



SPRAWOZDANIE

z przeprowadzonych w 2022 r. badań podstawowych na rzecz rolnictwa ekologicznego, pt.:

Analiza efektywności dla ekologicznej uprawy zbóż, roślin warzywniczych i sadowniczych oraz hodowli zwierząt w porównaniu do uprawy konwencjonalnej.

Realizowanych przez:

Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie

Na podstawie § 8 ust. 1 pkt 2, ust. 2 pkt 2 i ust. 10 rozporządzenia Ministra Rolnictwa i Rozwoju Wsi z dnia 29 lipca 2015 r. w sprawie stawek dotacji przedmiotowych dla różnych podmiotów wykonujących zadania na rzecz rolnictwa (Dz. U. poz. 1170, z późn. zm.).

Kierownik tematu:

dr hab. Kazimierz Obremski, prof. UWM

Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie

Wykonawcy:

dr inż. Ewa Sosnówka-Czajka, dr inż. Iwona Skomorucha

Instytut Zootechniki Państwowy Instytut Badawczy w Krakowie

dr hab. Józef Tyburski, prof. UWM, dr Paweł Wojtacha, dr Janusz Pomianowski

Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie

OLSZTYN, 2022 r

Wprowadzenie

Celem ekologicznego sposobu chowu drobiu jest uzyskanie mięsa o wysokiej jakości biologicznej. Mięso drobiowe, jako składnik diety człowieka powinno cechować się wysoką strawnością, a powstałe składniki odżywcze łatwą wchłanianością (Michalczuk i Siennicka 2010). Wymóg ten wiąże się ściśle z warunkami chowu.

Przemysłowy tucz drobiu negatywnie rzutuje na walory żywieniowe mięsa, ale jest bardzo tani. Ceny na konwencjonalne mięso drobiowe ulegają cyklicznym wahaniom, co sprawia, że mięso drobiowe jest najtańszym na rynku, a jego spożycie ciągle rośnie. Niemniej jednak coraz większa grupa konsumentów w Polsce poszukuje produktów żywnościowych wytwarzanych metodami ekologicznymi. Głównymi przesłankami takich wyborów, są względy zdrowotne własnej rodziny, chęć przyczynienia się do ochrony środowiska, walory smakowe żywności ekologicznej, jak i poprawa dobrostanu zwierząt. Na rynku żywności ekologicznej obserwuje się zwiększone zainteresowanie mięsem drobiowym, ale jego podaż jest dalece niewystarczająca. Ponadto sporadycznie pojawiające się dostawy drobiu cechuje bardzo wysoki poziom cen.

Na wysokie ceny ekologicznego mięsa drobiowego wpływa szereg czynników. Ekologiczny chów drobiu oznacza przede wszystkim wydłużenie minimalnego okresu tuczu do 81 dni (w systemie konwencjonalnym okres ten ciągle się skraca, do ok. 40 dni, a nawet 35). Oznacza to zwiększone koszty produkcji, w tym dużo wyższych kosztach tuczu wynikających ze szczególnych warunków dobrostanu w chowie ekologicznym (minimalne powierzchnie wewnątrz budynków przekraczające te stosowane w chowie przemysłowym), konieczności zapewnienia wybiegów (nie występują w chowie konwencjonalnym), dużo droższych paszach w standardzie ekologicznym, pozbawionych syntetycznych aminokwasów i surowców GMO oraz obowiązku stosowania dodatków pasz objętościowych (ROZPORZĄDZENIE RADY (WE) nr 834/2007, ROZPORZĄDZENIE KOMISJI (WE) nr 889/2008). Koszty pasz są tu kluczowe, gdyż stanowią one większość bezpośrednich kosztów produkcji mięsa drobiowego.

Badania nad alternatywnymi systemami chowu drobiu wykazały, że mniejsza obsada, większe możliwości ruchu oraz pobieranie roślinności z wybiegów wpływa pozytywnie zarówno na zdrowie ptaków, jak i na jakość produktów (Dal Bosco i in., 2012; Chen i in., 2013). Dou i in. (2009) obserwowali większą wydajność mięśni piersiowych i nóg, poprawę sensoryczną mięsa oraz mniejsze odtuszczenie tuszki ptaków korzystających z wybiegu w porównaniu z utrzymywanymi bezwybiegowo. Natomiast Sosnowka-Czajka i in. (2017) wykazali, że kurczęta rzeźne ras rodzimych odchowywane ekologicznie charakteryzowały się co prawda większą masą ciała, ale gorszym wykorzystaniem paszy. Funaro i in. (2014) donoszą z kolei o wyższym poziomie kwasów tłuszczowych PUFA, w tym kwasów PUFA-6 i PUFA-3 w mięśniach ptaków utrzymywanych z dostępem do wybiegu, co jest pożądane ze względu na profilaktykę chorób układu sercowo-naczyniowego. Jednak ptaki przebywające na wybiegach narażone są na negatywne działanie różnych bodźców środowiska (Rizzi i in., 2007), a wysoka zawartość włókna zawarta w roślinach ogranicza wykorzystanie składników pokarmowych, co skutkuje zmniejszeniem tempa wzrostu i gorszym wykorzystaniem paszy, a więc podnosi koszty chowu (Sales, 2014).

W ekologicznym chowie drobiu ważny jest odpowiedni dobór ptaków. Biorąc pod uwagę liczne ograniczenia paszowe oraz technologiczne do chowu ekologicznego zalecane są lokalne rasy kur przystosowane do korzystania z wybiegów i mniej podatne na niekorzystne warunki pogodowe (Rizzi i in., 2007; Dal Bosco i in., 2012). W Polsce do ekologicznej produkcji najlepiej nadają się rodzime rasy kur takie jak Zielononóżka kuropatwiana, Żółtonóżka kuropatwiana, Polbar, Rhode Island Red, Sussex, które są dobrze przystosowane do środowiska i paszy, a także charakteryzują się naturalną odpornością i żywotnością (Sosnowka-Czajka i in., 2017). Rizzi i in. (2007) podają, że ptaki o różnym pochodzeniu genetycznym charakteryzują się odmiennym tempem wzrostu i rozwoju, zróżnicowanymi wynikami analizy rzeźnej oraz kosztami tuczu. Stąd obok ras rodzimych widzimy potrzebę określenia kosztów tuczu importowanych ras/linii kurcząt rzeźnych, by porównać uzyskane wyniki z uzyskiwanymi na rasach szybko rosnących w produkcji konwencjonalnej.

Obecnie w handlu mięso drobiowe w jakości ekologicznej oferowane jest na zasadzie nieregularnych dostaw i w bardzo wysokiej cenie (Żakowska-Biemans, 2019). Poprawa tej sytuacji uzależniona jest od racjonalizacji ekologicznego chowu kurcząt rzeźnych – m.in. odpowiedniego doboru ras i dawek żywieniowych.

Podjęcie badań porównania efektywności ekonomicznej tuczu było odpowiedzią na pytania rolników ekologicznych, podejmujących i rozważających uruchomienie ekologicznego tuczu kurcząt rzeźnych, tak by móc zapewnić ciągłość dostaw na rynek. Podjęcie takiej działalności na szerszą skalę wymaga przeprowadzenia badań, które będą podstawą doboru ras, a także oceny opłacalności produkcji.

Cel i metodyka badań

Celem zaplanowanych badań była ocena efektywności ekonomicznej tuczu rodzimych i importowanych ras/rodów kur nieśnych w typie ogólnoużytkowym ciężkim, w ekologicznym żywieniu ekstensywnym i pełnoporcjowym.

Założenia wyjściowe

1. Do przeprowadzenia analizy kosztów bezpośrednich przemysłowego tuczu kurcząt wykorzystano dane z dwóch typowych ferm, z wieloletnim doświadczeniem na rynku żywca drobiowego, po jednej z województwa mazowieckiego i warmińsko-mazurskiego.
2. W tuczu konwencjonalnym od lat dominuje szybko rosnący brojler Ross 308 i taką rasę wykorzystano w doświadczeniu. Ponadto do oceny efektywności ekonomicznej tuczu wykorzystano dane dla kurcząt ras rodzimych (Karmazyn, Sussex) i wolno-rosnącej linii z importu (JA 57).
3. Dla pozyskania danych wyjściowych przeprowadzono eksperyment oceniający jednostkowe zużycie pasz, zdrowotność i walory żywieniowe w/w ras i linii drobiu w systemie ekologicznym.
4. Reżim żywieniowy

Prowadzono żywienie pełnoporcjowymi, certyfikowanymi paszami ekologicznym do 52 dnia życia, a następnie paszami gospodarskimi uzupełnione 5% MPU (MPU- mieszanka paszowa uzupełniająca) w jakości ekologicznej (52-81 dzień tuczu).

- a) Okres chowu od 0 do 28 dnia życia – pasza *KURCZAK-EKO/tucz starter* podawana do woli;

Tabela 1. Podstawowe parametry paszy *KURCZAK-EKO/ tucz starter* skarmianej w okresie od 0 do 28 dnia odchowu.

Parametr	Udział
Białko ogólne %	22,0
Tłuszcz surowy %	3,5
Włókno surowe %	4,5
Popiół surowy %	6,2
Metionina %	0,5
Metionina + Cystyna %	0,85
Lizyna %	1,2
Wapń %	1,0
Fosfor %	0,7
Fosfor przyswajalny %	0,48
Sód %	0,16
wit. A j.m.	13.500
wit. D3 j.m.	4500
postać	kruszonka drobna

SKŁAD: pszenica ekologiczna, makuch sojowy ekologiczny, groch ekologiczny, owies ekologiczny, soja nonGMO, mieszanki ziół, kwaśny węglan sodu, węglan wapnia, fosforan jednowapniowy, sól pastewna

- b) Okres odchowu od 29 do 52 dnia życia – pasza *KURCZAK-EKO/odchów-1* podawana do woli, a ponadto zielonki i inne pasze objętościowe od 5 tygodnia życia;

Tabela 2. Podstawowe parametry paszy *KURCZAK-EKO/ odchów-1*, skarmianej w okresie 29-52 dzień tuczu.

Parametr	Udział
Białko ogólne %	20,0
Tłuszcz surowy %	3,5
Włókno surowe %	4,5
Popiół surowy %	5,9
Metionina %	0,4
Metionina + Cystyna %	0,75
Lizyna %	1,0
Wapń %	1,00

Fosfor %	0,60
Fosfor przyswajalny %	0,44
Sód %	0,16
wit. A j.m.	13.500
wit. D3 j.m.	3000
postać	kruszonka drobna

SKŁAD: pszenica ekologiczna, makuch sojowy ekologiczny, groch ekologiczny, soja non-GMO, mieszanki ziół, kwaśny węglan sodu, węglan wapnia, fosforan jednowapniowy, sól pastewna

- c) Okres od 52 dnia do końca tuczu – pasza *GOSPODARSKA* podawano do woli, zielonki skarmiano do woli, dodatkowo ptaki miały dostęp do koryt ze żwirkiem, od 7 tygodnia życia zapewniono dostęp do wybiegów.

Tabela 3. Skład paszy gospodarskiej.

Składniki	Udział %
MPU KURCZAK-EKO/tucz	5,0
groch ekologiczny	15,0
łubin wąskolistny ekologiczny	10,0
owies ekologiczny	5,0
pszenżyto ekologiczne	10,0
pszenica ekologiczna	55,0

Wielkość stad

Liczebność stad wynosiła po 30 sztuk kurcząt jednodniówek (15 kogutków i 15 kurek). Przez cały okres doświadczenia ptaki miały swobodny dostęp do paszy i wody.

Ocena ekonomiczna parametrów tuczu

Podczas doświadczenia oceniono parametry wzrostu kurcząt, niezbędne do oceny efektywności ekonomicznej:

- masę ciała w 1 dniu, po dniach 7 oraz co dwa tygodnie do końca tuczu,
- spożycie paszy narastająco, podczas całego okresu tuczu.

Na podstawie w/w wyników określono przyrosty masy ciała kurcząt oraz zużycie paszy na jednostkę przyrostu.

W ocenie efektywności ekonomicznej tuczu uwzględniono następujące parametry:

- koszt paszy treściwej
- koszty paszy objętościowej
- koszt ściółki*
- koszt wody*

- e) koszt zakupu piskląt w cenie piskląt ekologicznych
- f) koszty prądu*
- g) koszty opału*
- h) koszty robocizny*
- i) utrzymania wybiegów*
- j) koszty usług weterynaryjnych (w tym dezynfekcji budynku)*

Do oceny tych składowych kosztów oznaczonych gwiazdką (*) wykorzystano dane z praktyki rolniczej, z produkcji pełnoskalowej. W przypadku tuczu ekologicznego przyjęto dane dla kurnika o powierzchni 500 m², na 4800 kurcząt, z wybiegami. Okres amortyzacji 20 lat użytkowania, na 70 wstawień ekologicznych.

Dla produkcji konwencjonalnej do obliczeń przyjęto dane z kurnika o powierzchni 1 500 m² na 25 tysięcy kurcząt, dla średnio 6 wstawień w ciągu roku.

Badania poubojowe

Po zakończeniu doświadczenia wzrostowego, z każdej grupy wybrano do uboju po 10 ptaków (5 kurek i 5 kogutków). Ptaki zważono, następnie poddano ubojowi na mini linii ubojowej ptaków Katedry Towaroznawstwa Ogólnego i Doświadczalnictwa Wydziału Bioinżynierii Zwierząt UWM w Olsztynie. Po dekapitacji, oskubaniu, wypatroszeniu określono masę podrobów jadalnych i na tej podstawie obliczono procentowy udział podrobów w masie ciała.

Po 24-godzinnym okresie chłodzenia określono:

- a) masę tuszki schłodzonej i przeprowadzono dysekcję tuszek wg Zioteckiego i Doruchowskiego (1989),
- b) na podstawie wyników analizy rzeźnej określono wydajność rzeźną oraz procentowy udział poszczególnych elementów tuszki w jej masie.

Podczas dysekcji pobrano próbki z mięśnia piersiowego i mięśni ud, w których oznaczono:

- a) wodochłonność jako zdolność utrzymania wody własnej, metodą bibułową Grau'a i Hamm'a opisaną przez Jurczaka (2005) na podstawie powierzchni nacieku jaki uzyskuje się na bibule,
- b) zawartość składników podstawowych według AOAC (1990),
- c) profil kwasów tłuszczowych frakcji lipidowej metodą chromatografii gazowej (Eder 1995),
- d) poziom cholesterolu,
- e) wykonano ocenę organoleptyczną posługując się skalą Tilgnera (1957) zgodnie z metodyką opisaną przez Baryłko-Pikielną i Matuszewską (2009).

W próbkach mięśni piersiowych wykonano ocenę równowagi oksydo-redukcyjnej oznaczając:

- a) zawartość produktów utleniania tłuszczu – aldehyd malonowy (MDA),
- b) parametry stresu oksydacyjnego (glutathion, reduktaza i peroksydaza glutationowa, katalaza, dysmutaza ponadtlenkowa),
- c) poziom kortyzolu.

Ocena zdrowotności kurcząt

Po zakończeniu doświadczenia wzrostowego, podczas uboju od 5 ptaków z każdej z grup została pobrana krew do oznaczeń hematologicznych tj.: obrazu białokrwinkowego, ilości erytrocytów, średniej objętości krwinek czerwonych (MCV), średniej masy hemoglobiny w krwince (MCH), średniego stężenia hemoglobiny w krwince (MCHC), objętości czerwonych krwinek (RDV), hematokrytu, poziomu hemoglobiny i średniej objętości płytek krwi (MPV). Po odwirowaniu krwi oznaczono w osoczu parametry biochemiczne tj.: aktywność transaminazy asparaginianowej (ASPAT) i alaninowej (ALAT), dehydrogenazy mleczanowej (LDH), fosfatazy alkalicznej (ALP), poziom cholesterolu, kwasu moczowego, trójglicerydów, glukozy i białka całkowitego.

Wyniki i omówienie

Ocena ekonomiczna parametrów tuczu

Tabela 4. Warunki bytowe kurcząt i ocena ich kondycji (skala 2 – 5)

Wyszczególnienie	Rasy drobiu			
	Karmazyn	Sussex	JA – 57	Ross - 308
Stan ściółki	5	5	5	5
Mikroklimat w budynku	5	5	5	5
Zdrowotność nóg (<i>podeszwy, kości</i>)	5	5	5	5
Stan upierzenia	5	5	5	5
Ogólna kondycja kurcząt	5	5	5	5

Tabela 5. Zużycie paszy i koszty żywienia ras kurcząt – na 1 sztukę i 1 kg masy ciała

Rodzaj paszy		Rasy drobiu			
		Karmazyn	Sussex	JA – 57	Ross - 308
Starter	zużycie, kg	0,741	0,823	1,190	1,239
	koszt, zł	3,12	3,46	5,01	5,22
Odchów 1	zużycie, kg	1,928	1,946	2,902	3,787
	koszt, zł	7,89	7,96	11,87	15,49
Gospodarska	zużycie, kg	2,432	2,401	4,922	5,828
	koszt, zł	7,22	7,13	14,62	17,31
Za cały okres tuczu					
Całkowite spożycie pasz, kg /szt.		5,101	5,170	9,014	10,854
FCR		4,19	4,50	2,79	2,53
Całkowity koszt pasz, zł / szt.		18,23	18,55	31,50	38,02
Koszt paszy na 1 kg masy ciała, zł		14,98	16,14	9,74	8,85

Tabela 6. Kalkulacja opłacalności ekologicznego tuczu wybranych ras kurcząt rzeźnych

Wyszczególnienie	Rasy drobiu			
	Karmazyn	Sussex	JA–57	Ross - 308
Koszt pasz (zł) na 1 kg masy ciała	14,98	16,14	9,74	8,85
Średnia masa kurczęcia, kg	1,217	1,149	3,233	4,296
Koszty pozostałe (zł)				
Zakup ściółki, na 1 szt.	0,41	0,41	0,41	0,41
Zaopatrzenie w wodę, na 1 szt.	0,05	0,05	0,05	0,05
Zakup piskląt, za 1 szt.	4,00	4,00	4,00	4,00
Prąd, na 1 szt.	0,83	0,83	0,83	0,83
Ogrzewanie, na 1 szt.	3,33	3,33	3,33	3,33
Robocizna, na 1 szt.	6,25	6,25	6,25	6,25
Utrzymanie wybiegów, na 1 szt.	0,78	0,78	0,78	0,78
Usługi weterynaryjne, na 1 szt.	1,04	1,04	1,04	1,04

Koszt amortyzacji, na 1 szt.	2,08	2,08	2,08	2,08
Koszty pozapaszowe razem, na 1 szt.	18,77	18,77	18,77	18,77
Koszty pozapaszowe razem, na 1 kg masy ciała	15,42	16,34	5,81	4,37
K. całkowite na 1 kg masy ciała	30,40	32,48	15,55	13,22

W kontekście powyższych danych warto dodać, że wysokie koszty pozapaszowe są pochodną zapewnienia dobrostanu kurcząt (powierzchnia na 1 ptaka w kurniku, zapewnienie i koszty utrzymania wybiegu). Pasze ekologiczne są prawie dwukrotnie droższe od konwencjonalnych. Wymagany minimalny okres tuczu (81 dni) trwa dwukrotnie dłużej niż tucz konwencjonalny. W konsekwencji koszt produkcji 1 kg żywca kurczęcia konwencjonalnego wynosi ok. 6 zł, wobec 13,22 zł w systemie ekologicznym dla tej samej rasy szybkorosnącej.

