3/2018, s.155.

[6] Niwińska B., Szymczak B., Szczurek W. 2019. Perspektywy krajowej produkcji pasz dla zwierząt gospodarskich oraz żywności pochodzenia zwierzęcego bez GMO, Wiadomości Zootechniczne, R. LVII, 4, s. 109.

[7] Kisielewska J., Dąbrowski M., Bakuła T. 2020. Perspektywa wykorzystania białka z owadów jako alternatywnego składnika pasz. Życie Weterynaryjne, 95, 02, s.81.

Tabela 2. Zwierzęta gospodarskie w Polsce (w tys. sztuk)

Wyszczególnienie	2005	2010	2014	2015	2016	2017	2018	2019	2020
Bydło	5 385,00	5 561,70	5 660,30	5 762,50	5 970,21	6 035,74	6 183,30	6 261,58	6 278,90
Świnie	18 711,3	14 775,70	11 265,60	10 590,20	11 106,72	11 908,21	11 027,70	11 215,46	11 432,60
Owce	317,7	213,70	201,30	221,20	244,17	268,54	266,90	267,73	261,23
Drób (kurzy)	113 488	130959,0	120975,0	139588,0	135814,2	176710,4	180757,8	178342,3	b.d.

Źródło: GUS.

Tabela 3. Sprzedaż pasz stosowanych w żywieniu zwierząt gospodarskich w Polsce (w tys. ton)

Wyszczególnienie	2010	2015	2016	2017	2018	2019
Ogółem	7304,047	9394,073	9515,023	10468,295	10513,836	10498,530
trzoda chlewna	1640,112	1889,904	2071,835	2420,532	2536,404	2417,167
bydło	1007,315	878,983	916,805	1097,882	1134,115	1150,338
drób	4224,643	6085,277	5989,966	6361,717	6420,544	6597,214
pozostałe zwierzęta (konie, owce, ryby)	159,684	295,501	289,074	228,973	240,011	174,419
inne	272,293	244,408	247,343	359,191	182,762	159,392

Źródło: GUS, Rocznik Statystyczny Rolnictwa 2020.

popytem na pasze wysokie jakości. Jak wynika z danych GUS, w 2019 roku ponad 1,4 mln gospodarstw rolnych utrzymywało 10 mln sztuk dużych zwierząt gospodarskich. Zarówno w przypadku pogłowia bydła jak i trzody chlewnej odnotowano wzrost w porównaniu z ubiegłym rokiem[8]. W okresie od 2005 do 2019 roku liczba zwierząt gospodarskich systematycznie rośnie. Wyjątek stanowi spadek pogłowia świń w analizowanym okresie. Analizując dane GUS, spadek obserwowany był do 2015 roku, a w latach kolejnych osiągnął wartość około 11 milionów świń. W tabeli 2 przedstawiono szczegółowe zestawienie liczby zwierząt gospodarskich w Polsce w latach 2005-2020.

Wzrost produkcji żywca drobiowego oraz koncentracja w przypadku trzody chlewnej przyczyniła się do zwiększonego zapotrzebowania na wysokiej jakości pasze przemysłowe. Polska jest wiodącym producentem mięsa drobiowego i jednocześnie jednym z największych eksporterów wśród krajów Unii Europejskiej. Przemysłowy charakter produkcji przekłada się na systematycznie rosnący popyt na odpowiednio zbilansowane pasze. Również w produkcji żywca wieprzowego obserwuje się przechodzenie od żywienia paszami tradycyjnymi w kierunku przemysłowych mieszanek paszowych na bazie surowców wysokobiałkowych[9].

[8] Główny Urząd Statystyczny. 2020. Rolnictwo w 2019 roku. Warszawa. s.15

[9] Instytut Ekonomiki Rolnictwa i Gospodarki Żywnościowej. 2020. Ocena sytuacji na światowym i krajowym rynku roślin białkowych w aspekcie bilansu paszowego, Warszawa. s. 41.

Jak wynika z danych przedstawionych w tabeli 3, w ostatniej dekadzie w Polsce zanotowano prawie 50% wzrost sprzedaży pasz stosowanych w żywieniu zwierząt gospodarskich. Dane uwzględniają dostawy pasz na rynek krajowy przez producentów oraz importerów. W 2019 roku sprzedaż pasz ogółem wyniosła około 10,5 miliona ton, z czego prawie 2,5 miliona ton dotyczyło trzody chlewnej, a ponad 6,5 miliona ton drobiu. Tempo wzrostu sprzedaży pasz dla trzody chlewnej w analizowanym okresie wyniosło 55%, natomiast pasz dla drobiu 52%, co oznacza, że było wyższe od dynamiki sprzedaży pasz ogółem. Warto również dodać, że łączny wolumen sprzedaży pasz dla trzody chlewnej i drobiu kształtował się na poziomie prawie 9 milionów ton, co stanowiło ponad 85% ogólnej sprzedaży.

Analizując potencjał rynkowy białka owadów należy podkreślić, że od 2018 roku dozwolone jest stosowanie przetworzonego białka zwierzęcego pochodzącego od owadów oraz mieszanek paszowych zawierających przetworzone białko zwierzęce w akwakulturze. Światowy produkcja ryb, uwzględniająca zarówno połowy jak i hodowlę, szacowana jest na ponad 205 mln ton (dane

Tabela 4. Globalna produkcja ryb (połowy oraz akwakultura)

Wyszczególnienie	Ogółem (sztuk)	Udział (%)	W tym akwakultura (sztuk)	Udział (%)
Chiny	79 935 168	38,93	64 358 481	80,51
Indonezja	22 632 380	11,02	15 896 100	70,24
Indie	11 632 313	5,66	6 182 000	53,15
Wietnam	7 108 815	3,46	3 831 241	53,89
UE-28	**6 800 582**	**3,31**	**1 372 012**	**20,17**
Stany Zjednoczone	5 480 131	2,67	439 670	8,02
Rosja	5 065 176	2,47	186 544	3,68
Japonia	4 295 727	2,09	1 021 580	23,78
Peru	4 285 648	2,09	100 455	2,34
Bangladesz	4 134 436	2,01	2 333 352	56,44
Filipiny	4 127 777	2,01	2 237 787	54,21
Norwegia	3 841 892	1,87	1 308 634	34,06
Korea Południowa	3 672 247	1,79	2 306 280	62,80
Czile	3 554 168	1,73	1 219 747	34,32
Mjanma	3 199 263	1,56	1 048 863	32,78
Tajlandia	2 369 258	1,15	889 891	37,56
Pozostałe	33 211 900	16,17	7 232 834	21,78
Ogółem	**205 346 881**	**100,00**	**111 965 471**	**54,53**

Źródło: Eumofa, Eurostat, FAO.

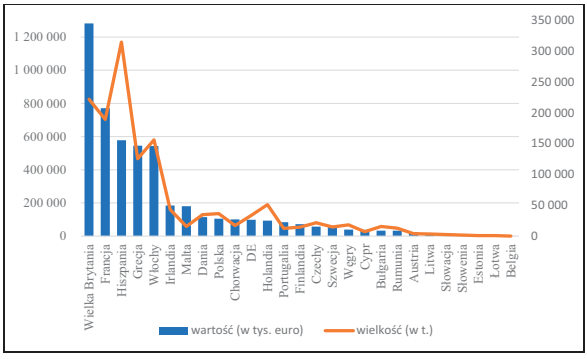
za 2017 rok). Z tego ponad połowa – prawie 112 mln ton pochodzi z akwakultury. Jak wynika z danych Eumofa oraz Eurostatu, kraje Unii Europejskiej są piątym co do wielkości producentem na świecie, odpowiadającym za około 3,3% globalnej produkcji. Z hodowli ryb pozyskiwane jest ponad 1 372 tysiące ton. Do największych producentów zaliczają się: Hiszpania, Dania, Wielka Brytania oraz Francja. Szczegółowe zestawienie światowej produkcji ryb przedstawiono w poniższej tabeli.

W krajach Unii Europejskiej ponad 20% ryb pochodzi z hodowli. Należy podkreślić, że akwakultura jest źródłem około 1,3 miliona ton, o wartości przekraczającej 5 miliardów euro. Do największych hodowców ryb zaliczają się: Hiszpania (prawie 315 tys. ton), Wielka Brytania (ponad 222 tys. ton), Francja (prawie 190 tys. ton) oraz Włochy (156 tys. ton) i Grecja (ponad 125 tys. ton).

Hodowla ryb w krajach unijnych realizowana jest w różnych formach: ekstensywnej oraz intensywnej; w naturalnych warunkach lub zbiornikach sztucznych; w wodzie słodkiej lub morskiej; w systemach przepływowych lub recyrkulacyjnych; metodą tradycyjną lub nowoczesną. Do najpopularniejszych organizmów wodnych pochodzących z akwakultury zalicza się małże, pstrągi, łososie, ostrygi, karpie, dorady oraz okonie.

Zrównoważona hodowla ryb charakteryzuje się relatywnie dużym potencjałem wzrostu. Zaspokojenie światowego popytu na ryby i owoce morza nie jest możliwe wyłącznie w oparciu o połowy. Światowa akwakultura rośnie w tempie 7% rocznie, podczas gdy produkcja w krajach Unii Europejskiej od dwóch dekad utrzymuje się na stałym poziomie[10]. Zarówno w Polsce jak i w pozostałych krajach UW podejmowane są inicjatywy mające na celu wsparcie sektora hodowli

Rysunek 3. Wielkość i wartość hodowli ryb w poszczególnych krajach UE



Źródło: Eumofa, Eurostat.

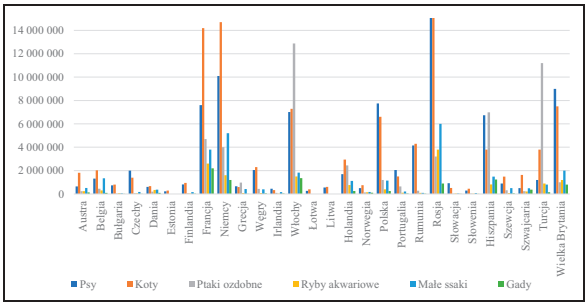
[10] https://ec.europa.eu/fisheries/cfp/aquaculture_pl

ryb. Jak wynika ze „Strategii Rozwoju Zrównoważonej Akwakultury Intensywnej 2020" Polska ma ogromny potencjał rozwoju hodowli ryb. Wśród celów Strategii wskazuje się na możliwość wzrostu udziału ryb pochodzących z polskiej akwakultury intensywnej w rosnącym krajowym rynku ryby świeżej do poziomu przynajmniej 35%[11].

Obok akwakultury, również rynek karmy dla zwierząt stanowi atrakcyjny sektor z punktu widzenia wykorzystania białka owadziego. Substytucja mięsa w karmach dla zwierząt białkiem owadów pozwala na ograniczenie niekorzystnych składników takich jak antybiotyki, hormony wzrostu. Liczne badania potwierdzają wysoką jakość białka pochodzącego z owadów, co przekłada się na wysoką jakość karmy. Rynek produktów spożywczych charakteryzuje się systematyczną tendencją wzrostową. Warto zauważyć, że rośnie udział wykorzystania w diecie zwierząt gotowych produktów. W wielu krajach europejskich odsetek korzystania z karm gotowych sięga 90%, podczas gdy w Polsce kształtuje się on na poziomie 30%. O wysokim potencje wzrostu świadczą również stosunkowo wysokie przeciętne wydatki gospodarstw domowych (np. w Niemczech przekraczają 300 euro). Wyższe dochody, rosnąca świadomość w zakresie żywienia zwierząt oraz rozwijający się segment premium gotowych karm zwierzęcych są ważnymi determinantami wzrostu[12].

Szacunkowa liczba gospodarstw domowych w Unii Europejskiej, które podsiadają co najmniej jedno zwierzę domowe to ponad 85 mln, co stanowi 38% wszystkich gospodarstw domowych. Roczna sprzedaż produktów spożywczych dla zwierząt wynosi 8,5 mln ton i przekłada się na obrót sięgający wartości 8,5 miliardów euro.

Rysunek 4. Liczba zwierząt domowych w poszczególnych krajach europejskich w 2019 roku.

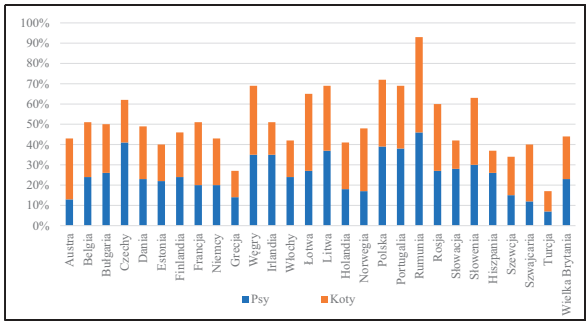


Źródło: Annual Report 2020, FEDIAF.

[11] Stowarzyszenie Producentów Ryb Łososiowatych. 2020. Strategia Rozwoju Zrównoważonej Akwakultury Intensywnej 2020, s.178.

[12] https://www.wiadomoscihandlowe.pl/artykul/rynek-karmy-dla-zwierzat-w-polsce-bedzie-szybko-rosl

Rysunek 5. Europejskie gospodarstwa domowe posiadające przynajmniej jednego kota lub jednego psa w 2019 roku



Źródło: Annual Report 2020, FEDIAF.

Jak wynika z danych organizacji FEDIAF – zrzeszających przedstawicieli europejskiego przemysłu karmy dla zwierząt (*the European pet food industry*), populacja psów w krajach Unii Europejskiej kształtowała się na poziomie 65,5 mln zwierząt, natomiast w całej Europie liczba tych zwierząt przekroczyła poziom 87,5 mln. Średnio co czwarte gospodarstwo domowe posiadało psa. Najwyższy odsetek psów w gospodarstwach domowych odnotowano w Rumunii (46%), Czechach (415), Polsce (39%), Portugalii (38%), a także na Litwie (37%), na Węgrzech (35%) oraz Irlandii (35%). Równie dużą popularnością cieszyły się koty, których populacja w 2019 roku osiągnęła poziom 77,44mln w krajach Unii Europejskiej, natomiast w całej Europie liczba tych zwierząt wyniosła ponad 106 mln. Oznacza to, że koty zamieszkiwały 25% europejskich gospodarstw domowych. W przypadku tych zwierząt największy odsetek posiadaczy zaobserwowano w Rumunii (47%), na Łotwie (38%), na Węgrzech (34%) oraz w Polsce (33%). Szczegółowe zestawienie danych przedstawiono na rysunku 2. Rynek karmy dla zwierząt domowych charakteryzuje się relatywnie dynamicznym wzrostem. Tempo wzrostu branży karmy dla zwierząt domowych wyliczone na podstawie danych z ostatnich trzech lat, kształtuje się na poziomie 2,6% rocznie.

Podsumowanie

Europejski sektor owadów jest obecnie stosunkowo nową niszą przemysłu rolniczego, który stopniowo przekształca się w kierunku ważnego segmentu z punktu widzenia jakości oraz zrównoważonego rozwoju. Przemysł ten cechuje znaczący potencjał do tego, aby stać się strategicznym ogniwem łańcuchów żywnościowych i paszowych na rynkach krajów Unii Europejskiej. Należy podkreślić, że białko owadów zyskuje popularność z uwagi na rolę jaką może

pełnić w uzupełnianiu diety zarówno zwierząt jak i ludzi – z olbrzymim potencjałem poprawy cyrkularności powiązania rolno-spożywczego[13]. Rosnące zapotrzebowanie na alternatywne źródła białka przyczynia się do rozwoju przedsiębiorstw zaangażowanych w produkcję białka owadziego. Relatywnie niskie wymagania inwestycyjne, technologiczne oraz szybkie cykle hodowlane i niskie bariery wejścia na rynek to atuty, które przyczyniają się do globalnego wzrostu tego nowatorskiego sektora rolno-spożywczego[14]. Szacuje się, że w ciągu nadchodzącej dekady rynek owadów osiągnie wartość 8 miliardów USD, a wielkość produkcji kształtować się będzie na poziomie 730 tysięcy ton. Światowymi liderami rynku owadów są między innymi Kreca Ento-Food BV (Holandia), Entomo Farms (Kanada), Haocheng Mealworm Inc (Chiny), Agriprotein (Wielka Brytania), Ynsect (Francja), Deli Bugs Ltd. (Holandia), Hargol Foodtech (Izrael), Aspire Food Group (Stany Zjednoczone, Kanada), All Things Bugs (Stany Zjednoczone) , LLC, Tiny Farms (Stany Zjednoczone), Beta Hatch (Stany Zjednoczone), Entocube (Finlandia), Nordic Insect Economy (Finlandia), Rocky Mountain Micro Ranch (Stany Zjednoczone), Coalo Valley Farms (Stany Zjednoczone), Armstrong Cricket Farm Georgia (Stany Zjednoczone), Cowboy Cricket Farms (Stany Zjednoczone), Global Bugs Asia Co. Ltd. (Tajlandia), Jr Unique Foods Ltd. (Tajlandia), część, i między innymi The Cricket Lab. (Wielka Brytania, Tajlandia)[15]. W Polsce głównym graczem na rynku białka owadziego jest firma HiProMine, której celem jest produkcja najwyższej jakości składników odżywczych dla zaspokojenia rosnących wymagań przemysłu paszowego i spożywczego[16]. Należy jednocześnie podkreślić, że specyfika hodowli owadów sprzyja prowadzeniu działalności także w mniejszej skali. W krajach rozwijających się, owady pozyskuje się w ich naturalnym środowisku, a także na terenach uprawnych oraz w lasach. Pozyskane w ten sposób owady wykorzystywane są na potrzeby własne, a ewentualne nadwyżki są sprzedawane na rynku lokalnym[17].

Rozwój rynku pozyskiwania białka z owadów charakteryzuje się ogromnym potencjałem wzrostu. Świadczy o tym między innymi struktura rynku pasz wysokobiałkowych dla drobiu oraz trzody chlewnej. W Polsce obecnie produkuje się ponad 10 mln ton pasz, z czego 85% stanowią pasze stosowane w karmieniu drobiu oraz trzody chlewnej. Również akwakultura jest atrakcyjnym z punktu

[13] IPPIF. 2019. The International Platform of Insects for Food and Feed. Building bridges between the insect production chain, research and policymakers. s.3.

