



Instytut Zootechniki
PAŃSTWOWY INSTYTUT BADAWCZY

Maciej Ligaszewski

Przemysław Pol

WYBRANE ZAGADNIENIA Z DZIEDZINY HELIKULTURY

MONOGRAFIA



Kraków 2019

**Maciej Ligaszewski
Przemysław Pol**

**Wybrane zagadnienia
z dziedziny helikultury**

M O N O G R A F I A

Kraków 2019

**INSTYTUT ZOOTECHNIKI
PAŃSTWOWY INSTYTUT BADAWCZY**

32-083 Balice, ul. Krakowska 1 tel. 12 3572500 fax 12 2856733
e-mail: izooinfo@izoo.krakow.pl *internet:* <http://www.izoo.krakow.pl>

DYREKTOR INSTYTUTU ZOOTECHNIKI PIB
prof. dr hab. inż. Maciej Pompa-Roborzyński

Recenzenci:

prof. dr hab. Krzysztof Szkucik
Uniwersytet Przyrodniczy w Lublinie

prof. dr hab. Krzysztof Surówka
Uniwersytet Rolniczy w Krakowie

Opracowanie redakcyjne:
mgr Danuta Dobrowolska

Opracowanie graficzne, projekt okładki i skład tekstu:
mgr Bogusława Krawiec

Fot. w monografii: autorzy monografii
oprócz ryc. 15., autor: Dorota Juchno, UWM Olsztyn

ISBN 978-83-7607-392-7

Ark. wyd. 8,8. Ark. druk. 7,5.

Druk: Zespół Wydawnictw i Poligrafii IZ PIB

Spis treści

1. Słowo od Autorów	5
2. Wstęp	5
3. Elementy taksonomii, biogeografii i filogenezy gatunku <i>Cornu aspersum</i> ważne z punktu widzenia helikultury	6
4. Obrona immunologiczna: mechanizmy zwalczania makropasożytów i bakterii chorobotwórczych	13
5. Badania prowadzone w Polsce w zakresie helikultury	16
5.1. Wpływ środowiska hodowlanego i paszy na tempo wzrostu, wydajność mięsną i wartość odżywczą mięsa ślimaków	16
5.2. Podstawowy skład chemiczny mięsa ślimaka małego szarego (<i>Cornu aspersum aspersum</i>)	25
5.3. Ocena względnej przyswajalności składników pokarmowych mieszanki paszowej dla ślimaka małego szarego (<i>Cornu aspersum aspersum</i>)	31
5.4. Elementy wiedzy na temat biologii hodowlanej ślimaka szarego <i>Cornu aspersum</i> oraz ślimaka winniczka <i>Helix pomatia</i>	35
5.4.1. Przystosowania środowiskowe ślimaka małego i dużego szarego oraz ślimaka winniczka	35
5.4.2. Zagadnienia z dziedziny anatomii układu rozrodczego oraz fizjologii rozrodu ślimaka szarego i winniczka	37
5.5. Technologie produkcji i przetwórstwa ślimaka szarego <i>Cornu aspersum</i> 5.5.1. Praktyka fermowa. System produkcji ślimaka szarego optymalny w polskich warunkach klimatycznych u gospodarczych	39
5.5.2. Wymagania żywieniowe ślimaka szarego i winniczka	49
5.5.3. Choroby ślimaka szarego	53
5.5.4. Zasady doboru reproduktorów ślimaka szarego	54
5.5.5. Harmonogram prac na fermie ślimaka szarego	56
5.5.6. Elementy planowania wielkości i jakości produkcji ślimaka szarego	67
5.6. Ślimak winniczek jako gatunek dodatkowy, hodowany w polikulturze ze ślimakiem szarym	68
5.6.1. Wprowadzenie	68
5.6.2. Stadia rozwojowe winniczka hodowlanego odpowiadające poszczególnym etapom produkcji fermowej	69
5.6.3. Postępowanie z reproduktorami winniczka w okresie rozrodu szklarniowego	70
5.6.4. Rozród i produkcja wylęgu winniczka	71
5.6.5. Chów towarowy winniczka w polikulturze ze ślimakiem szarym	78
5.7. Skład chemiczny mięsa winniczków z populacji naturalnej i pochodzącej od niej populacji hodowlanej	82
5.8. Przetwórstwo ślimaków	84
6. Omówienie zakresu i wyników wieloletnich badań lokalnej populacji ślimaka winniczka (<i>Helix pomatia</i> L.) z okolic Instytutu Zootechniki w Balicach, z wykorzystaniem wylęgu hodowlanego w wieku 1+	88

6.1. Biotop balickiej populacji naturalnej winniczka	88
6.2. Reprodukcyjna i tempo wzrostu winniczków w warunkach szklarni nieogrzewanej	88
6.3. Ochrona czynna naturalnej populacji winniczka. Badania z pogranicza produkcji wylęgu winniczka i ekologii populacji naturalnych	93
7. Ocena cech muszli ślimaka szarego (<i>Cornu aspersum</i>) i winniczka (<i>Helix pomatia</i>)	102
8. Podsumowanie	111
9. Streszczenie	112
10. English summary	113
11. Piśmiennictwo	114

1. Słowo od Autorów

Oddana właśnie do druku monografia ma w zamierzeniu jej autorów służyć jako źródło informacji dla osób zainteresowanych helikulturą – zarówno z punktu widzenia naukowego, jak i jako przewodnik dla praktyków, tych którzy prowadzą już hodowlę ślimaków oraz tych, którzy są zainteresowani prowadzeniem tego chowu. Opracowanie to może być także pomocne w procesie kształcenia na wielu kierunkach studiów w ramach programu chowu i hodowli zwierząt.

2. Wstęp

W krajach Europy Zachodniej spożywanie mięczaków morskich i lądowych weszło do tradycji kulinarnej jako spadek kulturowy po Cesarstwie Rzymskim. O ile jednak w starożytnym Rzymie małże morskie, takie jak ostrzygi (*Ostreidae*), omułki jadalne (*Caerula concha*) i sercówki (*Cardiidae*) były nieograniczonym źródłem zaspokajania potrzeb żywieniowych uboższych grup ludności, to ślimaki lądowe z rodzaju *Helicidae*, a zwłaszcza ślimak winniczek (*Helix pomatia*) oraz wcześniej nieznan w Polsce ślimak szary (*Cornu aspersum*), od początku pretendowały do roli luksusowego surowca spożywczego. Z czasem, zwłaszcza przed okresem rozwoju w późnym średniowieczu gospodarki karpiowej znaczenie ślimaków lądowych rosło ze względu na ich nową rolę w charakterze dań postnych w miarę rozprzestrzeniania się wiary chrześcijańskiej w krajach Europy Środkowej i Wschodniej. Pozornie nieograniczone, naturalne zasoby przybrzeżnych ławic mięczaków morskich szybko uległy wyniszczeniu, toteż współcześnie opracowano metody sztucznej hodowli tych gatunków. Obecnie również dwa najważniejsze, tytułowe gatunki jadalnych ślimaków lądowych objęte zostały przepisami ochronnymi, które utrudniły zaspokajanie wyrafinowanych gustów konsumentów i ich potrzeb, oscylujących wokół 40 tys. t ślimaków lądowych rocznie. Europejska helikultura jest stosunkowo nową dziedziną produkcji zwierzęcej, gdyż dopiero w latach 80. ubiegłego wieku w ramach działalności francuskiego Instytutu INRA powstała w miejscowości Le Magneraud w pobliżu miasta portowego La Roche w Bretanii pierwsza ferma doświadczalna zajmująca się badaniami związanymi z technologią produkcji w warunkach fermowych ślimaków jadalnych. Jej zadaniem było opracowanie technologii intensywnej produkcji europejskiego gatunku ślimaka małego szarego (*Cornu aspersum aspersum* synonim *Helix aspersa*), będącego podstawowym gatunkiem lądowych ślimaków jadalnych w strefie pomiędzy atlantycką a śródziemnomorską częścią Europy. Przy okazji opracowano również zbliżone technologie produkcji ślimaka dużego szarego (*Cornu aspersum maxima*) zasiedlającego śródziemnomorską strefę północnej Afryki. Francuska technologia produkcji fermowej ślimaka szarego wzbudziła również zainteresowanie wielu rolników i instytucji rolniczych w Europie Środkowej. W Polsce, w pierwszej połowie lat 90. ubiegłego wieku produkcja fermowa ślimaka szarego była czynnie propagowana przez instruktorów z INRA

wśród rolników drobnotowarowych z południowo-wschodniej Polski i Górnego Śląska. Jednak, ze względu na początkowe trudności ze zbytem oraz plagę spekulacji tzw. „reproduktorami” ślimaków, drobnotowarowa produkcja musiała ustąpić miejsca jej koncentracji w dużych, dobrze radzących sobie na rynkach europejskich przedsiębiorstwach hodowlanych lub hodowlano-przetwórczych. Przykładem takiej działalności jest np. ferma hodowlana należąca do Rolniczego Kombinatoru Spółdzielczego w Łubnicy (Wielkopolska) z możliwością produkcji do kilkuset t ślimaka szarego lub firma hodowlana „Helixia” w Oldrzychowicach k. Opola, a także kilka innych. Wsparciem naukowym polskiej helikultury była natomiast w tamtych latach istniejąca do dzisiaj ferma doświadczalno-produkcyjna Instytutu Zootechniki PIB w Balicach koło Krakowa, prowadzona przez prof. dr hab. Andrzeja Łysaka i dr hab. Macieja Ligaszewskiego. Na fermie tej były utrzymywane cztery rodzime populacje zachowawcze ślimaka szarego, zarówno małego, jak i dużego. Podjęto tu również udane próby rozrodu w warunkach fermowych ślimaka winniczka, którego produkcja fermowa obecnie jest jeszcze mniej opłacalna i trudniejsza niż produkcja ślimaka szarego ze względu na jego gorsze parametry rozrodu, wolniejsze tempo wzrostu i niższe ceny w skupie krajowym niż te, które można uzyskać od importera za ślimaka szarego. Wylęg winniczka wyprodukowanego w warunkach fermowych posłużył natomiast do rekompensat środowiskowych w odniesieniu do silnie eksploatowanych naturalnych populacji.

3. Elementy taksonomii, biogeografii i filogenezy gatunku *Cornu aspersum* ważne z punktu widzenia helikultury

Przez około 20 lat, na przełomie XX i XXI w. trwały dyskusje na temat dalszej przynależności do rodzaju *Helix* ślimaka *Cornu aspersum*, występującego wtedy pod nazwą *Helix aspersa* oraz potrzeby i zasadności ponownego, po przeszło dwóch wiekach zakwalifikowania tego gatunku do rodzaju *Cornu*. Do rodzaju *Cornu* został on zaliczony już w XVIII w. pod nazwą gatunkową *Cornu copiae* Born, 1778 (Bank, 2012). Manganelli i in. (2005) przeprowadzili badania molekularne wśród gatunków z rodziny *Helicidae*, które wykazały że *Helix aspersa* nie tworzy wspólnego klastra z innymi gatunkami z rodzaju *Helix* i dlatego został on zaklasyfikowany ponownie do rodzaju *Cornu*. Gaitan-Espita i in. (2013) zbadali kompletny mitochondrialny genom *Cornu aspersum* stwierdzając, że jest on ściśle związany z genomem wstężyka gajowego (*Cepea nemoralis*), a w dalszej kolejności z innymi *Helicidae* z siostrzanej grupy filogenetycznej *Albinaria caerulea*. Niezależnie od badań filogenetycznych, przeprowadzono badania porównawcze anatomii układów rozrodczych wielu gatunków ślimaków zaliczanych dotąd do rodzaju *Helix*. Badania te wykazały podstawowe różnice pomiędzy gatunkiem określanym do tej pory jako *Helix aspersa* a pozostałymi gatunkami z rodzaju *Helix* w morfologii penisa i strzałki miłosnej (Neubert i Bank, 2006; Alonso i Ibáñez, 2007).

Z uwagi na to, że w większości starszych publikacji naukowych, jeszcze w początkach XXI w. używano nazwy łacińskiej *Helix aspersa*, więc aby obecnie uniknąć nieporozumień w cytowaniach prac starszych autorów używa się niekiedy w łacińskiej nazwie gatunkowej nawiązania do ostatnio używanego synonimu, np. „*Cornu aspersum* synonim *Helix aspersa*” (Ligaszewski, 2009). Dla porządku należy dodać, że pomiędzy okresami przynależności *Cornu aspersum* najpierw do rodzaju *Cornu*, następnie *Helix* i ponownie *Cornu* niektórzy badacze zaliczali go również do rodzaju *Cantareus* lub *Cryptomphalus*, co znajduje odzwierciedlenie w nieużywanych już na ogół starych synonimach gatunkowych, takich jak *Cantareus aspersus* (O.F. Müller, 1774) lub *Cryptomphalus aspersus* (O.F. Müller, 1774). Chronologiczną historię przynależności taksonomicznej do rodzaju *Helix* przedstawia natomiast poniższe zestawienie dawnych synonimów (Catalogue of Life): *Helix aspersa* Müller, 1774; *Helix spumosa* R.T. Lowe, 1861; *Helix depressa* Paulucci, 1879; *Helix minor* Paulucci, 1879; *Helix solidissima* Paulucci, 1879; *Helix aspersa* var. *eutecta* Monterosato, 1892; *Helix aspersa* var. *putris* Monterosato, 1892; *Helix aspersa* subsp. *figarole* Jaeckel, 1954.

Aktualna przynależność taksonomiczna *Cornu aspersum* (synonim *Helix aspersa*) na tle taksonomii całego świata zwierzęcego została opisana w tabeli 1, z wykorzystaniem danych z Catalogue of Life, Natural Biodiversity Center, Amsterdam, Holandia. W obrębie samego gatunku *Cornu aspersum* wyróżnia się natomiast jeszcze dwa podgatunki, wyszczególnione w tabeli 2.

Tabela 1. Systematyka gatunku *Cornu aspersum*

Nazwy jednostek taksonomicznych			Przynależność taksonomiczna <i>Cornu aspersum</i>		
polska	łacińska	angielska	polska	łacińska	angielska
Królestwo	<i>Animalia</i>	Kingdom	zwierzęta	<i>Animalia</i>	animals
Typ	<i>Phylum</i>	Phylum	mięczaki	<i>Mollusca</i>	molluscs
Gromada	<i>Classis</i>	Class	brzuchonogi	<i>Gastropoda</i>	gastropods
Rząd	<i>Ordo</i>	Order	trzonkooczne	<i>Stylommatophora</i>	stylommatophora
Rodzina	<i>Familia</i>	family	ślimakowate ¹⁾	<i>Helicidae</i>	Helicidae
Rodzaj	Genera	genus	„róg, wypustka” ²⁾	<i>Cornu</i> Born, 1778	<i>Cornu</i>
Gatunek	<i>Species</i>	species	ślimak szary ³⁾	<i>Cornu aspersum</i> (O.F. Müller, 1774)	brown snail

¹⁾ rodzina ślimaków płucodysznych z rzędu trzonkooczných (*Stylommatophora*).

²⁾ tłumaczenie dosłowne terminu „cornu”.

³⁾ nazwa ślimak szary jest bezpośrednim tłumaczeniem potocznej nazwy francuskiej Gris escargot.

Tabela 2. Podgatunki ślimaka szarego
(*Cornu aspersum* O. F. Müller, 1774)

Nazwa polska: ślimak mały szary		Nazwa polska: ślimak duży szary	
Aktualna nazwa łacińska	Ostatni synonim przed rewizją przynależności taksonomicznej	Aktualna nazwa łacińska	Ostatni synonim przed rewizją przynależności taksonomicznej
<i>Cornu aspersum aspersum</i> Müller, 1774	<i>Helix aspersa aspersa</i> Müller, 1774 Synonimy wcześniejsze <i>Cryptomphalus asperses asperses</i> (Müller, 1774); <i>Cantareus asperses asperses</i> (Müller, 1774).	<i>Cornu aspersum maxima</i> Taylor, 1883	<i>Helix aspersa maxima</i> Taylor, 1883 Synonimy wcześniejsze <i>Cryptomphalus asperses maxima</i> (Taylor, 1883); <i>Cantareus asperses maxima</i> (Taylor, 1883).