Zachowanie minimalnego okresu tuczu w systemie ekologicznym (81 dni), skutkuje dużym niedoborem wagi kurcząt ras zachowawczych (ptaki te mają wówczas po ok. 1kg masy), a jednocześnie zbyt dużą (w opinii konsumentów) masą kurcząt „wolnorosnących” JA-57 (3,0 kg kury i 3,5 kg koguty), a tym bardziej szybkorosnących (Ross – 308) – 3,9 kg kury i 4,7 kg koguty.

Badania poubojowe

Analizy rzeźna

Analiza rzeźna tuszek (Tabele 7, 8, 9, 10) wykazała, że najwyższą wśród kurek i kogutków odpowiednio 75,30 % i 75,0 % uzyskały kurczęta rasy Ross 308. Z kolei ptaki rasy Sussex uzyskały najniższą wydajność rzeźną wynoszącą odpowiednio 58,60 % i 61,40 %.

Tabela 7. Wyniki analizy rzeźnej kurcząt Sussex (n=5; średnia $\pm$ SD)

Wyszczególnienie	kurki	kogutki
Masa ciała przed ubojem [g]	951,20 $\pm$ 56,10	1366,40 $\pm$ 66,83
Masa tuszki [g]	558,20 $\pm$ 48,20	838,80 $\pm$ 54,94
Wydajność rzeźna [%]	58,60 $\pm$ 1,7	61,40 $\pm$ 1,73
Mięsień piersiowy [g]	94,00 $\pm$ 14,50	122,90 $\pm$ 16,63
Udo mięso [g]	73,20 $\pm$ 11,40	110,00 $\pm$ 18,43
Podroby razem [g]	53,90 $\pm$ 4,80	78,00 $\pm$ 9,11
Skrzydło [g]	81,30 $\pm$ 4,80	113,80 $\pm$ 3,75
Szyja [g]	25,30 $\pm$ 2,20	41,20 $\pm$ 4,24
Sadełko [g]	6,60 $\pm$ 0,60	8,00 $\pm$ 0,01

Tabela 8. Wyniki analizy rzeźnej kurcząt Karmazyn (n=5; średnia $\pm$ SD)

Wyszczególnienie	kurki	kogutki
Masa ciała przed ubojem [g]	1069,00 $\pm$ 29,70	1300,40 $\pm$ 53,32
Masa tuszki [g]	631,00 $\pm$ 37,20	798,50 $\pm$ 41,18
Wydajność rzeźna [%]	59,0 $\pm$ 2,1	61,4 $\pm$ 1,14
Mięsień piersiowy [g]	105,10 $\pm$ 10,50	134,40 $\pm$ 18,00
Udo mięso [g]	78,80 $\pm$ 12,00	100,40 $\pm$ 7,64
Podroby razem [g]	58,90 $\pm$ 2,80	73,80 $\pm$ 5,95
Skrzydło [g]	86,07 $\pm$ 4,40	109,30 $\pm$ 6,86
Szyja [g]	27,80 $\pm$ 2,80	35,7 $\pm$ 2,23
Sadełko [g]	5,30 $\pm$ 0,01	8,70 $\pm$ 0,01

Tabela 9. Wyniki analizy rzeźnej kurcząt Ross 308 (n=5; średnia $\pm$ SD)

Wyszczególnienie	kurki	kogutki
Masa ciała przed ubojem [g]	4138,00 $\pm$ 432,90	4526,00 $\pm$ 597,61
Masa tuszki [g]	3126,10 $\pm$ 421,80	3406,70 $\pm$ 545,43
Wydajność rzeźna [%]	75,30 $\pm$ 2,10	75,0 $\pm$ 3,39
Mięsień piersiowy [g]	842,20 $\pm$ 199,20	767,70 $\pm$ 144,00
Udo mięso [g]	415,00 $\pm$ 54,20	447,60 $\pm$ 68,33
Podroby razem [g]	156,80 $\pm$ 6,10	179,40 $\pm$ 19,15
Skrzydło [g]	318,30 $\pm$ 20,80	338,60 $\pm$ 18,05
Szyja [g]	92,90 $\pm$ 2,70	100,40 $\pm$ 7,53
Sadełko [g]	76,90 $\pm$ 15,00	50,10 $\pm$ 17,22

Tabela 10. Wyniki analizy rzeźnej kurcząt JA – 57 (n=5; średnia $\pm$ SD)

Wyszczególnienie	kurki	kogutki
Masa ciała przed ubojem [g]	3089,60 $\pm$ 273,76	3646,20 $\pm$ 98,54
Masa tuszki [g]	2279,52 $\pm$ 225,20	2589,68 $\pm$ 72,61
Wydajność rzeźna [%]	73,72 $\pm$ 1,17	71,05 $\pm$ 1,10
Mięsień piersiowy [g]	547,64 $\pm$ 74,17	485,24 $\pm$ 44,72
Udo mięso [g]	286,08 $\pm$ 30,43	338,92 $\pm$ 42,37
Podroby razem [g]	107,34 $\pm$ 14,34	148,88 $\pm$ 14,67

Skrzydło [g]	284,56 ± 25,704	336,48 ± 8,98
Szyja [g]	74,22 ± 6,28	87,18 ± 2,47
Sadelko [g]	55,20 ± 19,37	41,48 ± 11,96

Wodochłonność

Tabela 11. Wodochłonność mięśni piersiowych i udowych [cm²;średnia, SD]

Wodochłonność			
Mięśnie piersiowe		Mięśnie udowe	
kurki	kogutki	kurki	kogutki
Sussex			
5,80 ± 1,03	6,18 ± 1,44	4,31 ± 0,03	5,76 ± 0,70
Karmazyn			
4,40 ± 0,72	5,55 ± 0,14	3,93 ± 0,60	3,71 ± 0,86
Ross 308			
6,46 ± 0,98	6,00 ± 0,95	5,23 ± 0,96	4,75 ± 1,04
JA – 57			
5,28 ± 1,29	5,48 ± 0,41	3,93 ± 0,60	3,71 ± 0,86

Zawartość składników podstawowych

Tabela 12. Podstawowy skład chemiczny mięśni piersiowych i udowych kurcząt Sussex [%]

SUSSEX		
Wyszczególnienie	Kurki (n=5)	
	Pierś (średnia ± SD)	Udko (średnia ± SD)
białko ogólne	22,81 ± 0,03	21,85 ± 1,61
tłuszcz surowy	0,90 ± 0,02	2,89 ± 0,72
woda	75,25 ± 0,20	74,16 ± 0,88
popiół surowy	1,16 ± 0,01	1,23 ± 0,14
Wyszczególnienie	Koguty (n=5)	
	Pierś (średnia ± SD)	Udko (średnia ± SD)
białko surowe	22,72 ± 0,03	20,89 ± 0,05

tłuszcz surowy	1,00 ± 0,09	3,39 ± 0,09
Woda	75,20 ± 0,58	74,62 ± 0,25
Popiół surowy	1,17 ± 0,02	1,36 ± 0,04

Tabela 13. Podstawowy skład chemiczny mięśni piersiowych i udowych kurcząt Karmazyn [%]

KARMAZYN		
Wyszczególnienie	Kurki (n=5)	
	Pierś (średnia ± SD)	Udko (średnia ± SD)
Białko surowe	23,09 ± 0,19	21,48 ± 0,39
Tłuszcz surowy	0,92 ± 0,14	2,85 ± 0,09
Woda	74,72 ± 0,07	74,36 ± 0,17
Popiół surowy	1,21 ± 0,05	1,23 ± 0,02
Wyszczególnienie	Koguty (n=5)	
	Pierś (średnia ± SD)	Udko (średnia ± SD)
Białko surowe	22,52 ± 0,42	21,57 ± 0,14
Tłuszcz surowy	0,91 ± 0,04	2,56 ± 0,12
Woda	75,23 ± 0,38	74,60 ± 0,06
Popiół surowy	1,21 ± 0,04	1,23 ± 0,03

Tabela 14. Podstawowy skład chemiczny mięśni piersiowych i udowych kurcząt Ross 308 [%]

ROSS 308		
Wyszczególnienie	Kurki (n=5)	
	Pierś (średnia ± SD)	Udko (średnia ± SD)
Białko surowe	22,73 ± 0,34	20,25 ± 0,41
Tłuszcz surowy	1,29 ± 0,37	3,21 ± 0,33
Woda	75,06 ± 0,48	75,44 ± 0,25
Popiół surowy	1,17 ± 0,01	1,25 ± 0,01
Wyszczególnienie	Koguty (n=5)	
	Pierś (średnia ± SD)	Udko (średnia ± SD)
Białko surowe	22,81 ± 0,32	21,41 ± 0,40
Tłuszcz surowy	2,00 ± 0,16	3,07 ± 0,37

Woda	74,20 ± 0,59	74,43 ± 0,12
Popiół surowy	1,25 ± 0,03	1,22 ± 0,02

Tabela 15. Podstawowy skład chemiczny mięśni piersiowych i udowych kurcząt JA - 57 [%]

JA - 57		
Wyszczególnienie	Kurki (n=5)	
	Pierś (średnia ± SD)	Udko (średnia ± SD)
Białko surowe	22,91 ± 0,45	21,60 ± 0,29
Tłuszcz surowy	1,93 ± 0,07	2,52 ± 0,11
Woda	74,21 ± 0,46	74,30 ± 0,34
Popiół surowy	1,22 ± 0,02	1,26 ± 0,02
Wyszczególnienie	Koguty (n=5)	
	Pierś (średnia ± SD)	Udko (średnia ± SD)
Białko surowe	23,04 ± 0,21	21,06 ± 0,15
Tłuszcz surowy	2,07 ± 0,58	3,87 ± 0,19
Woda	73,82 ± 0,52	73,80 ± 0,20
Popiół surowy	1,25 ± 0,01	1,23 ± 0,03

Profil kwasów tłuszczowych frakcji lipidowej.

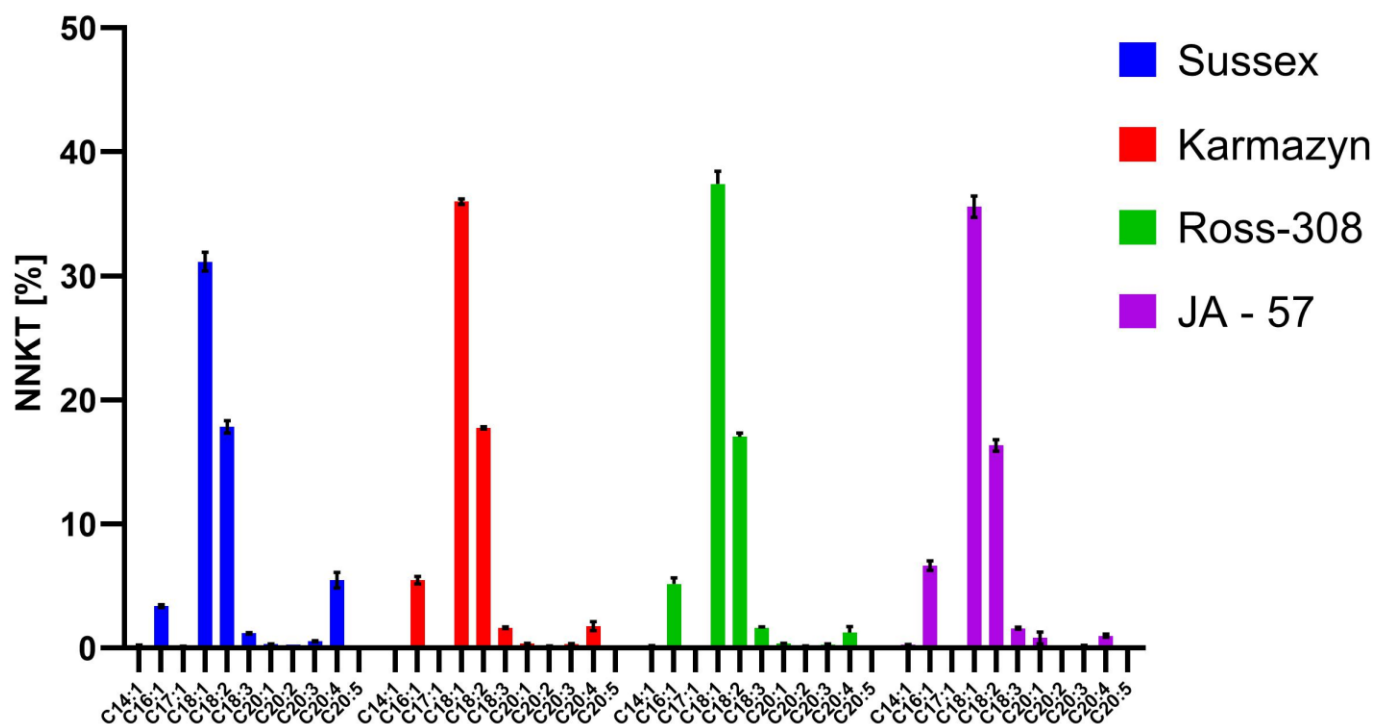
W powyższych badaniach mierzono zawartość kwasów tłuszczowych w mięśni piersiowym oraz mięśni udowym wymienionych odmian kur (Tabele 16 i 17). We frakcjach lipidów mięśni przeważają nienasycone kwasy tłuszczowe [NNKT]. Jednocześnie wśród sumy nienasyconych kwasów tłuszczowych przeważają jednonienasycone kwasy tłuszczowe [MUFA]. Przeważa w tym wypadku kwas oleinowy [C18:1] oraz kwas palmitoleinowy [C16:1]. Wśród wielonienasyconych kwasów tłuszczowych [PUFA] w obu badanych mięśniach przeważają kwas linolowy [C18:2, n-6], kwas linolenowy [C18:3] i kwas arachidonowy [C20:4, n-6]. Należą one do puli niezbędnych nienasyconych kwasów tłuszczowych dla człowieka. W mięśni piersiowym rasy Sussex występuje szczególnie dużą ilość kwasu arachidonowego w porównaniu do osobników pozostałych badanych ras. Jest to szczególnie istotne biorąc pod uwagę rolę kwasu arachidonowego w fizjologii. Generalnie jednak przeważają ilościowo kwasy tłuszczowe nienasycone omega 6 nad omega 3.

Tabela 16. Skład kwasów tłuszczowych frakcji lipidowej mięśni piersiowych kurek (% udział w sumie kwasów; n=5; średnia $\pm$ SD)

Kwas tłuszczowy	Sussex	Karmazyn	Ross 308	JA – 57
C _{12:0} – kwas laurynowy	0,06 $\pm$ 0,00	0,10 $\pm$ 0,02	0,07 $\pm$ 0,03	0,06 $\pm$ 0,02
C _{14:0} – kwas mirystynowy	0,83 $\pm$ 0,05	0,82 $\pm$ 0,03	0,85 $\pm$ 0,02	0,87 $\pm$ 0,08
C _{14:1} – kwas tetradecenowy	0,25 $\pm$ 0,02	0,24 $\pm$ 0,02	0,19 $\pm$ 0,03	0,22 $\pm$ 0,05
C _{15:0} – kwas pentadekanowy	0,14 $\pm$ 0,02	0,14 $\pm$ 0,00	0,16 $\pm$ 0,01	0,14 $\pm$ 0,01
C _{16:0} – kwas palmitynowy	26,00 $\pm$ 0,12	26,31 $\pm$ 0,10	27,06 $\pm$ 0,30	27,44 $\pm$ 1,16
C _{16:1} – kwas palmitooleinowy	3,15 $\pm$ 0,02	5,12 $\pm$ 0,80	5,54 $\pm$ 0,68	6,02 $\pm$ 0,57
C _{17:0} – kwas marganowy	0,23 $\pm$ 0,01	0,20 $\pm$ 0,00	0,20 $\pm$ 0,00	0,19 $\pm$ 0,02
C _{17:1} – kwas heptadecenowy	0,14 $\pm$ 0,01	0,13 $\pm$ 0,01	0,10 $\pm$ 0,01	0,10 $\pm$ 0,01
C _{18:0} – kwas stearynowy	10,26 $\pm$ 0,39	7,93 $\pm$ 0,56	7,41 $\pm$ 0,53	6,80 $\pm$ 0,33
C _{18:1} – kwas oleinowy	30,87 $\pm$ 2,21	35,62 $\pm$ 0,49	38,43 $\pm$ 1,03	36,71 $\pm$ 1,75
C _{18:2} – kwas linolowy	16,78 $\pm$ 0,30	17,71 $\pm$ 0,22	16,67 $\pm$ 0,57	16,95 $\pm$ 0,92
C _{18:3} – kwas α -linolenowy	1,06 $\pm$ 0,04	1,57 $\pm$ 0,17	1,68 $\pm$ 0,11	1,73 $\pm$ 0,08
C _{20:0} – kwas arachidowy	0,18 $\pm$ 0,00	0,12 $\pm$ 0,02	0,16 $\pm$ 0,11	0,24 $\pm$ 0,19
C _{20:1} – kwas eikozenowy	0,33 $\pm$ 0,01	0,38 $\pm$ 0,02	0,36 $\pm$ 0,03	1,30 $\pm$ 1,16
C _{20:2} – kwas eikozadienowy	0,27 $\pm$ 0,01	0,17 $\pm$ 0,01	0,15 $\pm$ 0,00	0,14 $\pm$ 0,02
C _{20:3} – kwas dihomogamma-linolenowy	0,60 $\pm$ 0,09	0,37 $\pm$ 0,06	0,23 $\pm$ 0,02	0,21 $\pm$ 0,01
C _{20:4} – kwas arachidonowy (AA)	6,49 $\pm$ 1,13	2,33 $\pm$ 0,76	0,58 $\pm$ 0,37	0,88 $\pm$ 0,08
C _{20:5} – kwas ikozapentaenowy (EPA)	0,00 $\pm$ 0,00	0,00 $\pm$ 0,00	0,00 $\pm$ 0,00	0,00 $\pm$ 0,00
C _{22:0} – kwas dokozanowy	0,00 $\pm$ 0,00	0,00 $\pm$ 0,00	0,08 $\pm$ 0,09	0,00 $\pm$ 0,00
C _{22:5} – kwas klupanodonowy (DPA)	1,40 $\pm$ 0,34	0,49 $\pm$ 0,14	0,08 $\pm$ 0,09	0,00 $\pm$ 0,00
C _{22:6} – kwas dokozaheksaenowy (DHA)	0,97 $\pm$ 0,19	0,26 $\pm$ 0,21	0,00 $\pm$ 0,00	0,00 $\pm$ 0,00
SFA	37,70 $\pm$ 0,19	35,63 $\pm$ 0,47	35,99 $\pm$ 0,56	35,75 $\pm$ 1,22
MUFA	34,74 $\pm$ 2,21	41,48 $\pm$ 1,26	44,63 $\pm$ 0,95	44,35 $\pm$ 1,13
PUFA	27,56 $\pm$ 2,02	22,88 $\pm$ 0,79	19,38 $\pm$ 0,57	19,90 $\pm$ 1,10

