

Zastosowanie owadów w żywnieniu ryb

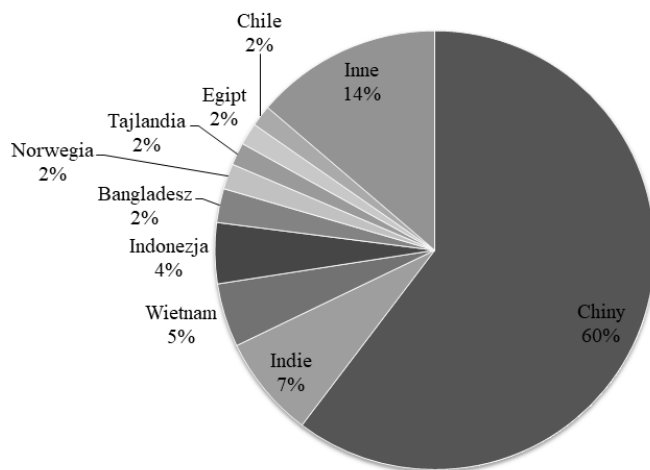
Zuzanna Mikołajczak¹, Roksana Wachowiak¹,
Joanna Kowalska², Natalia Homska²,
Mateusz Rawski², Bartosz Kierończyk¹,
Jan Mazurkiewicz², Damian Józefiak¹

Uniwersytet Przyrodniczy w Poznaniu, Wydział Medycyny Weterynaryjnej i Nauk o Zwierzętach; ¹Katedra Żywnienia Zwierząt, ²Pracownia Rybactwa Śródlądowego i Akwakultury

W akwakulturze utrzymuje się obecnie 559 gatunków zwierząt i roślin, z czego 346 stanowią ryby, 62 skorupiaki, 102 mięczaki, 9 gatunków innych bezkręgowców, 6 płazów i gadów, oraz 34 gatunki alg morskich [13]. Jest to najszybciej rozwijająca się gałąź produkcji zwierzęcej przeznaczonej na cele spożywcze, z którą wiąże się nadzieje na wyżywienie ludzkości w XXI wieku. W nadchodzących latach oczekiwany jest gwałtowny wzrost popytu na produkty żywnościowe pochodzenia zwierzęcego. Powodów wskazanej tendencji należy poszukiwać w stale zwiększającej się populacji ludzkiej, która w 2050 roku może przekroczyć 9 miliardów, jak również w przyspieszonym bogaceniu się społeczeństw krajów rozwijających się gospodarczo, takich jak Chiny, Indie i Egipt. Z tego względu obserwuje się większą siłę nabywczą konsumentów oraz stale zmieniające się ich preferencje. Szacuje się, że zapotrzebowanie na mięso do roku 2050 będzie wyższe o 58% w porównaniu z rokiem 2010 [6, 35, 59, 60].

Przewidywania FAO i WHO potwierdzają, że kluczową rolę w zaspokojeniu rosnących potrzeb na białko pochodzenia zwierzęcego będzie mieć produkcja akwakultury [14, 15]. Ryby, jako organizmy zmiennocieplne, charakteryzują się najwyższą efektywnością wykorzystania białka i konwersją paszy w porównaniu do innych zwierząt gospodarskich, ze względu na brak specyficznych metabolicznych strat energii w postaci ciepła [59]. Światowa produkcja ryb konsumpcyjnych od roku 2011 przekracza 62 mln ton, zwiększając się rocznie o ok. 6,2%. Jednocześnie za 95% wartości globalnej produkcji akwakultury odpowiedzialnych jest tylko 20 państw, a potentatem są Chiny (rys.).

Główna krytyka skierowana w stronę produkcji akwakultury dotyczy stosowanych w niej komponentów paszowych, które w wielu przypadkach nie są zrównoważone środowiskowo. Obecnie dominującymi źródłami białka i tłuszczu są mączki i oleje rybne, śruty i olej sojowy oraz izolaty białkowe. W przypadku produkcji pasz przemysłowych pochodzenia zwierzęcego (takie jak mączka rybna), największy problem stanowi przełowienie mórz i oceanów. Aż 30% odławianych ryb wykorzystuje się na cele paszowe, z czego ponad 90% mogłoby



Rys. Światowa produkcja (%) akwakultury [13]

być przeznaczone do spożycia przez ludzi [44]. Fakt ten dodatkowo prowadzi do konkurencji pomiędzy rynkiem spożywczym a produkcją zwierzęcą, co skutkuje z kolei niedoborem rynkowym mączki rybnej, a także gwałtownym wzrostem jej cen. W ciągu ostatnich 30 lat jej ceny wahały się między 400 a 900 USD za tonę, w zależności od globalnego popytu i podaży. Jednak w 2006 roku odnotowano znaczny wzrost ceny do ponad 1500 USD/t. Trend ten utrzymuje się do dzisiaj, a cena mączki rybnej nie spada poniżej 1000 USD/t. Ponadto, ze względu na szybsze niż w przypadku innych gałęzi produkcji zwierzęcej tempo rozwoju, w ciągu ostatnich 20 lat udział akwakultury w konsumpcji mączki rybnej zwiększył się z 15% do 65% w 2010 roku [20, 21]. Naturalną alternatywą dla mączek rybnych stały się roślinne źródła białka i tłuszczu, głównie pochodne soi. Jednak ich pozyskanie wiąże się z tworzeniem wielkoobszarowych monokultur rolnych, co prowadzi do globalnych problemów środowiskowych. Są one źródłem obniżenia bioróżnorodności, niszczenia lasów tropikalnych i wielkoskalowego zastosowania pestycydów. Ponadto sprzeciw społeczny związany z zastosowaniem produktów genetycznie modyfikowanych (GMO) wydaje się mieć coraz większe znaczenie rynkowe, a jednocześnie obserwuje się wzrastającą liczbę krajów dążących do tzw. niezależności białkowej od zewnętrznych – importowanych jego źródeł [10, 56]. W przypadku zastosowania wyżej wymienionych produktów w akwakulturze, należy wspomnieć o obecności szerokiego zakresu substancji antyżywnościowych w produktach roślinnych, które obniżają strawność białka ogólnego (m.in. inhibitory proteaz), jak i zmniejszają akceptację i pobranie paszy (np. saponiny) przez ryby. Co więcej, w przypadku ryb łososiowatych żywionych paszą z dodatkiem soi odnotowano występowanie zapalenia jelita dystalnego i pogorszenie parametrów rozrodu [20, 21, 33].