Znajomość wszystkich synonimów nazw pospolitych i łacińskich wraz z umiejętnością przypisania ich do właściwego podgatunku *Cornu aspersum* jest ważna zarówno dla początkujących, jak i zaawansowanych hodowców ślimaka szarego (*Cornu aspersum*). Pozwala ona na uniknięcie nieporozumień związanych z zakupem wylęgu i reproduktorów odpowiedniego podgatunku ślimaka szarego oraz ze zgłaszaniem towarowych ofert ich kupna i sprzedaży. Ułatwia też osobom zainteresowanym pogłębianiem wiedzy odszukiwanie w internecie aktualnych wiadomości nt. ślimaka szarego poprzez przywołanie w wyszukiwarkach internetowych haseł zawierających nazwę „*Cornu aspersum*”, podczas gdy starsze materiały, niezależnie od ich wartości merytorycznej w dalszym ciągu są dostępne najczęściej pod hasłem „*Helix aspersa*”. Dla *Cornu aspersum* polska nazwa zaproponowana przed 20 laty przez pracowników naukowych Instytutu Zootechniki PIB w Balicach brzmi „ślimak szary”. Jest ona tłumaczeniem potocznej nazwy francuskiej „Gris escargot” (gris – szary) lub mniej dosłownie angielskiej „Brown snail” (brown – brązowy). W związku z rozwojem polskiej helikultury, tj. dziedziny produkcji obejmującej gatunki dużych, jadalnych ślimaków z rodziny *Helicidae* (ryc. 1–2), taka polska, potoczna nazwa *Cornu aspersum* została spopularyzowana poprzez badania i działalność wydawniczą Instytutu Zootechniki PIB w Krakowie, dotyczącą technologii produkcji towarowej tego gatunku ślimaka.



Ryc. 1. Muszle podstawowych gatunków jadalnych i będących w obrocie towarowym Europy dużych gatunków jadalnych ślimaków lądowych z rodziny *Helicidae*. Od lewej: ślimak mały szary (*Cornu aspersum aspersum*); ślimak duży szary (*Cornu aspersum maxima*); ślimak winniczek (*Helix pomatia*)



Ryc. 2. Żywe okazy trzech gatunków dużych jadalnych ślimaków z rodziny *Helicidae*. Od lewej: ślimak turecki lub lukrowany (*Helix lucorum*) rzadko spotykany w obrocie handlowym, w Europie; ślimak winniczek (*Helix pomatia*); ślimak duży szary (*Cornu aspersum maxima*); a także ślimak mały szary (*Cornu aspersum aspersum*)

W dotychczasowym systemie naturalnym królestwa *Animalia* wyniki tradycyjnych badań morfologicznych i anatomicznych, decydujących dotąd o przynależności taksonomicznej i domniemanej filogenezie poszczególnych taksonów, są coraz częściej weryfikowane w oparciu o wyniki badań z dziedziny nowoczesnej genetyki molekularnej. Dziedzina ta obejmuje między innymi badania filogenetycznych linii rozwojowych zwierząt na poziomie molekularnym. Używa się tu pojęcia kladu, tj. grupy populacji, których przedstawiciele mają wspólnego przodka, obejmującej wszystkie wywodzące się od tego przodka linie rozwojowe, tworzące tzw. drzewo filogenetyczne. Populacje należące do tego samego kladu mają wspólny z tym przodkiem haplotyp, tj. pewien charakterystyczny, wspólny zestaw genów dziedziczony w postaci sprzężonych alleli. Grupy populacji posiadających podobne do siebie ze względu na wspólne pochodzenie haplotypy są następnie grupowane w tzw. haplogrupy. Guiller i Madec (2010) gruntownie zrekonstruowali w ten sposób historię naturalną *Cornu aspersum*, dotyczącą biogeografii rozmieszczenia i rozprzestrzeniania się jego głównych haplotypów z Afryki północnej do Europy. Na podstawie badań mitochondrialnego DNA w populacjach *Cornu aspersum* pochodzących z północnoafrykańskiego pasa brzegowego Morza Śródziemnego badacze wyodrębnili dwie główne grupy haplotypów, które zakwalifikowali do haplogrupy „wschodniej” C, z lokalizacją geograficzną w Tunezji lub do haplogrupy „zachodniej” B z obszaru Algierii i Maroka. Bariery, które wpłynęły na odrębność genetyczną grupy populacji wschodnich i zachodnich, były bariery geologiczne związane z oligoceńskim wypiętrzaniem się gór Atlasu. Naturalnym miejscem stykania się obu tych grup i mieszania ich materiału genetycznego jest górzysty region Małej Kabylii w Algierii. Rozprzestrzenianie się terytorialne tego gatunku poza rodzimy region biogeograficzny jest już związane z historią naturalną człowieka i jego wędrówek, trwających od czasu ustąpienia w Europie około 11 tys. lat temu zlodowacenia plejstoceniowego. Ludzie emigrujący z Afryki do Europy przynosili na nowe terytoria przedstawiciele dużych gatunków ślimaków jadalnych, wykorzystywanych jako zapasy łatwego w transporcie pożywienia. Stopniowo, w pierwszym rzucie zostały zasiedlone wielkie wyspy na Morzu Śródziemnym oraz południowe regiony dzisiejszych Włoch i Hiszpanii osobnikami *Cornu aspersum*, pochodzącymi, jak wykazały badania, z grupy zachodnich populacji B. Z kolei, w miarę dalszego ocieplania się klimatu po ostatnim zlodowaceniu został również zasiedlony atlantycki region dzisiejszej Hiszpanii i Francji, tym razem przez przedstawiciele grupy wschodniej C. Miejscem stycznym dla haplogrupy zachodniej i wschodniej populacji *Cornu aspersum* na terenie Europy jest region Galicja w północno-zachodniej, atlantyckiej części Hiszpanii. Populacje z obu haplogrup na kontynencie europejskim rozdziela obecnie linia izotermy wskazującej na średnią temperaturę stycznia, wynoszącą $-1,0^{\circ}\text{C}$. Według tego kryterium, populacje z grupy zachodniej zasiedlają obecnie obszary Europy o surowszym klimacie niż popu-

lacje z grupy wschodniej. W ramach przystosowań do nowych warunków klimatycznych populacje europejskie *Helix aspersa* wykazują się obecnie znacznie mniejszymi rozmiarami ciała, a ich muszle wyraźnie różnią się kształtem i deseniem od współczesnych populacji północnoafrykańskich. Z powodu tych różnic fenotypowych populacje europejskie, niezależnie od przynależności do jednej z dwóch haplogrup, zaliczane są obecnie do podgatunku *Cornu aspersum aspersum*, a afrykańskie do *Cornu aspersum maxima*. Jak stwierdził Bleakney (1989), zarówno cechy fenotypowe, jak i genetyczne *Cornu aspersum maxima* (określanego przez badacza jeszcze jako *Helix aspersa* var. *maxima*) pozwalają przyznać mu „co najmniej” status podgatunku. Guiller i in. (2012) na podstawie badań genetycznych prób tych ślimaków pochodzących z różnych regionów świata wykazali, że to właśnie europejski *Cornu aspersum aspersum*, reprezentujący haplotypy grupy zachodniej B, począwszy od siedemnastego wieku, jako gatunek inwazyjny, z wyłączną pomocą człowieka współczesnego, wysoko ceniącego sobie jego walory kulinarne, kolonizował odpowiednie dla niego strefy klimatyczne Azji, Afryki, obu Ameryk, Australii i Nowej Zelandii. W Polsce jednak, poza populacjami hodowlanymi utrzymywanymi w towarowych fermach ślimaków jadalnych, nie stwierdzono w środowisku naturalnym pojawienia się stabilnych, naturalizowanych populacji *Cornu aspersum aspersum*, co teoretycznie będzie dopiero możliwe przy ewentualnym dalszym ocieplaniu się klimatu środkowej Europy. Tak więc, *Cornu aspersum* stał się w wielu krajach położonych na kilku kontynentach gatunkiem inwazyjnym, czy to w wyniku prób zasiedlania nim środowiska naturalnego, z uwagi na to, że jest cenionym ślimakiem jadalnym czy w wyniku przedostawania się z ferm hodowlanych osobników tego gatunku do środowiska. Jednak, w warunkach klimatycznych Niziny Środkowoeuropejskiej (Dania, północne Niemcy i Polska) ryzyko jego inwazji było do tej pory niewielkie. W Danii ocena takiego ryzyka była wiązana z postępującym ocieplaniem się klimatu (Jørgensen i Sørensen, 2008). Nie było też doniesień o inwazyjnym charakterze obecności tego gatunku na terenach Polski i Niemiec. Zdarzało się jednak, że dorosłe osobniki europejskiego podgatunku *Cornu aspersum aspersum* z fermy hodowlanej Instytutu Zootechniki PIB w Balicach koło Krakowa były w stanie przeżyć w środowisku naturalnym łagodne zimy, ale następnie były one niszczone przez rodzime zwierzęta drapieżne, nie tworząc naturalizowanej populacji (obserwacje własne).

Stwierdzono wyraźny wpływ filogenetycznej izolacji naturalnych populacji *Cornu aspersum* na cechy morfometryczne ich muszli. Poszczególne populacje naturalne *Cornu aspersum* różnią się średnicą muszli, a także jej kształtem, tj. proporcją szerokości muszli do jej wysokości, jak również kształtem otworu muszli. Wielkość muszli mierzona jej średnicą jest tą cechą fenotypową, na którą decydujący wpływ mają zewnętrzne czynniki środowiskowe, takie jak klimat, presja drapieżników i człowieka na populacje naturalne oraz selekcja prowadzona w populacjach hodowlanych utrzymywanych na fermach produkcyjnych. W populacjach naturalnych czynniki te jednak w niewielkim

stopniu wpływają na kształt muszli oraz kształt jej otworu, który w różnych populacjach może być bardziej owalny lub bardziej kulisty. Madec i Guiller (1993) stwierdzili, że pomiędzy grupami naturalnych populacji *Cornu aspersum*, należącymi do dwóch wyżej opisanych haplogrup (wschodnioafrykańskiej i zachodnioafrykańskiej), występują nie tylko różnice genetyczne, ale również anatomiczne dotyczące szczegółów budowy układu rozrodczego oraz kształtu muszli i jej otworu, przy czym indeks kształtu muszli mierzony jest tu proporcją szerokości muszli do jej wysokości. Badacze ci postawili hipotezę, że wspomniane różnice pomiędzy poszczególnymi haplotypami *Cornu aspersum* są determinowane czynnikami wewnętrznymi o charakterze genetycznym. Udowodnili następnie istnienie allometrycznych zależności pomiędzy cechami genitaliów a kształtem muszli. To anatomiczne i genetyczne zróżnicowanie zgodne, z geograficznym schematem rozmieszczenia poszczególnych populacji, utrwaliło się w wyniku izolacji spowodowanej geologicznymi zmianami w okresie plejstocenu, a następnie ekspansji postglacjalnej niektórych populacji po ustąpieniu lądolodu. Doprowadziło ono do seksualnej izolacji poszczególnych haplotypów, co pozwoliło zachować ich odrębność, prawdopodobnie również w miejscach granicznych ich naturalnych terytoriów, np. na terenie Małej Kabylii w Algierii oraz na obszarze Galicji w Hiszpanii, gdzie spotykały się one ze sobą. Skrajnymi przypadkami zróżnicowania naturalnych morfotypów muszli *Cornu aspersum* jest tu „conical form” (stożkowy kształt) muszli *Cornu aspersum aspersum* i „giant form” (wielki rozmiar) muszli *Cornu aspersum maxima*. Forma „stożkowa” muszli odznacza się proporcją szerokości do wysokości poniżej wartości 1,0, natomiast forma „wielkiej muszli” ma proporcje odwrócone, powyżej 1,0. Jednakże, w populacjach hodowlanych utrzymywanych przez wiele kolejnych pokoleń w warunkach fermowych zachowały się wprawdzie różnice w wielkości muszli pomiędzy obu morfotypami (podgatunkami) *Cornu aspersum*, ale zmniejszeniu uległy różnice w ich kształcie. Np., w utrzymywanych przez 20 lat na fermie Instytutu Zootechniki PIB w Balicach, obecnie już historycznych dwóch różnych populacjach hodowlanych *Cornu aspersum aspersum* i dwóch populacjach *Cornu aspersum maxima* współczynniki kształtu wahały się odpowiednio od 1,05 do 1,08 i od 1,05 do 1,09, przy czym niższe wartości (1,05) występowały w populacjach obu podgatunków krócej utrzymywanych w warunkach fermowych. Muszle tych ostatnich populacji były bardziej zbliżone do form naturalnych, mimo że ich „conical form” zanikła (Ligaszewski i in., 2009). Cytowani badacze Madec i in. (2003) zauważyli ponadto, że o ile populacje europejskie *Cornu aspersum* mają nie tylko mniejsze muszle, ale również mniejsze rozmiary męskich genitaliów (penis i flagellum) w porównaniu z populacjami afrykańskimi, co wydaje się na pozór oczywiste, to w przypadku licznych izolowanych geograficznie populacji z terenu wschodniego Maghrebu związku pomiędzy wielkością muszli a długością genitaliów mają raczej charakter allometryczny. W populacjach hodowlanych, np. w doświadczalnej

fermie ślimaków jadalnych Instytutu Zootechniki, zauważono też zjawisko polimorfizmu barwnego związanego z poziomem melatoniny w płaszczu ciała ślimaka *Cornu aspersum maxima* (ryc. 3).



Ryc. 3. Przykład polimorfizmu barwnego związanego z różnymi poziomami melatoniny w płaszczu ślimaka dużego szarego (*Cornu aspersum maxima*)

4. Obrona immunologiczna: mechanizmy zwalczania makropasożytów i bakterii chorobotwórczych

Muszle ślimaków lądowych z rzędu *Stylommatophora*, w tym muszla *Cornu aspersum* pełnią funkcję ochronną i obronną dla ciała ślimaka, a w szczególności jego worka trzewiowego, tworząc swoisty egzoskielet. Z obecnością muszli wiążą się również bezpośrednio lub pośrednio funkcje obrony immunologicznej organizmu ślimaków przed inwazją pasożytniczych nicieni glebowych. Nicienie te w celu dotarcia do narządów wewnętrznych ślimaka, znajdujących się w jego worku trzewiowym, przemieszczają się przeważnie pomiędzy wewnętrzną warstwą muszli a przylegającym do niej płaszczem ciała. W związku z tym, Rae (2017) stwierdził na podstawie wyników badań przeprowadzonych metodą PCR, że wprawdzie wszystkie muszle *Cornu aspersum* z ferm hodowlanych w Wielkiej Brytanii zawierały DNA niepasożytniczych nicieni glebowych z gatunku *Caenorhabditis elegans*, jednak równocześnie u ślimaków z gatunku *Cepea nemoralis* i *Cepea hortensis* z naturalnych populacji zidentyfikowano również DNA fakultatywnie pasożytniczych i pasożytniczych nicieni glebowych z gatunku *Phasmarhabditis hermaphrodita*, *Phasmarhabditis californica*, *Steinernema feltiae* i *Heterorhabditis bacteriophora*, niebezpiecznych dla owadów i mięczaków lądowych mających kontakt z naturalnym,

nieużytkowanym rolniczo podłożem ziemnym. Uzyskane z próbek muszli metodą PCR sekwencje DNA nicieni identyfikowano wykorzystując zasoby biblioteki genów GenBank. Obecność nicieni stwierdzano nawet w subfosalnych muszlach poszczególnych gatunków ślimaków. Stwierdzono, że u lądowych ślimaków muszlowych wykształcił się na drodze ewolucji mechanizm obrony immunologicznej skierowany w szczególności przeciwko wielu obecnym w środowisku życia poszczególnych gatunków ślimaków pasożytniczym gatunkom nicieni glebowych. Polega on na tym, że nicienie przemieszczające się pomiędzy płaszczem ciała ślimaka a wewnętrzną powierzchnią muszli są przypierane do tej powierzchni przez szybko namnażające się komórki odpornościowe płaszcza, a ich kutikula jest przez te komórki atakowana i niszczona. Szczątki pasożyta zostają następnie poddane procesowi inkapsulacji (otorbieniu) i zaabsorbowane na wewnętrznej powierzchni muszli (ryc. 4).