Tabela 17. Skład kwasów tłuszczowych frakcji lipidowej mięśni piersiowych kogutków (% udział w sumie kwasów; n=5; średnia $\pm$ SD)

Kwas tłuszczowy	Sussex	Karmazyn	Ross 308	JA – 57
C _{12:0} – kwas laurynowy	0,06 $\pm$ 0,02	0,08 $\pm$ 0,00	0,05 $\pm$ 0,00	0,06 $\pm$ 0,01
C _{14:0} – kwas mirystynowy	0,84 $\pm$ 0,03	0,90 $\pm$ 0,01	0,80 $\pm$ 0,08	1,05 $\pm$ 0,04
C _{14:1} – kwas tetradecenowy	0,21 $\pm$ 0,01	0,24 $\pm$ 0,00	0,18 $\pm$ 0,05	0,32 $\pm$ 0,01
C _{15:0} – kwas pentadekanowy	0,14 $\pm$ 0,01	0,18 $\pm$ 0,01	0,16 $\pm$ 0,00	0,16 $\pm$ 0,02
C _{16:0} – kwas palmitynowy	26,62 $\pm$ 0,15	27,11 $\pm$ 0,06	26,75 $\pm$ 1,52	30,39 $\pm$ 0,28
C _{16:1} – kwas palmitoleinowy	3,62 $\pm$ 0,16	5,81 $\pm$ 0,15	4,80 $\pm$ 1,08	7,27 $\pm$ 0,40
C _{17:0} – kwas marganowy	0,21 $\pm$ 0,01	0,21 $\pm$ 0,00	0,22 $\pm$ 0,01	0,17 $\pm$ 0,02
C _{17:1} – kwas heptadecenowy	0,15 $\pm$ 0,02	0,13 $\pm$ 0,01	0,11 $\pm$ 0,00	0,09 $\pm$ 0,01
C _{18:0} – kwas stearynowy	9,02 $\pm$ 0,29	7,06 $\pm$ 0,07	8,05 $\pm$ 0,80	6,92 $\pm$ 0,33
C _{18:1} – kwas oleinowy	31,42 $\pm$ 0,75	36,34 $\pm$ 0,04	36,40 $\pm$ 2,23	34,44 $\pm$ 0,74
C _{18:2} – kwas linolowy	18,90 $\pm$ 0,41	17,77 $\pm$ 0,16	17,37 $\pm$ 0,45	15,71 $\pm$ 0,47
C _{18:3} – kwas α -linolenowy	1,31 $\pm$ 0,07	1,71 $\pm$ 0,03	1,56 $\pm$ 0,18	1,47 $\pm$ 0,08
C _{20:0} – kwas arachidowy	0,14 $\pm$ 0,00	0,08 $\pm$ 0,00	0,11 $\pm$ 0,03	0,07 $\pm$ 0,00
C _{20:1} – kwas eikozenowy	0,34 $\pm$ 0,03	0,35 $\pm$ 0,00	0,37 $\pm$ 0,04	0,33 $\pm$ 0,02
C _{20:2} – kwas eikozadienowy	0,26 $\pm$ 0,01	0,16 $\pm$ 0,00	0,17 $\pm$ 0,02	0,12 $\pm$ 0,01
C _{20:3} – kwas dihomogamma-linolenowy	0,49 $\pm$ 0,07	0,28 $\pm$ 0,01	0,35 $\pm$ 0,08	0,23 $\pm$ 0,03
C _{20:4} – kwas arachidonowy (AA)	4,44 $\pm$ 0,81	1,20 $\pm$ 0,10	1,91 $\pm$ 1,01	1,10 $\pm$ 0,30
C _{20:5} – kwas ikozapentaenowy (EPA)	0,09 $\pm$ 0,08	0,00 $\pm$ 0,00	0,06 $\pm$ 0,07	0,00 $\pm$ 0,00
C _{22:0} – kwas dokozanowy	0,00 $\pm$ 0,00	0,11 $\pm$ 0,09	0,00 $\pm$ 0,00	0,11 $\pm$ 0,08
C _{22:5} – kwas klupanodonowy (DPA)	0,99 $\pm$ 0,22	0,28 $\pm$ 0,01	0,41 $\pm$ 0,19	0,00 $\pm$ 0,00
C _{22:6} – kwas dokozaheksaenowy (DHA)	0,73 $\pm$ 0,14	0,00 $\pm$ 0,00	0,17 $\pm$ 0,21	0,00 $\pm$ 0,00
SFA	37,04 $\pm$ 0,07	35,73 $\pm$ 0,08	36,13 $\pm$ 1,54	38,93 $\pm$ 0,64
MUFA	35,74 $\pm$ 0,91	42,86 $\pm$ 0,18	41,86 $\pm$ 2,18	42,44 $\pm$ 1,11
PUFA	27,22 $\pm$ 0,84	21,41 $\pm$ 0,26	22,01 $\pm$ 1,58	18,63 $\pm$ 0,48



Rycina 1. Porównanie procentowego składu kwasów NNKT w mięśniach piersiowych kurek i kogutków.

Tabela 18. Skład kwasów tłuszczowych frakcji lipidowej mięśni udowych kurek (% udział w sumie kwasów; n=5; średnia $\pm$ SD)

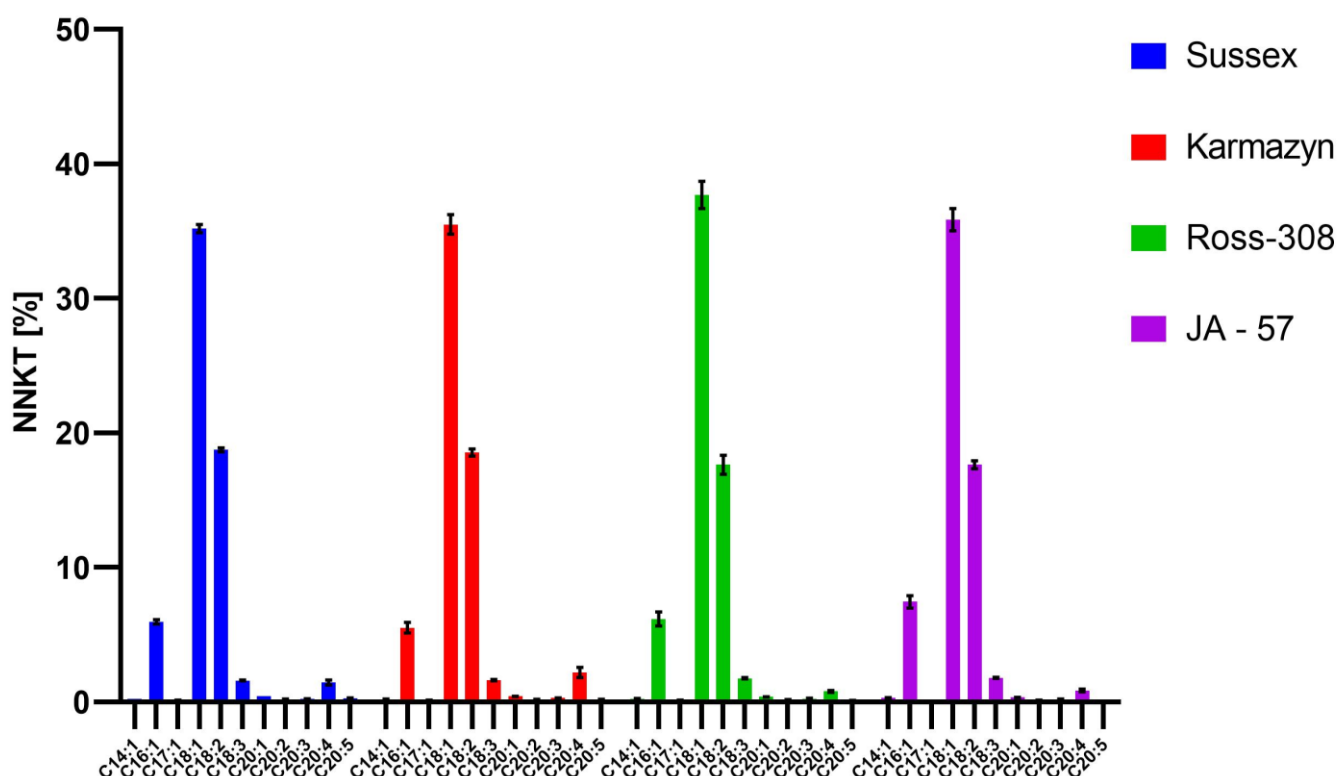
Kwas tłuszczowy	Sussex	Karmazyn	Ross 308	JA – 57
C 12:0 – kwas laurynowy	0,06 $\pm$ 0,00	0,04 $\pm$ 0,01	0,04 $\pm$ 0,01	0,05 $\pm$ 0,01
C 14:0 – kwas mirystynowy	1,01 $\pm$ 0,02	0,83 $\pm$ 0,08	0,86 $\pm$ 0,07	1,01 $\pm$ 0,05
C 14:1 – kwas tetradecenowy	0,23 $\pm$ 0,01	0,20 $\pm$ 0,05	0,20 $\pm$ 0,03	0,31 $\pm$ 0,04
C 15:0 – kwas pentadekanowy	0,14 $\pm$ 0,01	0,18 $\pm$ 0,02	0,15 $\pm$ 0,02	0,15 $\pm$ 0,02
C 16:0 – kwas palmitynowy	26,02 $\pm$ 0,25	25,72 $\pm$ 0,38	26,76 $\pm$ 0,91	28,08 $\pm$ 0,29
C 16:1 – kwas palmitooleinowy	5,61 $\pm$ 0,11	5,93 $\pm$ 1,09	6,41 $\pm$ 0,59	7,27 $\pm$ 0,70
C 17:0 – kwas marganowy	0,22 $\pm$ 0,00	0,22 $\pm$ 0,01	0,20 $\pm$ 0,01	0,20 $\pm$ 0,02
C 17:1 – kwas heptadecenowy	0,14 $\pm$ 0,01	0,13 $\pm$ 0,00	0,11 $\pm$ 0,01	0,12 $\pm$ 0,01
C 18:0 – kwas stearynowy	8,90 $\pm$ 0,03	7,43 $\pm$ 0,90	7,06 $\pm$ 0,20	6,49 $\pm$ 0,55
C 18:1 – kwas oleinowy	34,51 $\pm$ 0,06	37,10 $\pm$ 0,22	38,24 $\pm$ 1,51	35,10 $\pm$ 0,96
C 18:2 – kwas linolowy	18,42 $\pm$ 0,02	17,97 $\pm$ 0,13	16,58 $\pm$ 0,34	17,75 $\pm$ 0,70

C_{18:3} – kwas α-linolenowy	1,52 $\pm$ 0,00	1,68 $\pm$ 0,13	1,69 $\pm$ 0,09	1,82 $\pm$ 0,06
C_{20:0} – kwas arachidowy	0,13 $\pm$ 0,00	0,10 $\pm$ 0,03	0,07 $\pm$ 0,00	0,03 $\pm$ 0,04
C_{20:1} – kwas eikozenowy	0,45 $\pm$ 0,00	0,41 $\pm$ 0,04	0,37 $\pm$ 0,03	0,31 $\pm$ 0,01
C_{20:2} – kwas eikozadienowy	0,22 $\pm$ 0,00	0,16 $\pm$ 0,01	0,13 $\pm$ 0,00	0,12 $\pm$ 0,03 $\pm$
C_{20:3} – kwas dihomogamma-linolenowy	0,26 $\pm$ 0,00	0,26 $\pm$ 0,00	0,20 $\pm$ 0,03	0,20 $\pm$ 0,03
C_{20:4} – kwas arachidonowy (AA)	1,83 $\pm$ 0,03	1,42 $\pm$ 0,56	0,72 $\pm$ 0,08	0,90 $\pm$ 0,29
C_{20:5} – kwas ikozapentaenowy (EPA)	0,33 $\pm$ 0,01	0,25 $\pm$ 0,10	0,06 $\pm$ 0,07	0,00 $\pm$ 0,00
C_{22:0} – kwas dokozanowy	0,00 $\pm$ 0,00	0,00 $\pm$ 0,00	0,04 $\pm$ 0,05	0,00 $\pm$ 0,00
C_{22:5} – kwas klupanodonowy (DPA)	0,00 $\pm$ 0,00	0,00 $\pm$ 0,00	0,10 $\pm$ 0,06	0,09 $\pm$ 0,12
C_{22:6} – kwas dokozaheksaenowy (DHA)	0,00 $\pm$ 0,00	0,00 $\pm$ 0,00	0,00 $\pm$ 0,00	0,00 $\pm$ 0,00
SFA	36,48 $\pm$ 0,25	34,51 $\pm$ 0,47	35,18 $\pm$ 0,72	36,01 $\pm$ 0,53
MUFA	40,93 $\pm$ 0,18	43,76 $\pm$ 0,88	45,33 $\pm$ 1,05	43,10 $\pm$ 1,55
PUFA	22,59 $\pm$ 0,07	21,73 $\pm$ 0,41	19,49 $\pm$ 0,37	20,89 $\pm$ 1,15

Tabela 19. Skład kwasów tłuszczowych frakcji lipidowej mięśni udowych kogutków (% udział w sumie kwasów; n=5; średnia $\pm$ SD)

Kwas tłuszczowy	Sussex	Karmazyn	Ross 308	JA – 57
C_{12:0} – kwas laurynowy	0,05 $\pm$ 0,00	0,04 $\pm$ 0,00	0,05 $\pm$ 0,01	0,05 $\pm$ 0,01
C_{14:0} – kwas mirystynowy	0,99 $\pm$ 0,02	0,83 $\pm$ 0,01	0,94 $\pm$ 0,14	0,89 $\pm$ 0,10
C_{14:1} – kwas tetradecenowy	0,23 $\pm$ 0,01	0,20 $\pm$ 0,00	0,22 $\pm$ 0,11	0,28 $\pm$ 0,07
C_{15:0} – kwas pentadekanowy	0,18 $\pm$ 0,00	0,18 $\pm$ 0,00	0,19 $\pm$ 0,03	0,14 $\pm$ 0,02
C_{16:0} – kwas palmitynowy	25,72 $\pm$ 0,30	25,72 $\pm$ 0,05	26,22 $\pm$ 1,30	27,05 $\pm$ 1,50
C_{16:1} – kwas palmitooleinowy	6,30 $\pm$ 0,08	5,93 $\pm$ 0,22	5,92 $\pm$ 1,48	7,61 $\pm$ 1,09
C_{17:0} – kwas marganowy	0,19 $\pm$ 0,00	0,22 $\pm$ 0,00	0,24 $\pm$ 0,02	0,17 $\pm$ 0,02
C_{17:1} – kwas heptadecenowy	0,11 $\pm$ 0,00	0,13 $\pm$ 0,01	0,15 $\pm$ 0,01	0,10 $\pm$ 0,01
C_{18:0} – kwas stearynowy	7,52 $\pm$ 0,04	7,43 $\pm$ 0,03	6,66 $\pm$ 0,96	6,16 $\pm$ 0,31
C_{18:1} – kwas oleinowy	35,87 $\pm$ 0,13	37,10 $\pm$ 0,13	37,14 $\pm$ 2,57	36,58 $\pm$ 1,89
C_{18:2} – kwas linolowy	19,06 $\pm$ 0,06	17,97 $\pm$ 0,13	18,67 $\pm$ 1,66	17,50 $\pm$ 0,50

C_{18:3} – kwas α-linolenowy	1,65 ± 0,00	1,68 ± 0,02	1,81 ± 0,09	1,75 ± 0,09
C_{20:0} – kwas arachidowy	0,10 ± 0,00	0,10 ± 0,00	0,05 ± 0,04	0,07 ± 0,01
C_{20:1} – kwas eikozenowy	0,43 ± 0,01	0,41 ± 0,01	0,37 ± 0,04	0,34 ± 0,03
C_{20:2} – kwas eikozadienowy	0,17 ± 0,02	0,16 ± 0,00	0,18 ± 0,02	0,14 ± 0,01
C_{20:3} – kwas dihomogamma-linolenowy	0,20 ± 0,00	0,26 ± 0,00	0,28 ± 0,06	0,20 ± 0,01
C_{20:4} – kwas arachidonowy (AA)	1,05 ± 0,02	1,42 ± 0,06	0,85 ± 0,18	0,80 ± 0,09
C_{20:5} – kwas ikozapentaenowy (EPA)	0,18 ± 0,00	0,25 ± 0,00	0,07 ± 0,09	0,00 ± 0,00
C_{22:0} – kwas dokozanowy	0,00 ± 0,00	0,00 ± 0,00	0,00 ± 0,00	0,00 ± 0,00
C_{22:5} – kwas klupanodonowy (DPA)	0,00 ± 0,00	0,00 ± 0,00	0,00 ± 0,00	0,15 ± 0,02
C_{22:6} – kwas dokozaheksaenowy (DHA)	0,00 ± 0,00	0,00 ± 0,00	0,00 ± 0,00	0,00 ± 0,00
SFA	34,75 ± 0,27	34,51 ± 0,11	34,35 ± 1,17	34,53 ± 1,34
MUFA	42,94 ± 0,20	43,76 ± 0,10	43,80 ± 2,72	44,92 ± 0,99
PUFA	22,31 ± 0,07	21,73 ± 0,21	21,85 ± 2,04	20,55 ± 0,67



Rycina 2. Porównanie procentowego składu kwasów NNKT w mięśniach udowych kurek i kogutków.