[14] Madau F.A., Arru B., Furesi R., Pulina P. 2020. Insect Farming for Feed and Food Production from a Circular Business Model Perspective. Sustainability, 12(13), s. 5418.

[15] Alliedmarketresearch. 2019. Edible Insects Market by Product Type (Whole Insect, Insect Powder, Insect Meal, Insect Type (Crickets, Black Soldier fly, Mealworms), Application (Animal Feed, Protein Bar and Shakes, Bakery, Confectionery, Beverages)—Global Forecast to 2030.

[16] https://www.hipromine.com/pl/o-firmie/

[17] Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2013, Edible insects. Future prospects for food and feed security, Rome. s.131.

widzenia wykorzystania białka owadów sektorem. W Unii Europejskiej z hodowli ryb pochodzi ponad 1,3 mln ton, z czego w Polsce produkcja osiągnęła poziom ponad 36,5 tysiąca ton. Należy jednocześnie zauważyć, że akwakultura zarówno w Polsce jak i Unii Europejskiej charakteryzuje się wysokim potencjałem wzrostu w relacji do tendencji światowych. Kolejnym niezwykle atrakcyjnym sektorem jest rynek karmy dla zwierząt domowych. W krajach Unii Europejskiej 25% gospodarstw domowych posiada co najmniej jedno zwierzę. Szacuje się, że liczba zwierząt domowych w Polsce sięga ponad 17 mln zwierząt. Wzrost dochodów oraz większa świadomość właścicieli zwierząt domowych przyczynia się do rosnącego popytu na wysokiej jakości karmę, zawierającą komponenty wysokobiałkowe.

Owady postrzegane są obecnie jako ważne przyszłe źródło zrównoważonych surowców do pasz dla zwierząt w wielu krajach na całym świecie. Stanowią one składnik pożywienia wielu zwierząt, w tym ryb, dzikiego ptactwa, a także drobiu z wolnego wybiegu, zatem można założyć, że zwierzęta te są ewolucyjnie przystosowane do ich zjadania w ramach ich regularnej diety. Owady spełniają wymagania żywieniowe zwierząt pod względem składu odżywczego, a ich masowa produkcja jest obiecująca z punktu widzenia aspektów środowiskowych oraz niskich wymagań procesowych (niewielka powierzchnia, możliwość stosowania odpadów organicznych, niska emisyjność gazów cieplarnianych)[18]. Oceniając perspektywę rozwoju rynku owadów jako alternatywnego źródła białka wykorzystywanego do produkcji pasz należy uwzględnić obowiązujące i przyszłe regulacje prawne, a także stosunek i poziom akceptacji społecznej, w tym producentów oraz konsumentów.

2. Prawne aspekty wykorzystania białka owadów w produkcji pasz

Wzrost zapotrzebowania na białko owadzie przyczyniło się do zwiększenia hodowli gromady stawonogów. Przeważnie jest to działalność, która podlega krajowym systemom kontroli[19]. W związku z tym na całym świecie powstają liczne uregulowania prawne dotyczące hodowli i dodatku białka z owadów do pasz. W części państw mucha czarna oraz mącznik dozwolone są do wykorzystania do tworzenia pasz (np. w USA). W innych krajach natomiast jest to niedozwolone (np. Korea). Polska natomiast nie posiada krajowych uregulowań. Opiera się natomiast na ustaleniach unijnych.

W UE powstają głównie rozporządzenia na wybrany temat. Dotyczą one przede wszystkim higieny środków spożywczych ze szczególnym uwzględnieniem pasz oraz żywności pochodzenia zwierzęcego.

---

[18] Sogari G., Amato M., Biasato I., Chiesa S., Gasco L. 2019. The Potential Role of Insects as Feed: A Multi-Perspective Review. Animals, 9, s.2.

[19] Kowalska D. 2019. Owady jako źródło składników odżywczych w paszach dla zwierząt, Roczniki Naukowe Polskiego Towarzystwa Zootechnicznego, 3, s. 25-26.

Jeszcze na początku XXI w., zgodnie z rozporządzeniem Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) nr 999/2001 z dnia 22 maja 2001 r. ustanawiającego zasady dotyczące zapobiegania, kontroli i zwalczania niektórych zakaźnych gąbczastych encefalopatii, zabronione było stosowanie białka zwierzęcego do karmienia zwierząt hodowlanych ze względu na bezpieczeństwo zwierząt. Niemniej jednak od tego czasu istnieją coraz większe możliwości hodowli oraz produkcji białka owadziego w żywności[20].

Unia Europejska jest również propagatorem światowego PROteINSECT Project. Główne kierunki działań obejmują takie działania, jak:

– opracowanie i optymalizacja metod produkcji larw much do zastosowania zarówno w krajach rozwiniętych, jak i rozwijających się, na małą i dużą skalę,
– określenie kryteriów bezpieczeństwa i jakości dla produktów zawierających białko owadów,
– ocena metodologii przetwarzania oraz ocena surowych i rafinowanych ekstraktów białek owadów w próbach karmienia ryb, kurczaków i świń,
– ocena optymalnego projektu systemów produkcji paszy na bazie owadów z wykorzystaniem wyników kompleksowej analizy cyklu życia.
– otworzenie platformy pro-owadowej w Europie w celu zachęcenia do dyskusji i ostatecznego przyjęcia zrównoważonych technologii produkcji, a także w celu zbadania i debaty wokół ram regulacyjnych[21].

Ostatecznym celem projektu było zgromadzenie naukowców i ekspertów w taki sposób, aby umożliwić postęp dyskusji o bezpiecznej eksploatacji owadów na paszę, określenie prawodawstwa na temat produkcji białka owadziego oraz wprowadzenie rozwiązań na rynek.

Zgodnie z projektem należało m.in. wyjaśnić status owadów jako „nowej żywności”[22]. Nowa żywność – zgodnie z rozporządzaniem w sprawie nowej żywności z dnia 25 listopada 2015 r. (rozporządzanie UE 2015/2283) nowa żywność rozumiana jest jako „żywność i składniki żywności, które nie były spożywane w UE na znaczną skalę przed 15 maja 1997 r. Natomiast nowe przepisy usprawniają procedurę udzielania zezwoleń, wskutek czego możliwe jest osiągnięcie wyższego poziomu innowacyjności oraz bezpieczeństwa w sektorze spożywczym przy jednoczesnym rozszerzeniu dostępnego asortymentu środków spożywczych. Kluczowe poprawki wniesione do nowego rozporządzenia dotyczą: procedury wydawania zezwoleń, ewaluacji bezpieczeństwa przez europejskie instytucje oraz urzędy, a także określenie wykazu nowej żywności, zwiększenie sprawności oraz przej-

[20] Kaczmarowski M. 2019. Gatunki owadów zaliczone do zwierząt gospodarskich w Unii Europejskiej, Życie Weterynaryjne, 95(2), s. 158.

[21] Fitches E.C., Smith R. 2018. PROteINSECT: Insects as a Sustainable Source of Protein, w: Halloran A., Flore R, Vantomme P., Roos N. (red.), Edible Insects in Sustainable Food Systems, Springer, 422

[22] Fitches E.C., Smith R. 2018. PROteINSECT: Insects as a Sustainable Source of Protein, Springler, 2018, s. 422.

rzystości, szybsze i bardziej proporcjonalne oceny bezpieczeństwa, nowe technologie i innowacje[23].

Niemniej jednak zgodnie z Katalogiem Nowej Żywności (rozporządzenie (UE) 2017/2470 z dnia 20 grudnia 2017 r.) owady oraz żywność z owadów nie należą do nowej żywności. Natomiast od początku 2018 r. produkty powstałe na bazie jadalnych owadów klasyfikowane są jako „nowa żywność" zgodnie z rozporządzeniem Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) 2015/2283. Zakres definicji nowej żywności obejmuje zarówno części owadów (np. odnóża), jak i całe owady oraz części z nich (np. białka). Niemniej jednak ze względu na wątpliwości natury prawnej do 31 grudnia 2017 r. całe owady mogły być wprowadzane do obrotu w celach żywieniowych jedynie w części państw członkowskich Unii.

Unia Europejska rozszerza możliwości stosowania białka owadziego. Dotychczas, zgodnie rozporządzeniem (UE) 2017/893 od 1 stycznia 2018 r. dozwolone jest on jako składnik karmienia akwakultury zwierząt domowych bez żadnych szczególnych ograniczeń dotyczących gatunków owadów, które mogą być wykorzystane (w odróżnieniu od zwierząt akwakultury), natomiast tłuszcze z owadów i białka hydrolizowane są dozwolone w paszy dla zwierząt gospodarskich oraz w karmie dla zwierząt domowych.

Na mocy Rozporządzenia (UE) 2017/893 z dnia 24 maja 2017 r. zmieniające załączniki I i IV do rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 999/2001 oraz załączniki X, XIV i XV do rozporządzenia Komisji (UE) nr 142/2011 w odniesieniu do przepisów dotyczących przetworzonego białka zwierzęcego (Dz. Urz. L 138/92 z dn. 25.05.2017) możliwe jest również dopuszczenie białka owadziego w karmieniu również drobiu oraz świń. Rozporządzenie Komisji (UE) 2021/1372 z dnia 17 sierpnia 2021 r. (zmieniające załącznik IV do rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 999/2001 w odniesieniu do zakazu karmienia zwierząt gospodarskich innych niż przeżuwacze, innych niż zwierzęta futerkowe, białkiem pochodzącym od zwierząt), umożliwiło stosowanie przetworzonego białka owadzie w paszach dla drobiu oraz trzody chlewnej. Ww. rozporządzenie wprowadziło także możliwość skarmiania krzyżowego przetworzonego białka zwierzęcego w stosunku do drobiu i trzody chlewnej.

Zgodnie z wymogami prawa żywność z owadów może być legalnie kupowana i sprzedawana na terenie Unii Europejskiej po uzyskaniu zezwolenia Komisji Europejskiej. Nowa żywność wymaga przed rynkowej analizy ryzyka w zakresie bezpieczeństwa (dotychczas niespożywana, więc brak wiedzy na temat skutków spożycia). Zwiększa się również możliwości importu owadów jako żywności zgodnie z rozporządzeniem (UE) 2017/625 wraz z późniejszymi zmianami[24].

---

[23] Komisja Europejska, Nowa żywność, https://op.europa.eu/pl/publication-detail/-/publication/f3040819-e136-11e6-ad7c-01aa75ed71a1/language-pl

[24] Zarzyńska J., Zabielski R. 2020. Entomogafia – jedzmy owady? Życie Weterynaryjne 2020, 95(3), s. 166-167.

Istnieje również kilka ustaleń prawnych dotyczących:

- higieny żywności i pasz - konieczność zarejestrowania podmiotów produkujących owady dla celów paszowych (art. 9 Rozporządzenia (WE) nr 183/2005) i spełniać ogólne wymogi higieniczne;
- wymagań dotyczących paszy dla owadów - Producenci owadów mogą pozyskiwać jedynie takie substraty, które są prawnie dopuszczone jako pasza dla owadów w Unii Europejskiej. Zwierzęta te mogą być karmione wyłącznie kwalifikowalnymi materiałami dla zwierząt gospodarskich: tj. materiałami pochodzenia roślinnego i/lub zwierzęcego wymienionymi w Załączniku IV do Rozporządzenia (UE) nr 142/2011; Załącznik XIV rozdział 1 sekcja 2.5.b Rozporządzenia (WE) nr 999/2001 i projekt Rozporządzenia zmieniającego Załącznik III do Rozporządzenia (WE° nr 853/2004). Dostawcy pasz dla producentów owadów muszą przestrzegać wymogów ustawodawstwa UE w zakresie higieny pasz (tj. Rozporządzenia (WE) 183/2005). Dotyczy to również rejestracji jako podmiot prowadzący przedsiębiorstwo paszowe przed właściwymi organami krajowymi po wdrożeniu planu HACCP, jeżeli nie jest objęty art. 5 ust. 1 Rozporządzenia (WE) nr 183/2005 (producenci pierwotni). Producenci owadów muszą również zarejestrować nazwę dostawcy substratu/paszy, jego adres, datę dostawy zgodnie z art. 18 Rozporządzenia (WE) nr 178/2002. Producenci owadów muszą przechowywać aktualne informacje, w których wyszczególnia się parametry wstępne dla substratów/pasz, które mają być bezpiecznie wykorzystywane jako pasza dla owadów przeznaczonych dla celów spożywczych i paszowych.
- wymagania dotyczące zdrowia zwierząt i ochrony środowiska - Owady przeznaczone na cele spożywcze i/lub paszowe mają status prawny „zwierzęcia gospodarskiego", w związku z tym ogólne wymogi dotyczące zdrowia zwierząt stosuje się również do owadów. Producenci owadów muszą spełniać wymogi dotyczące zdrowia zwierząt i środków bioasekuracyjnych w odniesieniu do zakaźnych chorób zwierząt, jak przewidziano w ustawie o zdrowiu zwierząt – czyli art. 10 Rozporządzenia (UE) 2016/429 oraz Rozporządzenia Komisji (UE) 2017/893 z 24 maja 2017 r. Gatunki owadów i ich produkty nie powinny: być chorobotwórcze lub mieć innych niekorzystnych skutków dla zdrowia roślin, zwierząt lub ludzi i być chronione lub definiowane jako inwazyjne gatunki obce zgodnie z Rozporządzeniem (UE) 1143/2014. Zgodnie z rozporządzeniem Komisji (UE) 2017/893 z 24 maja 2017 r. owady hodowane w Unii Europejskiej nie powinny: być gatunkami chorobotwórczymi; mieć innych niepożądanych skutków dla zdrowia roślin, zwierząt ani ludzi; być uznane za wektory patogenów ludzkich, zwierzęcych ani roślinnych; a także być chronione ani zdefiniowane jako inwazyjne gatunki obce. Przy uwzględnieniu krajowych ocen ryzyka i opinii EFSA z 8 października 2015 r. wymieniono kilka gatunków owadów, które spełniają wyżej wymienione kryteria, tj.: muchy – mucha czarna (Hermetia illucens) i mucha domowa (Musca domestica),

chrząszcze – mącznik młynarek (Tenebrio molitor) i pleśniakowiec złocisty (Alphitobius diaperinus), świerszcze – świerszcz domowy (Acheta domesticus), świerszcz bananowy (Gryllodes sigillatus) i świerszcz kubański (Gryllus assimilis)[25].

– uśmiercenie owadów i dalsze etapy przetwarzania wymagane do produkcji pasz - uśmiercenie owadów i dalsze etapy przetwarzania wymagane do produkcji pasz dla zwierząt objęte są ustawodawstwem unijnym dotyczącym produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego (tj. Rozporządzenie (WE) nr 1069/2009 i jego Rozporządzenie wykonawcze (UE) nr 142/2011). Zgodnie z Rozporządzeniem (WE) nr 1069/2009, owady i ich produkty pochodne są traktowane jako materiały kategorii 3 i w związku z tym są dopuszczone do stosowania w paszach dla zwierząt przeznaczonych do produkcji żywności oraz w karmie dla zwierząt domowych. Producenci owadów na paszę muszą przestrzegać metod przewidzianych w Rozporządzeniu (WE) 142/2011.
– wymagania higieniczne dla produktów pochodzących z owadów - Zgodnie z Rozporządzeniem (UE) nr 142/2011, produkty uboczne z owadów przetwarzane zgodnie z zalecanymi standardami mogą być następnie stosowane jako: przetworzone białka zwierzęce (PAP) pochodzące z owadów, jako białka hydrolizowane lub jako tłuszcz. Załącznik X powyższego Rozporządzenia nakłada wymogi mikrobiologiczne na uzyskane produkty. Jeżeli to konieczne, owady również powinny być okresowo badane pod kątem obecności innych specyficznych czynników chorobotwórczych oraz chemikaliów (np. pestycydów lub metali ciężkich i mikotoksyn zgodnie z limitami przewidzianymi w Dyrektywie 2002/32/WE w sprawie niepożądanych substancji w paszach zwierzęcych) i czynników fizycznych.
– wycofania produktów z rynku - Rozporządzenie (WE) nr 178/2002, art. 20 stanowi: konieczność wycofania lub zniszczenia danej paszy z rynku, jeżeli podmiot uważa, że pasza przez niego przywożona, wyprodukowana, przetworzona, wytworzona lub rozprowadzana nie spełnia wymogów w zakresie bezpieczeństwa pasz lub ma podstawy, aby tak sądzić.

Podsumowanie

Wzrost zapotrzebowania białka owadziego przyczynił się do tego, że na całym świecie powstają liczne uregulowania prawne dotyczące hodowli i dodatku białka z owadów do pasz. Polska nie posiada krajowych uregulowań na temat, niemniej jednak opiera się na ustawodawstwie Unii Europejskiej. UE, w wyniku aktywności ekspertów PROteINSECT, zwiększyły się możliwości wykorzystania białka owadziego w hodowli zwierząt i akwakultury, zaś rozporządzenie KE 2021/1372 z dnia 17 sierpnia 2021 r. (zmieniające załącznik IV do rozporządzenia Parlamentu

[25] Kowalska D. 2019. Owady jako źródło składników odżywczych w paszach dla zwierząt, Roczniki Naukowe Polskiego Towarzystwa Zootechnicznego, 3, s. 25-26.

Europejskiego i Rady (WE) nr 999/2001 umożliwiło stosowanie przetworzonego białka owadzie w paszach dla drobiu oraz trzody chlewnej. Obecnie 7 gatunków owadów spełniają warunki dopuszczenia do hodowli jako pasze lub dodatki paszowe dla zwierząt tj. mucha czarna, mucha domowa, mącznik młynarek, pleśniakowiec lśniący, świerszcz domowy, świerszcz bananowy i świerszcz kubański.

3. Perspektywy stosowania białka owadów w żywieniu zwierząt w opinii największych producentów pasz w Polsce

3.1. Cele i metodyka badania ankietowego

Głównym cel badań ankietowych było:

– Określenie perspektyw stosowania białka owadów w żywieniu zwierząt w opinii wiodących producentów pasz w Polsce.