Ryc. 4. Inkapsulowany pasożyt na wewnętrznej powierzchni muszli ślimaka tureckiego (*Helix lucorum*)

Duża szybkość reakcji immunologicznej na patogeny związana jest u zwierząt bezkręgowych, np. w przypadku gąsienic motyli, z obecnym w hemolimfie „układem oksydazy fenolowej (PO) typu lakazy, która bierze udział w procesach ciemnienia i twardnienia oskórka oraz gojenia ran oraz oksydazy fenolowej typu tyrozinazy (fenolaza), która uczestniczy w rozpoznawaniu ciał obcych, tworzeniu toksycznych chinonów oraz zmelanizowanych otoczek tworzonych w procesie inkapsulacji” (Andrejko, 2016). Zarażenie gąsienicy barciaka większego (*Galleria mellonella*) wymienionym powyżej, atakującym również ślimaki muszlowe nicieniem *Steinernema felitiae* powodowało jednak zmniejszenie aktywności układu profenolooksydazy (proPO) w powyższym

układzie i obrona immunologiczna była mniej skuteczna (Brivio i in., 2002). U ślimaka dużego szarego (*Cornu aspersum maxima*) Scheil i in. (2013) badali natomiast poziom aktywności układu PO w powiązaniu z poliformizmem muszli tego podgatunku, po wcześniejszym wykluczeniu zainfekowania ślimaków doświadczalnych nicieniami glebowymi. Ślimaki podzielono na dwa morfotypy pod względem koloru i desenia muszli. Pierwsza grupa doświadczalna posiadała muszle o barwie jasnobrunatnej w porównaniu z drugą grupą ślimaków z muszlami ciemnobrunatnymi, o dużej zawartości melatoniny. W obu grupach doświadczalnych podjęto próbę aktywowania układu immunologicznego PO w hemolimfie ślimaków poprzez iniekcje do hemocelu roztworu preparatu Zymosan A, będącego glukanem pozyskiwanym z powierzchni ścian komórkowych drożdży. Po upływie różnych okresów czasu od przeprowadzonego zabiegu stwierdzono, że ślimaki z większą zawartością melaniny w warstwie konchiolinowej muszli nie wykazywały spadku aktywności układu PO w stosunku do odpowiedniej grupy kontrolnej nie poddanej iniekcji, natomiast spadek ten nastąpił u ślimaków posiadających jaśniejsze muszle. Charakter i ewolucyjne trendy rozwojowe związków pomiędzy poszczególnymi gatunkami mięczaków a żyjącymi w ich środowisku gatunkami nicieni pasożytniczych są tak ściśle i konsekwentne w procesach ewolucyjnych (Grewal i in., 2003), że również u ślimaków nagich z rzędu *Stylommatopora* została zachowana podobna do wyżej opisanej obronna funkcja ich szczątkowych, wewnętrznych, osłoniętych fałdą płaszczą muszli, chociaż spełniana jest ona mniej skutecznie w porównaniu z funkcją muszli zewnętrznej, osłaniającej całe ciało zwierzęcia. Dlatego, możliwe jest podejmowanie badań i prac rozwojowych nad wykorzystaniem szczególnie agresywnego nicienia *Phasmarhabditis hermaphrodita* do biologicznej kontroli uciążliwych dla rolnictwa ślimaków nagich (Wilson i in., 1993; Rae i in., 2007; Kaya, 2000–2001). Z obecnością muszli nie jest natomiast związany dobrze rozwinięty u *Cornu aspersum* mechanizm obrony immunologicznej przeciwko zakażeniom bakteryjnym. Russo i Madec (2011) zaszczepili eksperymentalnie bakterią *Escherichia coli* przedstawicieli europejskich populacji *Cornu aspersum aspersum* żyjących na obszarach ekologicznie zmienionych w wyniku działalności gospodarczej człowieka oraz przedstawicieli naturalnych populacji afrykańskiego podgatunku *Cornu aspersum maxima*, charakteryzującego się dłuższym okresem życia niż podgatunek europejski. Okazało się, że układ immunologiczny obu podgatunków z tą samą skutecznością usuwał bakterie z hemolimfy, wykorzystując jednak odmienne mechanizmy obronne. Mianowicie, u *Cornu aspersum aspersum* stwierdzono wyższą aktywność układu ROS (reaktywnych form tlenu), ale mniejszą aktywność antybakteryjną plazmy niż u *Cornu aspersum maxima*. Reakcja ROS, na krótką metę skuteczna w zwalczaniu bakterii, długookresowo mogła jednak prowadzić do wyniszczenia organizmu ślimaków z tego podgatunku, co skracało ich życie w stosunku do afrykańskiego *Cornu aspersum maxima*. Suliević i in. (2018) stwierdzili w płynie celomatycznym winniczków zagrożonych infekcją pasożytniczych płazińców

ogromne ilości enkapsulowanych hemocytów. Enkapsulacja jest charakterystycznym mechanizmem obronnym i odpowiedzią immunologiczną w układzie profenoloksydazy (pro-PO) u zwierząt bezkręgowych i „przejawia się formowaniem w płynie celomatycznym tzw. ‘ciał brunatnych’ oddzielających patogen od tkanek gospodarza” (Banaś i Homa, 2016). Niezależnie od tego, „zarówno hemolimfa, jak i śluz *Cornu aspersum* stanowią kompleksową miksturę biochemicznie i farmakologicznie aktywnych składników. Glikoproteina ‘hemocyjanina’ i antybakteryjne peptydy z hemolimfy i śluzu są ważnymi komponentami odporności wrodzonej. Niektóre polimorficzne białka i peptydy służą do uaktywniania cząsteczek systemu obrony, zapoczątkowując wydajną reakcję przeciw infekcjom pasożytniczym. W warunkach *in vitro* zostało stwierdzone działanie antynowotworowe hemocyjanin i ich poliformicznych form z różnymi oligosacharydowymi strukturami związane z zatrzymaniem ciągłości rozwoju komórek linii T-24. Jest to prawdopodobnie związane z oddziaływaniem specyficznych oligosacharydowych struktur hemocyjanin, które są wystawione na powierzchni tych cząsteczek” (Dolashka i in., 2015).

5. Badania prowadzone w Polsce w zakresie helikultury

5.1. Wpływ środowiska hodowlanego i paszy na tempo wzrostu, wydajność mięsną i wartość odżywczą mięsa ślimaków

Tuszę ślimaków z rodziny *Helicidae* (ryc. 5) – z punktu widzenia konsumenta, a także przetwórstwa spożywczego – można podzielić na dwie części, różniące się od siebie podstawowym składem chemicznym i przydatnością do przetwórstwa. Jest to przednia część tuszy, której główną masę stanowi tkanka mięśnia gładkiego „głowonogi” (*cephalopodium*) i kołnierza płaszczu wraz z przednim fragmentem worka trzewiowego oraz część tylna, obejmująca większą część worka trzewiowego z płaszczem w całości ukrytą pod muszlą (Ziętek i in., 2019) (ryc. 6).



Ryc. 5. Cała, rozciągnięta tusza ślimaka dużego szarego (*Cornu aspersum maxima*)



Ryc. 6. Technologiczny podział tuszy ślimaka dużego szarego (*Cornu aspersum maxima*). Po lewej na dole: część jadalna – noga + kołnierz + przedni fragment płaszcz; po prawej – worek trzewiowy

Część tylna worka trzewiowego zawiera główne narządy wewnętrzne okryte przylegającą od wewnątrz do muszli cienką warstwą tkanki mięśniowo-gruczołowej płaszcz. O jego wartości odżywczej dla konsumenta decyduje przede wszystkim obecność dużej wątrobotrzustki oraz elementów obojnaczego układu rozrodczego. Stwierdzono (Ligaszewski i Pol, 2016), że podwyższenie zawartości białka w paszy dla obu podgatunków *Cornu aspersum* chowanych w zagrodach szklarniowych wpłynęło w sposób istotny na zwiększenie średnicy muszli dojrzałych ślimaków, co mogło stanowić fizjologiczną rekompensatę gorszych warunków świetlnych w porównaniu z warunkami chowu polowego (tab. 3).

Tabela 3. Parametry ciała i tuszy hodowlanego *Cornu aspersum aspersum* i *Cornu aspersum maxima* z różnych warunków utrzymania i żywienia (Ligaszewski i Pol, 2016). Wartości średnie

Parametr	Podgatunek <i>Cornu aspersum</i>	Zagroda polowa		Zagroda w szklarni	
		zawartość białka w paszy 16,7%		zawartość białka w paszy 18,6%	
		zagroda polowa	zagroda w szklarni	zagroda polowa	zagroda w szklarni
Masa ciała (g)	<i>Cornu asp. asp.</i>	11,8	11,3	12,7	11,2
	<i>Cornu asp. m.</i>	18,9	18,3	20,0	20,0
Średnica muszli (mm)	<i>Cornu asp. asp.</i>	29,8	29,2	29,9	29,8
	<i>Cornu asp. m.</i>	35,5	34,4	35,9	35,7
Masa muszli (g)	<i>Cornu asp. asp.</i>	1,8	2,0	2,0	2,1
	<i>Cornu asp. m.</i>	3,0	3,3	3,3	3,7
Masa tuszy (g)	<i>Cornu asp. asp.</i>	9,8	9,0	10,4	8,9
	<i>Cornu asp. m.</i>	15,7	14,7	16,5	16,1
Masa nogi (g)	<i>Cornu asp. asp.</i>	6,8	5,9	6,8	5,8
	<i>Cornu asp. m.</i>	10,0	9,7	10,6	10,3
Udział nogi z płaszczem w masie tuszy (%)	<i>Cornu asp. asp.</i>	69,4	65,3	65,5	65,1
	<i>Cornu asp. m.</i>	63,6	65,8	64,7	64,0
Udział nogi z płaszczem w masie ciała (%)	<i>Cornu asp. asp.</i>	57,5	52,4	53,8	51,8
	<i>Cornu asp. m.</i>	52,8	52,9	53,2	51,6
Udział tuszy w masie ciała (%)	<i>Cornu asp. asp.</i>	82,9	80,3	82,1	79,6
	<i>Cornu asp. m.</i>	82,9	80,5	82,2	80,6

W chowie polowym natomiast nie zaobserwowano wpływu podwyższenia poziomu białka w paszy na rozmiary muszli. W przypadku europejskiego podgatunku, jakim jest ślimak mały szary (*Cornu aspersum aspersum*), jedynie w warunkach produkcji polowej podwyższenie zawartości białka w paszy wpłynęło na zwiększenie masy tuszki, w przeciwieństwie do chowu szklarniowego. Udział procentowy nogi w masie tuszy i masie ciała był jednak większy u ślimaków żywionych mieszanką niskobiałkową niż wysokobiałkową. Niezależnie od poziomu białka w paszy, większą wydajność mięsną wykazano u ślimaków tego podgatunku utrzymywanych w warunkach chowu polowego. Dla ślimaka dużego szarego (*Cornu aspersum maxima*) natomiast, zarówno w jego produkcji szklarniowej, jak i polowej nie stwierdzono istotnego wpływu poziomu białka w paszy, ani na masę nogi ani na jego wydajność mięsną. W produkcji szklarniowej, przy niższym poziomie białka w paszy stwierdzono większą wydajność mięsną nogi niż w produkcji polowej. Generalnie, podwyższenie zawartości białka w paszy nie wpłynęło na wzrost wydajności mięsnej nogi obu podgatunków *Cornu aspersum*. Wydajność mięsna zależała raczej od systemu utrzymania poszczególnych podgatunków tego ślimaka. Stwierdzono, że na

wskaźniki wartości odżywczej mięsa *Cornu aspersum* większy wpływ miał system utrzymania niż poziom białka w paszy. Benbellil-Tafoughalt i Koene (2014) stwierdzili, że dłuższy dzień świetlny w fotoperiodzie łączył się z uzyskiwaniem przez ślimaki *Helix aperta* pochodzące z tej samej strefy klimatycznej co *Cornu aspersum* większych rozmiarów muszli i większej masy ciała, co znajduje potwierdzenie w jednym z powyższych wniosków dla *Cornu aspersum* (zagrody polowe vs. zaciemniona szklarnia). Jess i Marks (1998) zauważyli dodatkowo, że wyższe temperatury i dłuższy fotoperiod działają synergicznie na przyspieszenie tempa wzrostu ślimaka *Cornu aspersum* (synonim *Helix aspersa*), jednak w powyższych badaniach średnie temperatury dnia w sezonie produkcyjnym były w zagrodach polowych i szklarniowych zbliżone. Sampe-layo i in. (1991) wykazali, że optymalną retencję białka oraz wzrost masy ciała osiągnano u tego gatunku ślimaka przy zawartości tego składnika w paszy wynoszącej 17,5%.

Zagadnienie wpływu oddzielnie suplementowanych dodatków paszowych do mieszanek dla ślimaków na kształtowanie się rozmiarów ciała *Cornu aspersum* oraz na jego wydajność mięsną i podstawowy skład chemiczny jest bardzo słabo rozpracowane w porównaniu z kręgowymi zwierzętami gospodarskimi. W Instytucie Zootechniki PIB przebadano jak dotąd wpływ tylko jednego dodatku, betainy paszowej w postaci hydrochlorku trimetyloglicyny (betainy), uzyskiwanej z buraków przemysłowych (Ligaszewski i Pol, 2018 a; Sprawozdanie końcowe IZ PIB, 2019) na cechy użytkowe *Cornu aspersum* utrzymywanego zarówno w warunkach laboratoryjnych, jak i w produkcyjnych, ziemnych zagrodach szklarniowych i polowych. Z uwagi na to, że jest to jak dotąd jedyny, stosunkowo dogłębny przykład badania wpływu suplementów w paszach dla lądowych ślimaków jadalnych na jakość ich produkcji i jej wyniki gospodarcze, zostanie omówiony nieco szerzej. Betaina paszowa (hydrochlorek trimetyloglicyny) pojawiła się na rynku pasz dla zwierząt gospodarskich stosunkowo niedawno i w dalszym ciągu jej rola jako suplementu diety w produkcji zwierzęcej jest przedmiotem dodatkowych badań. W procesach metabolicznych żywego organizmu może stanowić substytut choliny (EFSA Journal, 2013). Przykładowo, w końcowym etapie tuczu trzody chlewnej nie stwierdzono wpływu dodatku betainy na średnie przyrosty zwierząt, ale w sposób statystycznie istotny nastąpiło zmniejszenie zużycia paszy na jednostkę przyrostu i zmniejszenie wskaźników otluszczenia tuszy; dodatek betainy do paszy lub wody pitnej zwiększa strawność niektórych składników pokarmowych i może poprawić jakość tuszy (Eklund i in., 2005). Gugolek i in. (2011) udowodnili, że implementacja betainy w ilości 2–4 g/kg paszy dla nerek zwiększała strawność składników pokarmowych i energii, a zwłaszcza białka, przy czym przy wyższej dawce (4 g/kg) poprawa strawności tych składników była, z wyjątkiem białka, niższa niż przy 2 g/kg. Zawyżanie zawartości betainy może przynieść negatywne lub niejednoznaczne efekty produkcyjne (Sales, 2011). Wynika to z tego, że nad-

mierne dawki betainy powodują u zwierząt i ludzi zwiększenie stężenia cholesterolu LDL we krwi lub tkance tłuszczowej (Martins i in., 2010; raport EFSA Journal, 2011). Dlatego, dla prosiąt/trzody chlewnej i drobiu za optymalną dawkę uznano 2 g betainy/1 kg paszy, dla krów mlecznych 2–2,5 g/kg paszy, a dla człowieka 1,5 g na osobę dziennie (raport EFSA Journal, 2013). Przykładowo, firma GALVET, dostawca betainy paszowej pod nazwą „Betaina 96% bezwodna-naturalna, wyciąg z buraków” wymienia następujące pozytywne oddziaływania oferowanego produktu w żywieniu zwierząt: większa aktywność w procesie osmoregulacji; redukcja stresu cieplnego; poprawa jakości tuszy; zwiększenie udziału chudego mięsa w tuszy; poprawa przyrostu masy ciała; substytucja choliny. Nie ma natomiast literaturowych danych dotyczących wpływu tego dodatku na wyniki produkcyjne ślimaków. Ślimaki jadalne z gatunku *Cornu aspersum*, utrzymywane w nasłonecznionych, produkcyjnych zagrodach ziemnych w większym stopniu były narażone na stres cieplny niż ślimaki z populacji naturalnych. Stwierdzono, że jakość tuszy i wydajność mięsna ślimaków są podatne na działanie niektórych antystresowych i ziołowo-mineralnych dodatków paszowych (Ligaszewski i in., 2014 a). Dosyć często w końcowym etapie cyklu produkcyjnego pojawiała się wokół narządów wewnętrznych dojrzewających ślimaków, zwłaszcza z podgatunku *Helix aspersa maxima* duża ilość tkanki lipidowej w postaci galaretowatej substancji. Powodowała ona pogorszenie się jakości tuszy ślimaków sprzedawanych do przetwórci, na co uskarżają się niektórzy producenci oraz zagraniczni importerzy. Zjawisko to nie jest znane w populacjach naturalnych czy u ślimaków z ferm francuskich. Przyczyną może być złe zbilansowanie krajowych mieszanek paszowych spowodowane brakiem szczegółowych badań podstawowych w tym zakresie, zdecydowanie inny mikroklimat w warunkach produkcji krajowej niż w Europie Zachodniej oraz intensywne, stresogenne metody chowu. Dlatego istnieje potrzeba badania w warunkach krajowej helikultury nowych, obiecujących lepsze wyniki produkcyjne i jakość produkcji dodatków paszowych.