Cholesterol

Tabela 20. Zawartość cholesterolu w mięśniach piersiowych i udowych [mg/100g mięsa; średnia, SD]

Cholesterol [mg/100g mięsa; średnia, SD]			
Mięśnie piersiowe		Mięśnie udowe	
kurki	kogutki	kurki	kogutki
Sussex			
24,67 ± 1,17	31,92 ± 1,45	48,90 ± 4,38	51,39 ± 3,62
Karmazyn			
45,68 ± 3,46	43,15 ± 1,03	61,58 ± 5,55	58,67 ± 3,58
Ross 308			
41,90 ± 6,43	51,9 ± 3,30	72,47 ± 7,66	76,59 ± 3,60
JA – 57			
45,80 ± 7,23	56,27 ± 2,5	58,15 ± 2,93	68,76 ± 3,11

Ocena sensoryczna

Ocenę walorów smakowych mięśni piersiowych i udowych dokonał zespół złożony z 6 osób. Oceniano cechy: konsystencję, barwę, zapach, smak, wygląd ogólny. Zastosowano 5-punktową skalę, gdzie 5 stanowiło najwyższą notę zaś 1 najniższą. Obróbka cieplna polegała na gotowaniu na parze przy użyciu pieca konwekcyjno-parowego (Küppersbusch CPE 110, Niemcy). Wyniki zamieszczono w tabelach 21 i 22. Najwyższą ocenę łączną mięśni piersiowych uzyskała rasa JA – 57 (4,50), natomiast mięśni udowych rasa Ross 308 (4,63).

Tabela 21. Ocena sensoryczna mięśni piersiowych.

Cecha	Oceniający						Ocena częstkowa	Ocena łączna
	1	2	3	4	5	6		
Sussex								
Wygląd ogólny	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,00	4,03
Zapach	3,5	4,0	4,5	4,5	4,0	3,0	3,96	
Konsystencja	3,0	4,0	3,0	4,0	2,5	2,5	3,21	
Smak	4,0	4,0	4,5	4,0	4,0	3,0	3,92	
Barwa	4,0	5,0	4,0	5,0	4,0	2,5	4,04	
Karmazyn								
Wygląd ogólny	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,00	4,22

Zapach	4,0	4,0	5	4,5	3,5	3,5	4,14	
Konsystencja	4,0	4,0	4,0	4,5	3,0	3,0	3,79	
Smak	4,0	4,5	5,0	4,0	4,0	2,5	4,00	
Barwa	4,0	4,5	5,0	5,0	4,0	2,0	4,13	
Ross 308								
Wygląd ogólny	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,00	4,41
Zapach	4,5	4,5	4,0	4,5	4,0	5,0	4,42	
Konsystencja	5,0	5,0	3,0	4,5	3,5	4,0	4,13	
Smak	4,0	5,0	4,0	5,0	4,0	4,0	4,33	
Barwa	5,0	4,0	4,0	5,0	4,0	3,0	4,17	
JA – 57								
Wygląd ogólny	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,00	4,50
Zapach	5,0	4,0	5,0	5,0	5,0	3,0	4,54	
Konsystencja	4,0	4,5	4,5	4,5	4,5	3,0	4,13	
Smak	4,0	4,5	5,0	4,5	4,5	3,5	4,29	
Barwa	5,0	4,0	5,0	5,0	5,0	3,0	4,54	

Tabela 22. Ocena sensoryczna mięśni udowych.

Cecha	Oceniający						Ocena częstkowa	Ocena łączna
	1	2	3	4	5	6		
Sussex								
Wygląd ogólny	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,00	3,97
Zapach	4,0	4,0	4,5	4,5	3,0	3,0	3,83	
Konsystencja	3,0	4,0	4,5	4,5	2,5	3,0	3,63	
Smak	3,0	4,0	5,0	4,0	3,5	3,0	3,79	
Barwa	4,0	4,0	4,0	4,0	3,0	3,0	3,58	
Karmazyn								
Wygląd ogólny	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,00	4,13
Zapach	4,0	4,0	4,0	4,0	4,0	2,5	3,75	
Konsystencja	4,0	4,0	5,0	4,5	4,0	2,5	4,04	
Smak	4,0	4,0	5,0	4,0	4,0	2,5	3,96	
Barwa	4,0	4,0	4,0	4,5	4,0	3,0	3,92	
Ross 308								
Wygląd ogólny	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,00	4,63
Zapach	4,5	4,5	4,5	5,0	4,0	4,0	4,42	
Konsystencja	5,0	5,0	5,0	4,5	5,0	3,5	4,67	
Smak	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	3,0	4,67	
Barwa	5,0	4,0	4,5	5,0	5,0	3,0	4,38	

JA – 57								
Wygląd ogólny	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,00	4,58
Zapach	5,0	4,0	4,5	5,0	4,0	3,0	4,42	
Konsystencja	4,0	5,0	4,5	4,5	5,0	3,5	4,42	
Smak	4,0	5,0	5,0	5,0	5,0	2,5	4,58	
Barwa	4,0	4,0	5,0	5,0	5,0	3,0	4,50	

Parametry oceny równowagi oksydo-redukcyjnej mięśnia piersiowego i udowego.

Stres oksydacyjny towarzyszy wszystkim procesom w organizmach żywych. W powyższych badaniach przeprowadzono analizę następujących parametrów w mięśniu udowym oraz piersiowym kur:

- stężenie malonyldwualdehydu [MDA],
- stężenie glutationu [GSH],
- stężenie kortyzolu,
- aktywność dysmutazy ponadtlenkowej [SOD],
- aktywność peroksydazy glutationowej [GPX],
- aktywność katalazy [CAT],
- aktywność reduktazy glutationowej [RedGlu].

W celu oznaczenia wymienionych parametrów przeprowadzono pomiary za pomocą dostępnych komercyjnie zestawów odczynników. Wyniki pomiarów przedstawiono poniżej – ujęcie tabelaryczne i na wykresach słupkowych. W tym celu poddano homogenizacji w buforze lizującym (łaznia lodowa) próby mięśnia udowego oraz piersiowego pobranych od 10 osobników (5 kur i 5 kogutów) każdej rasy (Sussex, Karmazyn, Ross-308 i JA – 57). Uzyskane homogenaty odwirowano z przyspieszeniem 15000xg. Osad odrzucano a supernatant stosowano do dalszych analiz. Wszystkie wyniki dotyczące zarówno stężenia jak i aktywności enzymatycznej porównano do zawartości białka. Uzyskane wartości parametrów analizowano statystycznie za pomocą programu EXCEL 2016 oraz GraphPad prism 6. Wykonano obliczenia dotyczące statystyk opisowych (średnia, odchylenie standardowe SD, błąd standardowy SEM). W celu przeprowadzenia analizy statystycznie zastosowano jednostronny test Anova z analizą post hoc Tukey’a oraz dwustronny test Anova post testem Tukey’a.

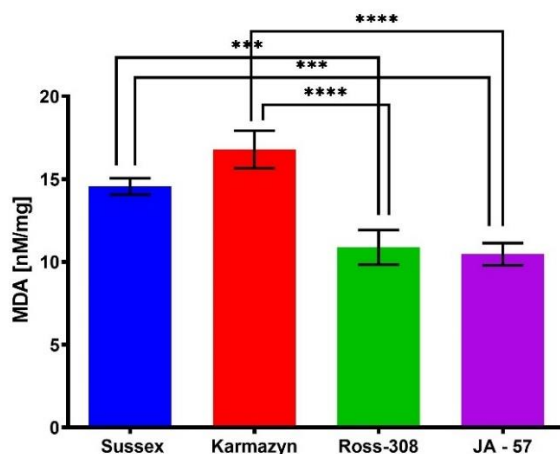
1. Pomiar stężenia malonyldwualdehydu [MDA]

Stężenie MDA oznaczano w reakcji z kwasem tiobarbiturowym [TBARS assay - Thiobarbituric acid reactive substance assay]. Wyniki przedstawiono poniżej.

a) Mięsień udowy – pomiary stężenia MDA

Tabela 23. Stężenie MDA w mięśniu udowym poszczególnych ras drobiu.

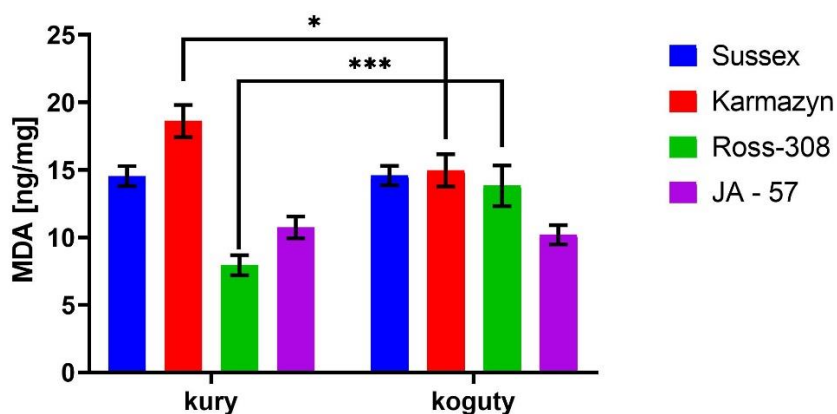
MDA[nM/mg]	Sussex	Karmazyn	Ross-308	JA - 57
średnia	14,56	16,79	10,88	10,47
SD	1,92	4,40	4,05	2,59
SEM	0,50	1,14	1,05	0,67



Rycina 3. Stężenie MDA w mięśniu udowym poszczególnych ras drobiu.

Tabela 24. Porównanie stężenia MDA w mięśniu udowym kurek i kogutków.

MDA [nM/mg]	Sussex		Karmazyn		Ross-308		JA-57	
	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty
średnia	14,5	14,6	18,6	15,0	7,9	13,8	10,7	10,2
SEM	0,7	0,7	1,2	1,2	0,7	1,5	0,8	0,7



Rycina 4. Porównanie stężenia MDA w mięśniu udowym kurek i kogutków.

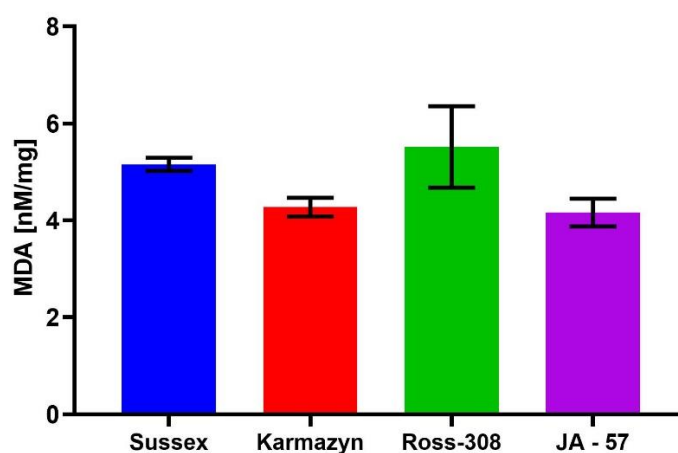
W powyższym przypadku szczególne różnice istotne statystycznie wystąpiły w przypadku rasy Karmazyn oraz Sussex w porównaniu do pozostałych ras. Analizując zawartość MDA w

stosunku do płci to największe różnice w mięśni udowym wystąpiły u rasy Karmazyn (wyższy poziom u kur) oraz Ross-308 (wyższy poziom u kogutów) ($P < 0,05$).

b) Mięsień piersiowy – pomiar stężenia MDA

Tabela 25. Stężenie MDA w mięśni piersiowym poszczególnych ras drobiu.

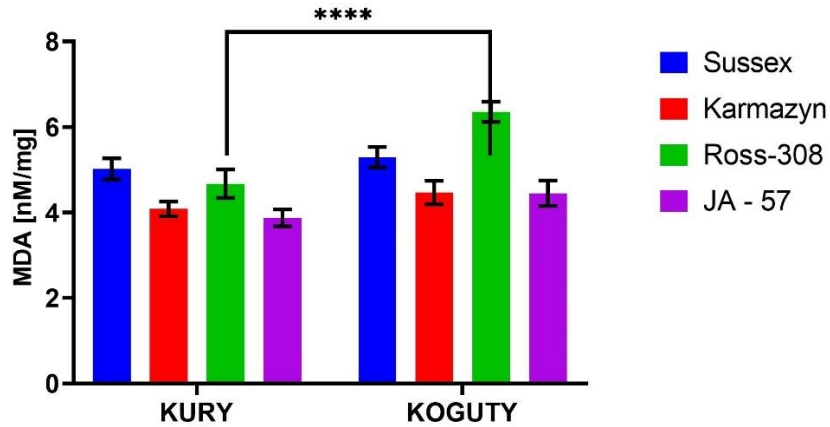
MDA [nM/mg]	Sussex	Karmazyn	Ross-308	JA - 57
średnia	5,2	4,3	5,5	4,2
SD	0,9	0,9	1,4	1,0
SEM	0,2	0,2	0,3	0,2



Rycina 5. Stężenie MDA w mięśni piersiowym poszczególnych ras drobiu.

Tabela 26. Porównanie stężenia MDA w mięśni piersiowym kurek i kogutków.

MDA nM/mg	Sussex		Karmazyn		Ross-308		JA-57	
	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty
średnia	5,0	5,3	4,1	4,5	4,7	6,4	3,9	4,4
SEM	0,2	0,2	0,2	0,3	0,3	0,2	0,2	0,3



Rycina 6. Porównanie stężenia MDA w mięśniu piersiowym kurek i kogutków.

W mięśniu piersiowym największe różnice stężeń MDA zanotowano pomiędzy kurami a kogutami w przypadku rasy Ross-308 ($P < 0,05$).

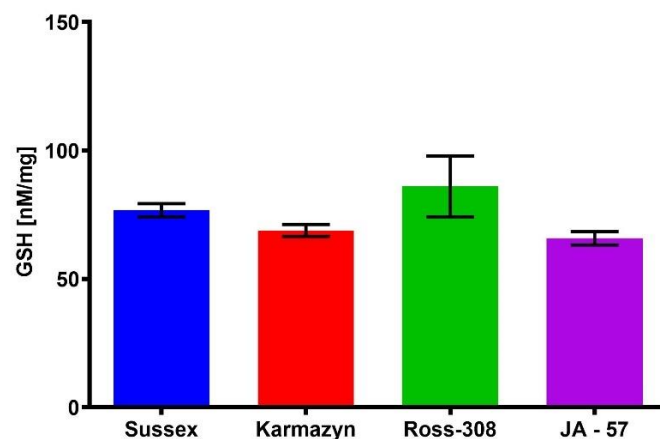
2. Pomiar stężenia glutationu [GSH]

Glutataion oznaczano klasyczną spektrofotometryczną metodą pomiaru z odczynnikiem Ellman'a - DTNB (Ellman's Reagent) (5,5-dithio-bis-(2-nitrobenzoic acid)

a) Mięsień udowy – stężenie GSH

Tabela 27. Stężenie GSH w mięśniu udowym poszczególnych ras drobiu.

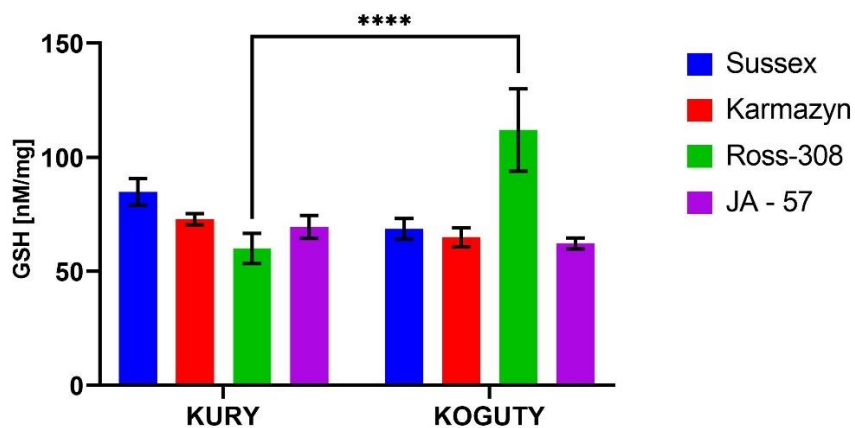
GSH [nM/mg]	Sussex	Karmazyn	Ross-308	JA - 57
średnia	76,8	68,9	86,0	65,9
SD	9,9	9,1	45,8	10,2
SEM	2,6	2,3	11,8	2,6



Rycina 7. Stężenie GSH w mięśniu udowym poszczególnych ras drobiu.

Tabela 28. Porównanie stężenia GSH w mięśniu udowym kurek i kogutków.

GSH nM/mg	Sussex		Karmazyn		Ross-308		JA-57	
	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty
średnia	84,9	68,6	72,8	65,0	60,1	112,0	69,5	62,2
SEM	5,8	4,5	2,5	4,2	6,6	18,1	5,0	2,4



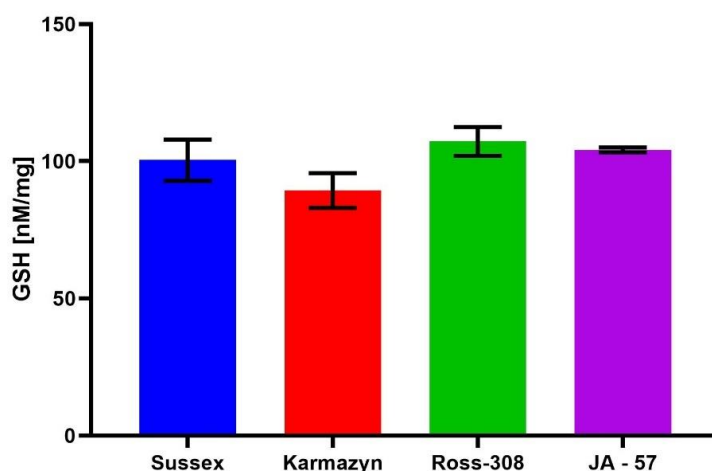
Rycina 8. Porównanie stężenia GSH w mięśniu udowym kurek i kogutków.