Obecnie ze względu na wyżej opisane przesłanki poszukuje się alternatywnych i zrównoważonych środowiskowo źródeł białka oraz tłuszczu paszowego, mogących zastąpić dominujące obecnie komponenty paszowe.

Owady w żywieniu akwakultury

W najnowszej literaturze naukowej związanej ze zrównoważonym żywieniem zwierząt owady stały się jednym z najczęściej omawianych oraz badanych alternatywnych źródeł białka w żywieniu organizmów wodnych [26, 27, 36, 58, 63]. Uzyskiwano obiecujące wyniki oraz zwiększenie produkcji wysokiej jakości produktów pochodzenia owadziego, na co pozwoliło powstanie korzystnych regulacji prawnych (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). W początkowej fazie badania nad zastosowaniem owadów w żywieniu ryb dotyczyły głównie gatunków roślinożernych i wszystkożernych, takich jak karp, tilapia czy sumy. W diecie tych gatunków częściowe lub całkowite zastąpienie komponentów zwierzęcych jest relatywnie łatwiejsze, ze względu na ich niewielki bezwzględny udział procentowy w recepturach paszowych. Co więcej, w ich praktycznym żywieniu stosuje się częściej mączkę rybną o niższej jakości, pozyskiwanej np. z tuńczyka czy produktów ubocznych przetwórstwa rybnego z obniżonym poziomem białka, a także wysokim poziomem popiołu surowego (nawet ponad 20%) [20]. Jednak wraz z rozwojem entomologii przemysłowej oraz dopuszczeniem do użytku białka z wybranych gatunków owadów na terenie Unii Europejskiej (tab. 1), realne staje się zastosowanie go w dietach ryb drapieżnych – gatunków o wysokich wymaganiach pokarmowych. Co więcej, rosnący roczny wolumen produkcji owadów pozwala na wykorzystanie tej grupy komponentów paszowych nie tylko na skalę eksperymentalną, ale i komercyjną. Z tego względu, na przestrzeni ostatnich lat w literaturze naukowej zaobserwowano wzmożone zainteresowanie użyciem insektów w żywieniu ryb drapieżnych, takich jak łososie i pstrągi, a szczególnym zainteresowaniem badaczy cieszą się: keta (*Oncorhynchus keta*), łosoś atlantycki (*Salmo salar*) i pstrąg tęczy (*Oncorhynchus mykiss*) [23].

Warto podkreślić, że wraz z rozwojem przemysłowego chowu owadów zmienia się spektrum stosowanych gatunków. Od lat 80. XX wieku największym zainteresowaniem cieszyły się larwy muchy domowej (*M. domestica*, ang. *maggot*) [1, 8]. Wraz z początkiem XXI w. uwagę naukowców przyciągnęły gatunki będące przedstawicielami rodziny czarnuchowatych (Tenebrionidae), takie jak mącznik młynarek (*Tenebrio molitor*) czy drewnojad (*Zophobas morio*) [5, 24, 29, 50]. Jednak obecnie największe zainteresowanie jest związane z perspektywami wykorzystania *Hermetia illucens* – muchówki z rodziny lwinkowatych (Stratiomyidae), której skala produkcji zwiększa się ze względu na krótki cykl rozwojowy, wysoką plenność i najszybszy przyrost biomasy [26, 27, 30].

Przy omawianiu potencjału stosowania owadów jako komponentu paszowego w dietach ryb niezbędne jest omówienie ich składu chemicznego w porównaniu do

powszechnie stosowanej mączki rybną. W tabeli 1. przedstawiono wartość pokarmową oraz skład chemiczny siedmiu gatunków owadów, dopuszczonych do obrotu w UE (mącznik młynarek, pleśniakowiec złocisty, świerszcz kubański, świerszcz domowy, świerszcz bananowy, *H. illucens* i mucha domowa) oraz komercyjnej mączki rybną. Wszystkie wymienione gatunki charakteryzują się relatywnie wysokim udziałem białka ogólnego. Warto podkreślić, że w większości przypadków mączka rybną wykazuje zdecydowanie większą zawartość popiołu surowego. W żywieniu ryb utrzymywanych w warunkach akwakultury wysoka zawartość popiołu surowego w paszy jest niepożądana, ze względu na znaczną ilość fosforu, który przyczynia się do eutrofizacji zbiorników wodnych, co z kolei istotnie pogarsza jakość wód [20]. W niektórych przypadkach zastosowanie insektów może wymagać dodatkowej suplementacji diet aminokwasami limitującymi (przede wszystkim treoniną, metioniną, cysteiną i lizyną) lub dodatkiem innych komponentów paszowych charakteryzujących się wysoką ich zawartością.

Zastosowanie wybranych gatunków owadów w żywieniu ryb

Badania nad zastosowaniem owadów w dietach ryb mają na celu częściowe lub całkowite zastąpienie niezrównoważonych środowiskowo źródeł białka paszowego. Wynika to z wysokiej wartości pokarmowej owadów, jak również faktu, że są one dla ryb naturalnym pokarmem. W wielu przypadkach stanowią one w naturze podstawę diet ryb wszystkożernych i drapieżnych. Owady stosowane w badaniach naukowych należą do rzędów: Diptera (muchówki), Trichoptera (chruściki), Odonata (ważki), Hemiptera (pluskwiaki), Coleoptera (chrząszcze) i Ephemeroptera (jętki) [41].

Owady z rzędu prostoskrzydłych (Orthoptera) należące do gatunków: szarańcza pustynna (*Schistocerca gregaria*), *Zonocerus veriegatus* czy szarańcza wędrowna (*Locusta migratoria*) mogą być z powodzeniem wykorzystywane w dietach ryb afrykańskich, takich jak sum afrykański (*Clarias gariepinus*, inaczej tawada) czy tilapia nilowa (*Oreochromis niloticus*). Nie zaobserwowano u nich depresji wzrostu, pogorszenia wykorzystania białka, jak również zaburzeń w zakresie parametrów hematologicznych [35].