Materiał do trzyletnich badań (2016–2018) stanowiły utrzymywane od 1996 r. na terenie fermy doświadczalnej ślimaków jadalnych IZ PIB w Balicach k. Krakowa hodowlane populacje *Cornu aspersum aspersum* i *Cornu aspersum maxima*. Ślimaki doświadczalne żywiono standardową, suchą, roślinną mieszanką paszową dla ślimaków o zawartości 18,6% białka ogólnego, do której w wariantach doświadczalnych dodawano betainę paszową wobec wariantu kontrolnego, pozbawionego tego dodatku. Badania prowadzono w warunkach ziemnych zagród szklarniowych i polowych obsianych roślinami krzyżowymi oraz zaopatrzonych w drewniane karmniki w postaci palet i system zraszania, przy zagęszczeniu wylęgu ślimaków wynoszącym 300 osobników na 1 m². Podstawą żywienia była podawana do woli mieszanka paszowa, zawierająca w zależności od roku badań dodatek betainy w wysokości 5,0 g/kg i 2,5 g/kg lub 3,0 g/kg i 1,5 g/kg. Próby ślimaków dojrziałych, po 120 osobników z każdej doświadczalnej zagrody polowej pobierano do pomiarów ich indywidualnej masy

ciała, średnicy muszli oraz wskaźników wydajności mięsnej. Pobierano też próby zbiorcze całych tusz ślimaków oraz odrębnie próby nóg (*cephalopodium*) i worków trzewiowych w celu dokonania analiz zawartości podstawowych składników pokarmowych (białko, tłuszcz surowy, składniki mineralne) oraz zawartości aminokwasów i profili wyższych kwasów tłuszczowych. Odrębnie przeprowadzono w warunkach laboratoryjnych, w specjalistycznych kuwetach do podchowu ślimaków analogiczne badania, bez dostępu ślimaków do dodatkowych źródeł pożywienia w postaci roślin pastewnych i gleby. Uzyskano następujące wyniki w poniższych kategoriach badań:

Masa ciała

W prowadzonych doświadczeniach zaobserwowano przeciwstawne wyniki wpływu dodatków betainy do paszy na przyrosty masy ciała ślimaków doświadczalnych w zależności od fazy cyklu produkcyjnego. Stwierdzono, że wylęg ślimaka małego szarego i dużego szarego w laboratoryjnym chowie 3–10-tygodniowym przyrastał szybciej w sposób niejednokrotnie statystycznie istotny ($P < 0,05$) i wysoko istotny ($P < 0,01$), jeżeli był żywiony paszą z dodatkami betainy (tab. 4). Im starszy był wylęg, tym mniejszą stwierdzano istotność różnic w odniesieniu do wariantu kontrolnego. Ślimaki starsze natomiast, które rosły i dojrzewały w zagrodach ziemnych, na 2 tygodnie przed osiągnięciem dojrzałości somatycznej i handlowej (do 12. tygodnia życia) osiągały największą, ostateczną masę ciała w wariantcie żywienia paszą kontrolną. Dla ślimaka małego szarego były to różnice statystycznie wysoko istotne w porównaniu z wariantami żywienia paszami z dodatkami betainy, a dla ślimaka dużego szarego – nieistotne. Po otrzymanych wynikach można założyć, że u ślimaków młodych, do wieku 3–10 tygodni dodatek betainy do paszy wpływał pozytywnie na przemiany metaboliczne w ich organizmach, stanowiąc substytut cholicy (EFSA Journal, 2013), natomiast u ślimaków już dorastających, o zwolnionym metabolizmie mogło to być już działanie depresyjne, gdyż jak stwierdził Sales (2011), zawyżanie zawartości betainy w paszy dla zwierząt gospodarskich może przynieść negatywne lub niejednoznaczne efekty produkcyjne. Również w materiałach EFSA Journal (2013) znaleziono informacje, że w końcowym etapie tuczu trzody chlewnej nie stwierdzono wpływu dodatku betainy na średnie przyrosty zwierząt, jednak wystąpił bardzo pozytywny efekt z zakresu produktywności w postaci statystycznie istotnego zmniejszenia zużycia paszy na jednostkę przyrostu. W przypadku ślimaków jadalnych zagadnienie oszczędności na paszach przy odpowiednim poziomie w niej betainy mogłoby być przedmiotem dalszych badań w warunkach ich towarowej produkcji fermowej.

Tabela 4. Masa ciała *Cornu aspersum* (Ligaszewski i Pol, 2018 a)

Rok Warunki doświadczalne	Czynniki doświadczalne	Układ doświadczenia		
		doświad- czenie	doświad- czenie	kontrola
Ślimak mały szary (<i>Cornu aspersum aspersum</i> synonim <i>Helix aspersa aspersa</i>)				
2016 Zagrody szklarniowe doświadczenie 12-tygodniowe	betaina w paszy (g kg)	5,0	2,5	-
	masa ciała (g)	9,2	9,2	9,5
2018 Zagrody polowe doświadczenie 12-tygodniowe	betaina w paszy (g kg)	3,0	1,5	-
	masa ciała (g)	8,4 ^C	9,6 ^B	10,9 ^A
2017 Warunki laboratoryjne doświadczenie 10-tygodniowe	betaina w paszy (g kg)	3,0	1,5	-
	masa ciała (g)	10,7 ^a	10,4	10,0 ^b
2018 Warunki laboratoryjne doświadczenie 3-tygodniowe	betaina w paszy (g kg)	3,0	1,5	-
	masa ciała (g)	0,84 ^A	0,83 ^B	0,69 ^B
Ślimak duży szary (<i>Cornu aspersum maxima</i> synonim <i>Helix aspersa maxima</i>)				
2018 Zagrody polowe doświadczenie 12-tygodniowe	betaina w paszy (g kg)	3,0	1,5	-
	masa ciała (g)	13,1 ^B	12,7 ^B	15,9 ^A
2018 Warunki laboratoryjne doświadczenie 3-tygodniowe	betaina w paszy (g kg)	3,0	1,5	-
	masa ciała (g)	0,93	0,86	0,87

a, b, c – różnice statystycznie istotne ($P < 0,05$) pomiędzy wariantami doświadczenia.

A, B, C – różnice statystycznie wysoko istotne ($P < 0,01$).

Cechy wydajności mięsnej

Z punktu widzenia produktywności ślimaków jadalnych z gatunku *Cornu aspersum*, ich jakości i wydajności technologicznej masa ciała oraz masa tuszy są mniej ważne (do pewnych granic wymaganych przez odbiorców produkcji) niż takie cechy wydajności mięsnej, jak udział tuszy i nogi w masie ciała oraz udział nogi w masie tuszy. Różnice udziałów całej tuszy w masie ciała w doświadczeniach z lat 2017–2018 prowadzonych na dojrzłym ślimaku dużym szarym i małym szarym, pomiędzy wariantami doświadczalnymi (pasza z betainą) a kontrolnymi (pasza bez betainy) były statystycznie nieistotne (tab. 5). Udziały procentowe nogi w masie ciała (tab. 6) i nogi w całej tuszy ślimaków (tab. 7) były natomiast największe przy żywieniu paszami zawierającymi wyższe, wynoszące 3,0 g/kg dodatki betainy, następnie 1,5 g/kg betainy, a najniższe – u ślimaków żywionych paszami kontrolnymi bez dodatku betainy. Były to

często różnice statystycznie wysoko istotne ($P < 0,01$). Takie różnice mogły być spowodowane zmniejszeniem wskaźników otłuszczenia tuszy u zwierząt otrzymujących wyższy dodatek betainy do paszy (EFSA Journal, 2013), w przypadku ślimaków – otłuszczenia worków trzewiowych. Stąd wniosek, że młode ślimaki z gatunku *Cornu aspersum* do wieku 3–10 tygodni żywione w warunkach laboratoryjnych paszami zawierającymi dodatki betainy w wysokości 3,0 g/kg i 1,5 g/kg paszy rosły szybciej niż ślimaki żywione wyłącznie paszą kontrolną, bez dodatku betainy, co wskazywało według powyższych pozycji literatury na duże potrzeby suplementacji betainy jako substytutu choliny w przemianach metabolicznych młodego organizmu. Ślimaki dorosłe, dojrzewające w zagrodach ziemnych, zebrane po 12 tygodniach życia, żywione wcześniej powyższymi dodatkami betainy w paszy wykazywały mniejszą ostateczną masę ciała, ale za to odznaczały się lepszymi wskaźnikami wydajności mięsnej niż ślimaki żywione paszą kontrolną. Depresyjny charakter wpływu nadmiaru betainy na organizmy zwierząt starszych, kończących swój rozwój somatyczny również wykazano w powyższej literaturze.

Tabela 5. Udział tuszy w masie ciała *Cornu aspersum* (%)
(Ligaszewski i Pol, 2018 a)

Rok Warunki doświadczalne	Czynniki doświadczalne	Układ doświadczenia		
		doświad- czenie	doświad- czenie	kontrola
Ślimak mały szary (<i>Cornu aspersum aspersum</i> synonim <i>Helix aspersa aspersa</i>)				
2016 Zagrody szklarniowe doświadczenie 12-tygodniowe	betaina w paszy (g, kg)	5,0	2,5	-
	udział tuszy w masie ciała (%)	84,2	84,0	84,4
2018 Zagrody polowe doświadczenie 12-tygodniowe	betaina w paszy (g, kg)	3,0	1,5	-
	udział tuszy w masie ciała (%)	83,6 ^B	84,5 ^A	84,2
2017 Warunki laboratoryjne doświadczenie 10-tygodniowe	betaina w paszy (g, kg)	3,0	1,5	-
	udział tuszy w masie ciała (%)	86,9	86,6	86,4
Ślimak duży szary (<i>Cornu aspersum maxima</i> synonim <i>Helix aspersa maxima</i>)				
2018 Zagrody polowe doświadczenie 12-tygodniowe	betaina w paszy (g, kg)	3,0	1,5	-
	udział tuszy w masie ciała (%)	85,2	85,4	84,6

a, b, c – różnice statystycznie istotne ($P < 0,05$) pomiędzy wariantami doświadczenia.

A, B, C – różnice statystycznie wysoko istotne ($P < 0,01$).

Tabela 6. Udział nogi w masie ciała *Cornu aspersum* (%)
(Ligaszewski i Pol, 2018 a)

Rok Warunki doświadczalne	Czynniki doświadczalne	Układ doświadczenia		
		doświad- czenie	doświad- czenie	kon- trola
Ślimak mały szary (<i>Cornu aspersum aspersum</i> synonim <i>Helix aspersa aspersa</i>)				
2018 Zagrody polowe doświadczenie 12-tygodniowe	betaina w paszy (g, kg)	3,0	1,5	-
	udział nogi w masie ciała (g, %)	39,3	38,5	38,5
2017 Warunki laboratoryjne doświadczenie 10-tygodniowe	betaina w paszy (g, kg)	3,0	1,5	-
	udział nogi w masie ciała (g, %)	37,2 ^A	37,2 ^A	34,3 ^B
Ślimak duży szary (<i>Cornu aspersum maxima</i> synonim <i>Helix aspersa maxima</i>)				
2018 Zagrody polowe doświadczenie 12-tygodniowe	betaina w paszy (g, kg)	3,0	1,5	-
	udział nogi w masie ciała (g, %)	41,2 ^A	39,8 ^B	38,9 ^B

a, b, c – różnice statystycznie istotne ($P < 0,05$) pomiędzy wariantami doświadczenia.
A, B, C – różnice statystycznie wysoko istotne ($P < 0,01$).

Tabela 7. Udział nogi w tuszy *Cornu aspersum* (%)
(Ligaszewski i Pol, 2018 a)

Rok Warunki doświadczalne	Czynniki doświadczalne	Układ doświadczenia		
		doświad- czenie	doświad- czenie	kon- trola
Ślimak mały szary (<i>Cornu aspersum aspersum</i> synonim <i>Helix aspersa aspersa</i>)				
2018 Zagrody polowe doświadczenie 12-tygodniowe	betaina w paszy (g, kg)	3,0	1,5	-
	udział nogi w masie tuszy (g, %)	47,1	45,6	45,7
2017 Warunki laboratoryjne doświadczenie 10-tygodniowe	betaina w paszy (g, kg)	3,0	1,5	-
	udział nogi w masie tuszy (g, %)	43,1 ^A	43,0 ^A	40,2 ^B
Ślimak duży szary (<i>Cornu aspersum maxima</i> synonim <i>Helix aspersa maxima</i>)				
2018 Zagrody polowe doświadczenie 12-tygodniowe	betaina w paszy (g, kg)	3,0	1,5	-
	udział nogi w masie tuszy (g, %)	48,6	46,9	46,3

a, b, c – różnice statystycznie istotne ($P < 0,05$) pomiędzy wariantami doświadczenia.
A, B, C – różnice statystycznie wysoko istotne ($P < 0,01$).

5.2. Podstawowy skład chemiczny mięsa ślimaka małego szarego (*Cornu aspersum aspersum*)

Zawartość białka ogólnego w całej tuszy oraz w nodze i worku trzewiowym ślimaka małego szarego zależała w większym stopniu od warunków chowu ślimaków niż dodatku betainy do paszy: znacznie wyższa była w mięsie ślimaków z warunków chowu laboratoryjnego niż z chowu w ziemnych zagrodach polowych z dostępem do gleby i roślin, przy czym w warunkach zagród ziemnych zawartość białka w tuszy rosła nieznacznie wraz ze wzrostem dodatku betainy do mieszanki paszowej, przeciwnie niż w warunkach laboratoryjnych, gdzie malała (tab. 8).

Tabela 8. Udział składników odżywczych i mineralnych w mięsie *Cornu aspersum aspersum* (%) (Ligaszewski i Pol, 2017 a)

Części tuszy	Zawartość betainy w paszy (g kg)	Białko ogólne (%)	Tłuszcz surowy (%)	Wapń (g, kg)	Fosfor (g, kg)
Cała tusza	5,0	12,5	1,50	2,04	2,61
2016 rok	2,5	12,4	1,63	2,24	2,52
	kontrola	12,3	1,72	2,32	2,48
Zagrody ziemne w szklarni	średnio:	12,4	1,62	2,20	2,54
Worek trzewiowy	3,0	15,4	2,28	3,26	3,55
2017 rok	1,5	15,5	2,22	3,36	3,55
	kontrola	15,9	2,44	3,13	3,40
Kuwety w laboratorium	średnio:	15,6	2,31	3,25	3,50
Stopa	3,0	16,5	0,80	6,09	2,19
2017 rok	1,5	15,9	0,72	6,36	2,08
	kontrola	16,7	0,68	6,78	2,10
Kuwety w laboratorium	średnio:	16,4	0,73	6,41	2,12

Z kolei, niezależnie od systemu chowu zawartość procentowa tłuszczu surowego, wapnia i fosforu w całych tuszach oraz w samych workach trzewiowych wyraźnie malała wraz ze wzrostem wielkości dodatku betainy paszowej. Efekt wpływu dodatku betainy do pasz na zmniejszenie otluszczenia tuszy został potwierdzony w sposób statystycznie istotny w badaniach na tradycyjnych zwierzętach gospodarczych (EFSA Journal, 2013). Profile wyższych kwasów tłuszczowych oraz zawartość aminokwasów w mięsie ślimaków badanych na terenie Instytutu Zootechniki PIB przedstawiono w tabelach, odpowiednio 9 i oraz 10 a i 10 b. Podobne badania prowadzili Szkucik i in. (2018). Badacze ci stwierdzili, że dzięki wysokiej zawartości wielonienasyconych kwasów tłuszczowych (UFA) i korzystnej dla konsumenta proporcji kwasów $n6:n3$ oraz PUFA:SFA należy uznać, że tłuszcz ślimaków posiada dużą wartość odżywczą.