Największe różnice stężeń glutationu w mięśniu udowym wystąpiły pomiędzy kurami oraz kogutami rasy Ross-308 ($P < 0,05$).

b) Mięsień piersiowy – stężenie GSH

Tabela 29. Stężenie GSH w mięśniu piersiowym poszczególnych ras drobiu.

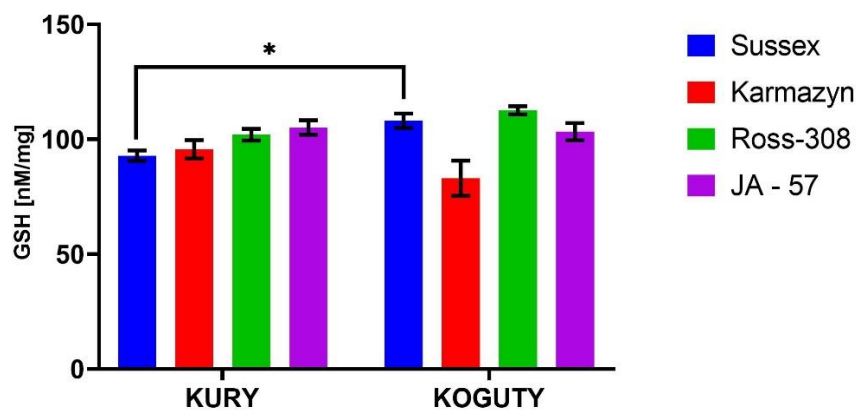
GSH [nM/mg]	Sussex	Karmazyn	Ross-308	JA - 57
średnia	100,4	89,3	107,3	104,2
SD	10,7	8,9	7,5	1,3
SEM	7,6	6,3	5,3	0,9



Rycina 9. Stężenie GSH w mięśniu piersiowym poszczególnych ras drobiu.

Tabela 30. Porównanie stężenia GSH w mięśniu piersiowym kurek i kogutków.

GSH	Sussex		Karmazyn		Ross-308		JA-57	
ng/mg	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty
średnia	92,9	108,0	95,6	83,0	102,0	112,5	105,1	103,2
SEM	8,7	12,2	15,5	29,5	9,7	6,9	12,1	14,6



Rycina 10. Porównanie stężenia GSH w mięśniu piersiowym kurek i kogutków.

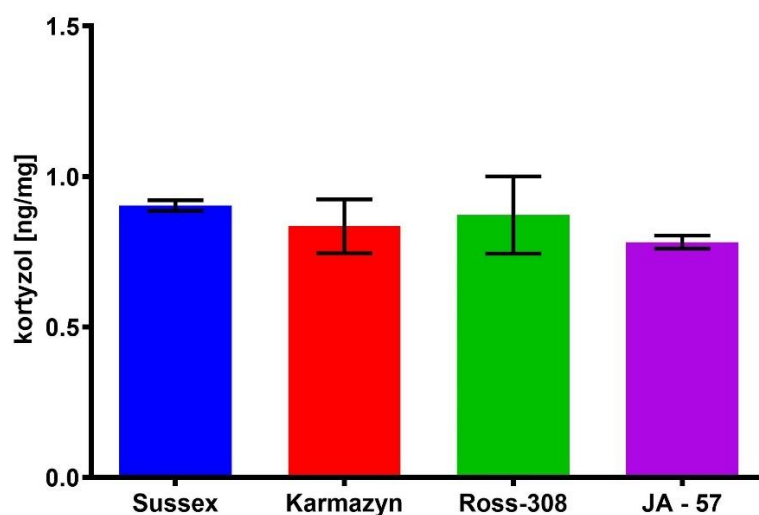
3. Pomiar kortyzolu

Kortyzol w próbach mięśni został oznaczony za pomocą zestawu ELISA firmy Demeditec (Niemcy).

a) Mięsień udowy – stężenie kortyzolu

Tabela 31. Stężenie kortyzolu w mięśniu udowym poszczególnych ras drobiu.

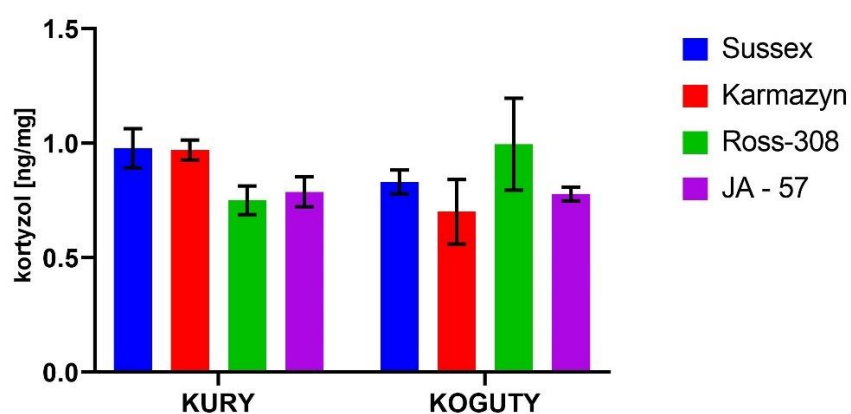
Kortyzol [ng/mg]	Sussex	Karmazyn	Ross-308	JA - 57
średnia	0,90	0,84	0,87	0,78
SD	0,04	0,18	0,26	0,04
SEM	0,02	0,09	0,13	0,02



Rycina 11. Stężenie kortyzolu w mięśniu udowym poszczególnych ras drobiu.

Tabela 32. Porównanie stężenia kortyzolu w mięśniu udowym kurek i kogutków.

Kortyzol ng/mg	Sussex		Karmazyn		Ross-308		JA-57	
	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty
średnia	0,98	0,83	0,97	0,70	0,75	1,00	0,79	0,78
SEM	0,09	0,05	0,04	0,14	0,06	0,20	0,07	0,03



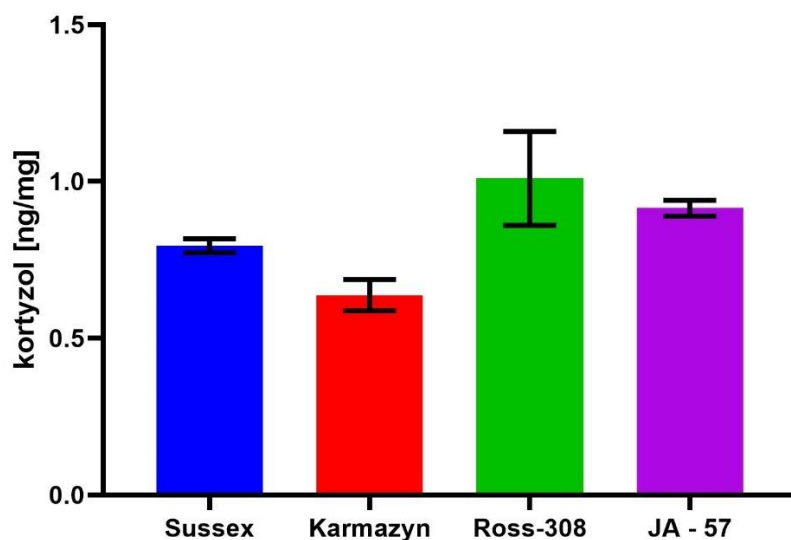
Rycina 12. Porównanie stężenia kortyzolu w mięśniu udowym kurek i kogutków.

Nie zanotowano różnic istotnych statystycznie.

b) Mięsień piersiowy – stężenie kortyzolu

Tabela 33. Stężenie kortyzolu w mięśniu piersiowym poszczególnych ras drobiu.

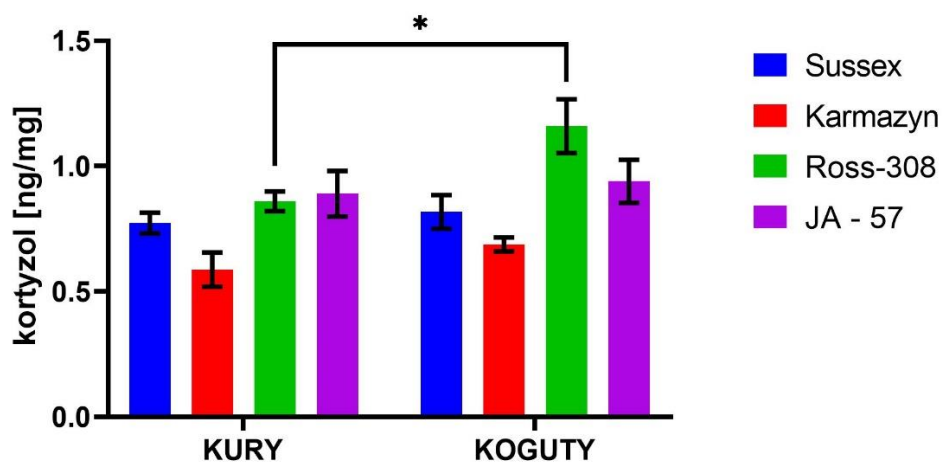
GSH [ng/mg]	Sussex	Karmazyn	Ross-308	JA - 57
średnia	0,80	0,64	1,01	0,92
SD	0,03	0,07	0,21	0,04
SEM	0,02	0,05	0,15	0,03



Rycina 13. Stężenie kortyzolu w mięśni piersiowym poszczególnych ras drobiu.

Tabela 34. Porównanie stężenia kortyzolu w mięśni piersiowym kurek i kogutków.

Kortyzol ng/mg	Sussex		Karmazyn		Ross-308		JA-57	
	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty
średnia	0,77	0,82	0,59	0,69	0,86	1,16	0,89	0,94
SEM	0,08	0,13	0,14	0,06	0,08	0,21	0,18	0,17



Rycina 14. Porównanie stężenia kortyzolu w mięśni piersiowym kurek i kogutków.

Największe różnice istotne statystycznie zanotowano w przypadku pomiaru kortyzolu, wystąpiły w rasie Ross-308 pomiędzy kurami a kogutami ($P < 0,05$).

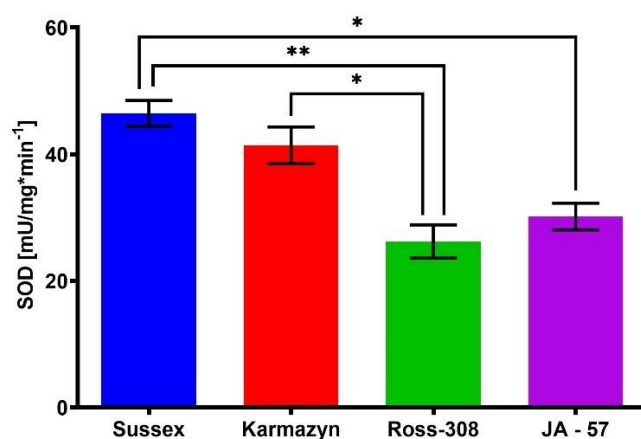
4. Pomiar aktywności dysmutazy ponadtlenkowej SOD

Aktywność SOD w próbach mięśnia udowego oraz piersiowego kur została wykonana za pomocą komercyjnego zestawu firmy CAYMAN (USA).

a) Mięsień udowy – aktywność SOD

Tabela 35. Aktywność SOD w mięśniu udowym poszczególnych ras drobiu.

SOD [$\text{mU/mg} \cdot \text{min}^{-1}$]	Sussex	Karmazyn	Ross-308	JA - 57
średnia	46,47	41,41	26,23	30,17
SD	7,85	11,21	10,18	8,19
SEM	2,03	2,89	2,63	2,12

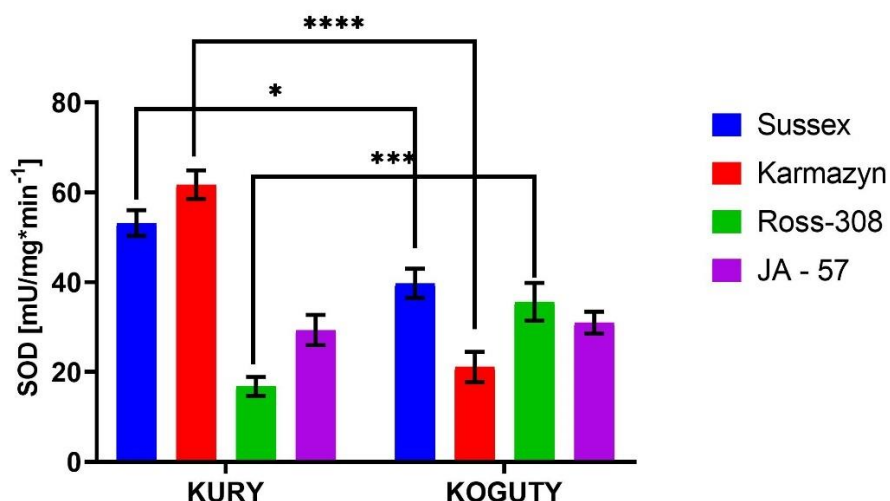


Rycina 15. Aktywność SOD w mięśniu udowym poszczególnych ras drobiu.

Na wykresie przedstawiono różnice statystyczne pomiędzy wartością aktywnością SOD pomiędzy próbami pochodzącymi od badanych ras kur. Różnice statystyczne były porównywane do wartości $P < 0,05$.

Tabela 36. Porównanie aktywności SOD w mięśniu udowym kurek i kogutów.

SOD $\text{mU/mg} \cdot \text{min}^{-1}$	Sussex		Karmazyn		Ross-308		JA-57	
	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty
średnia	53,18	39,76	61,71	21,12	16,81	35,66	29,34	31,01
SEM	2,86	3,26	3,19	3,34	2,12	4,20	3,37	2,42



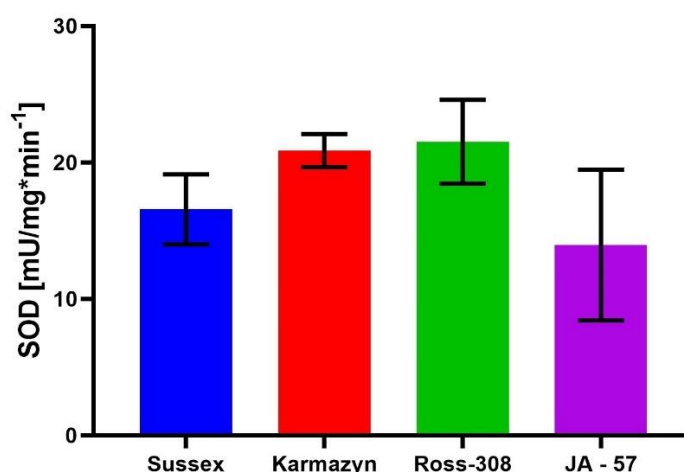
Rycina 16. Porównanie aktywności SOD w mięśniu udowym kurek i kogutków.

Analizowano różnice pomiędzy kurami i kogutami badanych ras w przypadku aktywności SOD. Statystycznie istotne różnice nie wystąpiły w przypadku kur i kogutów z rasy JA-57 ($P < 0,05$).

b) Mięsień piersiowy – aktywność SOD

Tabela 37. Aktywność SOD w mięśniu piersiowym poszczególnych ras drobiu.

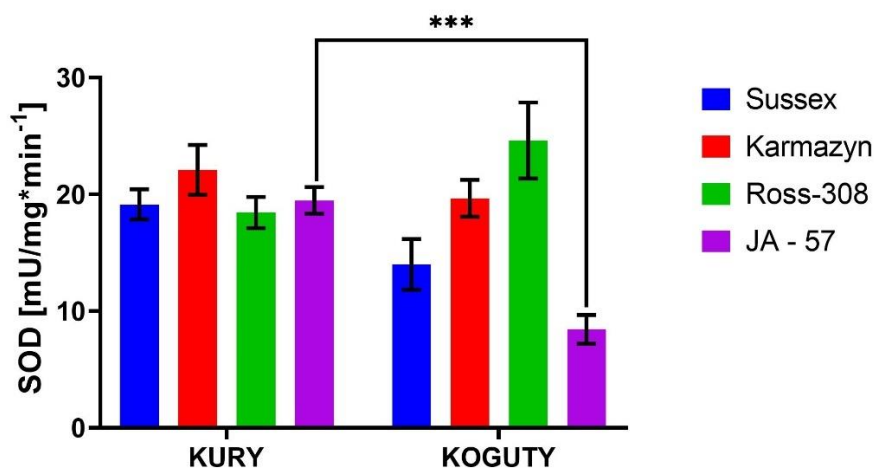
SOD[mU/mg*min ⁻¹]	Sussex	Karmazyn	Ross-308	JA - 57
średnia	16,57	20,87	21,52	13,96
SD	3,64	1,72	4,36	7,81
SEM	2,57	1,21	3,08	5,52



Rycina 17. Aktywność SOD w mięśniu piersiowym poszczególnych ras drobiu.

Tabela 38. Porównanie aktywności SOD w mięśniu piersiowym kurek i kogutków.

SOD mU/mg*min ⁻¹	Sussex		Karmazyn		Ross-308		JA-57	
	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty
średnia	19,14	14,00	22,09	19,66	18,44	24,60	19,48	8,43
SEM	5,01	8,40	8,24	6,09	5,17	12,61	4,40	4,75



Rycina 18. Porównanie aktywności SOD w mięśniu piersiowym kurek i kogutków.

Największe różnice istotne statystycznie aktywności SOD oznaczono pomiędzy kurami a kogutami rasy JA – 57 ($P < 0,05$).