Mączka wytworzona z poczwerek jedwabnika morwowego (*Bombyx mori*) może być cennym źródłem białka dla wielu gatunków ryb, a także elementem zrównoważonego zagospodarowania produktów ubocznych branży włókienniczej. Wykorzystanie tego komponentu jako alternatywy dla powszechnie stosowanej mączki rybną w żywieniu karpia (*Cyprinus carpio*) skutkowało zbliżonymi wynikami odchowu ryb [38]. Pasza z zastosowaniem fermentowanych larw jedwabnika morwowego zwiększała współczynnik przeżywalności, konwersji paszy, a także przyrosty masy ciała karpia, w porównaniu do mączki rybną [46]. W przypadku brzanki srebrzystej (*Barbonymus gonionotus*) najlepsze wyniki odchowu zaobserwowano przy 38% zastąpieniu białka ogólnego

Tabela 1

Porównanie wartości pokarmowej i składu chemicznego mącznika młynarka (*Tenebrio molitor*), pleśniakowca złocistego (*Aphitobitus diaperinus*), świerszcza kubańskiego (*Gryllus assimilis*), świerszcza domowego (*Acheta domestica*), świerszcza bananowego (*Gryllus sigillatus*), *Hermetia illucens*, muchy domowej (*Musca domestica*) oraz komercyjnej mączki rybnej

Parametr	Mącznik młynarek (<i>T. molitor</i>) larwa	Pleśniakowiec złocisty (<i>A. diaperinus</i>) larwa	Świerszcz kubański (<i>G. assimilis</i>) imago	Świerszcz domowy (<i>A. domestica</i>) imago	Świerszcz bananowy (<i>G. sigillatus</i>) imago	<i>Hermetia illucens</i> larwa	Mucha domowa (<i>M. domestica</i>) poczwarka	Mączka rybna	
Zawartość w 1 kg suchej masy (g)									
Białko ogólne	528	648	564	633	700	420	709,5	689	
Popiół surowy	31	41	64	56	47,4	210	76,5	183	
Włókno surowe	65	71	70	183	36,5	70	157	-	
Tłuszcz surowy	250-431	222	238	206,8	182,3	90-260	152,5	170	
Fosfor	7,8	7,8	8,0	7,9	7,8	9,0	16,0	28,4	
Wapń	2,7	2,1	9,9	10,1	1,3	75,6	4,7	44	
Aminokwasy (% białka ogólnego)									
Histydyna	2,7	4,9	2,1	2,3	1,7	2,6	2,4	2,6	
Arginina	4,5	4,8	5,8	6,1	4,7	4,8	4,6	5,9	
Treonina	3,6	4,0	3,3	3,6	3,7	3,6	3,5	4,2	
Tyrozyna	5,4	2,5	4,5	5,2	3,2	6,0	4,7	3,1	
Walina	5,9	5,9	5,3	5,1	4,7	5,6	4,0	4,9	
Metionina	1,2	1,3	1,2	1,4	1,6	1,4	2,2	2,8	
Cysteina	0,6	1,1	0,5	0,8	1,1	0,7	0,7	0,9	
Izoleucyna	4,0	4,6	3,4	4,4	2,7	4,0	3,2	4,2	
Leucyna	6,9	6,7	5,6	9,8	5,8	6,6	5,4	7,3	
Fenylalanina	3,2	3,9	2,9	3,0	2,2	3,8	4,6	3,9	
Lizyna	4,9	6,5	5,0	5,4	3,8	5,6	6,1	7,6	
Ogółem	42,9	46,2	39,6	47,1	35,2	44,7	41,4	47,4	
Źródło	Józefiak i wsp., 2016 [28], Makkar i wsp., 2014 [35], Ravza-naadi i wsp., 2012 [47]	Barker i wsp., 1998 [3], Bosh i wsp., 2014 [7], Ribeiro i wsp., 2019 [49], Weiner i wsp., 2018 [62], Zielinska i wsp., 2015 [65]	Józefiak i wsp., 2016 [28], Makkar i wsp., 2014 [35]	Bosh i wsp., 2014 [7], Makkar i wsp., 2014 [35], Weiner i wsp., 2018 [62]	Ribeiro i wsp., 2019 [49], Weiner i wsp., 2018 [62], Zielinska i wsp., 2015 [65]	Józefiak i wsp., 2016 [28], Makkar i wsp., 2014 [35]	Bosh i wsp., 2014 [7], Makkar CVB Feed i wsp., 2014 [35], Weiner i wsp., 2016 [11]		

mączką z *B. mori* [35]. Z kolei w doświadczeniu z wykorzystaniem długowąsa azjatyckiego (*Heteropneustes fossilis*) nie zaobserwowano negatywnych zmian w wynikach odchowu nawet przy 75% zastąpieniu mączki rybnej mączką z jedwabników [35]. Natomiast afrykańska tilapia z gatunku *Oreochromis mossambicus* charakteryzowała się wysoką strawnością białka ogólnego na poziomie 85-86% w dietach zawierających odtłuszczone, jak i pełnotłuste mączki z *Bombyx mori* [35].

Badania przeprowadzone na sumach afrykańskich (*Clarias gariepinus*) wykazały, że mączki z larw mącznika młynarka mogą być wykorzystane jako częściowy substytut mączki rybnej [40]. Przy 40% zastąpieniu obserwowano podobne wyniki odchowu jak w przypadku diety kontrolnej. Jednak sumy karmione wyłącznie larwami mącznika młynarka cechowały się niewielką depresją wzrostu. Należy podkreślić, że system żywienia ma istotny wpływ na wyniki produkcyjne ryb. Zastosowanie naprzemiennego schematu żywienia, tj. podawanie rano mieszanki zawierającej mączkę z owadów, a wieczorem paszy komercyjnej skutkowało lepszym lub równie dobrym tempem wzrostu jak w grupie kontrolnej [40]. Z kolei w dietach przeznaczonych dla dorady (*Sparus aurata*) stwierdzono, że 25% zastąpienie białka z mączki rybnej białkiem z larw mącznika młynarka nie wpływa negatywnie na wyniki odchowu i jakość mięsa ryb [45]. Mieszanki na bazie larw z mącznika młynarka znalazły również zastosowanie w żywieniu ryb łososiowatych i okoniowatych. Owady te mogą stanowić substytut na poziomie 25% w dietach okonia morskiego (*Dicentrarchus labrax*) i 50% w przypadku pstrąga tęczowego (*Oncorhynchus mykiss*) [17, 19].