Sformułowane zostały także cele dodatkowe, którymi były:

– Identyfikacja czynników utrudniających lub uniemożliwiających wykorzystanie białka owadów w żywieniu zwierząt;
– Identyfikacja czynników umożliwiających lub zwiększających wykorzystanie białka owadów w żywieniu zwierząt;
– Poznanie rynków zbytu i struktury asortymentowej produkcji najważniejszych firm paszowych w Polsce.

Postawione zostało następujące pytanie badawcze:

– Czy główni producenci pasz w Polsce są skłonni, przy odpowiednich warunkach wprowadzić białko owadów do receptur wytwarzanych przez siebie pasz?

Badanie przeprowadzono w lutym 2021 r. na zbiorowości 13 największych producentów pasz w Polsce, biorąc pod uwagę roczną sprzedaż w tonach. Podmioty te zaspokajają ponad 90% zapotrzebowania na produkty paszowe w kraju. Producenci pasz posiadają wiedzę dotyczącą teoretycznych i praktycznych aspektów żywienia zwierząt, rynku komponentów paszowych jak i preferencji hodowców zwierząt oraz konsumentów produktów mięsnych. Są to duże podmioty prowadzące poza działalnością produkcyjną także prace badawczo-rozwojowe. Informacje uzyskane od producentów pasz mają więc istotne znaczenie poznawcze w zakresie perspektyw stosowania białka owadów w żywieniu zwierząt oraz innych innowacyjnych rozwiązań w tym zakresie. Respondenci byli zainteresowani prowadzonymi w ramach projektu badaniami. Wyrażali też często pogląd, że badania w zakresie wykorzystania białka owadów i innych alternatywnych do śruty sojowej źródeł białka w żywieniu zwierząt są bardzo potrzebne.

Firmy biorące udział w badaniu, w kolejności alfabetycznej:
- Agrocentrum Sp. z o.o.
- Cargill Poland Sp. z o.o.,
- De Heus Sp. z o.o.,
- Ekoplon Sp. z o.o., spółka komandytowa,
- Goodvalley Polska S.A.,
- Nutripol Sp. z o.o., Grupa Indykpol,
- Lira Sp. z o.o.
- Neorol Sp. z o.o.,
- Wielkopolski Indyk,
- Wipasz S.A.,
- Piast Pasze Sp. z o.o.
- Sano - Nowoczesne Żywienie Zwierząt Sp. z o.o.
- Tasomix Sp. z o.o.

Badania przeprowadzono przy wykorzystaniu techniki CATI (Computer Assisted Telephone Interview), w których respondentami wywiadu byli główni technolodzy (osoby o podobnych kompetencjach) lub pracownicy działów doświadczalno-rozwojowych. Kwestionariusz wywiadu składał się z 14 pytań (aneks 1), były to pytania jednokrotnego oraz wielokrotnego wyboru. W przypadku 8 pytań był to wybór dychotomiczny pomiędzy „tak" albo „nie", jednak w trakcie przeprowadzania ankiety, na wniosek respondentów, uwzględniono także odpowiedź „trudno powiedzieć". Ponadto przed przeprowadzeniem badania na grupie docelowej, ankieta została skonsultowana i zmieniona zgodnie z uwagami reprezentanta jednego z badanych podmiotów.

3.2. Wyniki badań ankietowych

Białko owadów – perspektywy stosowania w paszach

Pytanie 1 pozwoliło na poznanie struktury asortymentowej produkcji ze względu na grupy zwierząt (tabela 5). Wyniki zostały zestawione w kolejności przypadkowej w celu zachowania anonimowości podmiotów biorących udział w badaniu.

Największy udział w strukturze produktowej stanowią pasze dla drobiu i trzody chlewnej. W przypadku dziewięciu z badanych firm pasze dla drobiu były najważniejszym segmentem produkcji. Zgodnie z obowiązującymi przepisami (marzec 2021) białko owadów może być wykorzystywane jedynie w przypadku żywienia zwierząt towarzyszących i akwakultury. Jak pokazano w tabeli 1 stanowi to niewielką część krajowego rynku pasz. Z drugiej strony w żywieniu drobiu i trzody chlewnej istotne znaczenie ma śruta sojowa, która to właśnie może być przynajmniej częściowo zastępowana białkiem owadów. Występuje wiec potencjalnie bardzo duży i strategicznie ważny segment rynku paszowego, gdzie białko owadów mogłoby być stosowane.

Tabela 5. Udział procentowy produktów paszowych dla poszczególnych grup zwierząt (%)

Akwakultura	Trzoda chlewna	Drób	Bydło	Zwierzęta towarzyszące	Inne
	12	78	8		2
		100			
	100				
0,015	6,2	74,3	19,2		0,25
	30	48	20		2
	25	10	60	5	
	20	72	8		
	40	10	50		
	25	65	10		
	30	70			
	20	50	30		
	25	40	15	4	20
	10	79	10	1	

Źródło: badania własne

Pytanie 2 miało na celu uzyskanie informacji o wiodących rynkach zbytu czołowych producentów pasz w Polsce. Wszystkie przedsiębiorstwa biorące udział w badaniu sprzedają głównie na rynku krajowym.

Pytania **3, 5, 7, 8, 9, 11** dotyczyły perspektyw wykorzystania białka owadów w żywieniu zwierząt w opinii głównych producentów pasz w Polsce, co pokazano w tabeli 6.

Większość firm paszowych bierze pod uwagę lub już stosuje białko owadów w swoich produktach oraz przewiduje, że ich odbiorcy będą skłonni do kupowania produktów zawierających białko owadów.

Czy wpłynie to na zwiększenie ich konkurencyjności rynkowej? Zależy zdaniem respondentów od ceny i dostępności białka owadów, na co wskazywali w czasie wywiadu telefonicznego. Ponad połowa badanych przewiduje, że wykorzystanie białka owadów przyczyni się do spadku udziału śruty sojowej w recepturze pasz w nadchodzących 10 latach. 77% podmiotów biorących udział w badaniu uważa, że dostęp do rodzimej produkcji białka owadów przyczyni się do zwiększenia bezpieczeństwa surowcowego producentów pasz w Polsce. Oznacza to, że bez względu na ekonomiczną opłacalność wytwarzania białka owadów, badania w tym zakresie powinny być prowadzone i finansowane przez państwo polskie.

W pytaniu 6 respondenci zostali poproszeni o wskazanie jaką część białka pochodzącego ze śruty sojowej mogliby teoretycznie zastąpić białkiem owadów,

Tabela 6. Perspektywy wykorzystania białka owadów w paszach (liczba wskazań)

Pytanie	Tak	Nie	Trudno powiedzieć
3. Czy Państwa firma stosuje, bądź bierze pod uwagę stosowanie białka owadów w żywieniu zwierząt?	10	3	-
5. Czy Państwa zdaniem Wasi klienci byliby skłonni do zakupu pasz zawierających białka owadów?	10	2	1
7. Czy Państwa zdaniem zastosowanie białka owadów w paszach zwiększy Państwa konkurencyjność na rynku?	7	3	4
8. Czy byliby Państwo skłonni otworzyć własną hodowlę owadów do celów paszowych?	5	7	1
9. Czy Państwa zdaniem wykorzystanie białka owadów przyczyni się do spadku udziału śruty sojowej w recepturze pasz w nadchodzących 10 latach?	7	5	1
11. Czy Państwa zdaniem dostęp do rodzimej produkcji białka owadów przyczyni się do zwiększenia bezpieczeństwa surowcowego producentów pasz w Polsce?	10	3	-

Źródło: badania własne

Tabela 7. Odsetek białka pochodzącego ze śruty sojowej, jaką respondenci teoretycznie byliby skłonni zastąpić białkiem owadów.

Odsetek potencjalnej zastępowalności białka soi przez białko owadów	[0%; 25%)	[25%; 50%)	[50%;75%)	[75%; 100%]
Liczba wskazań	6	6	0	1

Źródło: badania własne

przy założeniu, że byłoby one dostępne na rynku, a jego stosowanie ekonomicznie opłacalne i prawnie dopuszczalne. Wyniki przedstawia tabela 7.

Analizując powyższe wyniki można przyjąć, że ponad połowa badanych podmiotów rozważa zastąpienie przynajmniej 25% białka pochodzącego ze śruty sojowej białkiem owadów. Można więc przypuszczać, że przy odpowiednich warunkach pojawi się w Polsce duże zapotrzebowanie na białko owadów jako komponent pasz.

Rośliny strączkowe – perspektywy stosowania w paszach

Potencjalną alternatywą do śruty sojowej są także rośliny strączkowe. Badania nad ich szerszym wykorzystaniem są prowadzone od wielu lat zarówno przez jednostki naukowe jak i samych producentów pasz. Respondenci w czasie przeprowadzania ankiety podkreślali by traktować białko owadów jako dodatkowy innowacyjny komponent pasz, który będzie równolegle stosowany z roślinami strączkowymi w żywieniu zwierząt. Pytanie 4 miało na celu uzyskanie informacji o prowadzonych przez producentów pasz badaniach dotyczących wykorzystania, alternatywnych do śruty sojowej, roślinnych źródeł białka. Uzyskane odpowiedzi zestawiono w tabeli 8.

Respondenci wymieniali następujące alternatywne do śruty sojowej źródła białka roślinnego w żywieniu zwierząt:

Tabela 8. Badania dotyczące wykorzystania alternatywnych do śruty sojowej źródeł białka roślinnego w żywieniu zwierząt

Alternatywne do śruty sojowej źródła białka roślinnego w żywieniu zwierząt	Bobik	Łubin	Groch	Inne
Liczba wskazań	10	11	11	9

Źródło: badania własne

Tabela 9. Perspektywy wykorzystania alternatywnych do śruty sojowej źródeł białka roślinnego w paszach (liczba wskazań)

Pytanie	**Tak**	**Nie**
Czy Państwa zdaniem wykorzystanie roślin strączkowych (bobik, łubin, groch) przyczyni się do spadku udziału śruty sojowej w recepturze pasz w nadchodzących 10 latach?	7	5
Czy Państwa zdaniem dostęp do rodzimej produkcji roślin strączkowych (bobik, łubin, groch) przyczyni się do zwiększenia bezpieczeństwa surowcowego producentów pasz w Polsce, np. w razie zmniejszenia dostaw śruty sojowej lub nagłego wzrostu jej ceny?	13	-

Źródło: badania własne

– śruta z obłuszczonych nasion słonecznika,
– mączka guar,
– śruta rzepakowa i ekstrudowna śruta rzepakowa,
– nasiona soi pełnotłuste ekstrudowane produkowane w Polsce i na Ukrainie,
– suszony wywar zbożowy,
– suszone kiełki słodowe,
– drożdże pastewne.

Pytania 10 i 12 dotyczyły perspektyw stosowania alternatywnych do śruty sojowej źródeł białka roślinnego w Polsce. Co przedstawia tabela 9.

Większość producentów pasz przewiduje spadek udziału śruty sojowej w paszach w wyniku częściowego zastępowania jej roślinami strączkowymi. Natomiast wszyscy respondenci wyrazili pogląd, że dostęp do rodzimej produkcji roślin strączkowych (bobik, łubin, groch) przyczyni się do zwiększenia bezpieczeństwa surowcowego producentów pasz w Polsce.

Czynniki warunkujące wykorzystanie białka owadów w produkcji pasz w Polsce

Ważną częścią poznawczą kwestionariusza były pytania odnoszące się do czynników utrudniających oraz umożliwiających zwiększenie wykorzystania białka owadów w produkcji pasz. W pytaniach tych można było zaznaczać wiele odpowiedzi oraz podawać dodatkowe czynniki. W przypadku utrudnień i barier w stosowaniu białka owadów respondenci nie podali żadnych dodatkowych ograniczeń. Wyniki zestawiono w tabelach 10 i 11.

Najważniejszym ograniczeniem na jakie wskazywali producenci pasz jest zbyt niska podaż białka owadów. Istotną barierą w stosowaniu białka owadów jest brak uregulowań prawnych dopuszczających jego szerokie stosowanie w żywieniu zwierząt. Obecnie (marzec 2021) jest to jedynie możliwe w przypadku akwakultury

Tabela 10. Czynniki utrudniające lub uniemożliwiające wykorzystanie białka owadów w produkcji pasz

Czynnik	Liczba wskazań
Zbyt małe zapotrzebowanie rynkowe na pasze i karmy z dodatkiem białka owadów	-
Brak wystarczającej podaży białka owadów	11
Brak wiedzy o cenach, składach i postaci komponentów paszowych zawierających białka owadów	9
Brak praktycznej wiedzy w zakresie wykorzystania białka owadów w żywieniu zwierząt	6
Uwarunkowania kulturowe powodujące brak akceptacji dla wykorzystania białka owadów w żywieniu zwierząt	1
Brak uregulowań prawnych dopuszczających szerokie stosowanie białka owadów w żywieniu zwierząt	10

Źródło: badania własne

oraz zwierząt towarzyszących. Bardzo często respondenci wskazywali na brak wiedzy o cenach, składach i postaci fizycznej komponentów paszowych zawierających białko owadów. Natomiast, żaden z respondentów nie wskazał na ograniczenia po stronie popytowej. Oznacza to, że jeżeli białko owadów będzie dostępne w przystępnej cenie a jego stosowanie prawnie dopuszczone, to producenci spodziewają się popytu na tego rodzaje pasze. Otwarta pozostaje kwestia ceny białka owadów tak, by była ona konkurencyjna dla innych alternatyw.

Producenci zwracali uwagę, w rozmowach prowadzonych przy okazji wypełniania kwestionariusza, że każdy nowy rodzaj komponentu paszowego zwiększa bezpieczeństwo żywnościowe kraju. W przypadku owadów istotny jest krótki okres produkcyjny (około 2 miesiące), niewielkie zapotrzebowanie na wodę i światło oraz możliwość wielopoziomowej hodowli. Owady takie mogą być też karmione odpadami, szczególnie jeżeli chodzi o muchę czarną.

Ostatnim pytanie ankiety dotyczyło czynników umożliwiających i zwiększających wykorzystanie białka owadów w produkcji pasz. Wyniki przedstawia tabela 11.

Wśród innych czynników respondenci wymieniali:

– informacje o wartości pokarmowej białka owadów w żywieniu poszczególnych zwierząt,
– spadek cen produktów zawierających białko owadów.

Ponownie widać konieczność zmian w uregulowaniach prawnych tak by producenci mogli zacząć stosować białko owadów w produkcji pasz. Można przypuszczać, że zmiany legislacyjne przyczynią się także do zwiększenia podaży białka owadów, tym bardziej, że już dwie wytwórnie funkcjonują na rynku Polskim. Należy podkreślić rolę państwa, nie tylko w finansowaniu badań naukowych, ale także szkoleniach zarówno hodowców zwierząt jaki producentów pasz. Ważnym czynnikiem wydaje się też wsparcie instytucjonalne w zakresie współfinansowania inwestycji w zakresie rozwoju technologii produkcji białka

Tabela 11. Czynniki umożliwiające lub zwiększające wykorzystanie białka owadów w produkcji pasz

Czynnik	Liczba wskazań
Szkolenia hodowców zwierząt w tym zakresie	4
Szkolenia producentów pasz w tym zakresie	5
Wsparcie inwestycyjne przez państwo polskie rozwiązań technicznych umożliwiających lub usprawniających proces wykorzystania białka owadów do produkcji pasz	6
Dopłaty do hodowli owadów przeznaczonych na pasze dla zwierząt	3
Odpowiednie uregulowania prawne dopuszczające szerokie stosowanie białka owadów w żywieniu zwierząt	12
Wzrost podaży białka owadów na krajowym rynku	9
Inne	2

Źródło: badania własne

owadów jak i dopłaty do hodowli owadów. Respondenci wskazywali, że finansowa pomoc państwa jest szczególnie potrzebna w początkowej fazie rozwoju rynku pasz zawierających białka owadów. Pozwoli to na zmniejszenie ryzyka działalności gospodarczej, jak również zmniejszy bariery wejścia w nowe segmenty produkcji pasz. Tym samym powinno przyczynić się do zwiększenia podaży białka owadów. Wsparcie państwa może przyspieszyć postęp technologiczny i wystąpienie efektów skali w produkcji komponentów paszowych zawierających białko owadów.

Podsumowanie

Cel główny oraz cele dodatkowe przeprowadzonego badania ankietowego zostały zrealizowane**.** Uzyskano twierdzącą odpowiedź na postawione pytanie badawcze: *Czy główni producenci pasz w Polsce są skłonni, przy odpowiednich warunkach wprowadzić białko owadów do receptur wytwarzanych przez siebie pasz?*

W czasie rozmów respondenci zauważali problem znacznego uzależnienia krajowej produkcji pasz od śruty sojowej, która praktycznie nie jest uprawiana w Polsce i krajach sąsiednich. Powoduje to konieczność poszukiwań alternatyw do tego importowanego komponentu. Pewne nadzieje pokładane są w szerszym wykorzystaniu roślina strączkowych, jednak ich areał jest niewielki, co przekłada się na niską dostępność przy relatywnie wysokich cenach. Powoduje to, że białko owadów jest wartościową alternatywą zarówno do śruty sojowej, jak i roślin strączkowych. Problemem jest, że białko owadów jest innowacją wymagającą badań. Podaż tego surowca jest niewielka, a wiedza nad praktycznym wykorzystaniem nowych gatunków owadów - ich hodowli, technologii przetwarzania i wykorzystania w żywieniu zwierząt wymaga ciągłego rozwijania. Tym większe znaczenie badań naukowych w tym zakresie. Powinny być one prowadzone nie tylko przez jednostki naukowo-badawcze, ale również przez podmioty rynkowe.

W czasie prowadzenia rozmów z przedstawicielami głównych podmiotów rynku paszowego padały stwierdzenia o ważności współpracy jednostek naukowych z firmami paszowymi. Badanie to jest przykładem takiej właśnie kooperacji, gdzie opinie praktyków biznesu są istotną częścią naukowego opracowania.