Stwierdzono, że zawartość białka w tuszach ślimaków i ich obu częściach technologicznych w większym stopniu zależała od systemu chowu (kuweta lub zagroda polowa) niż od zawartości betainy w paszy. Niezależnie od systemu chowu, zawartość procentowa tłuszczu surowego, wapnia i fosforu w całych tuszach oraz w samych workach trzewiowych malała wraz ze wzrostem wielkości dodatku betainy paszowej. Wartość odżywcza mięsa mogła też zależeć od badanego podgatunku *Cornu aspersum*, systemu utrzymania i zawartości białka w mieszance paszowej (tab. 11), co zostało wstępnie zbadane na podstawie analiz chemicznych prób zbiorczych *Cornu aspersum aspersum* i *Cornu aspersum maxima* (Ligaszewski i Pol, 2016). Wykazano też występowanie różnic pomiędzy obu podgatunkami w zawartości składników mineralnych w postaci wapnia i popiołu surowego, gdzie np. w muszlach *Cornu aspersum aspersum* stwierdzano wyższą zawartość wapnia, a w workach trzewiowych niższą (tab. 12) niż u drugiego podgatunku z tych samych warunków utrzymania (Ligaszewski i Pol, 2017 a). Niekiedy były to różnice statystycznie istotne ($P < 0,05$ lub $0,01$). Podobnie, zawartość popiołu surowego w workach trzewiowych *Cornu aspersum aspersum* była odpowiednio niższa niż u *Cornu aspersum maxima* (tab. 13). Na podstawie zawartości tabel 14 i 15 można też ocenić różnice dotyczące niektórych elementów wartości odżywczej pomiędzy próbami zbiorczymi mięsa obu podgatunków *Cornu aspersum* a mięsem ślimaka winniczka (*Helix pomatia*) z populacji naturalnej (Ligaszewski i Pol, 2018 b).

Tabela 9. Profile podstawowych frakcji wyższych kwasów tłuszczowych (WKT) w mięsie *Cornu aspersum aspersum* (Ligaszewski i Pol, 2018 b)

Części tuszy	Zawartość betainy w paszy (g, kg)	Udział poszczególnych frakcji WKT w profilu WKT (%)							
		SFA	UFA	MUFA	PUFA	PUFA6	PUFA3	PUFA6/PUFA3	UFA/SFA
Cała tusza 2016 rok	5,0	10,0	90,0	35,9	54,1	45,5	8,6	5,3	9,0
	2,5	10,0	90,0	36,3	53,7	45,1	8,6	5,2	9,0
	kontrola	10,1	89,9	36,1	53,9	45,1	8,7	5,2	8,9
Zagrody ziemne	średnio:	10,0	90,0	36,1	53,9	45,2	8,6	5,2	9,0
Worek trzewiowy 2017 rok	3,0	12,5	87,5	45,4	42,0	34,3	3,9	8,7	7,0
	1,5	13,0	87,0	47,0	40,0	32,5	3,3	9,8	6,7
	kontrola	13,1	86,9	47,2	39,7	32,4	3,3	9,8	6,6
Kuwety	średnio:	12,9	87,1	46,5	40,6	33,1	3,5	9,4	6,8
Stopa 2017 rok	3,0	23,6	76,4	25,9	50,5	46,6	3,6	12,8	3,2
	1,5	22,0	78,0	26,7	51,3	43,3	3,3	13,1	3,5
	kontrola	22,2	77,8	22,9	54,8	43,8	3,3	13,2	3,5
Kuwety	średnio:	22,6	77,4	25,2	52,2	44,6	3,4	13,0	3,4

Tabela 10 a. Zawartość poszczególnych aminokwasów endogennych w mięsie *Cornu aspersum aspersum* (Ligaszewski i Pol, 2018 b)

Części tuszy	Zawartość betainy w paszy (g kg)	Aminokwasy endogenne w mięsie (g kg ⁻¹)							
		Ala	Cys	Gli	Asp	Glu	Pro	Ser	Tyr
Cała tusza 2016 rok	5,0	5,4	1,6	7,3	11,4	13,2	4,8	6,0	4,7
	2,5	5,5	1,5	7,1	11,8	13,2	4,7	6,2	4,8
	kontrola	5,1	1,6	6,2	11,0	12,2	4,1	5,7	4,5
Zagrody ziemne	średnio:	5,3	1,6	6,9	11,4	12,9	4,5	6,0	4,7
Worek trzewiowy 2017 rok	3,0	5,8	1,9	6,7	13,4	13,9	5,0	6,8	5,5
	1,5	5,5	1,9	6,4	12,9	13,5	4,7	6,5	5,5
	kontrola	5,6	2,0	6,6	12,8	13,5	4,9	6,5	5,5
Kuwety	średnio:	5,6	1,9	6,6	13,0	13,6	4,9	6,6	5,5
Stopa 2017 rok	3,0	4,8	1,2	7,0	10,2	12,6	4,0	5,1	3,8
	1,5	5,1	1,1	7,5	10,5	13,2	4,4	5,4	3,5
	kontrola	5,1	1,2	7,6	10,8	13,5	4,5	5,3	3,6
Kuwety	średnio:	5,0	1,2	7,4	10,5	13,1	4,3	5,3	3,6

Tabela 10 b. Zawartość poszczególnych aminokwasów egzogennych w mięsie ślimaka *Cornu aspersum aspersum* (Ligaszewski i Pol, 2018 b)

Części tuszy	Zawartość betainy w paszy (g kg)	Aminokwasy egzogenne w mięsie (g kg ⁻¹)									
		Arg	Fen	His	Ile	Leu	Lis	Met	Tre	Trp	Val
Cała tusza 2016 rok	5,0	7,4	4,4	2,5	4,5	7,7	6,8	1,6	5,3	1,7	5,3
	2,5	7,2	4,6	2,6	4,6	8,0	7,1	1,7	5,4	1,8	5,5
	kontrola	6,5	4,4	2,4	4,3	7,5	6,5	1,5	5,0	1,6	5,2
	średnio:	7,0	4,4	2,5	4,6	7,7	6,8	1,6	5,2	1,7	5,3
Worek trzewiowy 2017 rok	3,0	6,6	5,7	2,8	5,3	9,1	7,3	2,0	5,7	2,4	6,2
	1,5	6,3	5,5	2,6	5,2	9,0	7,1	2,0	5,5	2,4	5,8
	kontrola	6,4	5,4	2,7	5,1	8,7	7,1	2,1	5,5	2,3	5,9
	średnio:	6,4	5,5	2,7	5,2	8,9	7,1	2,0	5,6	2,4	6,0
Stopa 2017 rok	3,0	6,7	3,4	1,5	3,9	7,0	5,2	1,4	4,0	1,3	4,3
	1,5	7,1	3,5	1,5	4,0	7,2	5,3	1,3	4,2	1,0	4,4
	kontrola	7,0	3,6	1,6	4,1	7,4	5,3	1,4	4,2	1,0	4,6
	średnio:	6,9	3,5	1,5	4,0	7,2	5,3	1,4	4,1	1,1	4,4

Tabela 11. Parametry wartości odżywczej *Cornu aspersum aspersum* i *Cornu aspersum maxima* z różnych warunków utrzymania i żywienia (Ligaszewski i Pol, 2016)

Parametr	Podgatunek <i>Cornu aspersum</i>	Zagroda polowa		Zagroda w szklarni	
		zawartość białka w paszy 16,7%		zawartość białka w paszy 18,6%	
		zagroda polowa	zagroda w szklarni	zagroda polowa	zagroda w szklarni
Białko ogólne w nodze z płaszczem (%)	<i>Cornu asp. asp.</i>	12,0	11,3	10,8	13,0
	<i>Cornu asp. max.</i>	10,7	11,8	10,9	12,6
Białko ogólne w worku trzewiowym (%)	<i>Cornu asp. asp.</i>	13,9	15,2	13,5	16,8
	<i>Cornu asp. max.</i>	13,5	14,8	13,1	15,0
Tłuszcz surowy w nodze z płaszczem (%)	<i>Cornu asp. asp.</i>	0,47	0,28	0,37	0,24
	<i>Cornu asp. max.</i>	0,32	0,80	0,35	0,24
Tłuszcz surowy w worku trzewiowym (%)	<i>Cornu asp. asp.</i>	2,29	1,05	1,42	0,53
	<i>Cornu asp. max.</i>	1,91	1,11	1,99	0,84
Udział frakcji PUFA w profilu WKT nogi (%)	<i>Cornu asp. asp.</i>	59,0	60,2	60,7	63,2
	<i>Cornu asp. max.</i>	58,5	60,6	61,5	61,5
Udział frakcji PUFA w profilu WKT worka trzewiowego (%)	<i>Cornu asp. asp.</i>	46,8	50,8	49,6	59,5
	<i>Cornu asp. max.</i>	46,2	49,5	47,3	50,6
Udział frakcji MUFA w profilu WKT nogi (%)	<i>Cornu asp. asp.</i>	22,5	20,0	19,0	15,0
	<i>Cornu asp. max.</i>	22,0	19,0	18,1	17,2
Udział frakcji MUFA w profilu WKT worka trzewiowego (%)	<i>Cornu asp. asp.</i>	40,4	35,4	35,8	22,4
	<i>Cornu asp. max.</i>	38,9	35,3	37,6	31,8
Udział frakcji UFA w profilu WKT nogi (%)	<i>Cornu asp. asp.</i>	81,5	80,2	79,7	78,2
	<i>Cornu asp. max.</i>	80,5	79,6	79,6	78,7
Udział frakcji UFA w profilu WKT worka trzewiowego (%)	<i>Cornu asp. asp.</i>	87,2	86,2	85,4	81,9
	<i>Cornu asp. max.</i>	85,1	84,8	84,9	82,3
Stosunek PUFA3/6 w profilu WKT nogi	<i>Cornu asp. asp.</i>	8,0	11,1	9,5	11,2
	<i>Cornu asp. max.</i>	8,5	10,8	9,5	11,3
Stosunek PUFA3/6 w profilu WKT worka trzewiowego	<i>Cornu asp. asp.</i>	6,8	11,6	7,2	16,6
	<i>Cornu asp. max.</i>	6,8	11,9	8,4	14,8
Zawartość cholesterolu w nogach (mg/g)	<i>Cornu asp. asp.</i>	1,38	1,33	1,31	1,58
	<i>Cornu asp. max.</i>	1,31	1,34	1,35	1,34
Zawartość cholesterolu w workach trzewiowych (mg/g)	<i>Cornu asp. asp.</i>	0,99	1,08	0,93	1,09
	<i>Cornu asp. max.</i>	1,06	1,12	0,95	0,92

Tabela 12. Zawartość wapnia w muszli i worku trzewiowym *Cornu aspersum* (Ligaszewski i Pol, 2017 a)

Mieszanka paszowa		Muszla Ca (%)		Worek trzewiowy Ca (%)	
Nr	zawartość Ca (%) (rosnąco)	<i>Cornu aspersum aspersum</i>	<i>Cornu aspersum maxima</i>	<i>Cornu aspersum aspersum</i>	<i>Cornu aspersum maxima</i>
I	10,0	35,2 ^a	27,7 ^b	0,6	0,9
IV	11,4	27,0	26,8	1,0	1,3
II	11,6	25,6	25,1	0,7 ^A	1,0 ^B
V	13,4	29,1	25,2	0,7 ^a	1,1 ^b
III	13,5	29,7	24,2	0,6 ^a	1,1 ^b

A, B – różnice statystycznie wysoko istotne pomiędzy podgatunkami (P<0,01).

a, b – różnice statystycznie istotne (P<0,05).

Tabela 13. Zawartość popiołu surowego w muszli i worku trzewiowym *Cornu aspersum* w zależności od mieszanki paszowej dla ślimaków (Ligaszewski i Pol, 2017 a)

Mieszanka paszowa		Muszla, popiół surowy (%)		Worek trzewiowy, popiół surowy (%)	
Nr	zawartość Ca (%) (rosnąco)	<i>Cornu aspersum aspersum</i>	<i>Cornu aspersum maxima</i>	<i>Cornu aspersum aspersum</i>	<i>Cornu aspersum maxima</i>
I	10,0	63,1	59,8	2,5 ^a	4,1 ^b
IV	11,4	51,3	61,2	3,6	4,5
II	11,6	56,3	60,9	2,9 ^A	3,8 ^B
V	13,4	63,2	60,8	2,8 ^A	4,6 ^B
III	13,5	59,4	66,3	2,6	3,6

A, B – różnice statystycznie wysoko istotne pomiędzy podgatunkami (P<0,01).

a, b – różnice statystycznie istotne (P<0,05).

Tabela 14. Zawartość tłuszczu surowego i białka ogólnego w poszczególnych elementach tuszy ślimaka małego szarego, dużego szarego i winniczka (Ligaszewski i Pol, 2018 b)

Zawartość składnika odżywczego	Elementy tuszy	Ślimak mały szary (<i>Cornu asp. asp.</i>)		Ślimak duży szary (<i>Cornu asp. maxima</i>)	Ślimak winniczek (<i>Helix pomatia</i>)
		kuweta	zagroda ziemna	zagroda ziemna	populacja naturalna
Tłuszcz surowy (%)	noga	0,7	0,4	0,3	0,3
	worek t.	2,3	1,8	3,1	1,0
	N/W ^{*)}	0,3	0,2	0,1	0,3
Białko ogólne (%)	noga	16,4	8,9	9,2	10,0
	worek t.	15,6	12,1	14,2	14,7
	N/W	1,0	0,7	0,6	0,7

*) N/W – stosunek zawartości poszczególnych składników odżywczych nogi do ich zawartości w worku trzewiowym.

Tabela 15. Procentowy udział podstawowych grup wyższych kwasów tłuszczowych w profilu WKT elementów tuszy ślimaka małego szarego, dużego szarego i winniczka (Ligaszewski i Pol, 2018 b)

Elementy profilu WKT (%)	Elementy tuszy	Ślimak mały szary		Ślimak duży szary	Ślimak winniczek
		kuweta	zagroda ziemna	zagroda ziemna	populacja naturalna
SFA	noga	22,6	15,4	15,1	16,2
	worek t.	12,9	22,0	19,8	24,0
	N/W ^{*)}	1,8	0,7	0,7	0,9
UFA	noga	77,4	84,5	84,9	83,8
	worek t.	87,1	78,0	80,2	75,5
	N/W	0,9	1,1	1,0	1,1
MUFA	noga	25,2	18,1	17,3	11,3
	worek t.	46,5	46,4	41,3	29,0
	N/W	0,6	0,4	0,4	0,4
PUFA	noga	52,2	66,4	67,5	72,5
	worek t.	40,5	31,5	38,8	46,5
	N/W	1,3	2,1	1,7	1,6
PUFA-6	noga	44,6	61,6	62,8	66,3
	worek t.	33,1	29,1	35,7	42,5
	N/W	1,3	2,1	1,7	1,6
PUFA-3	noga	3,4	4,7	4,6	6,1
	worek t.	3,5	1,8	2,8	3,5
	N/W	1,0	2,6	1,8	1,7
DFA	noga	90,0	93,1	93,4	93,7
	worek t.	92,3	86,9	88,8	88,1
	N/W	1,0	1,1	1,0	1,1
PUFA6/3	noga	13,0	13,0	13,7	10,8
	worek t.	9,4	16,0	13,6	12,0
UFA/SFA	noga	3,4	5,5	5,6	5,2
	worek t.	6,8	3,6	4,2	3,1
MUFA/SFA	noga	3,6	1,1	1,1	0,7
	worek t.	1,1	2,1	2,1	1,2
PUFA/SFA	noga	2,3	4,3	4,4	4,5
	worek t.	3,2	1,4	2,0	1,9

*) N/W – stosunek udziału poszczególnych frakcji w profilu WKT nogi do ich udziału w profilu WKT worka trzewiowego.