Czerwie muchy domowej wykorzystywane były jako substytut mączki rybnej w żywieniu szeregu gatunków ryb afrykańskich, takich jak tawada, vundu (*Heterobranchus longifilis*) czy tilapia nilowa (*Oreochromis niloticus*). Ogunji i wsp. [42, 43] wykazali, że maksymalny poziom larw *Musca domestica* w mieszankach dla wskazanych gatunków może wynosić do 25% bez negatywnego wpływu na ich wyniki odchowu.

***Hermetia illucens* – gatunek wiodący w akwakulturze**

Dostępne dane literaturowe wskazują na zwiększające się zainteresowanie badaczy wykorzystaniem *H. illucens* w dietach ryb utrzymywanych w akwakulturze. Już obecnie znaleźć można informacje na temat szeregu doświadczeń żywieniowych z wykorzystaniem zarówno ryb roślinno- i wszystkożernych, jak i drapieżnych, z użyciem właśnie tego gatunku owada jako komponentu paszowego.

W pracy Newton i wsp. [39] wykazano, że gatunek ten może stanowić alternatywę dla mączki rybnej w dietach ryb z rodzaju *Brevoortia*, przy czym niezbędne jest uzupełnianie takiej mieszanki mączką sojową, w celu uzyskania diety izobiałkowej. Co więcej, mączka z *H. illucens* może być wykorzystywana jako dodatek paszowy w żywieniu ryb łososiowatych. W 8-tygodniowym doświadczeniu przeprowadzonym przez Sealey i wsp. [51] stwierdzono, że do 50% mączki rybnej można za-

stąpić mączką sporządzoną z tego gatunku muchówki, bez negatywnego wpływu na wzrost pstrąga tęczowego. W doświadczeniu Renna i wsp. [48] w żywieniu pstrąga tęczowego mączkę rybną zastępowano mączką z *H. illucens* na poziomie 25% i 50%. W wariancie z 50% zastąpieniem nie zaobserwowano różnic w wartościach przyrostów masy ciała (BWG – *Body Weight Gain*). Inne parametry odchowu, takie jak współczynnik wykorzystania paszy (FCR – *Feed Conversion Ratio*), specyficzne tempo wzrostu (SGR – *Specific Growth Rate*) czy współczynnik wydajności wzrostowej białka (PER – *Protein Efficiency Ratio*) były wyższe lub równe wynikom w grupie kontrolnej. Najlepsze wyniki z punktu widzenia parametrów odchowu wykazywała jednak grupa z 25% udziałem *H. illucens*, w której zaobserwowano wyższe niż w grupie kontrolnej przyrosty masy ciała, SGR i PER, przy jednoczesnym obniżeniu FCR. Wykazano także, iż wykorzystanie w diecie białka z insektów zwiększa wartość indeksu hepatosomatycznego (HSI – *Hepatosomatic Index*). W doświadczeniu przeprowadzonym na karpkach mączkę rybną zastąpiono mączką z *Hermetia illucens* w 25, 50, 75 i 100% [34]. Skutkowało to obniżeniem BWG i SGR we wszystkich grupach, z wyjątkiem tej z 75% udziałem mączki z owadów, w której wymienione wskaźniki były wyższe niż w grupie kontrolnej. Jednocześnie wartości FCR wykazywały zależność odwrotną. Zaobserwowano również obniżenie wartości HSI w grupach żywionych mieszanką z dodatkiem insektów.

Perspektywy dalszego rozwoju produktów owadzych jako komponentu paszowego

Potrzeba poszukiwania alternatywnych, zrównoważonych źródeł białka w akwakulturze prowadzi do intensywnego rozwoju wielkotowarowej produkcji owadów na cele paszowe. Wraz z nim zmieniają się także sposoby przetwórstwa insektów, w celu znalezienia zoptymalizowanych metod, które mogłyby zapewnić nie tylko jakość mikrobiologiczną mączek (mającą kluczowe znaczenie w utrzymywaniu równowagi w mikrobiomie układu pokarmowego zwierząt), lecz również wpływać na skład chemiczny owadów i oksydację lipidów, co z kolei rzutować może na wyniki odchowu oraz strawność składników pokarmowych. Początkowy etap przetwórstwa owadów obejmuje na ogół blanszowanie, mrożenie, suszenie przy pomocy suszarni czy z wykorzystaniem promieni słonecznych (co głównie ma miejsce w krajach afrykańskich), a nawet sterylizację przy użyciu autoklawu [9, 16, 31, 32, 37]. Po całkowitym wysuszeniu i preparacji, insekty poddawane są obróbce końcowej. W zależności od przeznaczenia mogą być one mielone do postaci mączki, lecz również peletowane, czy poddawane ekstruzji. Zdarza się również, że larwy owadów są żywym pokarmem dla ryb czy drobiu [37].

Warto również podkreślić, że pomimo potrzeby stosowania technik przetwórstwa zapewniających odpowiednią jakość mikrobiologiczną mączek pozyskiwanych z owadów, jak również kontrolowania tej jakości, owady są źródłem białek przeciwdrobnoustrojowych (AMP – *Antimicrobial Peptides*), co jest dodatkowym argumen-

Tabela 2

Zestawienie wyników doświadczeń wzrostowych przeprowadzonych na rybach z zastosowaniem białka z owadów