Zespół badawczy pragnie podziękować wszystkim osobom biorącym udział w wywiadzie ankietowym za poświęcony czas i cenne uwagi dotyczące prowadzonych przez nas badań.

4. Analiza ekonomiczna produkcji PAP owadziego

Obecnie w Polsce brak jest większych podmiotów zajmujących się produkcją przemysłową owadów. Wyjątkiem jest spółka HiProMine z Robakowa k. Poznania, która od 2015 roku prowadzi chów i przetwórstwo owadów w celu otrzymania żywności. Pozostałe istniejące podmioty charakteryzują się ekstensywną produkcją jednostkową lub małoseryjną, opartą na znacznych nakładach pracy żywej wobec prawie zupełnego braku automatyzacji. W przeciwieństwie do rynku polskiego na świecie istnieją duże podmioty realizujące przemysłową produkcję insektów, funkcjonują one jednak w zupełnie innych uwarunkowaniach technologicznych.

Oszacowanie kosztu wytworzenia 1 tony PAP owadziego z mącznika młynarka i muchy Hermetia illucens zostało zatem przeprowadzone w oparciu o symulacje hodowli w polskich warunkach rynkowych (cenowych i technologicznych). Ogólną charakterystykę etapów procesu hodowlanego oparto na publikacjach: Recommendations for Breeding and Holding of Regular Mealworm, Tenebrio Molitor (Insect Group, Water and Environment, Institute of Technology: Aarhus, Denmark) oraz Black Soldier Fly Biowaste Processing – A Step-by-Step Guide (Eawag: Swiss Federal Institute of Aquatic Science and Technology, Dübendorf, Szwajcaria). Oprócz tego dokonano weryfikacji ekonomicznych warunków polskiego chowu insektów dzięki wizycie studyjnej w przedsiębiorstwie hodowlanym w Tuławkach. W ten sposób udało się ustalić istniejące etapy i ograniczenia techniczno-organizacyjne produkcji owadów, charakterystyczne dla obecnego etapu rozwoju rynku w Polsce.

Biorąc to pod uwagę, nie było możliwym oszacowanie wewnętrznej stopy zwrotu (IRR) projektów wprowadzających masową produkcję owadów. Wynika to z braku wzorca nakładów kapitałowych, których fundamentem powinna być rozwinięta technologia. W obecnych warunkach mamy do czynienia bardziej z podejściem eksperymentalnym, co nie pozwala wyodrębnić dominującego standardu technologicznego, a co za tym idzie niezbędnej konfiguracji środków trwałych produkcyjnych, właściwych dla wysokowydajnej produkcji. Ponadto trudno jest ustalić hipotetyczną marżę zysku dla tego typu przedsięwzięć ze względu na brak długookresowych zasad subwencjonowania kosztów produkcji.

4.1. Koszty wytworzenia 1 tony PAP owadziego na bazie mącznika młynarka

Koszty produkcji PAP wytworzonego na bazie mącznika młynarka w głównej mierze determinowane są sposobem i skalą chowu, kosztami pracy, poziomem mechanizacji, jak również technologią przetwarzania larw. W praktyce wyróżnia się cztery główne etapy procesu hodowlanego. Pierwszym jest etap **reprodukcji,** w którym dorosłe chrząszcze składają jaja wykorzystywane na dalszych etapach produkcji. Ilość złożonych jaj, a także współczynnik przeżywalności owadów w dużej mierze uzależnione są od takich czynników, jak temperatura, wilgotność powietrza, dostępność paszy oraz poziom zagęszczenia owadów[26]. Etap ten kończy się odseparowaniem złożonych jaj od dorosłych osobników. Separacja może się odbywać poprzez usunięcie stada podstawowego bądź też zastosowanie specjalnych pojemników, których dno stanowi sito umożliwiające odseparowanie jaj od dorosłych osobników. Istnieje również możliwość przeniesienia jaj wraz z paszą do odrębnego pojemnika.

Kolejny etap stanowi **odchów**. Jest to faza wzrostu larw, trwająca do momentu, gdy larwy zbierane są do uboju, jak również w celu odtworzenia stada podstawowego. Owady przechowywane są w specjalnie przygotowanych pojemnikach. Zwykle są to plastikowe pojemniki o zróżnicowanych rozmiarach (np. 40 x 60 cm). Pojemniki te są zazwyczaj ułożone w regałach z wielopoziomowymi stojakami bądź półkami. Często spotykaną praktyką jest przenoszenie larw do większych pojemników w miarę ich wzrostu. Analogicznie do pierwszego etapu istotną rolę odgrywają czynniki związane utrzymywaniem odpowiedniej wilgotności, zagęszczenia oraz temperatury powietrza. Istotne znaczenie ma również sposób żywienia larw. Zasadniczy składnik stanowi karma sucha, np. otręby pszenne, śruty zbożowe czy też drożdże. Uzupełnieniem jest karma mokra suplementująca ważne składniki odżywcze i stanowiąca niezbędne źródło wody. Przykład stanowić mogą surowe warzywa, jak marchew, ziemniaki, buraki. W zależności od wskazanych uwarunkowań okres od momentu złożenia jaja do osiągnięcia dojrzałej larwy wynosi od 50 do 70 dni.

Kolejnym etapem jest **separacja** larw od pozostałości paszy i odchodów. Przyjmuje się, iż separacji podlegają w pełni dorosłe larwy, których waga osiągnęła od 150 do 200 mg. Elementem problematycznym tego etapu w małych hodowlach jest brak na rynku w pełni zautomatyzowanych urządzeń służących do separacji. Stąd też często spotykaną metodą jest wykonywanie tych czynności ręcznie z wykorzystaniem sit o różnych rozmiarach oczek. Jest to jednak metoda czasochłonna i wymagająca znaczącego zaangażowania pracy ludzkiej, co obniża wydajność procesu i wpływa na zwiększenie kosztów produkcji. Jednostki reali-

[26] Diehl E., Valsamakis G., Van Der Veen I., Merkus K., Di Magliano L.P., Sauren S., Jager W., 2014. Alternative invertebrate protein as a source for animal feed. https://www.academia.edu/11399886/Alternative_invertebrate_protein_as_a_source_for_animal_feed; dostęp z dn. 30.03.2021 r.

zujące pełny cykl hodowlany pozostawiają pewną ilość larw w celu przepoczwarzenia i w ten sposób uzupełnienia stada podstawowego. Jest to zwykle od 5 do 10% populacji[27].

Ostatnim etapem procesu jest **uśmiercanie** larw, a następnie przetworzenie powstałej masy w PAP owadzi stanowiący potencjalny surowiec do produkcji pasz. Czynność tę poprzedza 24-godzinny okres utrzymywania larw bez paszy, co ma na celu opróżnienie jelit, a tym samym eliminację tego rodzaju zanieczyszczeń z powstałego surowca. W zależności od sposobu dalszego wykorzystania, obróbka larw może polegać na mieleniu, odtłuszczeniu, jak również usuwaniu chityny. Pozostałości z produkcji mogą zostać zagospodarowane jako nawóz bądź też substrat wykorzystywany przez biogazownie[28].

Biorąc powyższe pod uwagę, przyjęto długość cyklu chowu żywca owadziego oraz produkcji PAP owadziego na bazie Mącznika młynarka na 3 miesiące[29]. W tym czasie możliwe jest wytworzenie określonej partii produktu, przy czym uzależnione jest to wyłącznie od wielkości stada hodowlanego i mocy przerobowych zakładu. W tabeli 12 została przedstawiona symulacja kosztu wytworzenia w tym okresie 1 tony PAP owadziego. Zakłada się ponadto że w obecnych uwarunkowaniach technologicznych zwielokrotnienie tej wielkości wymagać będzie odpowiedniego zwielokrotnienia ustalonej wysokości kosztu. Wzrost efektywności kosztowej będzie natomiast możliwy głównie dzięki wzrostowi wydajności pracy.

4.2. Koszty wytworzenia 1 tony PAP owadziego na bazie Hermetia illucens

Koszty produkcji PAP owadziego wytworzonego na bazie Hermetia illucens determinowane są sposobem chowu, jak również technologią przetwarzania larw. Poniżej zostały przedstawione etapy produkcji biomasy larw Hermetia illucens.

Chów dorosłych osobników i larw Hermetia illucens, która powinna zapewnić stałą dostępność określonej ilości młodych (5-dniowych) larw. W ramach tego etapu realizowane są następujące zadania:

– składanie i zbiór jaj – Współczynniki przeżycia to 350 jaj/samicę z tego min. 70% przeżyć oraz 80% wyjść z poczwarki z tego min. 70% przeżyć.
– wylęg jaj i karmienie larw – po wykluciu larwy wypadają z jaj do specjalnego pojemnika, gdzie natychmiast zaczynają jeść. Wysokiej jakości żywność

[27] Andersen, J.L.; Berggreen, I.E.; Heckmann, L.-H.L. 2018. Manual for breeding and keeping mealwarms, Danish Technological Institute, Aarhus, Denmark, s. 8.

[28] Andersen, J.L.; Berggreen, I.E.; Heckmann, L.-H.L. 2017. Recommendations for Breeding and Holding of Regular Mealworm, Insect Group, Water and Environment Institute of Technology, Aarhus, Denmark, 2017.

[29] Długość cyklu jest uzależniona od parametrów technicznych procesu, w tym temperatury, wilgotności powietrza, poziomu zagęszczenia, sposobu żywienia. W zależności od przyjętych rozwiązań cykl ten trwa od 3 do 6 miesięcy.

w pojemniku przetwórczym składa się z karmy startowej dla kurcząt wymieszanej z wodą. Mieszanina ta zawiera wody około 70% wody. Larwy 5-dniowe są następnie zbierane z pojemników, zliczane, i większość z nich jest następnie przenoszona do jednostki przetwarzania, gdzie są one dodawane do odpadów.

– przepoczwarzenie – niewielką część 5-dniowych larw (2-5%), w zależności od ilości przetwarzanych odpadów i wydajności odchowalni, przechowuje się w jednostce hodowlanej. Wyklute z jaj larwy umieszcza się w odchowalni, gdzie są one stale karmione dobrze skomponowaną mieszanką paszową, dopóki w ciągu około dwóch tygodni, nie przekształcą się w prepoczwarki. Prepoczwarki, które przedostały się do pojemnika transferowego, są zbierane i przenoszone do pojemnika do przepoczwarzania. Pojawienie się dorosłych osobników rozpoczyna się dziesięć dni po umieszczeniu poczwarek w pudełku do przepoczwarzania, a następnie postępuje według krzywej w kształcie dzwonu i kończy się wraz z ostatnimi osobnikami po 25 dniach.
– gody - muchy kopulują w klatce godowej i składają jaja w tym samym czasie, co pozwala na bardziej wydajne funkcjonowanie odchowalni.

Tabela 12. Kalkulacja technicznego kosztu wytworzenia 1 tony PAP owadziego na bazie Mącznika młynarka

Nazwa kosztu	Wartość	Uzasadnienie i specyfikacja kosztu
Wynagrodzenia kadry pracowniczej wraz z narzutami	12000 zł	Zatrudnienie kadry pracowniczej podyktowane jest koniecznością wykonania następujących czynności: – techniczne przygotowanie procesu hodowlanego (m.in. przygotowanie pojemników hodowlanych, urządzeń służących separacji owadów, karmy dla larw oraz osobników dorosłych), – manipulowanie procesem chowu, w tym uzupełnianie karmy, usuwanie martwych jednostek (larw, osobników dorosłych), – uzupełnianie stada podstawowego, – zbieranie jaj i lokowanie ich specjalnie dedykowanych pojemnikach, – separacja larw, – usuwanie pozostałości pohodowlanych (odchody larw, pozostałości karmy), – bieżący monitoring procesu hodowlanego – temperatura, wilgotność, zagęszczenie owadów, zużycie karmy i inne, – zaopatrywanie procesu technologicznego w niezbędne materiały, w tym karmę, odzież ochronną, środki czystości i inne. – obsługa procesu przetworzenia larw w PAP owadzi (mielenie, odtłuszczanie, usuwanie chityny itp.) Przyjęto założenie, iż wyprodukowanie tony PAP owadziego wymaga zaangażowania jednego pracownika. Jest to osoba wykonująca prace proste, wymagające podstawowej wiedzy z zakresu technologii chowu insektów, przetwórstwa larw, a także obsługi urządzeń technicznych wykorzystywanych w procesie technologicznym. Koszty wynagrodzeń wraz z narzutami przyjęto na poziomie 4000 zł./miesiąc. Podstawę stanowiło przeciętne miesięczne wynagrodzenie pracowników przemysłowych wykonujących prace proste, określone przez GUS (Główny Urząd Statystyczny, Rocznik Statystyczny Rzeczpospolitej Polskiej, Warszawa 2019). Przyjęto również, iż przeciętna długość cyklu hodowlanego wyniesie 3 m-ce. Kalkulacja: 1 osoby x 4000 zł/mc x 3 mc = 12000 zł

Karma dla osobników dorosłych i larw	1870 zł	Zgodnie z technologią chowu Mącznika młynarka kluczowym aspektem warunkującym efekty produkcji jest odpowiednie karmienie. Dotyczy to zarówno osobników dorosłych, jak też larw. W niniejszej kalkulacji przyjęto następujące założenia: – hodowla 1 tony żywca owadziego wymaga 1,7 ton karmy suchej z domieszką karmy mokrej, – owady karmione będą mieszanką w następujących proporcjach: pasza sucha (otręby/śruta takich zbóż jak pszenica, żyto, owies - 65%), pasza wilgotna (warzywa takie, jak marchew, burak, ziemniak – 20%), pasza białkowa (bobik, groch, łubin - 15%). Dla potrzeb kalkulacji przyjęto następujące ceny rynkowe poszczególnych składników żywieniowych: pasza sucha (600 zł/t), pasza wilgotna (200 zł/t) pasza białkowa (800 zł/t). Kalkulacja dla 1 tony żywca owadziego: – pasza sucha: 1,105 t. x 600 zł/1 t. = 663 zł – pasza wilgotna: 0,34 t. x 200 zł/1 t. = 68 zł – pasza białkowa: 0,255 t. x 800 zł t. = 204 zł Razem: 663 zł + 68 zł + 204 zł = 935 zł Ponadto przyjęto założenie dotyczące strat żywca powstałych w toku hodowli oraz ubytku masy ciała larw poddawanych przetworzeniu w PAP owadzi. Łącznie ubytek ten osiągnie poziom 50%. Tym samym wytworzenie 1 tony PAP owadziego wymagać będzie nakładów żywieniowych na poziomie produkcji 2 ton żywca owadziego. Kalkulacja dla 1 tony PAP owadziego: 935 zł (koszt dla 1 tona żywca owadziego) / 0,5 (współczynnik strat i ubytków) = 1870 zł Koszt oszacowano w oparciu o hurtowe ceny komponentów surowcowych na podstawie analizy dostępnych ofert hurtowej sprzedaży poszczególnych komponentów.
Energia elektryczna	1250 zł	Koszt energii elektrycznej związany jest z bieżącą obsługą i funkcjonowaniem urządzeń technicznych wykorzystywanych w procesie chowu larw oraz przetwarzania ich w PAP owadzi. Obejmuje on koszty: – oświetlenia pomieszczeń produkcyjnych, – funkcjonowania systemów grzewczych, systemów rekuperacji oraz recyrkulacji powietrza, – zużycia energii związanego z przetworzeniem larw w PAP owadzi, – pozostałe koszty związane z obsługą drobnych urządzeń technicznych. Kalkulacja: 2,5 m-ca x 500 zł (przeciętny miesięczny koszt zużycia prądu uwzględniający moc i czas pracy urządzeń technicznych oraz cenę rynkową energii elektrycznej) = 1250 zł Cenę prądu (0,45 zł/kWh) przyjęto na podstawie ofert poszczególnych dostawców energii elektrycznej do przedsiębiorstw.
Materiały eksploatacyjne	1000 zł	Koszt podyktowany jest koniecznością nabycia odzieży ochronnej dla personelu obsługi, środków czystości, zużycia wody, wymiany zużytych bądź zniszczonych pojemników na insekty, sit oraz innych zasobów operacyjnych. Koszt oszacowano na podstawie ofert rynkowych dostawców poszczególnych materiałów eksploatacyjnych.
Razem koszt jednostkowy	16120 zł	

Źródło: opracowanie własne na podstawie aktualnych cen rynkowych środków obrotowych oraz stawek wynagrodzeń wraz z narzutami.

Następnym etapem jest przyjmowanie i wstępne przetwarzanie bioodpadów stanowiące pożywienie larw. Bardzo ważne jest, aby odpady nadawały się do karmienia larw. Pierwszy etap obejmuje kontrolę odpadów, która zapewnia, że nie zawierają one żadnych niebezpiecznych materiałów, ani substancji nieorganicznych. Dalsze etapy obejmują zmniejszenie wielkości cząstek odpadów, odwodnienie odpadów, jeśli mają one zbyt wysoką wilgotność i/lub zmieszanie różnych rodzajów odpadów organicznych, aby zapewnić larwom odpowiednie zrównoważone pożywienie o odpowiedniej wilgotności (70-80%).

Kolejną fazą jest karmienie larw na bazie bioodpadów – 5-dniowe larwy z jednostki hodowlanej karmione są bioodpadami w pojemnikach przetwórczych. Młode larwy żywią się bioodpadami i rosną, a tym samym przetwarzają i redukują odpady. Założenie: 10 000 5-dniowych larw w pojemniku przetwórczym (40 x 60 x 17 cm) żywi się 15 kg mokrych odpadów (75% wody) przez 12 dni.

Następnie należy przygotować zbiór produktów – po 12 dniach przetwarzania odpadów przez larwy Hermetia illucens każdy pojemnik przetwórczy zostaje opróżniony. Na tym etapie larwy osiągnęły maksymalną masę, ale jeszcze nie przekształciły się w prepoczwarki. Ich wartość odżywcza jest zatem największa. Zbiór produktów jest procesem, w którym larwy są oddzielane od pozostałości. Można to zrobić za pomocą ręcznego lub automatycznego sita wstrząsowego.