5.3. Ocena względnej przyswajalności składników pokarmowych mieszanki paszowej dla ślimaka małego szarego (*Cornu aspersum aspersum*)

Zagadnienie to rozpatrywano na bardzo wstępnym etapie w warunkach laboratoryjnych, w ramach wyżej opisanych badań z wykorzystaniem mieszanek paszowych o zróżnicowanych dodatkach betainy paszowej. Wcześniej nie znaleziono jakichkolwiek danych literaturowych nt. metodyki i ewentualnych wyników badań nad strawnością mieszanek paszowych dla ślimaków. Powodem braku takiego piśmiennictwa była zapewne mała waga, jaką przykładano do niedawna do badań zootechnicznych nad tą niszową gałęzią produkcji zwierzęcej, jaką jest helikultura, czyli produkcja ślimaków jadalnych z rodzajów *Cornu*, *Helix* i *Achatina*, a także brak sprawdzonej, rekomendowanej metody tego typu badań dla mięczaków lądowych. Dlatego, postanowiono na początek – w ramach omawianego tu zadania badawczego – sprawdzić możliwość zastosowania w doświadczeniach nad ślimakami metody wskaźnikowej badania strawności pasz z wykorzystaniem nie podlegającego trawieniu w przewodzie pokarmowym wskaźnika w postaci Cr_2O_3 , w standardowej ilości 3,0 g na 1 kg mieszanki paszowej. W wyniku przeprowadzonych analiz chemicznych stwierdzono, na podstawie znacznie zaniżonej zawartości tego wskaźnika w kałomoczu w stosunku do jego zawartości w paszy, że nie jest on pobierany w sposób proporcjonalny do tej zawartości, co uniemożliwiło przeprowadzenie miarodajnych obliczeń. Prawdopodobnie ślimaki pobierały drobiny paszy wybiórczo, pomijając drobiny wskaźnika. Jednak, dysponując zawartością badanych składników pokarmowych w paszy i próbach zbiorczych kałomoczu ślimaków można było na podstawie procentowych różnic w składzie chemicznym paszy i odchodów porównać między sobą względne różnice w strawności paszy w zależności od wielkości dodatku betainy w stosunku do grupy kontrolnej. W badaniach doświadczalnych nad wpływem dodatku betainy na strawność i produktywność pasz, ale nie dla ślimaków, tylko dla nerek, stwierdzono, że dodatki betainy do paszy w ilościach 4 g/kg i 2,0 g/kg korzystniej wpływały na strawność białka ogólnego u nerek w porównaniu z wariantem kontrolnym żywienia paszą bez dodatku betainy, jednak ze względu na dużą zmienność wyników jednostkowych różnice nie były statystycznie istotne (Gugolek i in., 2011). W badaniach strawnościowych natomiast, prowadzonych w 2017 r. na ślimaku małym szarym stwierdzono wyraźnie wyższą wartość, zdefiniowanego powyżej, roboczego wskaźnika strawności białka – w stosunku do wariantu kontrolnego – dla paszy z dodatkiem 1,5 g/kg betainy, mniejszym od zastosowanych w badaniach dodatków tego związku do paszy, w przeciwieństwie do dawki 3,0 g/kg, pogarszającej w głębokim stopniu przyswajalność białka z paszy w stosunku do wyników z kontroli (tab. 16). Zarówno dla ślimaków, jak i dla nerek potwierdzono więc dodatni wpływ różnych, innych dla każdego gatunku zwierzęcia,

dotyków betainy do paszy na zwiększenie strawności białka. W przypadku ślimaków brakuje jednak jeszcze potwierdzenia tych różnic metodami statystycznymi (tab. 17).

Tabela 16. Różnice pomiędzy zawartością podstawowych składników pokarmowych w paszy i odchodach ślimaka *Cornu aspersum aspersum* w zależności od zawartości betainy w paszy
(Materiały niepublikowane własne, Ligaszewski i Pol, 2018 b)

Zawartość betainy w paszy (g, kg)	Próby	Białko ogólne (%)	Tłuszcz surowy (%)	Ca (%)	P (%)
3	pasza	17,96	6,07	7,75	1,54
	odchody	7,94	1,43	4,18	0,96
	różnica (%)	55,8	76,4	46,1	37,7
1,5	pasza	17,96	6,07	7,75	1,54
	odchody	5,56	0,99	3,26	1,18
	różnica (%)	69,0	83,7	57,9	23,4
Kontrola	pasza	17,96	6,07	7,75	1,54
	odchody	6,26	1,05	3,94	1,40
	różnica (%)	65,1	82,7	49,2	9,1

Tabela 17. Wskaźniki strawności tłuszczu surowego dla ślimaków i nerek żywnych paszami z dodatkiem betainy paszowej
(Materiały niepublikowane, Ligaszewski i Pol, 2018 b)

	3,0 g kg	1,5 g kg	Kontrola 2017 r.	4,0 g kg	2,0 g kg	Kontrola
Ślimaki	76,4	83,7	82,7	-	-	
Norki ^{*)}	-	-	-	98,8	99,2 ^a	98,5 ^b

^{*)} Gugolek i in. (2011)

Analogiczny kierunek różnic w badaniach wyżej wymienionych autorów i w badaniach nad ślimakami stwierdzono dla strawności tłuszczu surowego, gdyż na zwiększenie jego strawności, zarówno u nerek, jak i ślimaków, najkorzystniej wpływały niskie dawki betainy w wysokości 1,5–2,0 g/kg paszy. Dla ślimaka małego szarego wskaźniki strawności poszczególnych aminokwasów były korzystniejsze w stosunku do wyników z kontroli również w wariancie żywienia ślimaków paszą zawierającą 1,5 g betainy/kg, natomiast dodatek 3,0 g betainy/kg obniżał te wskaźniki poniżej odpowiednich wartości dla wariantu kontrolnego. Bez uwzględniania tryptofanu, najmniejszym wskaźnikiem strawności odznaczała się zawsze glicyna, a najwyższym kwas glutaminowy (tab. 18). Eklund i in. (2005) potwierdzają, że dodatek betainy do paszy zwiększa strawność niektórych składników pokarmowych. W omawianych tu wynikach badań na ślimakach pojawiły się przesłanki, że dla przyswajania białka z paszy dla ślimaków korzystny jest dodatek betainy do paszy w wysokości 1,5 g/kg, natomiast na przyswajanie najważniejszych frakcji wielonienasyconych kwasów tłuszczowych suplementowanie mieszanek paszowych betainą działa niekorzystnie.

Tabela 18. Procentowe różnice pomiędzy zawartością aminokwasów w paszy i odchodach ślimaka *Cornu aspersum aspersum* w zależności od zawartości betainy w paszy (Materiały niepublikowane, Ligaszewski i Pol, 2018 b)

Zawartość betainy w paszy (g, kg)	Próby	Zawartość aminokwasów w paszy i odchodach (g, kg)								
		Asp	Tre	Ser	Glu	Pro	Gli	Ala	Val	Ile
3	pasza	13,20	7,01	8,88	41,1	12,16	8,41	7,39	8,43	6,44
	odchody	5,14	3,02	3,25	9,13	3,69	3,61	3,05	3,25	2,69
	różnica: (%)	61,1	56,9	63,40	77,8	69,6	57,1	58,7	61,4	58,2
1,5	pasza	13,20	7,01	8,88	41,1	12,16	8,41	7,39	8,43	6,44
	odchody	3,45	2,31	2,37	5,47	2,57	2,75	2,37	2,32	1,94
	różnica: (%)	73,9	66,2	73,3	86,7	78,9	67,3	67,9	72,5	69,9
Kontrola	pasza	13,20	7,01	8,88	41,1	12,16	8,41	7,39	8,43	6,44
	odchody	3,62	2,41	2,54	5,81	2,67	3,08	2,50	2,46	2,02
	różnica: (%)	72,6	65,6	71,4	85,9	78,0	63,4	66,2	70,8	68,6

cd. Tabeli 18. Procentowe różnice pomiędzy zawartością aminokwasów w paszy i odchodach ślimaka *Cornu aspersum aspersum* w zależności od zawartości betainy w paszy (Materiały niepublikowane, Ligaszewski i Pol, 2018 b)

Zawartość betainy w paszy (g/kg)	Próby	Zawartość aminokwasów w paszy i odchodach (g/kg)								
		Leu	Tyr	Fen	His	Lis	Arg	Cys	Met	Trp
3	pasza	11,93	6,45	7,51	5,14	9,99	10,80	4,01	3,69	1,31
	odchody	4,56	2,37	2,83	1,49	3,25	3,52	1,28	1,18	1,13
	różnica (%)	61,8	63,3	62,3	71,0	67,5	67,4	68,1	68,0	13,7
1,5	pasza	11,93	6,45	7,51	5,14	9,99	10,80	4,01	3,69	1,31
	odchody	3,32	1,53	2,08	1,03	2,35	2,06	0,84	0,73	0,71
	różnica (%)	72,2	76,3	72,2	80,0	76,5	80,9	79,0	80,2	45,8
Kontrola	pasza	11,93	6,45	7,71	5,14	9,99	10,80	4,01	3,69	1,31
	odchody	3,40	1,54	2,10	1,03	2,49	2,09	1,03	0,82	0,70
	różnica (%)	71,5	76,1	72,0	80,0	75,1	80,6	74,3	77,8	46,6

W podsumowaniu można stwierdzić, że w przypadku dawki z dodatkiem betainy w ilości 1,5 g/kg paszy, najmniejszym z zastosowanych w badaniach dodatków tego związku do paszy, stwierdzono wyraźnie wyższą wartość zdefiniowanego w sprawozdaniu roboczego wskaźnika strawności białka, tłuszczu surowego i większości poszczególnych aminokwasów w stosunku do wariantu kontrolnego, w przeciwieństwie do dawki 3,0 g/kg, pogarszającej w głębokim stopniu przyswajalność tych składników z paszy w stosunku do wyników z wariantu żywienia kontrolnego. Opracowanie jednoznacznej, podstawowej metody badania strawności pasz u ślimaków wymaga dalszych, intensywnych badań i nakładów, natomiast tymczasowo, do celów technicznych proponuje się stosować metodę porównawczą zastosowaną w niniejszym opracowaniu.

Można zatem stwierdzić w generalnym podsumowaniu, że dodatek betainy do mieszanek dla ślimaków w ilości 1,5–3,0 g/kg wpływał na przyspieszenie tempa ich wzrostu do wieku 3–10 tygodni, natomiast u starszych, dorastających ślimaków wpływał on wprawdzie depresyjnie na końcową masę ciała, ale za to poprawiał wydajność mięsną i jakość elementów tuszy, a jego dawka w wysokości 1,5 g/kg mogła też powodować poprawę wskaźników strawności paszy.

5.4. Elementy wiedzy na temat biologii hodowlanej ślimaka szarego *Cornu aspersum* oraz ślimaka winniczka *Helix pomatia*

Niniejszy rozdział oparty jest głównie na publikowanych wynikach z wieloletniej działalności doświadczalnej fermy ślimaków jadalnych (Ligaszewski, 2009; Ligaszewski i in., 2014 b; Ligaszewski i Pol, 2017 b). Choć opisane poniżej podstawy technologii produkcji są raczej niezmiennie, gdyż wynikają z cech i potrzeb biologicznych ślimaków, to w ostatnich latach, pod wpływem zmian klimatycznych i sytuacji gospodarczej poszczególni producenci z dużych ferm i przetwórci coraz częściej poszukują możliwych modyfikacji technologicznych optymalizujących działalność produkcyjną i jej wyniki.

5.4.1. Przystosowania środowiskowe ślimaka małego i dużego szarego oraz ślimaka winniczka

Rozpatrując różnice wymagań środowiskowych pomiędzy ślimakiem małym szarym, ślimakiem dużym szarym a ślimakiem winniczką należy wziąć pod uwagę nie tylko międzygatunkowe różnice genetyczne, ale również odmienność trzech stref klimatycznych, w których żyją naturalne populacje tych ślimaków. Ślimak mały szary (*Cornu aspersum aspersum*) jest gatunkiem zachodnioeuropejskim, obecnym w szczególności w strefie atlantyckiej i śródziemnomorskiej tej części kontynentu. Jego naturalne populacje dobrze rozwijają się w warunkach umiarkowanej wilgotności powietrza. W Polsce jest on w stanie przeżyć w warunkach naturalnych łżejsze zimy, co obserwowano w okolicach utrzymujących go ferm hodowlanych. Jednak, pomimo 20-letniej historii fermowej hodowli w naszym kraju tego podgatunku ślimaka szarego nie stwierdzono dotąd ukształtowania się jego w pełni zaadaptowanych, naturalizowanych populacji. Ślimak mały szary, z uwagi na adaptację fizjologiczną do życia w europejskich strefach klimatu łagodnego, ale z wyraźnie chłodniejszą porą zimową, ma stosunkowo szybką przemianę materii i krótki cykl rozwojowy. Dzięki temu w odpowiednich warunkach fermy hodowlanej osiąga dojrzałość rozrodczą i handlową już po kilku miesiącach życia. Ślimak duży szary (*Cornu aspersum maxima*) natomiast pochodzi z afrykańskich wybrzeży Morza Śródziemnego, gdzie zasiedla stanowiska w obrębie masywu górskiego Atlas (Tunezja, Maroko, Algieria). Jest niewątpliwie gatunkiem bardziej ciepłolubnym niż ślimak mały szary, gdyż w przeciwieństwie do niego nie jest w stanie przeżyć nawet lekkiej zimy w Polsce. Ślimak duży szary w chłodne i deszczowe lata wolniej niż mały szary dojrzewa w warunkach hodowlanych, a jego muszla osiąga mniejszą wytrzymałość mechaniczną niż w latach ciepłych i suchych (Ligaszewski i in., 2009). W polskich warunkach mikroklimatycznych w hodowlanych zagrodach polowych największe przyrosty masy ciała oba podgatunki ślimaka szarego osiągały w okresie od czerwca do końca lipca. Rodzimy ślimak winniczek (*Helix pomatia*) posiada natomiast odmienne niż ślimak szary potrzeby klimatyczne i dlatego można wyróżnić u niego dwa okresy intensywnego wzrostu i żerowania obserwowanego w chłodniejszych porach roku: wiosenny

(maj – czerwiec) oraz – przynajmniej w warunkach zagród ziemnych fermowej szklarni nieogrzewanej – jesienny (wrzesień – październik). Cechami przystosowawczymi winniczka do życia w warunkach klimatu zmiennego z ostrą i długą zimą jest zdolność głębokiego zagrzebywania się w glebie połączona z instynktem szukania przed nadejściem mrozów odpowiednich, „ocieplonych”, np. warstwą liści kryjówek. Instynktu takiego pozbawiony jest natomiast w naszym klimacie ślimak szary. Dlatego, we wspólnej dla obu gatunków zagrodzie polowej, w warunkach polikultury winniczek „znika” najpóźniej w pierwszych dniach listopada, podczas gdy ślimak szary przebywa na powierzchni do nadejścia zimy i najczęściej ginie z powodu mrozów lub odwodnienia organizmu. Następną cechą przystosowawczą winniczka do klimatu zmiennego jest zdolność do wytwarzania grubego, wapiennego wieczka (tzw. epifragma zimowa) zamykającego otwór muszli i dodatkowo chroniącego ślimaka przed skutkami mrozu, tj. wysuszeniem i zamarznięciem. Podstawową jednak cechą przystosowawczą winniczka do mroźnej pory roku w klimacie podgórskim oraz w całej Europie środkowej i wschodniej jest zdolność do akumulowania w hemolimfie i w narządach ciała glicerolu oraz glikogenu (Nowakowska i in., 2011), z których pierwszy w znacznym stopniu chroni ciało przed zamarznięciem, a drugi jest źródłem energii w trakcie przemiany materii w czasie hibernacji (zima) i wybudzania się (wiosna). Akumulacja ta następuje pod wpływem kombinacji takich czynników sezonowych, jak skracający się dzień świetlny i obniżająca się temperatura w okresie jesiennym. W okresie letniej suszy natomiast, zamiast wieczka wytwarza winniczek cienką, elastyczną błonę chroniącą ciało ślimaka przed wysychaniem (epifragma letnia) i jest to okres jego estywacji. Jednak, *Cornu aspersa aspersa* z populacji hodowlanych zaadaptowanych do warunków środkowoeuropejskich coraz częściej jest w stanie przeżyć w warunkach połowych łagodnie w wyniku ocieplania się klimatu zimy, natomiast afrykański *Cornu aspersum maxima* nie jest w stanie tego uczynić. Mechanizmem obronnym ślimaka szarego przeciwko niekorzystnym warunkom sezonowym jest głównie zdolność do wytwarzania słabo skalcyfikowanej elastycznej błony epifragmy izolującej otwór muszli, grubszej niż epifragma letnia winniczka, co świadczy o doskonałym przystosowaniu tego gatunku do znoszenia okresów suszy i wysokich temperatur. Taka epifragma umożliwia mu przetrwanie tylko krótkiej zimy z kilkustopniowymi przymrozkami w warunkach klimatu umiarkowanego i ciepłego zachodniej części naszego kontynentu. W okresie bardzo wysokich temperatur lata w warunkach wspólnej zagrody polowej winniczek zakopuje się w wierzchniej warstwie gleby, podczas gdy lepiej przystosowany do suszy i wysokich temperatur ślimak szary chroni się jedynie pod drewnianymi karmnikami lub w przyziemnej warstwie roślin. Następnymi cechami przystosowawczymi ślimaka winniczka do życia w warunkach klimatu zmiennego jest wielokrotnie wolniejsze tempo wzrostu, dojrzewania i stosunkowo mała efektywność rozrodcza w porównaniu ze ślimakiem szarym, gdyż prze-

miana materii w niskich, preferowanych przez winniczka temperaturach środowiska jest niższa niż u ślimaka szarego, a fenologiczny sezon aktywności życiowej jest krótszy. Obydwa gatunki ślimaków mają zbliżone potrzeby w zakresie warunków mikroklimatycznych w okresie rozrodu. O ile jednak rozród fermowy ślimaka szarego jest możliwy przez cały rok w odpowiednio klimatyzowanym pomieszczeniu, to rozród ślimaka winniczka nawet z populacji hodowlanej okazał się w przeprowadzonych badaniach w warunkach ziemnych zagród szklarni nieogrzewanej (Ligaszewski i in., 2007) efektywny jedynie w okresie od maja do końca lipca. Tak więc, ślimak szary z populacji hodowlanych składa jaja w okresie zimowo-wiosennym do wypełnionych ziemią plastikowych kubków lęgowych, umieszczonych w skrzyniach hodowlanych, w odpowiednich warunkach pomieszczenia klimatyzowanego, natomiast ślimak winniczek składa je najchętniej w glebie ziemnej zagrody szklarniowej w okresie wiosenno-letnim. Efektywność rozrodu ślimaka winniczka w warunkach fermowych zmniejsza wysoki stopień kanibalizmu wśród wczesnego wylęgu, pożerającego jaja i siebie wzajemnie w pierwszych dniach życia (Ligaszewski i Łysak, 2004). Zjawisko to występuje w stopniu o wiele mniej intensywnym wśród wylęgu ślimaka szarego, zjadającego po wykluciu się głównie pozostające osłonki jajowe, będące dla 1–4-dniowego wylęgu wartościowym źródłem białka zwierzęcego. Po tym okresie ślimaki obu gatunków przechodzą na odżywianie się liśćmi zielnych roślin pastewnych, a następnie zaczynają pobierać suchą mieszankę paszową dla ślimaków. W trzecim miesiącu życia ślimak szary w warunkach fermowych staje się mniej wrażliwy na niedobór pasz zielonych, przechodząc niemal w pełni na odżywianie się suchymi mieszankami paszowymi dla ślimaków, natomiast ślimak winniczek potrzebuje roślin zielnych i dostępu do gleby co najmniej przez następne dwa lata życia, tj. przez cały długi okres formowania się muszli u tego gatunku ślimaka.