Gatunek	Wykorzystany gatunek owada	Czas trwania doświadczenia	Poziom zastąpienia mączki rybnej (%)	BWG	FCR	Źródło
Sum afrykański (<i>Clarias gariepinus</i>)	Świerszcz śródziemnomorski (<i>Gryllus bimaculatus</i>)	49 dni	75	+	+	[57]
			100	+	+	
	<i>Zonocerus variegatus</i>	56 dni	25	=	=	[2]
			50	=	=	
Karp pospolity (<i>Cyprinus carpio</i>)	<i>Hermetia illucens</i>	56 dni	75	=	=	[64]
			100	=	=	
			100	=	=	
	Jedwabnik morwowy (<i>Bombyx mori</i>)	57 dni	60	-	=	[25]
			70	-	=	
			80	-	=	
Pstrąg tęczowy (<i>Oncorhynchus mykiss</i>)	Mucha domowa (<i>Musca domestica</i>)	63 dni	25	-	=	[55]
	Mącznik młynarek (<i>Tenebrio molitor</i>)	90 dni	25	=	+	[4]
			50	=	+	
	<i>Hermetia illucens</i>	71 dni	20	=	=	[26]
	Mącznik młynarek (<i>Tenebrio molitor</i>)	71 dni	20	=	=	
	Świerszcz bananowy (<i>Gryllodes sigillatus</i>)	71 dni	20	=	+	
Karaczan turecki (<i>Blatta lateralis</i>)	71 dni	20	+	=		
Tilapia nilowa (<i>Oreochromis niloticus</i>)	<i>Hermetia illucens</i>	32 dni	30	=	=	[12]
			50	=	=	
	Mącznik młynarek (<i>Tenebrio molitor</i>)	42 dni	50	-	-	[50]
			25	=	+	
			50	=	=	
Drewnojad (<i>Zophobas morio</i>)	56 dni	75	=	=	[24]	
		100	=	=		

BWG (*Body Weight Gain*) – przyrosty masy ciała; FCR (*Feed Conversion Ratio*) – współczynnik wykorzystania paszy
 „=” – brak różnic w stosunku do grupy kontrolnej; „-” – pogorszenie wskaźnika; „+” – poprawa wskaźnika

tem za ich stosowaniem w produkcji pasz. AMP to kationowe białka o niskiej masie cząsteczkowej (od kilku do kilkudziesięciu kDa), które wykazują aktywność zarówno przeciwko bakteriom i grzybom, jak również niektórym pasożytom oraz wirusom. Ich działanie polega między innymi na perforacji zewnętrznej błony bakteryjnej [28]. Przy rozważaniu możliwości wykorzystania owadów do celów spożywczych i w produkcji pasz pojawiają się obiekcje związane z niebezpieczeństwem zanieczyszczenia ich drobnoustrojami oraz toksynami pochodzącymi zarówno ze środowiska, w którym bytują, jak i odpadów żywnościowych, które niejednokrotnie stanowią ich pokarm. Stwierdzono jednak, że ekspresja białek AMP zależna jest od diety podawanej owadom, np.

H. illucens, co świadczy o ich przystosowaniu do nietypowej żywności, niekoniecznie czystej pod kątem jakości mikrobiologicznej [61]. Warto również zauważyć, że badania z wykorzystaniem różnych gatunków owadów w dietach ryb potwierdziły, że obecność białek AMP oraz chityny w insektach może stymulować układ immunologiczny ryb [22, 52]. Temat ten łączy się również bezpośrednio ze zwalczaniem problemu marnowania żywności na świecie. Owady mają bowiem zdolność do biokonwersji odpadów organicznych w wysokowartościowy komponent paszowy.

W kontekście omawianego wpływu dodatku mączek z owadów w paszach na równowagę mikrobiomu układu pokarmowego, jak również związaną z nią odpowiedzią

immunologiczną, na uwagę zasługuje fakt, iż owady są źródłem kwasu laurynowego (C12:0) [18]. Związek ten wykazuje aktywność przeciwdrobnoustrojową w stosunku do chorobotwórczych bakterii, takich jak *Escherichia coli*, *Clostridium perfringens* czy *Salmonella* sp. [53]. Stwierdzono również, że zawartość tłuszczu oraz popiołu surowego w mączkach z owadów zależne są od diet stosowanych w ich odchowie [30]. Larwy *Hermetia illucens* utrzymywane na substratach o dużej koncentracji energii zmieniają się w poczwarki o wysokiej zawartości tłuszczu bogatego w MCFA (*medium chain fatty acids* – średniołańcuchowe kwasy tłuszczowe) [54].

Podsumowując, owady są perspektywnym komponentem paszowym dla akwakultury, mogącym stanowić alternatywne, względem mączki rybnej, źródło białka. Konieczne są jednak dalsze badania nad udoskonalaniem jakości produktów pochodzących z owadów, jak również usystematyzowanie i unifikacja metod ich wytwarzania, w celu uzyskiwania bardziej powtarzalnych i porównywalnych wyników odchovu w warunkach doświadczalnych i produkcyjnych.

Literatura: 1. Akpodiete O.J., Ologhobo A.D., Onifade A.A., 1998 – Maggot meal as a substitute for fish meal in laying chicken diet. *Ghana Journal of Agricultural Science* 31, 2, 137-142. 2. Alegbeleye W.O., Obasa S.O., Olude O.O., Otubu K., Jimoh W., 2012 – Preliminary evaluation of the nutritive value of the variegated grasshopper (*Zonocerus variegatus* L.) for African catfish *Clarias gariepinus* (Burchell. 1822) fingerlings. *Aquaculture Research* 43, 3, 412-420. 3. Barker D., Fitzpatrick M.P., Dierenfeld E.S., 1998 – Nutrient composition of selected whole invertebrates. *Zoo Biology* 17, 2, 123-134. 4. Belforti M., Gai F., Lussiana C., Renna M., Malfatto V., Rotolo L., De Marco M., Dabbou S., Schiavone A., Zoccarato I., Gasco L., 2015 – *Tenebrio molitor* meal in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) diets: effects on animal performance, nutrient digestibility and chemical composition of fillets. *Italian Journal of Animal Science* 14, 4, 670-676. 5. Benzertiha A., Kierończyk B., Kołodziejki P., Pruszyńska-Oszmałek E., Rawski M., Józefiak D., Józefiak A., 2019 – *Tenebrio molitor* and *Zophobas morio* full-fat meals as functional feed additives affect broiler chickens' growth performance and immune system traits. *Poultry Science* (DOI: 10.3382/ps/pez450). 6. Boczek J., Pruszyński S., 2013 – Owady w żywieniu człowieka i zwierząt domowych. *Zagadnienia doradztwa rolniczego* 2, 98-107. 7. Bosch G., Zhang S., Oonincx D.G., Hendriks W.H., 2014 – Protein quality of insects as potential ingredients for dog and cat foods. *Journal of Nutritional Science* 29, 3, 1-4. 8. Cadag M.T., Lopez P.L., Mania R.P., 1981 – Production and evaluation of maggot meal from common housefly (*Musca domestica*) as animal feed. *Philippine Journal of Veterinary and Animal Sciences* (Philippines) 7, 1, 40-41. 9. Caparros Megido R., Desmedt S., Blecker C., Béra F., Haubruge É., Alabi T., Francis F., 2017 – Microbiological load of edible insects found in Belgium. *Insects* 8, 1, 12-20. 10. Costa-Pierce B.A., 2010 – Sustainable ecological aquaculture systems: the need for a new social contract for aquaculture development. *Marine Technology Society Journal* 44, 3, 88-112. 11. CVB Feed Table, 2016 – Chemical Composition and Nutritional Values of Feedstuffs (https://images.engormix.com/externalFiles/6_cvb-feed-table-2016-version-1.pdf). 12. Devic E., Leschen W., Murray F., Little D.C., 2018 – Growth performance, feed utilization