Kolejnym krokiem jest obróbka larw i pozostałości - larwy oraz pozostałości odpadów, mogą być dalej przetwarzane. Zazwyczaj pierwszym krokiem jest uśmiercenie larw. Kolejne etapy mogą polegać na obróbce larw w wysokiej bądź niskiej temperaturze. Natomiast typowym etapem obróbki pozostałości jest kompostowanie lub przekazanie do fermentatora biogazu w celu produkcji paliwa.

W dalszej kolejności świeżo zebrane larwy można mieszać z innymi składnikami (np. śrutą sojową, sorgo, kukurydzą itp.) aby uzyskać mieszankę, która spełnia wymogi żywieniowe zwierzęcia docelowego (np. różne gatunki ryb) Mieszaninę można podawać bezpośrednio do granulatora, który prasuje z niej granulki paszowe.

Ostatnim etapem jest dalsze przetwarzanie zebranych uśmierconych larw – mrożenie ułatwia przechowywanie, jest jednak energochłonne. Suszenie w piecu zmniejsza zawartość wody, a także ułatwia przechowywanie (należy uzyskać wilgotność poniżej 10%). Wysuszone larwy można odtłuścić przy pomocy prasy do wyciskania oleju lub wirówki. W procesie tym następuje separacja tłuszczu od białka, które można następnie suszyć i przechowywać. Białko larwy powinno zawierać poniżej 10% tłuszczu, aby mogło być przechowywane bez zepsucia. Larwa pozbawiona tłuszczu może zastąpić mączkę rybną w paszach dla zwierząt.

Biorąc pod uwagę cykl hodowlany przyjęto, że okres chowu żywca i przetworzenia go w 1 tonę PAP owadziego na bazie Hermetia illucens wynosi 20 dni. W tym czasie możliwe jest wytworzenie określonej partii produktu, przy czym uzależnione jest to wyłącznie od wielkości stada hodowlanego i mocy przerobowych zakładu. W tabeli 13 została przedstawiona symulacja kosztu wytwo-

rzenia w tym okresie 1 tony PAP owadziego. Zakłada się ponadto, że w obecnych uwarunkowaniach technologicznych zwielokrotnienie tej wielkości wymagać będzie odpowiedniego zwielokrotnienia ustalonej wysokości kosztu. Wzrost efektywności kosztowej w przyszłości będzie natomiast możliwy głównie dzięki wzrostowi wydajności pracy.

Z przeprowadzonych kalkulacji wynika, iż głównym źródłem nakładów są koszty wynagrodzeń kadry pracowniczej. Stanowiły odpowiednio – 70,4% dla produkcji PAP owadziego na bazie Mącznika młynarka oraz 69,6,1% dla produkcji na bazie Hermetia illucens. Wynika to z przyjętych założeń, iż poszczególne czynności procesu hodowlanego, obróbki larw, jak też przetworzenia ich w PAP owadzi, wykonywane są w sposób manualny. Jest to zjawisko typowe dla małych zakładów o ograniczonych zdolnościach wytwórczych, niskim poziomie mechanizacji i uproszczonych metodach organizacji pracy. Znajduje również potwierdzenie

Tabela 13. Kalkulacja technicznego kosztu wytworzenia 1 tony PAP owadziego na bazie Hermetia illucens

Nazwa kosztu	Wartość	Uzasadnienie i specyfikacja kosztu
Wynagrodzenia kadry pracowniczej wraz z narzutami	8000 zł	Zatrudnienie kadry pracowniczej podyktowane jest koniecznością wykonania następujących czynności: – techniczne przygotowanie procesu hodowlanego (m.in. przygotowanie pojemników hodowlanych, urządzeń służących separacji owadów, karmy dla larw oraz osobników dorosłych), – manipulowanie procesem chowu, w tym uzupełnianie karmy, usuwanie martwych jednostek (larw, osobników dorosłych), – uzupełnianie stada podstawowego, – zbieranie jaj i lokowanie ich specjalnie dedykowanych pojemnikach, – separacja larw, – usuwanie pozostałości pohodowlanych (odchody larw, pozostałości karmy), – bieżący monitoring procesu hodowlanego – temperatura, wilgotność, zagęszczenie owadów, zużycie karmy i inne, – zaopatrywanie procesu technologicznego w niezbędne materiały, w tym karmę, odzież ochronną, środki czystości i inne. – obsługa procesu przetworzenia larw w PAP owadzi (mielenie, odtłuszczanie, usuwanie chityny itp.) Przyjęto założenie, że wyprodukowanie tony PAP owadziego wymaga zaangażowania dwóch pracowników – 1 do obsługi chowu oraz 1 do obsługi procesu przetwarzania larw w PAP owadzi. Są to osoby wykonujące prace proste, wymagające podstawowej wiedzy z zakresu technologii chowu insektów, przetwórstwa larw, a także obsługi urządzeń technicznych wykorzystywanych w procesie technologicznym. Koszty wynagrodzeń wraz z narzutami przyjęto na poziomie 4000 zł./miesiąc. Podstawę stanowiło przeciętne miesięczne wynagrodzenie pracowników przemysłowych wykonujących prace proste, określone przez GUS (Główny Urząd Statystyczny, Rocznik Statystyczny Rzeczpospolitej Polskiej, Warszawa 2019). Przyjęto również, iż przeciętna długość cyklu hodowlanego wyniesie 1 miesiąc w tym 12 dni obejmuje proces karmienia larw od postaci 5-dniowej. Kalkulacja: 2 osoby x 4000 zł/mc x 1 mc = 8000 zł

Karma dla larw	500 zł	Zgodnie z technologią chowu Hermetia illucens kluczowym aspektem warunkującym efekty jest odpowiednie karmienie. Dotyczy to larw. W niniejszej kalkulacji przyjęto następujące założenia: – 1 tona larw 13-dniowych to około 7 mln larw (przelicznik 100 larw = 12,88g[1]) – 7 mln larw wymaga 10,5 t pokarmu na tydzień, w ciągu 12 dni jest to 18 ton[2] – chów 1 tony larw wymaga 18 ton karmy mokrej (75% wody), – produkcja 1 tony PAP owadziego (suche zmielone larwy) wymaga około 36 ton karmy mokrej. Wynika to z utraty masy ciała larw poddawanych obróbce. Przyjęto założenie, iż poziom utraty masy wyniesie 50%. Tym samym wytworzenie tony PAP owadziego wymaga przetworzenia 2 ton dojrzałych larw, – biorąc pod uwagę, że karmę stanowią bioodpady, jedynymi kosztami są: koszt kontroli jakości bioodpadów (wynagrodzenie 2 pracowników), koszt rozdrabniania (koszt energii zużytej przez rozdrabniarkę), koszt osuszania (dodanie suchych komponentów karmy) lub nawadniania odpadów (koszt wody 500 zł).
Energia elektryczna	2000 zł	Koszt energii elektrycznej związany jest z bieżącą obsługą i funkcjonowaniem urządzeń technicznych wykorzystywanych w procesie chowu larw oraz przetwarzania ich w PAP owadzi. Obejmuje on koszty: – oświetlenia pomieszczeń produkcyjnych, – koszt energii wykorzystanej przez urządzenia do przystosowania bioodpadów (rozdrabniarka) – koszty funkcjonowania systemów grzewczych oraz systemów wentylacyjnych, – koszty zużycia energii związane przetworzeniem larw w PAP owadzi, – pozostałe koszty związane z obsługą drobnych urządzeń technicznych Kalkulacja: 1 miesiąc x 2000 zł (przeciętny miesięczny koszt zużycia prądu uwzględniający moc i czas pracy urządzeń technicznych oraz cenę rynkową energii elektrycznej) = 2000 zł Cenę prądu (0,45 zł/kWh) przyjęto na podstawie ofert poszczególnych dostawców energii elektrycznej do przedsiębiorstw.
Materiały eksploatacyjne	1000 zł	Koszt podyktowany jest koniecznością nabycia odzieży ochronnej dla personelu obsługi, środków czystości, zużycia wody, wymiany zużytych bądź zniszczonych pojemników na insekty, sit oraz innych zasobów operacyjnych. Koszt oszacowano na podstawie dostępnych ofert rynkowych dostawców poszczególnych materiałów eksploatacyjnych.
Razem koszt jednostkowy wyprodukowania 1 tony PAP owadziego	11500 zł	

Źródło: opracowanie własne na podstawie aktualnych cen rynkowych środków obrotowych oraz stawek wynagrodzeń wraz z narzutami.

w dostępnych analizach z zakresu opłacalności hodowli insektów[30]. Skalkulowany w ten sposób nakład należy traktować jako punkt wyjścia do określenia pułapu kosztowego umożliwiającego osiągnięcie akceptowalnego poziomu rentowności przy uwzględnieniu alternatywnych źródeł białka (soja, rośliny strączkowe, rzepak itp.).

[30] Niyonsaba, H.H., Höhler, J., Kooistra, J. , Van der Fels-Klerx, H.J., Meuwissen, M.P.M. 2021. Profitability of insect farms. Journal of Insects as Food and Feed. Special Issue: Advancement of insects as food and feed in a circular economy, p. 1-12.

Tabela 14. Hurtowe ceny PAP owadziego wytworzonej na bazie Mącznika młynarka oraz Hermetia illucens w 2021 r.

Nazwa producenta	Cena (USD/1 tonę)
Mącznik młynarek	
Qingdao Ever-Success Trading Co., Ltd.	1100-1200
Yiwu Jadear Trading Co., Ltd	1200-1800
High Sincere Pets Inc.	1500
Hermetia illucens	
VIET D.E.L.T.A INDUSTRIAL CO.,LTD	1000-3000
Shanxian Yongzheng Pet Food Co., Ltd.	1000

Źródło: opracowanie własne na podstawie cen poszczególnych producentów.

Jednym z kierunków, w których należy upatrywać redukcji kosztów jest mechanizacja, a w wybranych obszarach wręcz automatyzacja poszczególnych elementów procesu[31]. Przykład może stanowić automatyzacja separacji larw poprzez stosowanie sit wibracyjnych, mechanizacja procesu usuwania odchodów, czy też mechanizacja oddzielania poczwarek od stada podstawowego. Wdrażanie tego rodzaju rozwiązań w sposób istotny ogranicza zapotrzebowanie na pracę ludzką, a tym samym obniża udział kosztów zatrudnienia.

Wdrażanie postępu techniczno-organizacyjnego stymuluje również wzrost wydajności pracy, umożliwiający osiągnięcie efektów skali produkcji. W tym kontekście należy podkreślić, iż hodowla owadów na potrzeby przemysłu paszowego powinna mieć charakter masowy. Tylko w takim przypadku możliwe będzie zaspokojenie znaczących potrzeb surowcowych producentów pasz. Efekt skali produkcji powoduje spadek jednostkowych kosztów stałych, przez co obniżeniu ulegają całkowite koszty wytworzenia. Spadkowi ulegają również jednostkowe koszty zmienne produkcji, co jest związane z możliwością uzyskania rabatów ilościowych od dostawców środków obrotowych (karma, środki czystości, energia elektryczna i inne).

Konieczność redukcji kosztów znajduje też potwierdzenie w obecnych cenach rynkowych poszczególnych komponentów surowcowych (tabela 14).

Z przeglądu dostępnych ofert hurtowej sprzedaży wynika, iż cena PAP owadziego wytwarzanego na bazie Mącznika młynarka kształtuje się w granicach od 1100 do 1800 USD/tonę, a zatem jest znacząco niższa w stosunku do technicznego kosztu wytworzenia określonego w tabeli 12. Podobne zjawisko obserwuje się w odniesieniu do produktu powstałego na bazie Hermetia illucens. Ceny kształtują się tu w przedziale od 1 do 3 tys. USD/tonę i w sposób istotny odbiegają od kosztu przyjętego w niniejszym opracowaniu.

[31] Van Huis A. 2013. Potential of Insects as Food and Feed in Assuring Food Security. Annual Review of Entomology, Vol. 58, p. 568.

4.3. Hodowla owadów na potrzeby rynku paszowego w Polsce

W tabeli 15 przestawiono oszacowanie rocznego zapotrzebowania w skali polskiego rynku paszowego na komponent owadzi, uwzględniając przy tym trzy alternatywne wartości współczynnika zastąpienia: 5%, 10% oraz 20% dla soi i roślin strączkowych takich jak bobik i łubin. Współczynniki zastąpienia komponentów roślinnych pasz przez komponent owadzi zostały przyjęte na podstawie badań nad recepturami dla potrzeb testów żywieniowych w dużej skali fermowej. Wielkości te mają w tym wypadku znaczenie czysto symulacyjne w odniesieniu

Tabela 15. Oszacowanie rocznego zapotrzebowania na komponent owadzi dla produkcji pasz w Polsce (dane w tys. ton oraz w %)

	Roczne zużycie komponentu roślinnego na produkcję paszy (tys. ton) 2020 rok	Proponowany udział komponentu owadziego (%)	Roczne zapotrzebowanie na komponent owadzi (tys. ton)
Pasza dla drobiu			
Soja	1511,55	5	75,58
		10	151,15
		20	302,31
Bobik, łubin i inne	293,31	5	14,66
		10	29,33
		20	58,66
Pasza dla trzody			
Soja	575,29	5	28,76
		10	57,53
		20	115,06
Bobik, łubin i inne	111,63	5	5,58
		10	11,16
		20	22,33
Pasza dla ryb i inne			
Soja	74,45	5	3,72
		10	7,44
		20	14,89
Bobik, łubin i inne	14,45	5	0,72
		10	1,44
		20	2,89

Źródło: obliczenia własne

do oszacowania zapotrzebowania na substrat owadzi do produkcji pasz w skali całego rynku polskiego.

Dodatkowo dokonano podziału zapotrzebowania ze względu na segmenty rynku paszowego obejmujące paszę dla drobiu, trzody chlewnej oraz ryb i innych. Jako komponent owadzi przyjęto PAP wykonany ze zmielonych larw owadów. W oszacowaniu wykorzystano dane na temat produkcji roślinnej za rok 2020[32].

W odniesieniu do pasz dla drobiu, w przypadku 5% zastąpienia komponentu roślinnego, roczne zapotrzebowanie na PAP owadzi szacuje się na poziomie około 90 tys. ton, dla 10% zastąpienia – 180 tys. ton, a dla 20% – 360 tys. ton. Produkcja pasz dla trzody chlewnej wymaga zabezpieczenia surowca przy 5%, 10% i 20% zastąpieniu odpowiednio na poziomie: 34 tys. ton, 68 tys. ton oraz 137 tys. ton produkcji owadziej. Zastąpienie komponentów roślinnych w produkcji pasz dla ryb i innych stwarza roczne zapotrzebowanie na komponent owadzi na poziomie: dla 5% zastąpienia 4,4 tys. ton, dla 10% zastąpienia 8,9 tys. ton, a dla 20% zastąpienia 17 tys. ton.

Przedstawione szacunki pozwalają określić niezbędną do utworzenia skalę rocznych zdolności produkcyjnych w odniesieniu do przemysłu hodowli insektów. Należy podkreślić, że taka skala hodowli wymaga powstania wysoko wydajnych procesów, w których praca w znacznym stopniu zostanie zautomatyzowana.

W obecnej chwili na terenie Polski powstają wydajne technologie chowu owadów. Z punktu widzenia ekonomicznego wysoka wydajność pozwala optymalizować koszt jednostkowy, w kierunku wykorzystania efektów skali. Docelowym benchmarkiem w tym zakresie pozostają jednostkowe koszty paszowych komponentów roślinnych (soja, rośliny strączkowe), które w obecnych warunkach rynkowych zapewniają opłacalność produkcji zwierzęcej przy względnie stabilnych cenach dla konsumenta finalnego.

Z tego względu oszacowano średni jednostkowy koszt produkcji komponentów roślinnych wykorzystywanych do produkcji pasz, na bazie kosztu jednostkowego i udziału poszczególnych komponentów roślinnych w produkcji pasz na rynku polskim[33]. Oszacowany w ten sposób średni koszt jednostkowy wyniósł 1377,36 zł na 1 tonę produkcji komponentu paszowego. Wielkość ta stanowi docelowy maksymalny benchmark kosztowy dla chowu oraz przetwarzania owadów do celów paszowych w Polsce.

Na tej podstawie oszacowano roczne koszty całkowite chowu i przetwarzania owadów dla przyjętej wcześniej skali produkcji. W tabeli 16 został ujęty koszt w milionach złotych z podziałem na segmenty rynku paszowego. W zależności od przyjętego współczynnika zastąpienia roczny koszt produkcji kompo-

[32] Instytut Ekonomiki Rolnictwa i Gospodarki Żywnościowej. 2020. Ocena sytuacji na światowym i krajowym rynku roślin białkowych w aspekcie bilansu paszowego, Warszawa.

[33] Wyliczenie na podstawie: Zbiorcze zestawienie kalkulacji kosztów i opłacalności produkcji: soi, grochu, bobiku, łubinu wąskolistnego, łubinu żółtego, Opolski Ośrodek Doradztwa Rolniczego, marzec 2019; https://oodr.pl/wp-content/uploads/2019/04/5ca5fdf6b9724.pdf

nentu owadziego dla segmentu rynku pasz dla drobiu kształtuje się w przedziale od blisko 125 mln zł do około 500 mln zł. W przypadku pasz dla trzody chlewnej określony przez współczynnik zastąpienia przedział kosztu kształtuje się od 47 mln zł do około 190 mln zł. W odniesieniu do pasz dla ryb i innych, koszt chowu owadów oraz przetworzenia ich w PAP owadzi powinien zawierać się w przedziale od 6 do 25 mln zł.

Przyjęte szacunki kosztów stanowią punkt wyjścia do przygotowania założeń odnośnie nakładów infrastrukturalnych i technologicznych, dzięki którym powstaną uwarunkowania produkcyjne pozwalające na wielkoskalową produkcję owadów do celów żywienia przemysłowego zwierząt.