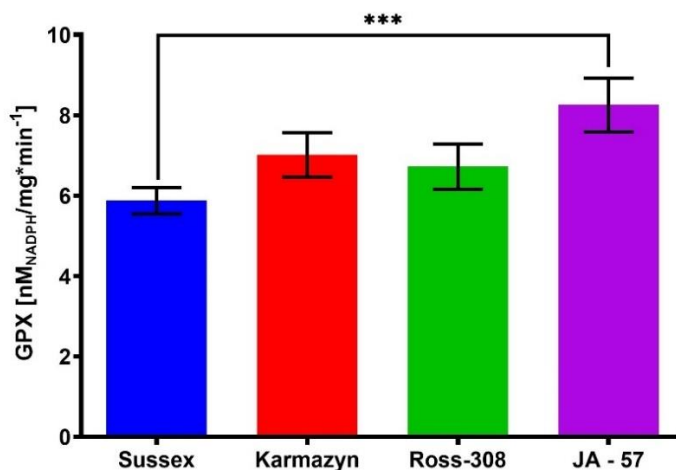
5. Pomiar aktywności peroksydazy glutationowej (GPX)

Aktywność GPX oznaczono za pomocą zestawu odczynników firmy Cayman (USA).

a) Mięsień udowy – aktywność GPX

Tabela 39. Aktywność GPX w mięśniu udowym poszczególnych ras drobiu.

GPX [nM _{NADPH} /mg*min ⁻¹]	Sussex	Karmazyn	Ross-308	JA - 57
średnia	5,87	7,02	6,72	8,26
SD	1,28	2,14	2,19	2,59
SEM	0,33	0,55	0,56	0,67

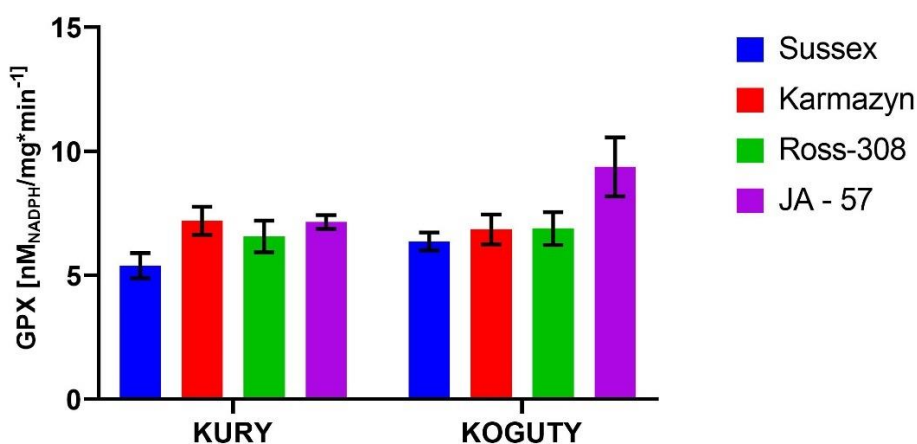


Rycina 19. Aktywność GPX w mięśniu udowym poszczególnych ras drobiu.

Poziom aktywności peroksydazy glutationowej w mięśniu udowym była istotnie wyższa w próbach pochodzących u rasy JA-57 w porównaniu do osobników rasy Sussex ($P < 0,05$).

Tabela 40. Porównanie aktywności GPX w mięśniu udowym kurek i kogutków.

GPX	Sussex		Karmazyn		Ross-308		JA-57	
nM _{NADPH} /mg*min ⁻¹	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty
średnia	5,39	6,36	7,19	6,84	6,56	6,88	7,14	9,37
SEM	0,51	0,36	0,57	0,60	0,64	0,66	0,28	1,19

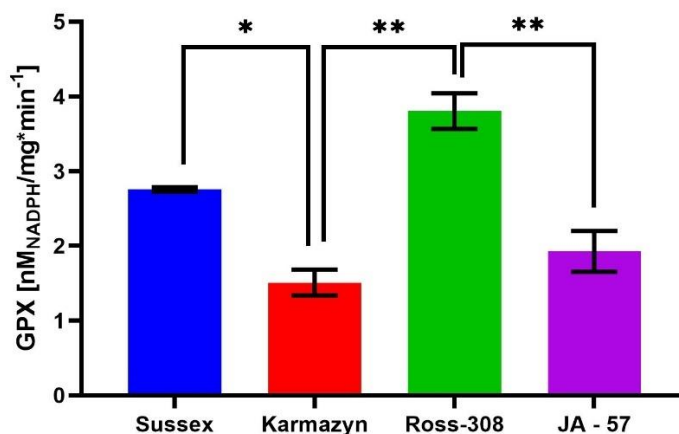


Rycina 20. Porównanie aktywności GPX w mięśniu udowym kurek i kogutków.

b) Mięsień piersiowy – aktywność GPX

Tabela 40. Aktywność GPX w mięśniu piersiowym poszczególnych ras drobiu.

GPX [$\text{nM}_{\text{NADPH}}/\text{mg} \cdot \text{min}^{-1}$]	Sussex	Karmazyn	Ross-308	JA - 57
średnia	2,76	1,51	3,81	1,93
SD	0,04	0,25	0,34	0,39
SEM	0,03	0,17	0,24	0,27

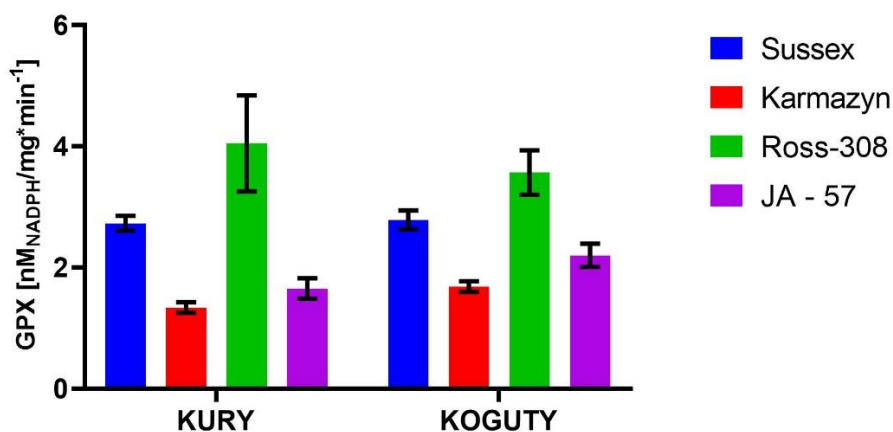


Rycina 21. Aktywność GPX w mięśniu piersiowym poszczególnych ras drobiu.

Aktywność peroksydazy glutationowej w próbach pochodzących z mięśnia piersiowego była istotnie różna pomiędzy osobnikami z rasy Sussex i Karmazyn, osobnikami z rasy Karmazyn i Ross-308 oraz osobnikami Ross-308 i JA-57 ($P < 0,05$).

Tabela 41. Porównanie aktywności GPX w mięśniu piersiowym kurek i kogutków.

GPX $\text{nM}_{\text{NADPH}}/\text{mg} \cdot \text{min}^{-1}$	Sussex		Karmazyn		Ross-308		JA-57	
	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty
średnia	2,73	2,78	1,34	1,68	4,04	3,57	1,65	2,20
SEM	0,47	0,61	0,34	0,35	3,06	1,41	0,66	0,75



Rycina 22. Porównanie aktywności GPX w mięśniu piersiowym kurek i kogutków.

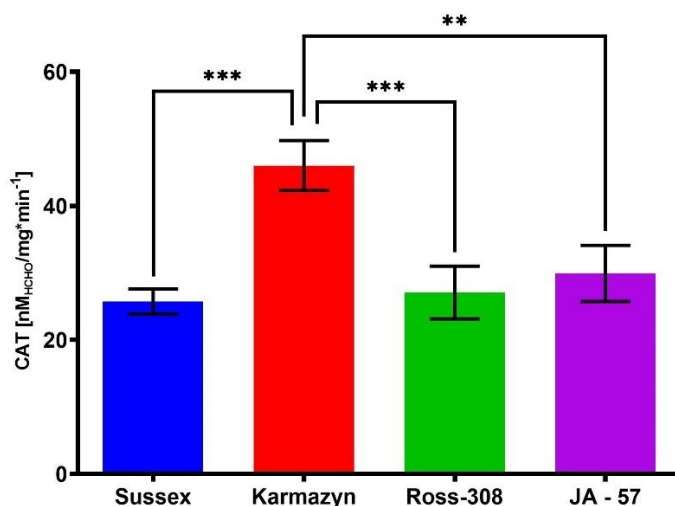
6. Pomiar aktywności katalazy CAT

Aktywność katalazy została zmierzona za pomocą zestawu odczynników firmy CAYMAN (USA)

a) Mięsień udowy – aktywność katalazy

Tabela 42. Aktywność CAT w mięśniu udowym poszczególnych ras drobiu.

CAT [nM _{HCHO} /mg*min ⁻¹]	Sussex	Karmazyn	Ross-308	JA - 57
średnia	25,69	46,00	27,04	29,91
SD	5,89	11,79	12,40	13,24
SEM	1,86	3,73	3,92	4,19

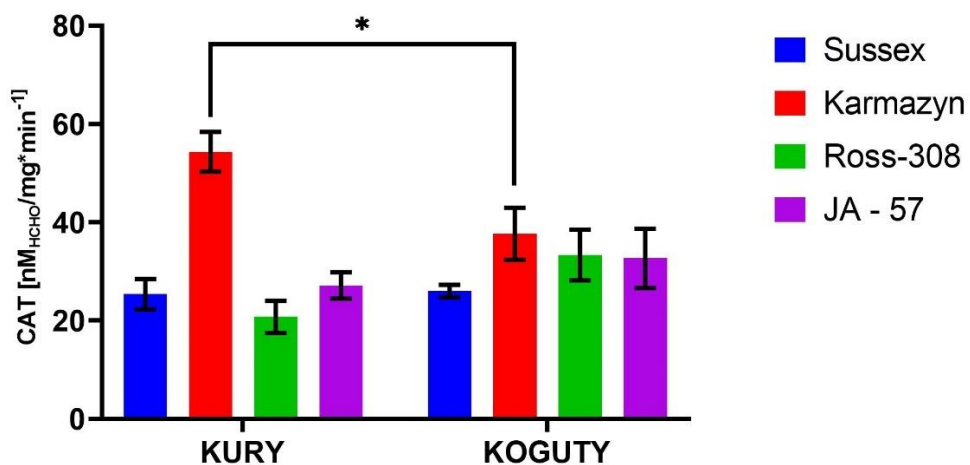


Rycina 23. Aktywność CAT w mięśniu udowym poszczególnych ras drobiu.

Aktywność katalazy w próbach mięśnia udowego pochodzącego od kur rasy Karmazyn była istotnie wyższa niż w analogicznych próbach pochodzących pozostałych ras ($P < 0,05$).

Tabela 43. Porównanie aktywności CAT w mięśniu udowym kurek i kogutków.

CAT $\text{nM}_{\text{HCHO}}/\text{mg} \cdot \text{min}^{-1}$	Sussex		Karmazyn		Ross-308		JA-57	
	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty
średnia	25,37	26,01	54,35	37,66	20,76	33,32	27,15	32,67
SEM	3,12	1,29	4,05	5,32	3,29	5,17	2,66	6,04



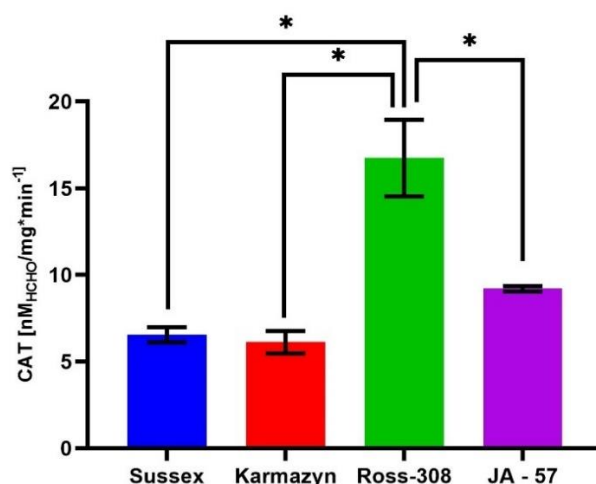
Rycina 24. Porównanie aktywności CAT w mięśniu udowym kurek i kogutków.

Aktywność katalazy w próbach pochodzących od kur rasy Karmazyn była istotnie wyższa niż w próbach pochodzących od kogutów tej rasy ($P < 0,05$)

b) Mięsień piersiowy – aktywność katalazy

Tabela 44. Aktywność CAT w mięśniu piersiowym poszczególnych ras drobiu.

CAT [$\text{nM}_{\text{HCHO}}/\text{mg} \cdot \text{min}^{-1}$]	Sussex	Karmazyn	Ross-308	JA - 57
średnia	6,56	6,13	16,75	9,20
SD	0,62	0,91	3,12	0,23
SEM	0,44	0,65	2,21	0,16

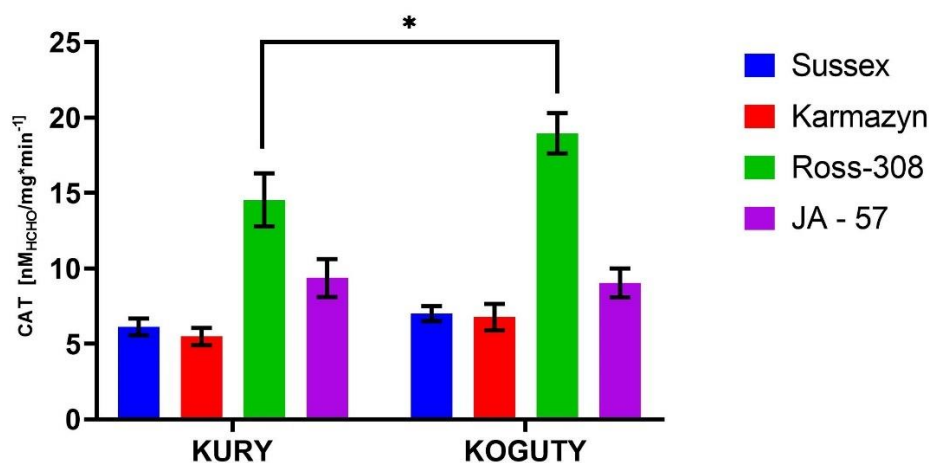


Rycina 25. Aktywność CAT w mięśniu piersiowym poszczególnych ras drobiu.

W próbach mięśnia piersiowego pochodzącego od kur rasy Ross-308 aktywność katalazy była istotnie wyższa niż w analogicznych próbach pochodzących od pozostałych ras ($P < 0,05$)

Tabela 45. Porównanie aktywności CAT w mięśniu piersiowym kurek i kogutków.

CAT nM _{HCHO} /mg*min ⁻¹	Sussex		Karmazyn		Ross-308		JA-57	
	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty
średnia	6,12	6,99	5,48	6,77	14,54	18,96	9,36	9,04
SEM	1,75	1,56	1,80	2,76	5,58	4,25	3,96	3,03



Rycina 26. Porównanie aktywności CAT w mięśniu piersiowym kurek i kogutków.

Największe zmiany aktywności katalazy w próbach mięśnia piersiowego zanotowano pomiędzy kurami a kogutami rasy Ross-308 ($P < 0,05$).

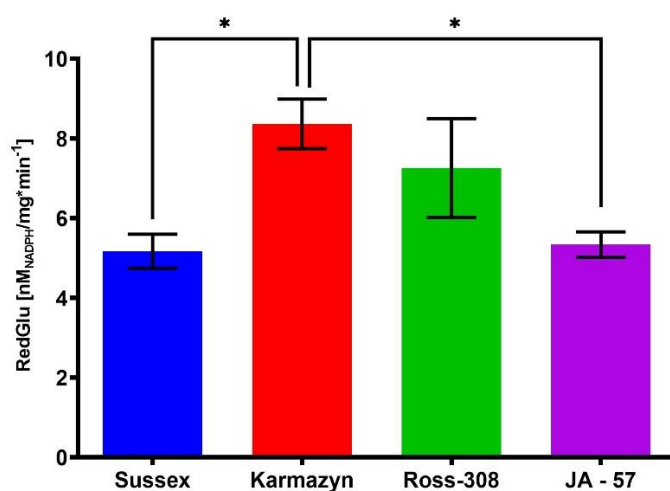
7. Pomiar aktywności reduktazy glutationowej (RedGlu)

Aktywność reduktazy została zmierzona w oparciu o reakcję Warburga tj. spadek absorbancji NADPH przy długości fali $\lambda=340\text{nm}$.

a) aktywność reduktazy glutationowej w mięśniu udowym

Tabela 46. Aktywność RedGlu w mięśniu udowym poszczególnych ras drobiu.

RedGlu [$\text{nM}_{\text{NADPH}}/\text{mg} \cdot \text{min}^{-1}$]	Sussex	Karmazyn	Ross-308	JA - 57
średnia	5,17	8,37	7,26	5,34
SD	1,65	2,41	4,79	1,24
SEM	0,43	0,62	1,24	0,32

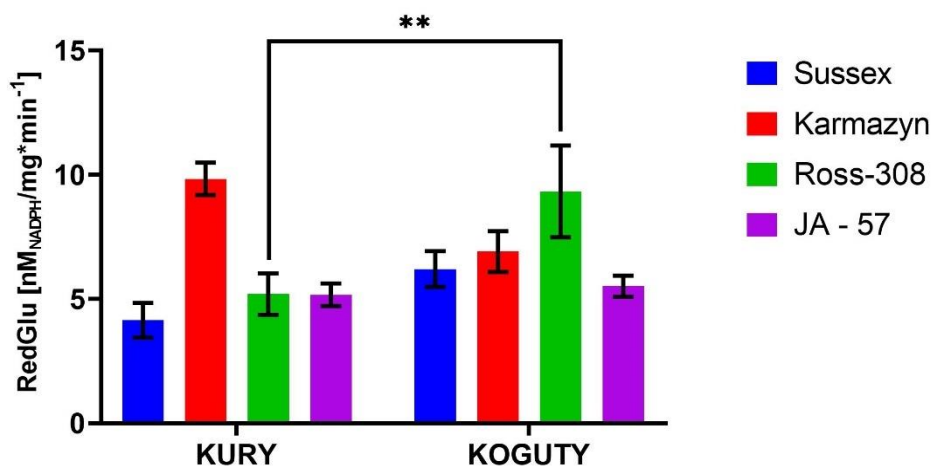


Rycina 27. Aktywność RedGlu w mięśniu udowym poszczególnych ras drobiu.

Aktywność reduktazy glutationowej w próbach mięśnia udowego była najwyższa u rasy Karmazyn i jest istotnie statystycznie różna od wartości parametru u pozostałych ras ($P<0,05$).

Tabela 47. Porównanie aktywności RedGlu w mięśniu udowym kurek i kogutków.