and body composition of advanced nursing Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) fed diets containing Black Soldier Fly (*Hermetia illucens*) larvae meal. *Aquaculture nutrition* 24, 1, 416-423. 13. FAO Fisheries and Aquaculture Department, 2013 – Global Aquaculture Production Statistics for the year 2011 (<http://raisaquaculture.net/uploads/media./Aquaculture%20production%202011.pdf>). 14. FAO Fisheries and Aquaculture Department, 2018 – The State of World Fisheries and Aquaculture 2018 – Meeting the sustainable development goals. Rzym (<http://www.fao.org/3/i9540en/i9540en.pdf>). 15. FAO/WHO, 2018 – Proceedings of the FAO/WHO international symposium on sustainable food systems for healthy diets and improved nutrition. Rzym (<http://www.fao.org/3/i9025en/i9025EN.pdf>). 16. Fombong F., Van Der Borght M., Vanden Broeck J., 2017 – Influence of freeze-drying and oven-drying post blanching on the nutrient composition of the edible insect *Ruspolia differens*. *Insects* 8, 3, 102-116. 17. Gasco L., Belforti M., Rotolo L., Lussiana C., Parisi G., Terova G., Roncarati A., Gai F., 2014 – Mealworm (*Tenebrio molitor*) as a potential ingredient in practical diets for rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Materiały konferencyjne, Insects to Feed the World, Holandia: 14-17*. 18. Gasco L., Finke M., Van Huis A., 2018 – Can diets containing insects promote animal health? *Journal of Insects as Food and Feed* 4, 1, 1-4. 19. Gasco L., Gai F., Piccolo G., Rotolo L., Lussiana C., Molla P., Chatzifotis S., 2014 – Substitution of fishmeal by *Tenebrio molitor* meal in the diet of *Dicentrarchus labrax* juveniles. *Materiały konferencyjne, Insects to Feed the World: 70*. 20. Hardy R.W., 1996 – Alternate protein sources for salmon and trout diets. *Animal Feed Science and Technology* 59, 1-3, 71-80. 21. Hardy R.W., 2010 – Utilization of plant proteins in fish diets: effects of global demand and supplies of fishmeal. *Aquaculture Research* 41, 5, 770-776. 22. Henry M.A., Gasco L., Chatzifotis S., Piccolo G., 2018 – Does dietary insect meal affect the fish immune system? The case of mealworm, *Tenebrio molitor* on European sea bass, *Dicentrarchus labrax*. *Developmental & Comparative Immunology* 81, 204-209. 23. Henry M., Gasco L., Piccolo G., Fountoulaki E., 2015 – Review on the use of insects in the diet of farmed fish: past and future. *Animal Feed Science and Technology* 203, 1-22. 24. Jabir M.A.R., Jabir S.A.R., Vikineswary S., 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. 25. Ji H., Zhang J.L., Huang J.Q., Cheng X.F., Liu C., 2015 – Effect of replacement of dietary fish meal with silkworm pupae meal on growth performance, body composition, intestinal protease activity and health status in juvenile Jian carp (*Cyprinus carpio* var. Jian). *Aquaculture Research* 46, 5, 1209-1221. 26. Józefiak A., Nogales-Mérida S., Mikołajczak Z., Rawski M., Kierończyk B., Mazurkiewicz J., 2019 – The utilization of full-fat insect meal in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) nutrition: the effects on growth performance, intestinal microbiota and gastro-intestinal tract histomorphology. *Annals of Animal Science* 19, 3, 747-765. 27. Józefiak A., Nogales-Mérida S., Rawski M., Kierończyk B., Mazurkiewicz J., 2019 – Effects of insect diets on the gastrointestinal tract health and growth performance of Siberian sturgeon (*Acipenser baerii* Brandt, 1869). *BMC Veterinary Research* 15, 1, 348. 28. Józefiak D., Józefiak A., Kierończyk B., Rawski M., Świątkiewicz S., Długosz J., Engberg R.M., 2016 – Insects – a natural nutrient source for poultry – a review. *Annals of Animal Science* 16, 2, 297-313. 29. Kierończyk B., Rawski M., Józefiak A., Mazurkiewicz J., Świątkiewicz S., Siwek M., Bednarczyk M., Szumacher-Strabel M., Cieślak A.,