Maksymalne zapotrzebowanie na PAP owadzi w roli komponentu paszowego jako substytutu dla soi i roślin strączkowych na poziomie 20% zastąpienia, wynosi 520 tys. ton rocznie. Odpowiada to w przybliżeniu skali produkcji reprezentowanej przez czwartego pod względem udziału w rynku pasz w Polsce producenta, firmę Agrocentrum. Biorąc jednak pod uwagę początkowy etap rozwoju rynku i mając na uwadze bezpieczeństwo żywieniowe można przyjąć, że szacowaną wielkość zapotrzebowania zaspokoją trzy firmy o skali produkcji 200 tys. ton rocznie (na rynku pasz przykładem takiej skali jest firma Ekoplon). Przy większym rozproszeniu produkcji jak to obserwujemy obecnie, nie jest

Tabela 16. Oszacowanie rocznego kosztu produkcji komponentu owadziego dla zaspokojenia produkcji pasz w Polsce

Oszacowanie rocznego kosztu produkcji komponentu owadziego pasz dla drobiu		
Wyszczególnienie	Udział (%)	Koszt (mln zł)
Poziom kosztu chowu i przetworzenia owadów na potrzeby pasz dla drobiu, dopasowany do uwarunkowań kosztowych producentów składników pasz dla, poziomu zastąpienia 5%, 10% i 20%	5	124,30
	10	248,60
	20	497,20
Oszacowanie rocznego kosztu produkcji komponentu owadziego pasz dla trzody		
Wyszczególnienie	Udział (%)	Koszt (mln zł)
Poziom kosztu chowu i przetworzenia owadów na potrzeby pasz dla trzody, dopasowany do uwarunkowań kosztowych producentów składników pasz dla, poziomu zastąpienia 5%, 10% i 20%	5	47,31
	10	94,61
	20	189,23
Oszacowanie kosztu komponentu owadziego do produkcji pasz dla ryb i innych (mln zł)		
Wyszczególnienie	Udział (%)	Koszt (mln zł)
Poziom kosztu chowu i przetworzenia owadów na potrzeby pasz dla ryb i innych, dopasowany do uwarunkowań kosztowych producentów składników pasz, dla poziomu zastąpienia 5%, 10% i 20%	5	6,12
	10	12,24
	20	24,49

Źródło: obliczenia własne

możliwym osiągnięcie benchmarku kosztowego na poziomie 1300-1400 zł za tonę, co jest warunkiem utrzymania neutralności kosztowej substytucji komponentów paszowych przez komponent owadzi.

Większość systemów chowu przemysłowego owadów obejmuje dwie oddzielne jednostki: jedną do utrzymania kolonii hodowlanych i jedną do tuczu larw. Chów dorosłych owadów i produkcja jaj jest prawdopodobnie najbardziej krytycznym etapem rozwoju skutecznego systemu hodowlanego. Z tego względu koncentracja hodowli owadów do celów paszowych w dwóch trzech zakładach na terenie kraju stwarza możliwość zapewnienia odpowiedniego zaplecza infrastrukturalnego i technologicznego.

Alternatywnym podejściem dla zapewnienia wiedzy specjalistycznej potrzebnej do odchowu dorosłych osobników byłoby scentralizowanie produkcji jajeczek w fabryce, która następnie rozprowadzałaby larwy noworodków do licznych zdecentralizowanych jednostek (gospodarstw) realizujących tucz larw na mniejszą skalę[34]. Celem takiego systemu byłaby decentralizacja przetwarzania odpadów organicznych niezbędnych do chowu owadów. Biorąc pod uwagę konieczność stworzenia efektywnego systemu pozyskiwania odpadów do hodowli owadów na cele paszowe, rozproszony tucz larw wydaje się bardziej korzystny biorąc pod uwagę możliwość powstania lokalnych łańcuchów dostaw odpadów, opartych o lokalne przedsiębiorstwa i przetwórców odpadów.

Podsumowanie

Wykorzystanie hodowli owadów do zastąpienia na poziomie 5%, 10% lub 20% komponentów roślinnych w produkcji pasz uwarunkowane jest wprowadzeniem wielkoskalowego procesu chowu i przetwarzania owadów. Opłacalność wielkoskalowej hodowli determinowana jest wydajnością kluczowych procesów, która warunkowana jest implementacją innowacyjnych rozwiązań technologicznych. Ustalony benchmark kosztowy dla chowu i przetworzenia owadów do celów paszowych wynoszący 1300-1400 zł za tonę surowca, stanowi warunek stabilności kosztowej produkcji pasz, a co za tym idzie opłacalności całego łańcucha produkcji zwierzęcej. Biorąc pod uwagę, że obecny poziom (początek 2021 roku) rozwoju hodowli owadów w Polsce jest na wczesnym etapie, stworzenie opłacalnej, masowej hodowli owadów do celów paszowych wymaga na dzień dzisiejszy znacznej redukcji kosztu jednostkowego w celu osiągnięcia zakładanego benchmarku. Należy przy tym podkreślić, że jest to możliwe poprzez zastosowanie trzech podjeść:

– automatyzacji (ograniczenie nakładu pracy ludzkiej),
– organizacji procesów i struktury produkcyjnej,
– powstania systemu dotacji do kosztu produkcji.

[34] Halloran A., Flore R., Vantomme P., Roos N., 2018, Edible Insects in Sustainable Food Systems, Springer International Publishing AG, 20018, s. 243.

Roczne zapotrzebowanie na poziomie 520 tys. ton PAP owadziego mogą zaspokoić trzy podmioty produkcyjne w skali kraju, co odpowiada przeciętnej skali produkcji na poziomie 170 do 200 tys. ton.

Konieczność obniżenia kosztów znajduje też potwierdzenie w danych dotyczących rynkowych cen analizowanych komponentów surowcowych. Ceny te są znacząco niższe w odniesieniu założeń kosztowych przyjętych w niniejszym opracowaniu. Z jednej strony wskazuje to na niską opłacalność stosowania uproszczonych metod hodowli oraz działania w niewielkiej skali, z drugiej natomiast na znaczący potencjał związany z postępem techniczno-organizacyjnym.

5. Środowiskowe i rynkowe aspekty pozyskiwania białka z owadów

Aspekty żywieniowe i zdrowotne nie są jedynymi korzyściami, które wynikają z hodowli owadów przeznaczonej do produkcji białka, jako dodatku do pasz w hodowli zwierząt gospodarskich. Jednym z aspektów wykorzystania owadów w sektorze spożywczym jest wzgląd środowiskowy i ekologiczny. Wśród najważniejszych korzyści wynikających z produkcji białka owadziego możemy wyróżnić:

– Niską emisję gazów cieplarnianych, w tym amoniaku, metanu, tlenku azotu i dwutlenku węgla[35]. Globalna emisja amoniaku w świecie szacowana jest na około 62 mln ton rocznie, a w krajach europejskich na 8 mln ton. Rolnictwo przyczynia się do 98% emisji amoniaku, przy czym za 72% emisji odpowiadają odchody zwierząt gospodarskich[36]. Hodowla owadów nie jest uciążliwa dla środowiska pod tym względem. W produkcji owadów w porównaniu np. do hodowli krów emisja gazów cieplarnianych jest 700-800 razy mniejsza, a w przypadku trzody chlewnej od 10 do 100 razy mniejsza w przeliczeniu na kilogram masy[37]. Wynika z tego, że owady to w tej chwili zwierzęta najmniej zanieczyszczające środowisko.
– Znacznie mniejsze wymagania co do powierzchni hodowli. Owady można hodować biorąc pod uwagę całą kubaturę pomieszczenia, co nie jest do zastosowania przy hodowlach innych gatunków zwierząt. W przypadku hodowli np. mącznika młynarka w skrzynkach o pojemności około 0,07m^3 można obsadzić od 1,5 do 2 kg larw tego owada. Działanie takie pozwala na osiągnięcie podwójnych korzyści. Po pierwsze, obniża ono koszty chowu związane

[35] Riera A., Lenaghan M., Black Soldier Fly. A Circular Economy Solution for Scotland. European Regional Development Fund; https://www.zerowastescotland.org.uk/sites/default/files/Black%20Soldier%20Fly%20-%20a%20circular%20economy%20solution%20for%20Scotland.pdf; dostęp z dn. 30.03.2021.

[36] Bartkowicz J. 2018. Owady jadalne w aspekcie żywieniowym, ekonomicznym i środowiskowym, Handel Wewnętrzny, 2(373), s. 77–89.

[37] Wiza P.L. 2019. Charakterystyka owadów jadalnych jako alternatywnego źródła białka w ujęciu żywieniowym, środowiskowym oraz gospodarczym, Postępy techniki przetwórstwa spożywczego, 1, s. 98-102.

z budową wielu hal produkcyjnych, przez co oszczędza powierzchnię gruntów ornych. Ograniczona dostępność gruntów, będąca najbardziej rygorystycznym ograniczeniem w żywieniu światowej populacji powoduje, że hodowlę owadów należy uznać za najbardziej zrównoważoną alternatywę dla produkcji mleka, drobiu, wieprzowiny i wołowiny[38]. Po drugie, produkcja w systemie trójwymiarowym jest produkcją najmniej oddziałującą na otoczenie, ponieważ hodowane gatunki owadów są bardzo bezpieczne w sensie bioasekuracji, czyli ochrony biologicznej i zdrowotnej gospodarstwa.

– Mniejsze koszty ekonomiczne hodowli owadów związane z ich skarmianiem. Owady spożywają roślinną biomasę, gdzie często jest to żywność niespełniająca wymogów sprzedaży konsumenckiej, czyli tzw. żywność roślinna drugiej kategorii. Produkcja owadów przetwarza, w sensie ekonomicznym żywność bezużyteczną, na produkty o wysokiej zawartości podstawowych składników odżywczych. Larwy owadów hodowlanych bowiem, w szczególności muchy Hermetia illucens i mącznika młynarka, posiadają wysoką zdolność biokonwersji materii organicznej na wysokowartościowe białko i tłuszcz[39]. Przykładowo, zawartość białka i tłuszczu w larwach H. illucens, w zależności od różnych substratów pokarmowych, stanowi przeciętnie odpowiednio 45% i 35% suchej masy. Wyniki badań prof. D. Józefiaka dowodzą, że z owadów „można wyprodukować PAP owadzi typu full-fat, czyli białkowo-tłuszczowe. Mogą to być także PAP owadzi odtłuszczone, czyli typowe izolaty białkowe. Otrzymujemy też czyste tłuszcze, które mogą mieć bardzo szerokie zastosowanie. W zależności od gatunku owada i tego czym się żywi, profil kwasów tłuszczowych ulega zmianie. Może być on bardziej przydatny np. do żywienia drobiu, trzody albo ryb. Mówimy o tłuszczach wysokiej jakości z bardzo ciekawym profilem kwasów tłuszczowych, będącym czymś pomiędzy tranem a olejem kokosowym”[40]. W tym miejscu należy zaznaczyć, że wskaźnik redukcji odpadów zjadanych przez owady sięga przeciętnie ponad 90%. Praktyka hodowlana wykazuje, że 40 tys. 5-dniowych larw na 1 m^2 powierzchni jest w stanie dokonać metabolizacji składników odżywczych z 60 kg bioodpadów w ciągu 12 dni, zamieniając je na biomasę larw. Taka działalność przyczynia się do naturalnego recyklingu składników odżywczych i jest zrównoważonym środowiskowo sposobem zagospodarowania zbędnych produktów pochodzących głównie z przemysłu spożywczego. Można przypuszczać zatem, że hodowle owadów mogłyby w wysokim stopniu rozwiązać powszechne

[38] Oonincx D.G.A.B., de Boer I.J.M. 2012. Environmental Impact of the Production of Mealworms as a Protein Source for Humans – A Life Cycle Assessment. 7(12), PLOS ONE, s. 1-5.

[39] Homska N., Kowalska J., Mikołajczak Z., Wachowiak R., Rawski M., Kierończyk B., Czekała W. 2021, Wykorzystanie Hermetia illucens w biokonwersji oraz biodegradacji odpadów i produktów ubocznych przemysłu rolno-spożywczego, Przegląd hodowlany, 1, s. 7-13.

[40] https://www.portalspozywczy.pl/mieso/wiadomosci/prof-damian-jozefiak-prezes-hipromine-caly-wywiad, 133327.html.

na świecie zjawisko marnowania żywności, zarówno na etapie jej produkcji jak i konsumpcji. Ponadto, do wyprodukowania tej samej ilości białka owady potrzebują kilkukrotnie mniej pożywienia, niż typowe zwierzęta hodowlane[41]. Jedną z istotnych korzyści związanych z hodowlą owadów jest minimalne zużycie wody. Owady bowiem, do swojego rozwoju nie potrzebują wody pitnej, gdyż wystarcza im woda zawarta w owocach i warzywach. Jest to nieporównywalny koszt odnosząc zużycie wody odpowiednio w hodowli świń czy bydła. Ten aspekt nabiera istotnego względu w Polsce, w której woda staje się jednym z najważniejszych czynników produkcji. Należy jednak zaznaczyć, że pomieszczenia dla owadów wymagają stałego monitoringu w kwestii wilgotności, temperatury i wentylacji. Niska wilgotność, czy obniżona temperatura powoduje, że owady zużywają nadmiernie swoje zapasy tłuszczowe, co może powodować niższe przyrosty larw i zwiększoną ich śmiertelność. Należy brać zatem pod uwagę zmienność i cykliczność kosztów hodowli owadów.

– Łatwość dystrybucji, wysoki współczynnik rozrodczości i krótki cykl reprodukcji[42]. Tempo uzyskiwania produktów spożywczych z owadów jest nieporównywalne z hodowanymi gatunkami zwierząt. Z 1 m^3 kubatury można otrzymać około 300 kg owadziego surowca spożywczego, co daje 75 kg czystego białka, przy 40 kg/m^2 surowca z drobiu i 0,13 kg/m^2 surowca z bydła[43]. Krótki cykl rozwoju np. muchy Hermetia illucens sprawia, że larwy owadów po kilku dniach ważą ponad 400-krotnie więcej niż bezpośrednio po wylęgu, uzyskując po dwóch tygodniach długość 2 cm. Na wytworzenie w procesie hodowlanym 1 kg masy owadów potrzeba 2 kg karmy, gdzie w przypadku trzody chlewnej wynosi to ok. 3 kg, a w przypadku bydła aż 8 kg.
– Produkcję PAP owadziego zawierającego chitynę, jako budulec szkieletów zewnętrznych owadów. Dodatek chininy do PAP owadziego ma istotny wpływ na wzmocnienie układu odpornościowego ryb oraz drobiu. Ponadto, składnik ten znacznie przyspiesza ich wzrost i może przyczynić się do obniżenia dawek antybiotyków w hodowli tych zwierząt[44]. Należy wspomnieć również, iż chityna ma szerokie zastosowanie w medycynie do produkcji preparatów gojących rany i materiałów opatrunkowych[45].

---

[41] Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2013. Edible insects. Future prospects for food and feed security, s. 171.

[42] Fitches E.C., Smith R. 2018. PROteINSECT: Insects as a Sustainable Source of Protein, w: Halloran A., Flore R, Vantomme P., Roos N. (red.), Eidble Insects in Sustainable Food Systems, Springler, 422.

[43] https://www.portalspozywczy.pl/mieso/wiadomosci/prof-damian-jozefiak-prezes-hipromine-caly-wywiad, 133327.html.

[44] Weiner A, Paprocka I., Kwiatek K. 2018. Wybrane gatunki owadów jako źródło składników odżywczych w paszach, Życie Weterynaryjne 93(7). s. 499-504.

[45] Skołucka-Szary K., Rieske P., Piaskowski S. 2016. Praktyczne aspekty zastosowania chityny i jej pochodnych w leczeniu ran, CHEMIK 70(2), s. 89-98.

– Możliwość produkcji nawozów do uprawy roślin z odchodów powstałych przy hodowli owadów[46]. Hodowla owadów bowiem nie generuje odpadów, a jedynym produktem ubocznym tej hodowli są ich odchody, w postaci drobnego granulatu. Odchody owadów, w szczególności mącznika młynarka są suche z powodu efektywnego wykorzystania wody dzięki reabsorbcji płynów przed wydaleniem. Nawóz taki może być również produkowany z odpadów pochodzących z owadów, powstałych przy ich rozwoju. Produkt jest wytwarzany z resztek larw chrząszcza czy muchy i może być również stosowany w rolnictwie ekologicznym. Waga wyprodukowanych odchodów w czasie rozwoju larwalnego H. illucens wynosi, w zależności od zastosowanej diety, od 21g do 114,13 na 100 losowo wybranych larw[47]. Odpowiednie certyfikaty zostały wydane np. przez francuską Agencję ds. Żywności, Środowiska i Bezpieczeństwa i Higieny Pracy (ANSES). Nawóz z resztek owadów może zapewnić producentom rolnym nowe narzędzie dla rolnictwa ekologicznego, które może potencjalnie zwiększyć plony przy jednoczesnym wytwarzaniu surowców wolnych od obróbki chemicznej lub syntetycznej. Testy przeprowadzone we francuskiej firmie hodującej owady Ynsect wykazały znaczny wzrost biomasy i plonów na wszystkich testowanych uprawach w porównaniu ze stosowaniem 100% nawozu chemicznego. Wysoka zawartość składników odżywczych i materii organicznej, a także właściwości fizykochemiczne sprawiają, że nawóz z owadów jest tak samo wydajny jak nawozy mineralne w żywieniu roślin i produkcji biomasy. Ponadto naukowcy odkryli poprawę zdrowia gleby przy jednoczesnym zapewnieniu dostarczania niezbędnych elementów dla upraw. Testy wykazały zwiększoną aktywność drobnoustrojów w porównaniu do gleby nawożonej nawozem mineralnym.
– Możliwość wykorzystania owadów w postaci sproszkowanej w przetwórstwie żywności jako dodatek funkcjonalny wiążący wodę czy tworzący emulsje, a rozwój metod przetwarzania owadów do celów spożywczych umożliwia odizolowanie czystego białka, czy ekstrahowanie tłuszczu[48].
– Możliwość stworzenia dzięki produkcji owadów zrównoważonego systemu żywnościowego i zaspokojenie rosnącego zapotrzebowania rynku na białko paszowe (które ma w ciągu najbliższych 15-20 lat wzrosnąć o 50%). Białko

[46] Rumpold B.A., Schlüter OK. 2013. Nutritional composition and safety aspects of edible insects. Molecular Nutrition & Food Research, 57, s. 802-823.