RedGlu $\text{nM}_{\text{NADPH}}/\text{mg} \cdot \text{min}^{-1}$	Sussex		Karmazyn		Ross-308		JA-57	
	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty
średnia	4,14	6,20	9,83	6,90	5,19	9,33	5,16	5,51
SEM	2,69	2,80	2,54	3,17	3,23	7,16	1,76	1,64



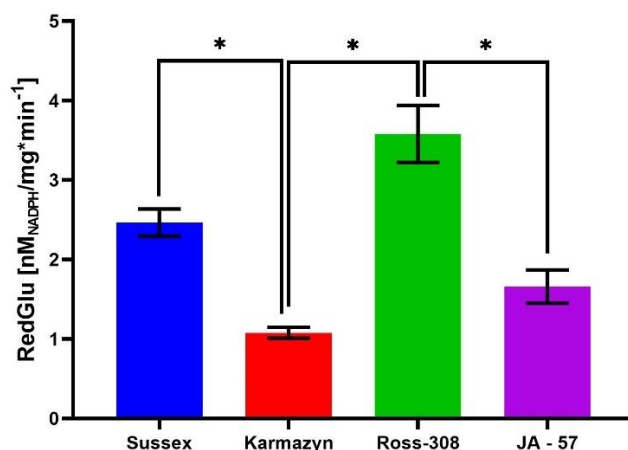
Rycina 28. Porównanie aktywności RedGlu w mięśniu udowym kurek i kogutków.

Aktywność reduktazy glutationowej w próbach pochodzących od kur i kogutów rasy Ross-308 była istotnie różna przy $P < 0,05$.

b) aktywność reduktazy glutationowej w mięśniu piersiowym

Tabela 48. Aktywność RedGlu w mięśniu piersiowym poszczególnych ras drobiu.

RedGlu[nM _{NADPH} /mg*min ⁻¹]	Sussex	Karmazyn	Ross-308	JA - 57
średnia	2,47	1,08	3,58	1,66
SD	0,24	0,10	0,51	0,30
SEM	0,17	0,07	0,36	0,21

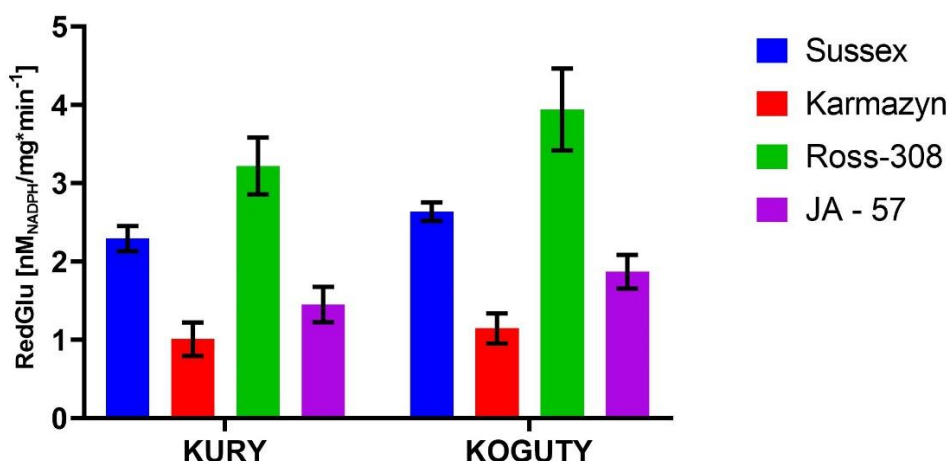


Rycina 29. Aktywność RedGlu w mięśniu piersiowym poszczególnych ras drobiu.

Największe istotne statystycznie różnice aktywności reduktazy glutationowej w próbach mięśnia piersiowego wystąpiły pomiędzy rasą Sussex i Karmazyn, Ross-308 i Karmazyn oraz Ross-308 i JA-57 ($P < 0,05$).

Tabela 49. Porównanie aktywności RedGlu w mięśniu piersiowym kurek i kogutków.

RedGlu $\text{nM}_{\text{NADPH}}/\text{mg} \cdot \text{min}^{-1}$	Sussex		Karmazyn		Ross-308		JA-57	
	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty	kury	koguty
średnia	2,29	2,64	1,01	1,15	3,22	3,94	1,45	1,87
SEM	0,63	0,46	0,83	0,75	1,41	2,02	0,87	0,83



Rycina 30. Porównanie aktywności RedGlu w mięśniu piersiowym kurek i kogutków.

W wykonanych badaniach oznaczano wartości parametrów stresu oksydacyjnego. Potrzeba ich wykonywania jest nie tylko ze względów „czysto poznawczych – naukowych”. Podczas zarówno wzrostu osobniczego jak i uboju mogą działać czynniki inicjujące bądź zwiększające poziom stresu oksydacyjnego. Czynniki, które są generowane podczas stresu oksydacyjnego są wolne rodniki takie jak anionorodnik ponadtlenkowy O_2^- , rodnik hydroksylowy $\cdot\text{OH}$ oraz nadtlenek wodoru H_2O_2 . Ich bezpośrednie powstanie jest związane z dysfunkcjami komórek i ich reakcjami na niekorzystne czynniki środowiska (Salami i wsp. 2015). Niekontrolowana generacja wolnych rodników ma dewastujący wpływ na organella komórek a także na składniki molekularne budujące struktury cytologiczne. W powyższym przypadku anionorodnik ponadtlenkowy ma istotny wpływ na stan błon lipidowo-białkowych powodując peroksydację łańcuchów nienasyconych kwasów tłuszczowych. Anionorodnik ponadtlenkowy powstaje głównie z mitochondriach w I i III kompleksie łańcucha oddechowego, podczas rozprężnięcia procesu fosforylacji oksydacyjnej (Akbarian i wsp. 2016). Proces peroksydacji lipidów zainicjowany przez anionorodnik ponadtlenkowy powoduje powstanie malonylodwualdehydu (MDA), którego zawartość zmierzono w powyższych badaniach. Oprócz MDA podczas peroksydacji lipidów powstają inne związki o charakterze aldehydów, takie jak np. trans-hydroksynonenal (4-hydroksy-2-nonenal). Ze względu na wysoko reaktywną grupę aldehydową, produkty peroksydacji lipidów mogą

łączyć się grupą ϵ -aminową lizyny, sulfhydrylową cysteiny białek, wpływając na ich właściwości biochemiczne oraz reologiczne. Zmiany podyktowane takim scenariuszem działania powodują przede wszystkim zmiany w strukturze białek, prowadząc do spadku jakości mięsa poubojowego, często także obniżenie jakości odżywczej i funkcjonalnej. Reakcje z wyżej wymienionymi związkami przypominają reakcję Maillarda czy też glikacji, gdzie grupy aldehydowe łączą się z grupą aminową reszt aminokwasów białek tworząc początkowo krótkożyciowy związek o charakterze zasady Schiffa. Takie zmodyfikowane białka tracą swoje właściwości biologiczne i stają się bardziej podatne na rozkład, tracą także sprężystość ze względu na zmiany ich uwodnienia. Z punktu widzenia chemicznego reakcja ta nazywana jest substytucją nukleofilową do węgla karbonylowego. W technologii żywności są to reakcje niepożądane, ponieważ zmniejszają przyswajalność składników odżywczych. Należy także zwrócić uwagę na peroksydację niezbędnych nienasyconych kwasów tłuszczowych występujących w mięsie kur, co powoduje zmniejszenie wartości odżywczych. W literaturze proces peroksydacji lipidów jest nazywany skrótem LOX a związane z tym zmiany w białkach jako PROTOX (Estévez 2015). Zmiany te wiążą się teksturą i przydatnością do dalszego przerobu. Białka poddane działaniu związków aldehydowych określane są jako karbonylowane (Estevez 2011) a sam zespół jest wiązany także z tzw. stresem karbonylowym. Tworzące się substancje mogą również aktywować układ immunologiczny konsumenta a tym samym powodować reakcje nadwrażliwości. Sprawą szczególnie ważną jest także tworzenie się wiązań chemicznych krzyżowych co prowadzi do zmniejszenia wodochłonności przez mięso. Procesy peroksydacji powodują obniżenie jakości mięsa poprzez pogorszenie smaku, zapachu i koloru (Lund i wsp. 2011).

Pozostałe markery stresu oksydacyjnego oznaczane w powyższych badaniach to także enzymy stresu oksydacyjnego, enzymy protekcyjne. Ich ekspresja rośnie wraz z zaawansowaniem procesów prooksydacyjnych czyli dysmutazy ponadtlenkowej SOD, katalazy CAT, peroksydazy glutationowej GPX i reduktazy glutationowej RedGlu. Ich działanie jest powiązane, nazywane są też enzymami zmiataczami wolnych rodników (Hernandez-Patlan i wsp. 2019; Hu i wsp. 2019). Parametry aktywności wymienionych enzymów są markerami stresu oksydacyjnego. One również mogą być oznaką jakości uzyskanego mięsa. Kortyzol jako hormon nadnerczy jest glikokortykoid, którego działanie jest silnie związane ze zmianami metabolicznymi białek. Glikokortykoidy zwiększają poziom glukozy we krwi, a także katabolizm białek i aminokwasów. Jednocześnie zwiększa się intensywność glukoneogenezy w wątrobie. Wg literatury podwyższony poziom glikokortykoidów u drobiu powoduje spadek wzrostu mięśni szkieletowych i ucieczkę białek (Scanen 2016). Obserwuje się także zwiększone pobieranie kwasów tłuszczowych przez komórki ze względu na zwiększoną ekspresję białka transportującego kwasy tłuszczowe – 1, powodując również stłuszczenie m. in. mięśni.

Wykonane parametry są niezbędne do jakościowej oceny hodowli oraz produktu po uboju. W powyższym przypadku parametry mimo różnic nie wskazują na zmiany w mięśniach szkieletowych badanego drobiu. W celu pogłębienia analizy można porównać badania przeprowadzone w hodowli EKO do hodowli klasycznej, co pozwoliłoby na uzyskanie cennych informacji dotyczącej aspektów jakościowych dotyczących produktu końcowego tj. mięsa drobiu.

Analizując uzyskane wyniki pomiarów markerów stresu oksydacyjnego należy zauważyć wysoką korelację pomiędzy niektórymi z nich ($r = 0,75-0,99$, Pearson, $P < 0,05$). Należy zaznaczyć szczególnie związek pomiędzy dynamiką zmian wartości następujących markerów: peroksydazy glutationowej (GPX), reduktazy glutationowej (RedGlu), malonylodwualdehydem (MDA) z hormonem steroidowym kortyzolem zarówno w mięśniu udowym jak i piersiowym. Kortyzol jako glikokortykoid jest nazywany hormonem stresu. Dokładnie jest hormonem, który utrzymuje homeostazę w czasie zmieniających się warunków środowiska. W powyższym przypadku można zauważyć związek pomiędzy kortyzolem a markerami stresu oksydacyjnego GPX, RedGlu i MDA, co może świadczyć o pełnej kompensacji warunków redox a tym samym o skutecznym działaniu mechanizmów obronnych przed efektami wywoływanymi przez ROS. Przekłada się to na prawidłową strukturę białek i tłuszczów w komórkach, które nie są modyfikowane przez wolne rodniki oraz aldehydy (związki karbonylowe) powstałe przy peroksydacji różnych biomolekuł. To bezpośrednio przekłada się na jakość mięsa drobiu i jego wartość odżywczą.

Ocena zdrowotności

Zebrane dane zostały poddane analizie statystycznej przy użyciu jednoczynnikowej analizy wariancji. Istotność różnic pomiędzy grupami doświadczalnymi została oszacowana poprzez zastosowanie testu Duncana, przy poziomie $p < 0,05$. Wartości między $P > 0,05$ i $P < 0,10$ uznano za trend w kierunku istotności. Analizy statystyczne przeprowadzono przy użyciu oprogramowania Statistica w wersji 12.0 PL (StatSoft Inc., 2011, USA).

Chów zwierząt jest zazwyczaj przyczyną licznych stresów, co w konsekwencji obniża poziom dobrostanu oraz zdrowotność ptaków. W wyniku działania stresu w organizmie ptaka dochodzi do wielu zmian fizjologicznych, m.in. wzrasta poziom katecholamin, kortykosteronu, glukozy i cholesterolu w płazmie krwi oraz następuje spadek ich odporności (Puvadolpirod i Thaxton, 2000 a,b). Szczególnie stresujący dla ptaków jest intensywny chów, który wiąże się z wysoką obsadą, brakiem wybiegów, ograniczeniem ruchu oraz znacznym stopniem mechanizacji (Ghanima, 2020; Sarmiento i in., 2020). Jednakże ptaki korzystające z wybiegów równie często narażone są na działanie stresorów takich jak np. niekorzystne warunki termiczno-wilgotnościowe, choroby czy pasożyty (Campo i in., 2008), co także może przyczynić się do zmian fizjologicznych.

Tabela 50. Poziom wskaźników hematologicznych krwi kurecząt rzeźnych

Wyszczególnienie	Grupa				Pooled SEM	P-value
	Sussex	RIR	Ross 308	JA-57		
Erytrocyty (T/l)	2,51	2,39	2,05	2,26	0,12	0,673
Hemoglobina (g/dl)	9,68	9,44	9,51	10,19	0,12	0,205
Hematokryt (%)	29,50	29,63	29,38	31,88	0,43	0,129
Leukocyty (G/l)	15,13	13,00	16,38	15,25	1,11	0,689

Basofile (%)	0,00	0,00	0,25	0,25	0,09	0,933
Eozynofile (%)	0,63	1,88	0,13	0,13	0,43	0,184
Heterofile (%)	44,50	38,00	53,25	34,00	2,59	0,115
Limfocyty (%)	38,63	44,13	32,38	48,63	2,07	0,077
Monocyty (%)	12,3	15,00	13,63	17,00	1,04	0,541
H:L	1,37	1,12	2,29	0,79	0,19	0,079

Ważnym wskaźnikiem zdrowotności i kondycji zwierząt jest obraz hematologiczny. Na poziom wskaźników hematologicznych krwi u drobiu wpływa wiele czynników m. in. wiek, płeć, gatunek, rasa, żywienie, stan fizjologiczny oraz technologia chowu. Różnice w obrazie morfologicznym krwi wynikać mogą także z różnej podatności ptaków na czynniki wywołujące stres.

Każdy rodzaj stresu emocjonalnego lub fizycznego może zwiększyć ogólną liczbę białych krwinek. Stres działający na ptaki zwiększa liczbę bazofili, heterofilii i monocytów, a zmniejsza liczbę limfocytów we krwi. W związku z tym, podczas oddziaływania na organizm ptaków stresorów stosunek heterofilii do limfocytów ulega zwiększeniu (Akşit i in., 2006; Campo i in., 2006). W badaniach własnych w obrazie białokrwinkowym stwierdzono trend w kierunku istotności w przypadku poziomu limfocytów pomiędzy ekologicznymi kurczętami Ross 308 a pozostałymi ptakami doświadczalnymi odpowiednio przy $p=0,077$. Przełożyło się to na większą wartość stosunku H:L u kurcząt brojlerów Ross 308 ($p=0,079$) w porównaniu z pozostałymi grupami, co może wskazywać na ich większe zestresowanie i gorszy komfort bytowy (Xu i in., 2018; Skomorucha i Sosnowka-Czajka, 2021).

Tabela 51. Poziom wskaźników biochemicznych krwi kurcząt rzeźnych

Wyszczególnienie	Grupa					P- value
	Sussex	RIR	Ross 308	JA-57	Pooled SEM	
Glukoza (mg/dl)	244,20 ^a	292,50 ^{ab}	315,40 ^b	296,50 ^{ab}	9,53	0,050
Kwas moczowy (mg/dl)	5,53	6,24	7,89	8,01	0,40	0,061
Cholesterol (mg/dl)	104,20	94,80	105,00	95,50	2,21	0,205
LDH (U/l)	848,10 ^b	896,20 ^b	279,60 ^a	618,00 ^{ab}	77,49	0,014
TG (mg/dl)	46,10 ^b	32,70 ^b	76,00 ^a	37,20 ^b	4,33	<0,001
ALP (U/l)	1770,70 ^a	810,10 ^b	893,70 ^b	1406,00 ^a	97,50	<0,001
AST (U/l)	200,80 ^b	162,10 ^b	313,80 ^a	200,00 ^b	17,53	0,010
ALT (U/l)	19,70	14,80	22,90	16,00	1,19	0,061
Białko (g/dl)	3,78 ^a	3,27 ^b	3,51 ^{ab}	3,43 ^{ab}	0,06	0,031

W stanach stresu może także we krwi wzrastać poziom glukozy, trójglicerydów a także poziomu kwasu moczowego (Puvadolpirod i Thaxton, 2000 a,b,c).

Stężenie trójglicerydów u badanych kurcząt bez względu na pochodzenie ptaków, było porównywalne z badaniami innych autorów i nie przekraczało wartości referencyjnych (Krasnodebska-Depta i Koncicki, 2000). W badaniach własnych kurczęta rzeźne Ross 308 odznaczały się większym stężeniem glukozy oraz TG we krwi w porównaniu odpowiednio: z kurczętami Sussex przy $p=0,050$ oraz Sussex, RIR i JA-57 przy $p<0,001$. Jak donosi literatura naukowa poziom TG w surowicy krwi kurcząt może być uwarunkowany genetycznie (Krasnodebska-Depta i Koncicki, 2000), co w badaniach własnych mogło wpłynąć na występowanie różnic w stężeniu tego parametru pomiędzy badanymi grupami. Odnotowano także trend w kierunku większego poziomu kwasu moczowego we krwi kurcząt Ross 308 oraz JA-57 w porównaniu z ptakami Sussex przy $p=0,061$. Może to potwierdzać, że kurczęta rzeźne ras lokalnie przystosowanych takich jak: Sussex oraz RIR są lepiej zaadaptowane do środowiska zewnętrznego i paszy gospodarskiej w ekologicznym chowie (Sokołowicz i in., 2016; Sosnowka-Czajka i in., 2017) szczególnie w porównaniu z szybko rosnącymi kurczętami Ross 308.