- Benzertiha A., Józefiak, D.**, 2018 – Effects of replacing soybean oil with selected insect fats on broilers. *Animal Feed Science and Technology* 240, 170-183 **30. Kierończyk B., Sypniewski J., Rawski M., Czekala 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* (DOI: 10.2478/a0as-2019-0066). **31. Klunder H.C., Wolkers-Rooijackers J., Korpela J.M., Nout M.J.R.**, 2012 – Microbiological aspects of processing and storage of edible insects. *Food control* 26, 2, 628-631. **32. 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. **33. Lazzarotto V., Corraze G., Leprevost A., Quillet E., Dupont-Nivet M., Médale F.**, 2015 – Three-year breeding cycle of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) fed a plant-based diet, totally free of marine resources: consequences for reproduction, fatty acid composition and progeny survival. *PloS One* 10, 2, 1-17. **34. Li S., Ji H., Zhang B., Zhou J., Yu H.**, 2017 – Defatted black soldier fly (*Hermetia illucens*) larvae meal in diets for juvenile Jian carp (*Cyprinus carpio* var. Jian): Growth performance, antioxidant enzyme activities, digestive enzyme activities, intestine and hepatopancreas histological structure. *Aquaculture* 477, 62-70. **35. Makkar H.P., Tran G., Heuzé V., Ankers P.**, 2014 – State-of-the-art on use of insects as animal feed. *Animal Feed Science and Technology* 197, 1-33. **36. Motte C., Rios A., Lefebvre T., Do H., Henry M., Jintasatporn O.**, 2019 – Replacing fish meal with defatted insect meal (yellow mealworm *Tenebrio molitor*) improves the growth and immunity of pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*). *Animals* 9, 5, 258-275. **37. Mutungi C., Irungu F.G., Nduko J., Mutua F., Affognon H., Nakimbugwe D., Ekesi S., Fiaboe K.K.M.**, 2019 – Postharvest processes of edible insects in Africa: A review of processing methods, and the implications for nutrition, safety and new products development. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* 59, 2, 276-298. **38. Nandeesh M.C., Srikanth G.K., Keshavanath P., Varghese T.J., Basavaraja N., Das S.K.**, 1990 – Effects of non-defatted silkworm-pupae in diets on the growth of common carp, *Cyprinus carpio*. *Biological Wastes* 33, 1, 17-23. **39. Newton G.L., Sheppard D.C., Watson D.W., Burtle G.J., Dove C.R., Tomberlin J.K., Thelen E.E.**, 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, 1-17 **40. Ng W.K., Liew F.L., Ang L.P., Wong K.W.**, 2001 – Potential of mealworm (*Tenebrio molitor*) as an alternative protein source in practical diets for African catfish, *Clarias gariepinus*. *Aquaculture Research* 32, 273-280. **41. Nogales-Mérida S., Gobbi P., Józefiak D., Mazurkiewicz J., Dudek K., Rawski M., Kierończyk B., Józefiak A.**, 2018 – Insect meals in fish nutrition. *Reviews in Aquaculture*: 1-24. **42. Ogunji J.O., Kloas W., Wirth M., Neumann N., Pietsch C.**, 2008 – Effect of housefly maggot meal (maggot) diets on the performance, concentration of plasma glucose, cortisol and blood characteristics of *Oreochromis niloticus* fingerlings. *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition* 92, 4, 511-518. **43. Ogunji J.O., Kloas W., Wirth M., Schulz C., Rennert B.**, 2008 – Housefly maggot meal (maggot) as a protein source for *Oreochromis niloticus* (Linn.). *Asian Fisheries Science* 21, 3, 319-331. **44. 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. **45. Piccolo G., Marono S., Gasco L., Iannaccone F., Bovera F., Nizza A.**, 2014 – Use of *Tenebrio molitor* larvae meal in diets for Gilt-head seabream *Sparus aurata juveniles*. In 1st International conference “Insects to Feed the World”, 68-68. **46. Rangacharyulu P.V., Giri S.S., Paul B.N., Yashoda K.P., Rao R.J., Mahendrakar N.S., Mohanty S.N., Mukhopadhyay P.K.**, 2003 – Utilization of fermented silkworm pupae silage in feed for carps. *Bioresource Technology* 86, 1, 29-32. **47. Ravzanaadii N., Kim S.H., Choi W.H., Hong S.J., Kim N.J.**, 2012 – Nutritional value of mealworm, *Tenebrio molitor* as food source. *International Journal of Industrial Entomology* 25, 1, 93-98. **48. Renna M., Schiavone A., Gai F., Dabbou S., Lusiana C., Malfatto V., Prearo M., Capucchio M.T., Biasato L., Biasibetti E., De Marco M., Brugiapaglia A., Zoccarato I., Gasco L.**, 2017 – Evaluation of the suitability of a partially defatted black soldier fly (*Hermetia illucens* L.) larvae meal as ingredient for rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss* Walbaum) diets. *Journal of Animal Science and Biotechnology* 8, 1, 57. **49. Ribeiro J.C., Lima R.C., Maia M.R., Almeida A.A., Fonseca A.J., Cabrita A.R.J., Cunha L.M.**, 2019 – Impact of defatting freeze-dried edible crickets (*Acheta domesticus* and *Gryllodes sigillatus*) on the nutritive value, overall liking and sensory profile of cereal bars. *LWT – Food Science and Technology* 113. **50. Sánchez-Muros M., De Haro C., Sanz A., Trenzado C.E., Villareces S., Barroso F.G.**, 2016 – Nutritional evaluation of *Tenebrio molitor* meal as fishmeal substitute for tilapia (*Oreochromis niloticus*) diet. *Aquaculture nutrition* 22, 5, 943-955. **51. Sealey W.M., Gaylord T.G., Barrows F.T., Tomberlin J.K., McGuire M.A., Ross C., St-Hilaire S.**, 2011 – Sensory analysis of rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*, fed enriched black soldier fly prepupae, *Hermetia illucens*. *Journal of the World Aquaculture Society* 42, 1, 34-45. **52. Shi N., Li N., Duan X., Niu H.**, 2017 – Interaction between the gut microbiome and mucosal immune system. *Military Medical Research* 4, 1, 14. **53. Skřivanová E., Marounek M., Benda V., Březina P.**, 2006 – Susceptibility of *Escherichia coli*, *Salmonella* sp. and *Clostridium perfringens* to organic acids and monolaurin. *Veterinární Medicína* 51, 3, 81-88. **54. Spranghers T., Ottoboni M., Klootwijk C., Ovyne 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* 7, 8, 2594-2600. **55. St-Hilaire S., Sheppard C., Tomberlin J.K., Irving S., Newton L., McGuire M.A., Mosley E.E., Hardy R.W., Sealey W.**, 2007 – Fly prepupae as a feedstuff for rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *Journal of the World Aquaculture Society* 38, 1, 59-67. **56. Taelman S.E., De Meester S., Van Dijk W., da Silva V., Dewulf J.**, 2015 – Environmental sustainability analysis of a protein-rich livestock feed ingredient in The Netherlands: Microalgae production versus soybean import. *Resources, Conservation and Recycling* 101, 61-72. **57. Taufek N.M., Aspani F., Muin H., Raji A.A., Razak S.A., Alias Z.**, 2016 – The effect of dietary cricket meal (*Gryllus bimaculatus*) on growth performance, antioxidant enzyme activities, and haematological response of African catfish (*Clarias gariepinus*). *Fish Physiology and Biochemistry* 42, 4, 1143-1155. **58. Terova G., Rimoldi S., Ascione C., Gini E., Ceccotti C., Gasco L.**, 2019 – Rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) gut microbiota is modulated by insect meal from *Hermetia illucens* prepupae in the diet. *Reviews in Fish Biology and Fisheries* 29, 2, 465-486. **59. Tschirner M., Kloas W.**, 2017 – Increasing the sustainability of aquaculture systems: insects as alternative protein source for