[47] Kierończyk B., Sypniewski J., Rawski M., Czekała W., Świątkiewicz S., Józefiak D. 2020. From waste to sustainable feed material: the effect of Hermetia illucens oil on the growth performance, nutrient digestibility, and gastrointestinal tract morphometry of broiler chickens, Annals of Animal Science,20(1), s. 157-177.

[48] Bueschke M., Kulczyński B., Gramza-Michałowska A., Kubiak T. 2017. Alternatywne źródła białka w żywieniu człowieka, Zeszyty Naukowe Szkoły Głównej Gospodarstwa Wiejskiego w Warszawie, Problemy Rolnictwa Światowego, 17(3), s. 49–59.

z owadów jadalnych może również rozwiązać narastający problem głodu na świecie[49] (FAO, 2009, 2013).

Hodowla owadów posiada jeszcze inny aspekt środowiskowo-ekonomiczny. Oprócz produkcji kompostu jako nawozu mineralnego do uprawy roślin, czy biohumusu w celu hodowli np. dżdżownic, generowane przez owady odchody wraz z pozostałościami paszy mogą posłużyć w procesie biokonwersji odpadów organicznych w biogazowniach rolniczych[50]. Biogazownie te, w coraz większym stopniu zagospodarowują odpady[51]. Biokonwersja odpadów roślinnych poprzez zjadanie ich przez owady, zmniejsza negatywny wpływ tych odpadów na środowisko oraz stwarza możliwość wytworzenia biopaliw gazowych. Badania pokazały, że wydajność larw i ich odpadów może być z powodzeniem stosowana do produkcji metanu na drodze fermentacji beztlenowej. Uzyskane potencjały biometanu są zbliżone, a często i wyższe od powszechnie stosowanych substratów do fermentacji beztlenowej, takich jak: obornik bydlęcy, obornik drobiowy, czy odpady owocowo-warzywne[52]. Pozyskane w wyniku ekstrakcji tłuszcze przyjmowały charakterystyki wydajnych substratów zarówno w warunkach mezofilowych jak i termofilowych. Sprzedaż produktów i energii wytworzonych na bazie larw owadów i ich odchodów może mieć istotny wpływ na poprawę kondycji ekonomicznej biogazowni[53].

Larwy H. illucens zawierają nasycone kwasy tłuszczowe, dzięki temu owady te mają wysoki potencjał do produkcji biopaliw, w szczególności biodiesla. Wykorzystanie larw owadów do tej produkcji jest bardzo konkurencyjne w stosunku do wykorzystania oleju rzepakowego. Kwasy te zapewniają wysoką kaloryczność i dobrą lepkość[54]. Ponadto, najważniejszą korzyścią wynikającą z zastosowania owadów w produkcji biopaliw jest minimalne użytkowanie gruntów, w porównaniu z uprawą rzepaku. Nawet nieznacznie wyższy współczynnik emisji CO_2 przy użyciu tłuszczu z owadów w porównaniu z rzepakiem,

---

[49] Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2009. How to Feed the World in 2050. Insights from an Expert Meeting at FAO 2050, 1, s. 1–35.

[50] Czekała W., Janczak D., Cieślik M., Mazurkiewicz J., Pulka J. 2020. Food Waste Management Using the Hermetia Illucens Insect, Journal of Ecological Engineering, 21(4), s. 212-216.

[51] Czekała W. 2019. Efektywność biokonwersji odpadów organicznych na biogaz w procesach fermentacji z wykorzystaniem owadów hermetia illucens, Wydawnictwo Uniwersytety Przyrodniczego w Poznaniu, Poznań, s. 145.

[52] Bulak P., Proc K., Pawłowska M., Kasprzycka A., Berus W., Bieganowski A. 2020. Biogas generation from insects breeding postproduction wastes, Journal of Cleaner Production, 224, 118777, s. 1-8.

[53] Czekała W. 2019. Efektywność biokonwersji odpadów organicznych na biogaz w procesach fermentacji z wykorzystaniem owadów hermetia illucens, Wydawnictwo Uniwersytety Przyrodniczego w Poznaniu, Poznań, s. 145.

[54] Salomone R., Saija, Mondello G., Giannetto A., Fasulo S., Savastano D. 2016. Environmental impact of food waste bioconversion by insects: Application of Life Cycle Assessment to process using Hermetia illucens, Journal of Cleaner Production, s. 1-16.

nie podważa potencjalnych korzyści (niskie koszty wytworzenia) zastosowania tych pierwszych[55]. Wyżej wymienione zalety zastosowania biomasy larw owadów skłaniają do przeprowadzenia wielu badań nad efektywnością produkcji biopaliw i wydajnością samego produktu końcowego. Obiecującą metodą produkcji biodiesla z larw H. illucens jest bezpośrednia transestryfikacja połączenia metanolu i rozpuszczalnika w postaci n-heksanu[56], zwiększająca kilkunastokrotnie wydajność paliwa. Inne badania polegają na zbadaniu możliwości przekształcenia CO_2 w lipidy do produkcji biodiesla poprzez połączenie fermentacji beztlenowej i biokonwersji larw H. illucens[57].

Białko owadów będące alternatywą dla importowanego białka roślinnego, często GMO, może stać się wartościowym składnikiem pasz dla zwierząt gospodarskich. Jednocześnie, pozyskanie tego surowca do produkcji pasz, otwiera szereg możliwości oddziaływania hodowli owadów na środowisko. Najważniejsza z nich to wysoki stopień konwersji, a tym samym biodegradacji odpadów organicznych i innych produktów z różnych branż przemysłu na wysokowartościowe białko i tłuszcz. Ponadto, hodowlę owadów cechuje niskie zużycie wody, powierzchni użytkowej poprzez wykorzystanie znacznej kubatury hal produkcyjnych, dostępność, związana z krótkim cyklem reprodukcji oraz niska emisja gazów cieplarnianych. Powyższe aspekty nabierają istotnego znaczenia w kontekście prognoz wysokiego wzrostu popytu na białko zwierzęce w perspektywie 20-30 letniej, podczas gdy już obecna produkcja zwierzęca powoduje poważną degradację środowiska.

Produkcja białka owadziego generuje również produkty uboczne w postaci odchodów larw i ich części, zawierające wysoki procent materii organicznej. Produkty te, jak pokazują badania, mogą być podstawowym składnikiem w wytwarzaniu nawozów do uprawy roślin oraz poprzez możliwość użycia ich w procesie fermentacji metanowej, mogą służyć do produkcji biogazu, a tym samym energii oraz biopaliw.

---

[55] Zheng L., Hou Y., Li W., Yang S., Li Q., Yu Z. 2013. Exploring the potential of grease from yellow mealworm beetle (Tenebrio molitor) as a novel biodiesel feedstock, Applied Energy, 2013, 101, s. 618-621.

[56] Nguyen H.C., Liang S., Li S., Su C., Chien C., Chen Y., Huong D.T.M. 2018. Direct transesterification of black soldier fly larvae (Hermetia illucens) for biodiesel production, Journal of the Taiwan Institute of Chemical Engineers, 85, s. 165-169.

[57] Pang W., Hou D., Ke J. Chen J., Holtzapple, M.T., Tomberlin, J.K., Chen H., Zhang J., Li, Q. 2020. Production of biodiesel from CO2 and organic wastes by fermentation and black soldier fly, Renewable Energy, Elsevier, 149, s. 1174-1181.

Zakończenie

Europejski sektor owadów jest obecnie nową niszą przemysłu rolniczego, który stopniowo przekształca się w kierunku istotnego segmentu z punktu widzenia jakości oraz zrównoważonego rozwoju. Przemysł ten cechuje potencjał, aby stać się strategicznym ogniwem łańcuchów żywnościowych i paszowych na rynkach krajów Unii Europejskiej. Relatywnie niskie wymagania inwestycyjne, technologiczne oraz szybkie cykle hodowlane i niskie bariery wejścia na rynek to atuty, które przyczyniają się do globalnego wzrostu tego nowatorskiego sektora rolno-spożywczego.

W związku z powyższym na całym świecie powstają liczne uregulowania prawne dotyczące hodowli i dodatku białka z owadów do pasz. Polska nie posiada krajowych uregulowań, natomiast opiera się na ustaleniach UE. Rozporządzenie Komisji (UE) 2021/1372 (zmieniające załącznik IV do rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 999/2001 umożliwiło stosowanie przetworzonego białka owadzie w paszach dla drobiu oraz trzody chlewnej.

Jak wynika z przeprowadzonych badań wśród czołowych producentów pasz, Polska posiada dużą perspektywę stosowania białka owadów - istnieje zapotrzebowanie na alternatywy źródeł białka w żywieniu zwierząt. Większość firm paszowych bierze pod uwagę lub już stosuje białko owadów w swoich produktach oraz przewiduje, że ich odbiorcy będą skłonni do kupowania produktów zawierających białko owadów. W związku z powyższym niezbędne są zarówno analizy umożliwiające określenie ekonomicznej opłacalności, jak i prace nad uregulowaniami prawnymi, które umożliwią stosowanie owadziej alternatywy nie tylko w żywieniu zwierząt domowych i akwakultury ale także w żywieniu drobiu i trzody.

Obecny poziom przygotowania produkcyjnego tej branży nie pozwala na uzyskanie niskiego kosztu produkcji PAP owadziego. Kalkulacja technicznego kosztu wytworzenia 1 tony PAP owadziego na bazie Mącznika młynarka wynosi 16 120 zł, natomiast na bazie Hermetia illucens 11 500 zł. Stworzenie ekonomicznie opłacalniej produkcji owadów do celów dodatków do pasz w Polsce, wymaga masowego charakteru tej produkcji, jej automatyzacji i programów wsparcia finansowego. Takie działania pozwoliłyby dojść do znaczącej redukcji kosztu jednostkowego w celu osiągnięcia zakładanego benchmarku (śruta sojowa).

Produkcja i wykorzystanie owadziej alternatyw białkowej w żywieniu zwierząt ma inne ekonomiczne-środowiskowe walory. Uznano, iż wśród najważniejszych korzyści wynikających z produkcji białka owadziego można wyróżnić: niską emisję gazów cieplarnianych, znacznie mniejsze wymagania co do powierzchni hodowli, mniejsze koszty ekonomiczne hodowli owadów związane z ich karmieniem, łatwość dystrybucji, wysoki współczynnik rozrodczości i krótki cykl reprodukcji, możliwość produkcji nawozów do uprawy roślin z odchodów powstałych przy hodowli owadów oraz możliwość stworzenia dzięki

produkcji owadów zrównoważonego systemu żywnościowego i zaspokojenie rosnącego zapotrzebowania rynku na białko paszowe.

Analizując ekonomiczną perspektywę rozwoju rynku owadów jako alternatywnego źródła białka wykorzystywanego do produkcji pasz należy uwzględnić obowiązujące i przyszłe regulacje prawne, a także stosunek i poziom akceptacji społecznej, w tym producentów oraz konsumentów.

Bibliografia

1. Andersen J.L., Berggreen I.E., Heckmann, L.-H.L. 2017. Recommendations for Breeding and Holding of Regular Mealworm, Insect Group, Water and Environment Institute of Technology, Aarhus, Denmark.
2. Andersen, J.L., Berggreen, I.E., Heckmann, L.-H.L. 2018. Manual for breeding and keeping mealwarms, Danish Technological Institute, Aarhus, Denmark.
3. Bartkowicz J. 2018. Owady jadalne w aspekcie żywieniowym, ekonomicznym i środowiskowym, Handel Wewnętrzny, 2(373).
4. Bulak P., Proc K., Pawłowska M., Kasprzycka A., Berus W., Bieganowski A. 2020. Biogas generation from insects breeding post production wastes, Journal of Cleaner Production, 224, 118777.
5. Bueschke M., Kulczyński B., Gramza-Michałowska A., Kubiak T. 2017. Alternatywne źródła białka w żywieniu człowieka, Zeszyty Naukowe Szkoły Głównej Gospodarstwa Wiejskiego w Warszawie, Problemy Rolnictwa Światowego, 17(3),
6. Czekała W. 2019. Efektywność biokonwersji odpadów organicznych na biogaz w procesach fermentacji z wykorzystaniem owadów hermetia illucens, Wydawnictwo Uniwersytety Przyrodniczego w Poznaniu, Poznań.
7. Czekała W., Janczak D., Cieślik M., Mazurkiewicz J., Pulka J. 2020. Food Waste Management Using the Hermetia Illucens Insect, Journal of Ecological Engineering, 21(4).
8. Diehl E., Valsamakis G., Van Der Veen I., Merkus K., Di Magliano L.P., Sauren S., Jager W., 2014. Alternative invertebrate protein as a source for animal feed. https://www.academia.edu/11399886/Alternative_invertebrate_protein_as_a_source_for_animal_feed; dostęp z dn. 30.03.2021 r.
9. Dortmans B., Diener S., Verstappen B., Zurbrügg C. 2017. Black Soldier Fly Biowaste Processing - A Step-by-Step Guide, Eawag: Swiss Federal Institute of Aquatic Science and Technology, Dübendorf (Szwajcaria).
10. Fitches E.C., Smith R. 2018. PROteINSECT: Insects as a Sustainable Source of Protein, w: Halloran A., Flore R, Vantomme P., Roos N. (red.), Eidble Insects in Sustainable Food Systems, Springler, 422.
11. Halloran A., Flore R., Vantomme P., Roos N., 2018, Edible Insects in Sustainable Food Systems, Springer International Publishing AG, 20018, s. 243.
12. Homska N., Kowalska J., Mikołajczak Z., Wachowiak R., Rawski M., Kierończyk B., Czekała W. 2021. Wykorzystanie Hermetia illucens w biokonwersji oraz biodegradacji odpadów i produktów ubocznych przemysłu rolno-spożywczego, Przegląd hodowlany, 1.
13. Kaczmarowski M. 2019. Gatunki owadów zaliczone do zwierząt gospodarskich w Unii Europejskiej, Życie Weterynaryjne, 95(2).
14. Kierończyk B., Sypniewski J., Rawski M., Czekała W., Świątkiewicz S., Józefiak D. 2020. From waste to sustainable feed material: the effect of Hermetia illucens oil on the growth performance, nutrient digestibility, and gastrointestinal tract morphometry of broiler chickens, Annals of Animal Science, 20(1), s. 157-177.

15. Kisielewska J., Dąbrowski M., Bakuła T. 2020. Perspektywa wykorzystania białka z owadów jako alternatywnego składnika pasz. Życie Weterynaryjne 2020, 95, 02.
16. Kowalska D. 2019. Owady jako źródło składników odżywczych w paszach dla zwierząt, Roczniki Naukowe Polskiego Towarzystwa Zootechnicznego, 3.
17. Madau F.A., Arru B., Furesi R., Pulina P. 2020. Insect Farming for Feed and Food Production from a Circular Business Model Perspective. Sustainability. 12(13).
18. Nguyen H.C., Liang S., Li S., Su C., Chien C., Chen Y., Huong D.T.M. 2018. Direct transesterification of black soldier fly larvae (Hermetia illucens) for biodiesel production, Journal of the Taiwan Institute of Chemical Engineers, 85.
19. Niyonsaba, H.H., Höhler, J., Kooistra, J. , Van der Fels-Klerx, H.J., Meuwissen, M.P.M. 2021. Profitability of insect farms. Journal of Insects as Food and Feed. Special Issue: Advancement of insects as food and feed in a circular economy.
20. Niwińska B., Szymczak B., Szczurek W. 2019. Perspektywy krajowej produkcji pasz dla zwierząt gospodarskich oraz żywności pochodzenia zwierzęcego bez GMO, Wiadomości Zootechniczne, R. LVII (2019), 4.
21. Oonincx D.G.A.B., de Boer I.J.M. 2012. Environmental Impact of the Production of Mealworms as a Protein Source for Humans – A Life Cycle Assessment. 7(12).
22. Pang W., Hou D., Ke J. Chen J., Holtzapple, M.T., Tomberlin, J.K., Chen H., Zhang J., Li, Q. 2020. Production of biodiesel from CO2 and organic wastes by fermentation and black soldier fly, Renewable Energy, Elsevier, 149.
23. Riera A., Lenaghan M., Black Soldier Fly. A Circular Economy Solution for Scotland. European Regional Development Fund; https://www.zerowastescotland.org.uk/sites/default/files/Black%20Soldier%20Fly%20-%20a%20circular%20economy%20solution%20for%20Scotland.pdf; dostęp z dn. 30.03.2021.
24. Rumpold B.A., Schlüter O.K. 2013. Nutritional composition and safety aspects of edible insects. Molecular Nutrition & Food Research, 57.
25. Salomone R., Saija, Mondello G., Giannetto A.,Fasulo S., Savastano D. 2016. Environmental impact of food waste bioconversion by insects: Application of Life Cycle Assessment to process using Hermetia illucens, Journal of Cleaner Production, s. 1-16.
26. Skołucka-Szary K., Rieske P., Piaskowski S. 2016. Praktyczne aspekty zastosowania chityny i jej pochodnych w leczeniu ran, CHEMIK 70(2), s. 89-98.
27. Sogari G., Amato M., Biasato I., Chiesa S., Gasco L. 2019. The Potential Role of Insects as Feed: A Multi-Perspective Review. Animals, 9.
28. Van Huis A. 2013. Potential of Insects as Food and Feed in Assuring Food Security. Annual Review of Entomology, Vol. 58.
29. Van Huis A. 2021. Progress in using insects for food and feed, Journal of Insects as Food and Feed 6 Supplement 1.
30. Weiner A, Paprocka I., Kwiatek K. 2018. Wybrane gatunki owadów jako źródło składników odżywczych w paszach, Życie Weterynaryjne 93(7). s. 499-504.
31. Wiza P.L. 2019. Charakterystyka owadów jadalnych jako alternatywnego źródła białka w ujęciu żywieniowym, środowiskowym oraz gospodarczym, Postępy techniki przetwórstwa spożywczego, 1.
32. Woźniak E., Twardowski T. 2018. GMO – czy w Polsce możliwa jest hodowla zwierząt gospodarskich bez pasz GM? Nauka 3/2018.
33. Zarzyńska J., Zabielski R., 2020, Entomogafia – jedzmy owady? Życie Weterynaryjne, 2020, 95(3).
34. Zheng L., Hou Y., Li W., Yang S., Li Q., Yu Z. 2013. Exploring the potential of grease from yellow mealworm beetle (Tenebrio molitor) as a novel biodiesel feedstock, Applied Energy, 101.