5.4.2. Zagadnienia z dziedziny anatomii układu rozrodczego oraz fizjologii rozrodu ślimaka szarego i winniczka

Omawiane gatunki ślimaków są obojnakami posiadającymi tzw. gonadę obojnaczą, w której pęcherzykach wykształcają się komórki jajowe i plemniki, wydostające się po zakończeniu procesów spermatogenezy, oogenezy i owulacji przez wspólny przewód wyprowadzający komórki płciowe do dalszych części układu rozrodczego. Przewód ten rozdziela się następnie na wyodrębnioną anatomicznie część żeńską układu rozrodczego, tj. jajowód oraz część męską, tj. nasieniowód. Do dalszego odcinka jajowodu mają ujście gruczoły dodatkowe, takie np. jak gruczoł białkowy zaopatrujący zapłodnioną komórkę jajową w substancje zapasowe oraz inny gruczoł wytwarzający warstwę zewnętrzną jaja. Komórki jajowe danego osobnika są zapładniane obcymi plemnikami, natomiast do samozapłodnienia dochodzi bardzo rzadko ze względu na specyficzną barierę fizjologiczną. Polega ona na tym, że plemniki własne przechodzące przez odcinek wspólny układu rozrodczego nie są w pełni dojrzałe i w związku z tym

są na ogół niezdolne do zapłodnienia jaja. Ich dojrzewanie zachodzi dopiero po przekazaniu nasienia innemu osobnikowi, gdzie plemniki wędrują z dolnego odcinka pochwy do zbiorniczka zwanego pęcherzykiem nasiennym. W tym zbiorniczku pakiety plemników są przechowywane nieraz przez dłuższy czas, dojrzewają, a następnie zostają zaopatrzone w ruchomą wić napędową i wędrują specjalnym kanalikiem do górnego odcinka jajowodu, gdzie zapładniają uwalniające się z pęcherzyków i kolejno wydostające poza obręb gonady dojrzałe komórki jajowe. U ślimaków hermafrodytycznych, tj. również u *Cornu aspersum* i *Helix pomatia* do charakterystycznych zachowań rozrodczych należy wielokrotna kopulacja poszczególnych osobników (Garefalaki i in., 2010). Dlatego, w zbiorniczkach nasiennych odbiorcy spermy mogą zostać zgromadzone spermatoforesy z plemnikami od kilku dawców nasienia. W doświadczeniu, w którym doprowadzono do potrójnych kopulacji Garefalaki i in. (2010) stwierdzili, że u 58% *Cornu aspersum* będących odbiorcami spermy doszło do zapłodnienia dojrzałych komórek jajowych nasieniem od wszystkich trzech dawców. Co ciekawe, w ramach konkurencji pomiędzy plemnikami procentowo największe szanse na „ojcostwo” miał trzeci w kolejności dawca nasienia. Stwierdzono przy tym, że ślimaki-dawcy spermy posiadające dłuższy epiphallus (nadprącie), w którym formowane są spermatoforesy, miały więcej potomstwa. Tego typu konkurencja plemników ma podstawowe znaczenie dla behawioru rozrodczego, przy czym największy transfer spermy występuje u ślimaków, które przystępują do rozrodu po raz pierwszy (Kazuki Kimura i Satoshi Chiba, 2013). Dlatego też w intensywnej reprodukcji fermowej wykorzystuje się we wczesnowiosennym rozrodzie jedynie osobniki młode, w wieku 1+, które osiągnęły dojrzałość rozrodczą latem/jesienią przed okresem hibernacji zimowej.

Mechanizmy hormonalnej regulacji cyklu dojrzewania komórek rozrodczych oraz zachowań rozrodczych dojrzałych ślimaków z rodziny *Helicidae* są bardziej zbliżone do odpowiednich mechanizmów obserwowanych u zwierząt kręgowych niż u owadów. Czas trwania jednego cyklu dojrzewania i uwalniania z gonady do kanału obojnaczego komórek płciowych związany z dojrzałością plemników i owulacją oocytów wynosi około 3 tygodnie, tj. w takich odstępach czasu należy spodziewać się w warunkach hodowli fermowej kolejnych okresów nasilenia intensywności składania jaj przez stado reprodukcyjne. Pod wpływem testosteronu wytwarzanego w gonadzie przez plemniki uaktywnia się umieszczony na głowie pomiędzy czólkami ocznymi gruczoł wytwarzający feromony, skłaniające partnerów do odpowiednich zachowań płciowych i kopulacji. W trakcie kopulacji, której kulminacja następuje na ogół w porze nocnej, ślimaki są połączone ze sobą częściami dogłowowymi (ze względu na umiejscowienie w tej okolicy otworu płciowego) przez co najmniej kilka godzin i w tym czasie nie można ich niepokoić ani tym bardziej próbować rozdzielić. W wyniku kopulacji dochodzi do wzajemnego, tzw. krzyżowego zapłodnienia obu osobników. O ile wytworzenie i składanie jaj przez ślimaki jest możliwe nawet przy ograniczonym dostępie światła, to do wytwarzania i dojrzewania

plemników niezbędny jest w warunkach hodowli fermowej 18-godzinny, sztuczny dzień świetlny, przy czym najkorzystniejsze jest tu światło czerwone lub zbliżone (Ligaszewski i Pol, 2017 b). Potwierdzili to wcześniej Medina i in. (1988) w odniesieniu do procesu spermatogenezy u wstępnie stymulowanych (³-H)-tymidyną, wybudzonych ze stanu hibernacji dojrzałych *Cornu aspersum*, którzy stwierdzili, że proces ten przebiega prawidłowo w warunkach długiego fotoperiodu, wynoszącego właśnie 18 godzin dnia świetlnego w cyklu 24-godzinnym. Przy takim fotoperiodzie po 28 dniach stwierdzono na podstawie obrazu preparatów histologicznych gonady *Cornu aspersum* obecność licznych spermatozoa z linii rozwojowej komórek męskich. Natomiast, przy krótkim 6-godzinnym dniu świetlnym po 39 dniach nie stwierdzono obecności ani spermatozoa ani spermatydów, gdyż proces spermatogenezy ulegał gwałtownemu zahamowaniu na wczesnych stadiach rozwoju komórek. Dlatego, zbyt krótki dzień świetlny w okresie rozrodu zwiększa niebezpieczeństwo składania przez ślimaki złoż z niezapłodnionymi jajami.

5.5. Technologie produkcji i przetwórstwa ślimaka szarego *Cornu aspersum*

5.5.1. Praktyka fermowa. System produkcji ślimaka szarego optymalny w polskich warunkach klimatycznych i gospodarczych

W latach 80. ubiegłego wieku, za radą instruktorów z francuskiego Narodowego Instytutu Nauk Agronomicznych (INRA) przyjęto w Polsce mieszany system hodowli fermowej ślimaka szarego, polegający na przeprowadzaniu w pełni kontrolowanego rozrodu ślimaków w warunkach pomieszczenia zamkniętego w okresie zimowo-wiosennym oraz na dalszym chowie ślimaków w połowych zagrodach towarowych. System ten umożliwia przeprowadzenie jednego 6–7-miesięcznego cyklu hodowlanego ślimaków rocznie – od złożenia jaja do uzyskania produkcji ślimaków dojrzałych. Uzyskuje się przy tym wysoką wytrzymałość mechaniczną i jakość handlową muszli, co umożliwia transport w stanie żywym ślimaków zahibernowanych na duże odległości, a także wyhodowanie wysokiej jakości reproduktorów przeznaczonych do rozrodu w następnym sezonie produkcyjnym. W skład fermy ślimaczej wchodzi następujące kategorie obiektów:

- Komora do hibernacji ślimaków w okresie wrzesień – luty

Dojrzałe ślimaki zebrane jesienią z zagrody polowej przechowuje się w odpowiednim pomieszczeniu bez okien, izolowanym i zaopatrzone w aparaturę klimatyzacyjną. Temperatura powietrza umożliwiająca utrzymywanie dojrzałych ślimaków w stanie odrętwienia zimowego („hibernacja”) wynosi od 0 do 6–7°C z tym, że im niższa będzie temperatura poniżej 6°C, tym trudniej uchronić ślimaki przed nadmiernym przesuszeniem w trakcie przechowywania. Wilgotność względna powietrza powinna mieścić się w przedziale 65–80%. Wilgotność powietrza powyżej górnej podanej granicy może być przyczyną

skraplania się pary wodnej w przypadku nagłego obniżenia temperatury, co powoduje rozbudzenie ślimaków, a następnie ich masowe padnięcia w wyniku pojawienia się dolegliwości fizjologicznych. Z tego też powodu na komorę hibernacyjną nie powinny być przeznaczane pomieszczenia z podłogą położoną poniżej poziomu gruntu, a w szczególności narażone na zawilgocenie piwnice. Optymalnie, urządzenie chłodnicze zamontowane w komorze hibernacyjnej powinno być sprzężone z czujnikiem temperatury i wilgotności oraz systemem wentylacyjnym umożliwiającym automatyczną wymianę powietrza po przekroczeniu górnego poziomu jego bezpiecznej wilgotności względnej. Komora hibernacyjna musi być izolowana od obcych zapachów, hałasu, wibracji, ponieważ czynniki te powodują budzenie się ślimaków. Należy też zwalczać gryzonie i insekty niszczące izolację komory i roznoszące choroby bakteryjne. Pomieszczenie to powinno być wyposażone w kilkupiętrowe drewniane stelaże wyposażone w półki z drewnianych desek, ze szczelinami pomiędzy deskami, na których układa się zebrane jesienią ślimaki włożone do worków raszlowych po 10–12 kg. Worki te powinny być rozplaszczone na półkach w jednej warstwie, aby ułatwić dostęp powietrza od spodu półki do wszystkich znajdujących się w nich ślimaków. Ślimaki mogą też być przechowywane w drewnianych, przewiewnych skrzynkach. Jeżeli zostaną spełnione wyżej opisane warunki, to w przypadku zebrania w jesieni zdrowych w pełni dojrzałych ślimaków straty osobnicze w okresie 4–5-miesięcznej hibernacji nie powinny być wyższe niż 1–3%.

– Pomieszczenia działu rozrodu

Do adaptacji na pomieszczenia „działu rozrodu” ślimaków doskonale nadają się budynki nieużywanych chlewni, kurników lub obór po usunięciu z nich pozostałości stanowisk i boksów dla wcześniej utrzymywanych w nich zwierząt. Niezbędne jest zainstalowanie zintegrowanego systemu klimatyzacji regulującej temperaturę i wilgotność powietrza oraz zapewniającej jego wymianę w celu usuwania odorów odzwierzęcych oraz zapobiegania skraplaniu się pary wodnej na ślimakach i urządzeniach hodowlanych. W skład działu rozrodu wchodzi kilka kategorii pomieszczeń odpowiednio klimatyzowanych i wyposażonych w zależności od wymogów kolejnego etapu rozrodu:

– Pomieszczenia dla reproduktorów w okresie rozrodu w lutym-kwietniu

Pomieszczenie dla reproduktorów jest wyposażone w odpowiednio skonstruowane skrzynie, w których rozbudzone po przeniesieniu z komory hibernacyjnej ślimaki składają jaja do wypełnionych ziemią kubków lęgowych (ryc. 7–10). Skrzynie te zostały nazwane „ulami” ze względu na system poziomych i pionowych przegród drewnianych lub z tworzywa sztucznego, dzielących pojemność skrzyni na komory i zwiększających jej wewnętrzną powierzchnię. Dzięki temu możliwe jest utrzymywanie ślimaków w dużym zagęszczeniu i zaoszczędzenie powierzchni hodowlanej. W związku z oszczędnością miejsca, w dużych fermach ślimaczych wprowadza się ostatnio piętrowy system uli. Klasyczna skrzynia ula jest otwarta od góry, ma boki zbudowane

z drewnianych ram wypełnionych wodoodporną, przewiewną włókniną i zawsze posiada ażurowe dno, na które opadają martwe lub osłabione ślimaki, a przez jej oczka wypadają odchody i resztki paszy.



Ryc. 7. Skrzynie (ule) dla reproduktorów ślimaka szarego



Ryc. 8. Kubki lęgowe dla ślimaka szarego ustawione w górnej części skrzyni (ula)



Ryc. 9. Sposób podawania sypkiej, roślinnej mieszanki paszowej dla ślimaków



Ryc. 10. Szklarnia. Widok na skrzynię do rozrodu (ul) z boku

Niekiedy też stosuje się ażurowe ściany boczne uli, co ułatwia dostęp światła niezbędnego do rozwoju, ale utrudnia ślimakom poruszanie się po tych powierzchniach. Oczka ażurowych materiałów do budowy skrzyni nie powinny mieć boku lub średnicy większej niż 6–8 mm, aby ślimaki nie mogły przecisnąć przez nie głowy i więznąć w takiej pozycji. Przykładowe wymiary skrzyni ula wynoszą 50–80 cm szerokości, 4–10 m długości i 50–80 cm wysokości, ale mogą też mieć inne rozmiary. Są one ustawione na stojakach, na wysokości pasa dorosłego człowieka w celu ułatwienia pracownikom obsługi hodowli. Wewnątrz skrzyni, na głębokości około 20 cm poniżej jej górnej krawędzi znajduje się jej wewnętrzna konstrukcja: są to umieszczone poziomo i stycznie wzdłuż długich i krótkich boków skrzyni drewniane, heblowane deski, na których ustawa się w odpowiednim czasie rzędy kubków lęgowych wypełnionych ziemią; wzdłuż długiej osi skrzyni przebiega szeroka, otwarta od góry rynna paszowa, ceramiczna lub z łatwo zmywalnego tworzywa sztucznego, na którą sypana jest sucha mieszanka paszowa dla ślimaków. Opisane półki oraz rynienka paszowa są oparte na krawędziach prostopadłych do długich boków i dna skrzyni, umieszczonych co 20 cm drewnianych przegród, z których prawie do samego dna zwieszają się włókninowe lub plastikowe grube kurtyny dzielące skrzynię na poprzeczne, półotwarte komory. Wszelkie tworzywa sztuczne używane w budowie skrzyń muszą mieć atest ich przydatności w pomieszczeniach do produkcji zwierzęcej i być odporne na korozję chemiczną w wilgotnym środowisku. Rynnę paszową i ażurową podłogę skrzyni uli należy codziennie zmywać wodą, dlatego betonowa podłoga pomieszczenia dla reproduktorów musi być zaopatrzona w kratki ściekowe i sprawny system kanalizacyjny do usuwania odchodów i ścieków wydostających się przez dno ula. Wodą należy również co pewien czas zlewać betonową podłogę pomieszczenia przy spadkach wilgotności względnej powietrza poniżej 75–80%, dlatego w pomieszczeniu dla reproduktorów powinien być zamontowany hydrant. System oświetlenia ma zapewnić 18-godzinny dzień świetlny przy pomocy tradycyjnych lamp żarowych lub fluoroscencyjnych o natężeniu 600–1000 Lx i oświetleniu najlepiej światłem czerwonym lub zbliżonym do widma światła słonecznego. Obecnie coraz częściej stosuje się energooszczędne oświetlenie ledowe. Jednak, ze względu na zróżnicowane pochłanianie i odbijanie światła, wynikające z faktury, kolorów i budowy skrzyń hodowlanych, jak i samego pomieszczenia, natężenie stosowanego światła należy dobrać doświadczalnie w zależności od specyfiki obiektu hodowlanego. Temperatura utrzymania reproduktorów wynosi 18–22°C. Z doświadczeń farmerów wielkotowarowych, produkujących miliony sztuk wylęgu ślimaka szarego wynika, że doskonalenie systemu klimatyzacji w zależności od cech danego obiektu może przeciągnąć się na jeden – dwa sezony hodowlane. W szczególności niedozwolone są silne przeciągi powietrza spowodowane nieprawidłowym działaniem wentylacji. Tego typu problemów nie mają na ogół drobni hodowcy, produkujący 100–500 tys. sztuk wylęgu, którzy podejmując

ryzyko mniejszych strat mogą pozwolić sobie na rozród ślimaków w pomieszczeniach gospodarskich klimatyzowanych za pomocą taniej, przenośnej aparatury typu: kaloryfer olejowy, nawilżacz do pomieszczeń mieszkalnych, czy ty-powa wentylacja ścienna.