fish diets. *GAIA-Ecological Perspectives for Science and Society* 26, 4, 332-340. **60. Verbeke W., Spranghers T., De Clercq P., De Smet S., Sas B., Eeckhout M.**, 2015 – Insects in animal feed: Acceptance and its determinants among farmers, agriculture sector stakeholders and citizens. *Animal Feed Science and Technology* 204, 72-87. **61. Vogel H., Müller A., Heckel D.G., Gutzeit H., Vilcinskis A.**, 2018 – Nutritional immunology: diversification and diet-dependent expression of antimicrobial peptides in the black soldier fly *Hermetia illucens*. *Developmental & Comparative Immunology* 78, 141-148. **62. Weiner A., Paprocka I., Kwiatek K.**, 2018 – Wybrane gatunki owadów jako źródło składników odżywczych w paszach. *Życie Weterynaryjne* 93, 499-504. **63. Zhang H., Zhou F., Wang W., Xyu X., Zhang J., He Z.**, 2013 – Effects of housefly maggot meal instead of fish meal on growth performance, textural mechanical properties, serum parameters in *Pelodiscus sinensis* Japanese strain. *Acta Agriculturae Zhejiangensis* 25, 2, 225-229. **64. Zhou J.S., Liu S.S., Ji H., Yu H.B.**, 2018 – Effect of replacing dietary fish meal with black soldier fly larvae meal on growth and fatty acid composition of Jian carp (*Cyprinus carpio* var. Jian). *Aquaculture nutrition* 24, 1, 424-433. **65. Zielińska E., Baraniak B., Karaś M., Rybczyńska K., Jakubczyk A.**, 2015 – Selected species of edible insects as a source of nutrient composition. *Food Research International* 77, 460-466.

Praca powstała jako element realizacji projektu: „Insects as novel protein sources for fish and poultry” prowadzonego w ramach programu TEAM-TECH finansowanego przez Fundację na rzecz Nauki Polskiej (2017-2020).

Cele projektu: Zbadanie wpływu bioaktywnych białek owadzich na wzrost kurcząt rzeźnych oraz ryb łososiowatych, zbadanie strawności substancji odżywczych, składu aminokwasowego białek, potencjału energetycznego oraz zmian składu i aktywności mikrobiomu układu pokarmowego zwierząt, określenie wpływu suplementacji białkiem owadziemi diety kurcząt rzeźnych i ryb łososiowatych na występowanie w układzie pokarmowym potencjalnie chorobotwórczych bakterii przy użyciu nowoczesnych technik biologii molekularnej.
Beneficjent: HiProMine S.A.



Fundacja na rzecz
Nauki Polskiej



HIPROMINE
SUSTAINABLE | ECO-FRIENDLY SOLUTIONS

Obecność pałeczek *Salmonella* spp. w próbkach pasz dla zwierząt gospodarskich z terenu monitorowanego przez ZHW w Olsztynie

Konrad Sienicki, Tomasz Mituniewicz

Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie, Wydział
Bioinżynierii Zwierząt

Rosnąca liczba ludności na świecie oraz zwiększona produkcja żywności pochodzenia zwierzęcego wymusza na rolnikach intensyfikację produkcji. To z kolei wiąże się ze zwiększeniem produkcji pasz [4]. Koszt pasz stanowi około 60-80% wszystkich kosztów produkcji zwierzęcej. Dlatego tak ważna jest ich odpowiednia jakość. Od kilku lat obserwuje się wzrost cen pasz, co spowodowane jest najczęściej anomaliami pogodowymi, jak np. susze czy powodzie. Sytuacja taka ma miejsce nie tylko w Polsce, ale także w innych regionach świata [20].

Co to jest pasza? W Rozporządzeniu (WE) nr 178/2002 Parlamentu Europejskiego i Rady z dnia 28 stycznia 2002 r. [35] pasza lub materiały paszowe definiowane są jako: *substancje lub produkty, w tym dodatki, przetworzone, częściowo przetworzone lub nieprzetworzone, przeznaczone do karmienia zwierząt*. Brzóska i Podkówa [1] nieco poszerzają to pojęcie podkreślając, że mówiąc o paszy należy mieć na myśli produkty pochodzenia roślinnego, zwierzęcego, mineralnego, ale również materiały, które zostały wytworzone w sposób sztuczny (materiały syntetyczne) znajdujące zastosowanie w żywieniu zwierząt. Stosowanie materiałów paszowych ma na celu zaspokojenie potrzeb pokarmowych zwierząt, a także utrzymanie ich w odpowiedniej kondycji życiowej oraz zapewnienie im właściwego rozwoju.

Strategia „od pola do stołu” (z ang. *from field to work*) podkreśla istotność kontroli bezpieczeństwa produktów żywnościowych już na pierwotnym etapie produkcji – począwszy od produkcji pasz dla zwierząt gospodarskich [3]. Ma to kluczowe znaczenie, gdyż przekłada się na końcową jakość produktów pochodzenia zwierzęcego. Jeżeli pasza podawana zwierzętom będzie złej jakości, konsekwencją może być wprowadzenie do łańcucha pokarmowego niepożądanych składników, które na samym końcu łańcucha żywieniowego spożywane są przez ludzi [15, 29]. Dodatkowo, zanieczyszczenia pasz bardzo często negatywnie wpływają na zdrowie oraz dobrostan zwierząt. Może to przekładać się na zwiększenie kosztów produkcji oraz obniżenie wydajności [21, 25, 26]. Ponadto, zachowanie odpowiedniej wartości odżywczej pasz, a także zapewnienie właściwej jakości higienicznej i mikrobiologicznej jest ściśle