AST i ALT są rutynowo stosowane do oceny czynności wątroby u ssaków i ptaków, ponadto wysoki poziom enzymu wewnątrzkomórkowego AST obserwuje się najczęściej w przypadku wirusowego zapalenia wątroby lub toksycznego uszkodzenia wątroby, a także w chorobach mięśni, w tym mięśnia sercowego (Mohan i in., 2012). Wyższe stężenia ALT i AST są wskaźnikiem uszkodzenia komórek wątroby. W badaniach własnych kurczęta rzeźne Ross 308 charakteryzowały się największym stężeniem AST we krwi w porównaniu z pozostałymi ptakami doświadczalnymi przy $p=0,010$ oraz wykazywały tendencję do większego stężenia ALT ($p=0,061$). Może to pośrednio świadczyć o tym, że mieszanka paszowa oparta o komponenty gospodarskie nie była zoptymalizowana dla szybko rosnących linii kurcząt brojlerów, które wymagają paszy wysokokalorycznej, bogatej w składniki pokarmowe i skomponowanej z surowców łatwo strawnych i łatwo przyswajalnych. Z kolei we krwi kurcząt rzeźnych Sussex oraz JA -57 obserwowano najwyższe stężenie ALP w stosunku do dwóch pozostałych badanych grup ($p<0,001$).

Oznaczona w badaniach własnych aktywność LDH dla wszystkich badanych grup ptaków mieściła się w normach podawanych dla zdrowych kurcząt brojlerów (Krasnodebska-Depta i Koncicki 2000; Dmoch i Polonis, 2017). Kurczęta rzeźne Ross 308 charakteryzowały się niższym poziomem dehydrogenazy mleczanowej (LDH) we krwi w porównaniu z kurczętami Sussex oraz RIR przy $p<0,014$. Białka osocza krwi są dobrym parametrem określającym kondycję i stan odżywienia organizmu. Stężenie białka całkowitego u badanych kurcząt bez względu na pochodzenie ptaków, było porównywalne z badaniami innych autorów i nie przekraczało wartości referencyjnych (Krasnodebska-Depta i Koncicki, 2000). Wykazano różnicę w stężeniu białka całkowitego pomiędzy kurczętami Sussex a RIR ($p=0,031$).

WNIOSKI

Zachowanie minimalnego okresu tuczu w systemie ekologicznym (81 dni), skutkuje dużym niedoborem wagi kurcząt ras zachowawczych (Sussex, Karmazyn), ponieważ ptaki te mają wówczas po ok. 1kg masy, a jednocześnie zbyt dużą (w opinii konsumentów) masą kurcząt „wolnorosnących” JA-57 (3,0 kg kury i 3,5 kg koguty), a tym bardziej szybko rosnących Ross – 308 (3,9 kg kury i 4,7 kg koguty).

W kontekście przeprowadzonych badań wysokie koszty pozapaszowe chowu kurcząt ras zachowawczych (Sussex, Karmazyn) są pochodną:

- zapewnienia dobrostanu kurcząt (wymagana powierzchnia na 1 ptaka w kurniku, zapewnienie i koszty utrzymania wybiegu);
- stosowania pasz ekologicznych, które są prawie dwukrotnie droższe od pasz konwencjonalnych;
- wymaganego minimalnego okresu tuczu (81 dni), który trwa dwukrotnie dłużej niż tucz konwencjonalny.

Koszt produkcji 1 kg żywca kurczęcia konwencjonalnego wynosi ok. 6 zł, wobec 13,22 zł w systemie ekologicznym dla tej samej rasy szybko rosnącej.

Koszt produkcji 1 kg żywca kurczęcia ekologicznego ras zachowawczych wyniósł odpowiednio 30,40 zł i 32,48 zł dla Karmazyna i Sussexa, wobec 13,22 zł i 15,55 zł odpowiednio dla Rossa 308 i JA-57 w systemie ekologicznym. Koszty te, aczkolwiek dużo większe od ponoszonych w chowie konwencjonalnym, pozostają na akceptowalnym poziomie z punktu widzenia konsumenta żywności ekologicznej.

Oceniając behavior kurcząt linii Ross 308 i JA-57, te ostatnie zachowują się podobnie jak typowi przedstawiciele gatunku – zachowały dużą ruchliwość, chęć korzystania z wybiegu, instynkt grzebania, kąpieli w piasku.

Z uwagi na niewielką masę ciała kurcząt ras zachowawczych w 81 dniu życia, ich tucz należałby przedłużyć, co będzie skutkować dalszym wzrostem kosztów. W konsekwencji koszty produkcji mięsa drobiowego tych ras muszą skutkować jego horrendalnie wysoką ceną, bardzo mocno redukując krąg potencjalnych konsumentów.

Analiza rzeźna tuszek wykazała, że najwyższą wśród kurek i kogutków kurczęta rasy Ross 308, z kolei ptaki rasy Sussex uzyskały najniższą wydajność rzeźną związaną z ich zbyt wolnym tempem wzrostu.

We frakcji lipidowej mięśni u badanych kurcząt przeważały nienasycone kwasy tłuszczowe [NNKT], a wśród nich linolowy i kwas linolenowy, które spożywane w produktach pochodzenia zwierzęcego działają prozdrowotnie wspomagając pracę serca, układu krwionośnego, działając przeciwzakrzepowo i antyateromatycznie (obniżają stężenie trójglicerydów i cholesterolu) oraz hipotensyjnie (obniżają ciśnienie tętnicze krwi).

W mięśni piersiowym rasy Sussex występuje szczególnie duża ilość kwasu arachidonowego w porównaniu do osobników pozostałych badanych ras. Jest to szczególnie istotne biorąc pod uwagę rolę kwasu arachidonowego w fizjologii człowieka. W organizmie jest przekształcany do lipoksyn, które wykazują właściwości przeciwzapalne i immunomodulujące, zapobiegające tworzeniu blaszki miażdżycowej w naczyniach.

W przeprowadzonym doświadczeniu poziom pomiędzy kortyzolem a markerami stresu oksydacyjnego może świadczyć o pełnej kompensacji warunków redox, a tym samym o skutecznym działaniu mechanizmów obronnych przed efektami wywoływanymi przez wolne rodniki tlenowe (ROS). Przekłada się to na prawidłową strukturę białek i tłuszczów w komórkach, które nie są modyfikowane przez ROS oraz aldehydy (związki karbonylowe) powstałe przy peroksydacji różnych biomolekuł, a bezpośrednio przekłada się na jakość mięsa drobiu i jego wartość odżywczą.

U badanych kurcząt bez względu na pochodzenie ptaków parametry zdrowotne określone na podstawie wskaźników hematologicznych i biochemicznych krwi były porównywalne z badaniami innych autorów i nie przekraczały wartości referencyjnych.

Podsumowując:

Biorąc pod uwagę w/w wyniki badań do chowu ekologicznego polecamy linię JA – 57.

Literatura

- Akbarian A., Michiels J., Degroote J., Majdeddin M., Golian A., De Smet S.. 2016. Association between heat stress and oxidative stress in poultry; mitochondrial dysfunction and dietary interventions with phytochemicals. *J. Anim. Sci. Biotechnol.*, 28: 7:37.
- Akşit M., Yalçın S., Özkan S., Metin K., Özdemir D. 2006. Effects of temperature during rearing and crating on stress parameters and meat quality of broilers. *Poultry Sci.*, 85: 1867-1874.
- Baryłko-Pikielna N., Matuszewska I. 2009. Sensoryczne badania żywności. Podstawy. Metody. Zastosowania. Wyd. Nauk PTTŻ, Kraków.
- Campo J.L., Gil M.G., Davila S.G., Muñoz I. 2006. The genetics of three welfare indicators: tonic immobility duration, heterophil to lymphocyte ratio, and fluctuating asymmetry. *World's Poultry Sci. J. Book of abstracts, suppl.*, 62: 606-607.
- Campo J.L., Prieto M.T., Dávila S.G. 2008. Effects of housing system and cold stress on heterophil-to-lymphocyte ratio, fluctuating asymmetry, and tonic immobility duration of chickens. *Poultry Sci.*, 87, 4: 621-626.
- Chen X., Jiang W., Tan H.Z. Xu G.F., Zhang X.B., Wei S., Wang Q. 2013. Effects of outdoor access on growth performance, carcass composition, and meat characteristics of broiler chickens. *Poultry Sci.*, 92: 435-443.
- Dal Bosco A., Mugnai C., Ruggeri S., Mattioli S., Castellini C. 2012. Fatty acid composition of meat and estimated indices of lipid metabolism in different poultry genotypes reared under organic system. *Poultry Sci.*, 91: 2039-2045.
- Dmoch, M.; Polonis, A. 2017. Wpływ biopleksu miedziowego na wybrane wskaźniki hematologiczne, biochemiczne i zawartość składników mineralnych w krwi kurcząt brojlerów. *Acta Scientiarum Polonorum Zootechnica*, 6.3: 11-18.
- Dou T.C., Shi S.R., Sun H.J., Wang K.H. 2009. Growth rate, carcass traits and meat quality of slow-growing chicken grown according to three raising systems. *Animal Science Papers and Reports*, 27, 4: 361-369.
- Eder K., 1995. Gas chromatographic analysis of fatty acid methyl esters. *J. Chromatogr. B Biomed. Sci. Appl.* 671: 113–131.
- Estévez M. 2015. Oxidative damage to poultry: from farm to fork. *Poult Sci.*, (6):1368-78.
- Estevez M. 2011. Protein carbonyls in meat systems: A review. *Meat Sci.* 89:259–279.
- Funaro A., Cardenia V., Petracci M., Rimini S., Rodriguez-Estrada M.T., Cavani C. 2014. Comparison of meat quality characteristics and oxidative stability between conventional and free-range chickens. *Poultry Sci.*, 93: 1511-1522.
- Ghanima M.M.A. 2020. Effect of cold stress on growth performance, carcass traits, blood parameters and antioxidant enzymes in different broilers strains. *Damanhour J. Vet. Sci.*, 3, 1: 17-22.
- Hernandez-Patlan D., Solis-Cruz B, Pontin K.P., Latorre J.D., Hernandez-Velasco X., Merino-Guzman R., Mendez-Albores A., Hargis B.M., Lopez-Arellano, R., Tellez-Isaias G. 2019. Evaluation of ascorbic acid or curcumin formulated in a solid dispersion on *Salmonella enteritidis* infection and intestinal integrity in broiler chickens. *Pathogens*, 8, 229.
- Hu R., He Y., Arowolo M.A., Wu S., He J. 2019. Polyphenols as potential attenuators of heat stress in poultry production. *Antioxidants*, 8, 67.

- Jurczak M.E. 2005. Towaroznawstwo produktów zwierzęcych - ocena jakości mięsa. SGGW Warszawa, 117–119.
- Krasnodębska-Depta A., Koncicki A. 2000. Fizjologiczne wartości wybranych wskaźników biochemicznych w surowicy krwi kurcząt brojlerów. *Med. Wet.*, 56,7: 456-460.
- Krawczyk J., Calik J. 2013. Rodzime i lokalne rasy/rody drobiu oraz możliwości chowu w gospodarstwach ekologicznych. W: *Biologiczna różnorodność ekosystemów rolnych oraz możliwości jej ochrony w gospodarstwach ekologicznych* [Red. J. Tyburski, M.K. Kostrzevska], Wyd. UWM w Olsztynie, 231-248.
- Lund M.N., Heinonen M., Baron C.P., Estevez M. 2011. Protein oxidation in muscle foods: A review. *Mol. Nutr. Food Res.* 55:83–95.
- Michalczyk M., Siennicka M. 2010. Właściwości dietetyczne mięsa różnych gatunków drobiu utrzymywanych w alternatywnych systemach chowu. *Przegląd hodowlany* nr 11: 26 – 30.
- Mohan K., Jayakumar K., Narayanaswamy H.D., Manafi M., Pavithra B.P. 2012. An initial safety assessment of hepatotoxic and nephrotoxic potential of intramuscular ketoprofen at single repetitive dose level in broiler chickens. *Poult. Sci.*, 91:1308-1314
- Puvadolpirod S., Thaxton J.P. 2000a. Model of physiological stress in chickens. 1. Resopnse parameters. *Poultry Sci.*, 79: 363-369
- Puvadolpirod S., Thaxton J.P. 2000b. Model of physiological stress in chickens.2. Dosimetry of adrenocorticotropin. *Poultry Sci.*, 79: 370-376
- Puvadolpirod S., Thaxton J.P. 2000 c. Model of physiological stress in chickens.3. Temporal patterns of response. *Poultry Sci.*, 79: 377-382
- Rizzi C., Marangon A., Chiericato G.M. 2007. Effect of genotype on slaughtering performance and meat physical and sensory characteristics of organic laying hens. *Poultry Sci.*, 86: 128-135.
- Rozporządzenie komisji (WE) nr 889/2008 z dnia 5.09.2008r., ustanawiające szczegółowe zasady wdrażania rozporządzenia Rady (WE) nr 834/2007 w sprawie produkcji ekologicznej i znakowania produktów ekologicznych w odniesieniu do produkcji ekologicznej, znakowania i kontroli, L 250.
- Rozporządzenie Rady (WE) nr 834/2007 z dnia 28.06.2007r., w sprawie produkcji ekologicznej i znakowania produktów ekologicznych i uchylające rozporządzenie (EWG) nr 2092/91, L 189.
- Salami., Saheed A., Mohammed A., Majoka, Sudeb Saha, Anna Garber, and Jean-Francois Gabarrou. "Efficacy of Dietary Antioxidants on Broiler Oxidative Stress, Performance and Meat Quality: Science and Market." *Avian Biology Research* 8.2 (2015): 65-78.
- Sales J. 2014. Effects of access to pasture on performance, carcass composition, and meat quality in broilers: A meta-analysis. *Poultry Sci.*, 93: 1523-1533.
- Sarmiento A., Palacios C., Revilla I., Vivar-Quintana A. M. (2020). The effect of climatic conditions on the quality of medium-growth chicken meat in organic production systems. *Org. Agr.*, DOI: 10.1007/s13165-020-00309-z
- Scanes C.G. 2016. Biology of stress in poultry with emphasis on glucocorticoids and the heterophil to lymphocyte ratio. *Poult Sci.* ,95(9): 2208-2215.
- Skomorucha I., Sosnówka-Czajka E. 2021. The effect of adding herbal extracts to drinking water on body temperature, level of thyroid hormones and H:L ratio in the blood of broiler chickens exposed to elevated ambient temperature. *Ann. Anim. Sci.*, 21, 4: 1511–1522,

- Sokołowicz Z., Krawczyk J., Świątkiewicz S. 2016. Quality of poultry meat from native chicken breeds – a review. *Ann. Anim. Sci.*, 16: 347-368.
- Sosnowka-Czajka E., Herbut E., Skomorucha I. 2010. Effect of different housing systems on productivity and welfare of laying hens. *Ann. Anim. Sci.*, 10, 4: 349-360.
- Sosnowka-Czajka E., Herbut E., Skomorucha I., Muchacka R. 2011. Welfare levels in heritage breed vs. commercial laying hens in the litter system. *Ann. Anim. Sci.*, 11, 4: 585-595.
- Sosnowka-Czajka E., Muchacka R., Paraponiak P., Skomorucha I., Pająk T., Radecki P., Walczak J., Herbut E. 2010. Cross-sectional characteristics of ecological farms in Poland in the scope of monitoring by the National Research Institute of Animal Production. Monograph "Pollution and organic aspects of animal production", Wyd. IZ PIB, Kraków, 192-202.
- Sosnowka-Czajka E., Muchacka R., Skomorucha I. 2008. Physiological indicators in broiler chickens from different commercial lines reared under organic conditions. *Ann. Anim. Sci.*, 8, 2: 121-126
- Sosnowka-Czajka E., Muchacka R., Skomorucha I. 2008. Physiological indicators in broiler chickens from different commercial lines reared under organic conditions. *Ann. Anim. Sci.*, 8, 2: 121-126
- Sosnowka-Czajka E., Skomorucha I. 2018. Wykorzystanie tymianku właściwego i jeżówki purpurowej w ekologicznej produkcji kur nieśnych ras rodzimych. Instrukcja upowszechnieniowa, Wyd. IZ PIB, Kraków.
- Sosnowka-Czajka E., Skomorucha I. 2017. Optymalizacja chowu kur nieśnych w rolnictwie ekologicznym w aspekcie poprawy zdrowotności niosek oraz wylęgowości i jakości piskląt. Rozdz. w monografii „Wyniki badań w zakresie rolnictwa ekologicznego, realizowanych w 2017 roku”, Wyd. MRiRW 2018
- Sosnowka-Czajka E., Skomorucha I. 2019. Metody produkcji wysokiej jakości mięsa ekologicznych kurcząt rasy Rhode Island Red. Instrukcja wdrożeniowa, Wyd. IZ PIB, Kraków.
- Sosnowka-Czajka E., Skomorucha I., Herbut E., Muchacka R. 2007. Effect of management system and flock size on the behaviour of broiler chickens. *Ann. Anim. Sci.*, 7, 2: 329-335.
- Sosnowka-Czajka E., Skomorucha I., Muchacka R. 2017. Effect of organic productions system on the performance and meat and meat quality of two purebred slow-growing chicken breeds. *Ann. Anim. Sci.*, 17, 4: 119-1213.
- Sosnowka-Czajka E., Skomorucha I., Muchacka R. 2015. Characteristics of organic livestock farms in Poland in 2009-2011. *Ann. Anim. Sci.* DOI: 10.2478/aoas-2014-0075, 197-210.
- Sosnowka-Czajka E., Skomorucha I., Muchacka R. 2017. Effect of organic productions system on the performance and meat and meat quality of two purebred slow-growing chicken breeds. *Ann. Anim. Sci.*, 17, 4: 119-1213, DOI: 10.1515/aoas-2017-0009
- Sosnowka-Czajka E., Skomorucha I., Muchacka R. 2018. Produkcja wysokiej jakości certyfikowanego mięsa kurcząt rzeźnych rasy Żółtonóżka kuropatwiana. Instrukcja wdrożeniowa, Wyd. IZ PIB, Kraków.
- Tilgner D.J. 1957. Analiza organoleptyczna żywności (in Polish). Wyd. Przemysłu Lekkiego i Spożywczego, Warszawa.

- Xu Y., Lai X., Li Z., Zhang X., Luo Q. 2018. Effect of chronic heat stress on some physiological and immunological parameters in different breed of broilers. *Poultry Sci.*, 97: 4073-4082.
- Ziolecki J., Doruchowski W. 1989. Metody oceny wartości rzeźnej drobiu. Wyd., COBRD, Poznań.