Raporty

1. Alliedmarketresearch. 2019. Edible Insects Market by Product Type (Whole Insect, Insect Powder, Insect Meal, Insect Type (Crickets, Black Soldier fly, Mealworms), Application (Animal Feed, Protein Bar and Shakes, Bakery,Confectionery, Beverages)—Global Forecast to 2030.
2. Główny Urząd Statystyczny. 2020. Rolnictwo w 2019 roku. Warszawa.
3. Główny Urząd Statystyczny. 2021. Rolnictwo w 2020 roku. Warszawa.
4. Instytut Ekonomiki Rolnictwa i Gospodarki Żywnościowej. 2020. Ocena sytuacji na światowym i krajowym rynku roślin białkowych w aspekcie bilansu paszowego, Warszawa.
5. IPPIF. 2019. The International Platform of Insects for Food and Feed. Building bridges between the insect production chain, research and policymakers.
6. Komisja Europejska, Nowa żywność, https://op.europa.eu/pl/publication-detail/-/publication/f3040819-e136-11e6-ad7c-01aa75ed71a1/language-pl
7. Stowarzyszenie Producentów Ryb Łososiowatych. 2020. Strategia Rozwoju Zrównoważonej Akwakultury Intensywnej 2020.
8. Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2009. How to Feed the World in 2050. Insights from an Expert Meeting at FAO 2050, 1.
9. Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2013. Edible insects. Future prospects for food and feed security, Rome.

Źródła internetowe

1. https://www.hipromine.com/pl/o-firmie/
2. https://ec.europa.eu/fisheries/cfp/aquaculture_pl
3. https://ec.europa.eu/info/food-farming-fisheries/plants-and-plant-products/plant-products/cereals_pl
4. https://www.portalspozywczy.pl/mieso/wiadomosci/prof-damian-jozefiak-prezes-hipromine-caly-wywiad, 133327.html.
5. https://www.wiadomoscihandlowe.pl/artykul/rynek-karmy-dla-zwierzat-w-polsce-bedzie-szybko-rosl

Aneks

Aneks 1. Kwestionariusz wywiadu

Szanowni Państwo,

Uniwersytet Warmińsko- Mazurski w Olsztynie prowadzi badania naukowe dotyczące wykorzystania białka owadów w żywieniu zwierząt. Państwa opinie jako praktyków i głównych producentów pasz i karmy dla zwierząt są bardzo ważne w kontekście realizacji celów projektu. Ankiety są anonimowe, a otrzymane dane zostaną wykorzystane jedynie do celów naukowych. Ich zbiorcze wyniki zostaną Państwu udostępnione. Dziękujemy za współpracę i pomoc przy realizacji ankiety.

1. **Jaką część Państwa łącznej produkcji (w przybliżeniu) stanowią produkty paszowe przeznaczone dla następujących grup:**
   a) akwakultura .....
   b) trzoda chlewna .....
   c) drób .....
   d) bydło .....
   e) zwierzęta towarzyszące .....
   f) inne .....

2. **Biorąc pod uwagę Państwa sprzedaż dotyczy ona głównie?**
   a) rynku krajowego
   b) rynku Unii Europejskiego
   c) innych rynków, jakich? .....
   .....

3. **Czy Państwa firma stosuje, bądź bierze pod uwagę stosowanie białka owadów w żywieniu zwierząt?**
   a) tak
   b) nie

4. **Czy Państwa firma prowadziła (prowadzi) badania dotyczące wykorzystania alternatywnych do śruty sojowej źródeł białka roślinnego w żywieniu zwierząt (można zaznaczyć kilka opcji)?**
   a) bobik
   b) łubin
   c) groch
   d) inne .....
   .....

5. **Czy Państwa zdaniem Wasi klienci byliby skłonni do zakupu pasz zawierających białka owadów?**
   a) tak
   b) nie

6. **Zakładając, że białko owadów byłoby dostępne a jego stosowanie ekonomicznie opłacalne i prawnie dopuszczalne, jaką część białka pochodzącego ze śruty sojowej mogliby Państwo teoretycznie zastąpić białkiem owadów?**
   a) <0%; 25%)
   b) <25%; 50%)
   c) <50%;75%)
   d) <75%;100%>

7. **Czy Państwa zdaniem zastosowanie białka owadów w paszach zwiększy Państwa konkurencyjność na rynku?**
   a) tak
   b) nie

8. **Czy byliby Państwo skłonni otworzyć własną hodowlę owadów do celów paszowych?**
   a) tak
   b) nie

9. **Czy Państwa zdaniem wykorzystanie białka owadów przyczyni się do spadku udziału śruty sojowej w recepturze pasz w nadchodzących 10 latach?**
   a) tak
   b) nie

10. **Czy Państwa zdaniem wykorzystanie roślin strączkowych (bobik, łubin, groch) przyczyni się do spadku udziału śruty sojowej w recepturze pasz w nadchodzących 10 latach?**
    a) tak
    b) nie

11. **Czy Państwa zdaniem dostęp do rodzimej produkcji białka owadów przyczyni się do zwiększenia bezpieczeństwa surowcowego producentów pasz w Polsce, np. w razie zmniejszenia dostaw śruty sojowej lub nagłego wzrostu jej ceny?**
    a) tak
    b) nie

12. **Czy Państwa zdaniem dostęp do rodzimej produkcji roślin strączkowych (bobik, łubin, groch) przyczyni się do zwiększenia bezpieczeństwa surowcowego producentów pasz w Polsce, np. w razie zmniejszenia dostaw śruty sojowej lub nagłego wzrostu jej ceny?**
    a) tak
    b) nie

13. Jakie czynniki utrudniają lub uniemożliwiają Państwa zdaniem wykorzystanie białka owadów w żywieniu zwierząt?

a) zbyt małe zapotrzebowanie rynkowe na pasze i karmy z dodatkiem białka owadów
b) brak wystarczającej podaży białka owadów
c) brak wiedzy o cenach, składach i postaci komponentów paszowych zawierających białka owadów
d) brak praktycznej wiedzy w zakresie wykorzystania białka owadów w żywieniu zwierząt
e) uwarunkowania kulturowe powodujące brak akceptacji dla wykorzystania białka owadów w żywieniu zwierząt
f) brak uregulowań prawnych dopuszczających szerokie stosowanie białka owadów w żywieniu zwierząt
g) inne, JAKIE? .....
.....

14. Jakie czynniki Państwa zdaniem umożliwiłyby lub zwiększyły wykorzystanie białka owadów w żywieniu zwierząt?

a) szkolenia hodowców zwierząt w tym zakresie
b) szkolenia producentów pasz w tym zakresie
c) wsparcie inwestycyjne przez państwo polskie rozwiązań technicznych umożliwiających lub usprawniających proces wykorzystania białka owadów do produkcji pasz
d) dopłaty do hodowli owadów przeznaczonych na pasze dla zwierząt
e) odpowiednie uregulowania prawne dopuszczające szerokie stosowanie białka owadów w żywieniu zwierząt
f) wzrost podaży białka owadów na krajowym rynku
g) inne, JAKIE? .....
.....

Aneks 2. Obowiązujące rozporządzenia UE i inne referencyjne teksty

1. Rozporządzenia (WE) nr 852/2004 w sprawie higieny środków spożywczych
2. Rozporządzenia (WE) nr 183/2005 ustanawiającego wymagania dotyczące higieny pasz, oraz opinii naukowej EFSA z dnia 8 października 2015
3. Rozporządzenie (WE) nr 178/2002 ustanawiające ogólne zasady i wymagania prawa żywnościowego, powołujące Europejski Urząd ds. Bezpieczeństwa Żywności oraz ustanawiające procedury w zakresie bezpieczeństwa żywności (znane jako Rozporządzenie o ogólnym prawie żywnościowym);
4. Wytyczne w sprawie wdrożenia art. 11,12, 14, 17, 18, 19 i 20 Rozporządzenia (WE) nr 178/2002 o ogólnym prawie żywnościowym;
5. Rozporządzenie (WE) nr 882/2004 Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 29 kwietnia 2004 r. w sprawie kontroli urzędowych przeprowadzanych w celu

sprawdzenia zgodności z prawem paszowym i żywnościowym oraz regułami dotyczącymi zdrowia zwierząt i dobrostanu zwierząt;

6. Rozporządzenie (WE) nr 853/2004 ustanawiające szczególne przepisy dotyczące higieny w odniesieniu do żywności pochodzenia zwierzęcego;
7. Rozporządzenie (WE) nr 854/2004 ustanawiające szczególne przepisy dotyczące organizacji urzędowych kontroli w odniesieniu do produktów pochodzenia zwierzęcego przeznaczonych do spożycia przez ludzi;
8. Rozporządzenie (UE) 2015/2283 w sprawie nowej żywności z 25 listopada 2015 zmieniające rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) nr 1169/2011 oraz uchylające rozporządzenie (WE) nr 258/97 Parlamentu Europejskiego i Rady oraz rozporządzenie Komisji (WE) nr 1852/2001;
9. Rozporządzenie Wykonawcze Komisji (UE) 2017/2469 z dnia 20 grudnia 2017 r. określające wymogi administracyjne i naukowe dotyczące wniosków, o których mowa w art. 10 Rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) 2015/2283 w sprawie nowej żywności;
10. Rozporządzenie Komisji 2073/2005 z dnia 15 listopada 2005 r. w sprawie kryteriów mikrobiologicznych dotyczących środków spożywczych;
11. Rozporządzenie (UE) nr 1169/2011 Parlamentu Europejskiego i Rady (UE) nr 1169/2011 z dnia 25 października 2011 r. w sprawie przekazywania konsumentom informacji na temat żywności;
12. Rozporządzenie (WE) nr 1069/2009 określające przepisy sanitarne dotyczące produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego, nieprzeznaczonych do spożycia przez ludzi;
13. Rozporządzenie (WE) nr 142/2011 w sprawie wykonania rozporządzenia Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 1069/2009 określającego przepisy sanitarne dotyczące produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego, nieprzeznaczonych do spożycia przez ludzi;
14. Rozporządzenie (WE) nr 999/2001 ustanawiające zasady dotyczące zapobiegania, kontroli i zwalczania niektórych przenośnych gąbczastych encefalopatii;
15. Rozporządzenie (WE) nr 767/2009 w sprawie wprowadzania na rynek i stosowania pasz;
16. Dyrektywa 2002/32/WE Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 7 maja 2002 r. w sprawie niepożądanych substancji w paszach zwierzęcych;
17. Rozporządzenie (WE) nr 1831/2003 Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 22 sierpnia 2003 r. w sprawie dodatków stosowanych w żywieniu zwierząt;

Poniższe dokumenty można również uważać za istotne:

1. Opinia naukowa EFSA „Profil ryzyka związany z produkcją i spożyciem owadów jako żywności i paszy" (8 października 2015);
2. Raport w sprawie „nowej żywności": opinia dotycząca profilu ryzyka dla świerszcza domowego (Acheta domesticus) Szwedzkiego Uniwersytetu Nauk Rolniczych (raport finansowany przez EFSA, przyjęty w dniu 6 lipca 2018);

3. Obwieszczenie Komisji – Wytyczne dotyczące wykorzystania paszowego żywności, która nie jest już przeznaczona do spożycia przez ludzi (OFJEU, 16 kwietnia 2018);
4. System analizy zagrożeń i krytycznych punktów kontroli (HACCP) oraz wytyczne dotyczące jego stosowania (Codex Alimentarius);
5. EN ISO 22000:2018 w sprawie systemów zarządzania bezpieczeństwem żywności;
6. Kodeks Codex Alimentarius praktyki postępowania w sprawie właściwego żywienia zwierząt
7. Dokument informacyjny IPIFF dotyczący Rozporządzenia (UE) 2015/2283 (28 maja 2018) w sprawie nowej żywności

Podsumowanie

W okresie realizacji projektu „branża owadzia", jako nowa gałąź gospodarki światowej, rozwijała się niezwykle dynamicznie. Za początek rozwoju tej branży (hodowli w skali masowej owadów na cele paszowe i żywieniowe) przyjmuje się 2012 r. Według wewnętrznego badania IPIFF (International Platform for Insects as Food and Feed - Międzynarodowej Platformy Owadów Żywności i Pasz), od 2017 r. ponad 5000 ton owadów zostało wyprodukowanych przez europejskich producentów owadów. IPIFF prognozuje, że branża ta będzie mogła osiągnąć znaczący wzrost produkcji w następnych kilku latach, nawet do 3 milionów ton do 2030 r. Z czego ok. 10% produkcji będzie miało zastosowanie spożywcze, a pozostała część zostanie przeznaczona na cele paszowe dla różnych gatunków zwierząt, w tym akwakultury, zwierząt ozdobnych, towarzyszących, domowych i zwierząt gospodarskich (drobiu i świń). Do połowy dekady większość popytu na mączkę z owadów będzie przypadać na sektor karmy dla zwierząt domowych (około 40-50% wyprodukowanej mączki z owadów) oraz pasza w akwakulturze 25-35%. Kolejnym rynkiem właściwym dla owadów w produkcji pasz pod względem ilości sprzedanej mączki z owadów będzie drób (20-30%) i świń (5-15%).

Ta wielkość produkcji będzie mogła być osiągnięta dzięki znacznemu zwiększeniu inwestycji. Od momentu powstania w ten sektor zainwestowano ponad 1 miliard euro. Oczekuje się, że do 2025 r. suma ta wyniesie ponad 3 mld euro. Całkowity obrót producentów pasz z udziałem owadów może przekroczy 2 miliardy euro/rok do końca dekady. Sektor ten do 2030 roku może wygenerować 25 000 miejsc pracy.

Chociaż tradycyjnie owady są szeroko hodowane i spożywane w niektórych regionach globu (np. Azja Południowo-Wschodnia, Meksyk, Afryka), owady stanowią jednak w dużej mierze niezbadany rynek w krajach zachodnich. Stosunek europejskich konsumentów do żywności z udziałem owadów stopniowo się zmienia. Przewiduje się, że do 2030 r. liczba konsumentów w Europie osiągnie łącznie 390 milionów. Jednocześnie europejscy producenci pasz i hodowcy zwierząt borykają się z problemem deficytu białka.

Będąc pionierską branżą, produkcja owadów powinna być postrzegana przez Europejczyków i decydentów politycznych jako sektor „strategiczny". Ten innowacyjny sektor oferuje obiecujące rozwiązania dla globalnych wyzwań: dla rosnącej populacji ludzi, ograniczenia zasobów naturalnych, oferuje nowe źródła białka i jednocześnie ogranicza marnotrawienie żywności.

Na poziomie UE produkcja owadów powinna być uwzględniona w krajowych strategiach mających na celu pobudzenie rozwoju lokalnej produkcji.

W oparciu o zasady obiegu zamkniętego, hodowla owadów może przyczynić się do rewitalizacji obszarów wiejskich poprzez: łączenie łańcuchów dostaw rolno-spożywczych. Nawet do 20 milionów ton materiałów z przemysłu spożywczego (takich jak: rolno-spożywcze produkty uboczne lub wycofane środki

spożywcze zawierające mięso i ryby) mogą być poddane recyklingowi w całości. Zezwolenie na wycofane środki spożywcze zawierające mięso i ryby jako substrat do hodowli owadów spodziewane jest w najbliższej przyszłości. Znaczny udział produktów ubocznych przeznaczonych do spożycia przez ludzi, które można przerobić na paszę dla zwierząt, są obecnie poddawane recyklingowi (spalane lub składowane) ze względu na obecność niepożądanych materiałów, takich jak pozostałości np. opakowań.

Działania związane z produkcją owadów zapewniają możliwości dywersyfikacji produkcji zarówno upraw, jak i zwierząt gospodarskich i dodatkowe źródła dochód.

Europejski sektor produkcji owadów zamierza pozostać „zaangażowanym partnerem" do osiągnięcia celów nakreślonych w strategii „od pola do stołu" (strategia F2F - Farm to Fork). System ten jest sercem Europejskiego Zielonego Ładu (nadrzędna strategia Komisji Europejskiej), jego celem jest uczynienie systemów żywnościowych sprawiedliwych, zdrowych i przyjaznych dla środowiska. Europejski Urząd ds. Bezpieczeństwa Żywności (EFSA - European Food Safety Authority) już zainicjował dyskusję o znaczeniu strategicznym dla rozwoju europejskiego sektora owadów (np. bieżąca ocena nowej żywności obejmującej produkty spożywcze z owadów, autoryzacja białek owadzich w paszach dla drobiu i świń). Strategia F2F i wynikające z niej „kluczowe reformy polityki UE" stanowią kluczowe kamienie milowe w kierunku bardziej zrównoważonego łańcucha dostaw żywności.

Pomimo tego, że jadalne owady zostały zaliczone do kategorii zwierząt gospodarczych, to wciąż niewiele wiadomo na temat ich fizjologii, szlaków biochemicznych, behawioru, specyficznych patogenów, leczenia a nawet humanitarnych metod utrzymywania. Obecnie ciężko jest zaimplementować zasady dobrostanu w hodowli owadów, wciąż niejasne są kwestie etyczne.

Istotną barierą w prowadzeniu prac badawczych jest obecnie tendencja dotycząca patentowania nowych rozwiązań z zakresu hodowli owadów, co może w znaczący sposób spowalniać, czy wręcz utrudniać dalszy rozwój sektora jadalnych owadów.

Warto zauważyć, że mimo bardzo wysokiego zainteresowania świata nauki, wiedza na temat roli owadów w agro-ekosystemach i wyżywieniu świata jest nadal na niskim poziomie. Dlatego też istotnym wyzwaniem dla naukowców i wykonawców tego projektu jest rozpowszechnianie tej wiedzy wśród lokalnych społeczności.