- Pomieszczenie do inkubacji jaj (marzec-kwiecień)

Pomieszczenie takie jest odwrotnością komory hibernacyjnej: zadaniem klimatyzacji nie jest obniżenie temperatury, ale utrzymywanie jej stale na poziomie 22–24°C, a wilgotności względnej powietrza w granicach 75–85%. W pomieszczeniu tym na półkach stelażowych umieszcza się jedna na drugiej kuwety ze złożami jaj ślimaków umieszczonymi na warstwie kwaśnego torfu (pH 5–6). W bokach kuwet, w odstępach kilkucentymetrowych znajdują się otwory wentylacyjne o średnicy około 1,5 mm. Jaja inkubowane są przy wyłączonym oświetleniu.

- Komora chłodnicza do okresowego magazynowania złóż jaj

Najwcześniejsze złoża jaj składane przez ślimaka szarego pochodzą zazwyczaj z początku marca, a ostatnie z końca kwietnia, dlatego też rozpiętość wieku wylęgu ślimaka szarego wynosi 2 miesiące, przy różnicach masy ciała wynoszących od kilkuset miligramów do kilku gramów. Jest to olbrzymia dysproporcja jakościowa, stwarzająca problemy w dalszym chowie towarowym ze względu na nierównomierne dojrzewanie ślimaków w zagrodach polowych. Dla ferm drobnotowarowych nie jest to problem bardzo istotny, natomiast w warunkach wielkotowarowych, gdzie duży wpływ na wyniki produkcyjne wywiera właściwa organizacja pracy, można zastosować specjalną technikę magazynowania jaj przez dłuższy czas w specjalnie przygotowanej do tego celu komorze chłodniczej, w celu otrzymania jak największej partii ujednoczonego wiekowo wylęgu. W tym celu wybrane z kubków lęgowych złoża jaj umieszcza się na podłożu torfowym kuwet inkubacyjnych, ale zamiast do pomieszczenia inkubacyjnego z temperaturą powyżej 20°C kuwety ze złożami jaj trafiają natychmiast do specjalnie przygotowanej komory chłodniczej, gdzie można przetrzymać je co najmniej przez 2 tygodnie w temperaturze 8–10°C i wilgotności względnej powietrza w granicach 80–90%. W tych warunkach następuje zahamowanie podziałów komórkowych zarodków, co umożliwi wspólne magazynowanie złóż jaj składanych w przeciągu przykładowych dwóch tygodni. Stan złóż należy uważnie monitorować, zwracając uwagę na ewentualne pierwsze objawy przesuszenia, nadmiernego zawilgocenia lub rozwoju grzybów pleśniowych na powierzchni podłoża. Po zgromadzeniu wystarczającej partii złóż przenosi się je do właściwej komory inkubacyjnej, gdzie następuje jednoczesne wznowienie procesów rozwojowych i wylęg wszystkich jaj w tym samym czasie, niezależnie od daty ich złożenia.

- Pomieszczenia i obiekty do podchowывania wylęgu (marzec-połowa maja)

W warunkach produkcji drobnotowarowej, do której prowadzenia potrzeba kilkaset tysięcy sztuk wylęgu, można go podchowывać w specjalnych,

dużych kuwetach ustawionych na stelażach w temperaturze 20–22°C. W tych warunkach otrzymuje się wyrośnięty i dobrej jakości wylęg obsadowy. Jednak z drugiej strony, obsługa takich kuwet jest bardzo pracochłonna, wymaga ich codziennego mycia i podawania paszy wraz z dodatkiem tzw. preparatu glebowego oraz zraszania ślimaków, przy czym wylęg jest narażony w przypadku zaniedbania na choroby bakteryjne, grzybicze oraz pasożytnicze w postaci inwazji roztoczy, nicieni i przywr. W dodatku, nadmierne zagęszczenia ślimaków w kuwetach lub złe warunki mikroklimatyczne i świetlne, a także związane z nieprawidłowym żywieniem mogą doprowadzić do nieodwracalnego zahamowania wzrostu młodych ślimaków. Dlatego, w warunkach produkcji wysokotwarowej, wymagającej uzyskania kilku milionów sztuk wylęgu podchowanego, racjonalniej i bezpieczniej jest umieścić 7–10-dniowy żerujący wylęg w specjalnie przygotowanych zagrodach ziemnych obsianych odpowiednimi dla ślimaków roślinami pastewnymi. Zagrody te buduje się w wysokich, dogrzewanych metodami bezdymnymi tunelach foliowych lub szklarniach (ryc. 11).



Ryc. 11. Szklarnia do podchowu wczesno-wiosennego wylęgu ślimaków

Z uwagi na to, że wylęg zostaje przeniesiony na niską roślinność pastewną (10–15 cm), wystarczy żeby ściany zagród miały wysokość 30–40 cm. Boki zagród są zbudowane z drewnianych ram wypełnionych włókniną i zakończonych poziomymi okapami skierowanymi do wewnętrznej części zagrody.

W celu zapobieżenia ucieczkom młodych ślimaków spody okapów są pokrywane cienką warstwą smaru samochodowego zmieszanego z dużą ilością soli. Dogrzewanie tuneli w marcu jest zastępowane w następnym miesiącu przez efekt działania naturalnych promieni słonecznych. Temperatura powietrza w wyniku nagrzewania się wnętrza tunelu pod wpływem naturalnego promieniowania słonecznego nie powinna przekraczać 25–26°C, dlatego konieczne jest pod koniec kwietniowego okresu wychowu sprawne działanie systemu wentylacji grawitacyjnej. Dalszymi elementami wyposażenia zagrody są: zamontowany nad nią system zraszania oraz karmniki dla wylęgu w postaci drewnianych, poziomych lub podpartych z jednego boku palet. Z czasem większość wylęgu gromadzi się w ciągu dnia pod spodem deski karmnika, na której powierzchnię podawana jest sucha mieszanka paszowa. Dzięki gromadzeniu się wylęgu na karmnikach zebranie go w celu przeniesienia w pierwszej połowie maja do polowych zagród towarowych nie przysparza większych trudności.

– Polowe zagrody towarowe (pierwsza dekada maja-wrzesień/ październik)

Do przygotowania terenu pod polowe zagrody towarowe dla ślimaków należy przystąpić już jesienią poprzedniego roku. Ważny jest wybór miejsca na zagrodę. Nie może to być teren podmokły, nierówny, ani taki, na którym okresowo zatrzymuje się lub przepływa powierzchniowo woda deszczowa. Powierzchnia zagród nie może być o żadnej porze naturalnego dnia świetlnego zaciemiona przez drzewa, budynki lub naturalne nierówności terenu, ponieważ ślimaki muszą mieć możliwość samodzielnego wyboru stopnia intensywności oświetlenia i długości naturalnego dnia świetlnego (ryc. 12–13).



Ryc. 12. Zagrody do produkcji towarowej ślimaka szarego koło Awinion w Prowansji (Francja)



Ryc. 13. Zagrody doświadczalno-produkcyjne Instytutu Zootechniki PIB w Balicach (zdjęcie archiwalne)

Możliwość taką znajdują chroniąc się pod spodem gęsto ustawionych w rzędach drewnianych karmników, mających postać palet ułożonych poziomo lub nachylonych pod kątem 20°C w kierunku zachodnim w celu ochrony przed słońcem. Bliskość wysokich drzew lub budynków gospodarczych jest dodatkowo niewskazana ze względu na to, że stanowią one siedliska ptaków lub drobnych ssaków drapieżnych potencjalnie niebezpiecznych dla ślimaków. Bardzo dużym zagrożeniem jest lokalizacja zagród dla ślimaków w pobliżu upraw rolniczych i leśnych, na których stosuje się niektóre toksyczne dla ślimaków środki ochrony roślin. Ryzykowne jest prowadzenie chowu polowego ślimaka szarego w częściach Polski o ostrzejszym klimacie (północny wschód) i w zacienionych kotlinach, w których istnieje duże prawdopodobieństwo występowania silnych przymrozków w maju i w drugiej połowie września oraz chłodnych nocy w czerwcu i lipcu, czyli w okresie największych przyrostów masy ciała ślimaków. Ślimak szary najintensywniej żeruje i przyrasta w noc z temperaturami co najmniej $+16^{\circ}\text{C}$, a więc jest bardziej ciepłolubny niż krajowy ślimak winniczek. Ważna jest też jakość gleby pod zagrodę polową: nie może to być gleba skażona środkami chemicznymi oraz wszelkimi zanieczyszczeniami organicznymi. Powinna być ciepła, łatwo osuszalna, o dużej zawartości węgla wapnia; optymalny jest czarnoziem, rędzina wapienna, ale mogą też być to różnego typu gleby łąkowe spod starej darni i bielicowe, z wyjątkiem gleb piaszczystych.

Zagrożenia ze strony chorobotwórczej flory bakteryjnej, nicieni glebowych lub niektórych szkodliwych owadów można zredukować poprzez obfite zwapnowanie zaoranej jesienią gleby. Jest to zarazem sposób na jej wzbogacenie w ten ważny dla rozwoju młodych ślimaków pierwiastek, a przede wszystkim dla wysianych w zagrodach polowych pastewnych roślin krzyżowych (kapustne – rodzina *Cruciferae*). Problemy mogą stwarzać nornice i krety, które należy zwalczać lub wypłascać. Prawdziwą plagą dla ślimaków mogą być szczury, np. w pobliżu zrujnowanych zabudowań, a obecnie również ptaki krukowate w przypadku budowy zagrody w okolicy silnie zadrzewionej. Często istnieje potrzeba ochrony ślimaków poprzez wybudowanie nad zagrodą woliery z siatki przeciw ptakom. W gospodarstwach drobnotowarowych ekspansję drobnych ssaków ryjących na teren niewielkiej zagrody można ograniczyć poprzez wkopanie w ziemię wzdłuż boków zagrody blachy lub innego trudnego do przegryzienia tworzywa na głębokość co najmniej 30 cm. Powierzchnia dużych zagród towarowych w zależności od skali produkcji wynosi w polskich warunkach hodowlanych na ogół 50–100 arów. Ściany tych zagród mają wysokość około 50–60 cm, są zbudowane z drewnianych ram wypełnionych mocną włókniną ogrodniczą i wykończone u góry analogicznie jak w zagrodach do podchowu wylęgu poziomym drewnianym okapem skierowanym do wewnątrz zagrody. Można stosować podwójne zabezpieczenie przed uciezkami ślimaków: smarowanie spodu okapów cienką warstwą smaru zmieszanego z solą, a dodatkowo zawieszenie na krawędzi okapów szerokich na kilkanaście cm pasów z tworzywa sztucznego poprzycinanych w drobne paski na kształt wiszących „indiańskich frędzli”, po których ślimaki nie są w stanie poruszać się. Ostatnio stosuje się również pastylki solne do uzdatniania wody zamontowane pod okapami w rynienkach instalacyjnych. W dużych fermach utrzymuje się często kilka dużych zagród w celu zachowania separacji pomiędzy różnymi populacjami hodowlanymi obu podgatunków ślimaka szarego (*Cornu asp. aspersa* lub *Cornu asp. maxima*) oraz uzyskania możliwości zasiedlenia poszczególnych zagród partiami wylęgu w tym samym wieku i o ujednoliconej wielkości. W polskich fermach drobnotowarowych budowano do tej pory zagrody polowe o powierzchniach od 5 do 30 arów. Planując układ i powierzchnię zagród polowych dla dużych ferm należy uwzględnić dostęp do źródła wody i jej zasoby, które powinny wystarczyć do codziennego krótkotrwałego zroszenia powierzchni zagród przed wieczornym podawaniem paszy ślimakom. W związku z tym należy zainstalować nad zagrodami wydajny system automatycznego zraszania. Pomiędzy poszczególnymi zagrodami należy utworzyć pasy drogi przejazdowej dla kołowego transportu paszy. Duże zagrody są uprawiane jesienią po zbiorze ślimaków i w okresie wczesno-wiosennym przed obsadzeniem ich wylęgiem za pomocą rolniczego sprzętu zmechanizowanego, dlatego też muszą być przynajmniej w niektórych miejscach rozbieralne w celu umożliwienia wjazdu i wyjazdu. Z tego też względu system zraszania zagród wodą nie powinien kolidować z możliwościami manewrowania pojazdami. Jest to możliwe

w przypadku umieszczenia całej instalacji poziomej na rzadko rozstawionych, odpowiednio wysokich wspornikach. Rzędy karmników ustawionych na pasach wysianej roślinności są poprzedzielane ścieżkami, umożliwiającymi swobodne poruszanie się po terenie zagrody. Pasy pozbawione roślinności umożliwiają unikanie rozdeptania ślimaków, które zresztą – w miarę wyjadania roślinności – szybko przyzwyczajają się do przebywania w bezdeszczowe dni pod spodami karmników. Do wytyczania takich ścieżek wśród roślinności, pomiędzy rzędami karmników oraz wzdłuż boków zagrody można bez szkody dla ślimaków użyć herbicydu Roundup. Nadużywanie tego środka na obszarach natura 2000 jest jednak zabronione.

- Magazyn do przechowywania pasz

Charakter magazynu do przechowywania mieszanek przemysłowych dla ślimaków jest typowy dla tego rodzaju pomieszczeń, które muszą być suche, chłodne, przewiewne, pozbawione owadów, gryzoni, pleśni, a także wyposażone w palety do ustawiania na nich worków z paszą. Okres przydatności suchych, sypkich mieszanek paszowych dla ślimaków wynosi zazwyczaj 6 miesięcy.

- Wiata lub pomieszczenie do obsuszania ślimaków w trakcie zbiorów jesiennych

Dojrzałe ślimaki zbiera się do ażurowych drewnianych skrzynek lub worków raszłowych. Skrzynki ze ślimakami należy umieścić następnie w miejscu przewiewnym, osłoniętym przed deszczem. W przypadku uzyskiwania dużych zbiorów na fermie wielkotowarowej najbardziej przydatna jest otwarta lub półotwarta zadaszona wiata. Po kilku dniach przetrzymywania ślimaki oczyszczają przewody pokarmowe, tracą część wody fizjologicznej i wchodzi w fazę estywacji, tj. w warunkach suchego powietrza oraz podwyższonej temperatury chowają się do muszli i wytwarzają błonę epifragmy. Skrzynki z estywującymi ślimakami, które można też przepakować ze skrzynek do worków raszłowych (takich jak na cebulę), wstawia się do komory hibernacyjnej w celu ich dalszego przechowywania. W drobnotowarowych gospodarstwach ślimaki zbierane do plastikowych skrzynek na jarzyny można na bieżąco zsypywać do worków i składać w pojedynczych warstwach na ustawionych w mniejszym pomieszczeniu drewnianych stelażach wyposażonych w ażurowe półki. Skierowuje się na nie z wentylatora nawiew powietrza o temperaturze pokojowej. W tych warunkach ślimaki bardzo szybko przechodzą w stan odrętwienia fizjologicznego (estywacja), co umożliwia przeniesienie ich do komory hibernacyjnej.

5.5.2. *Wymagania żywieniowe ślimaka szarego i winniczka*

W mieszanym systemie produkcji obu podgatunków ślimaka szarego fakt, że jego chów towarowy jest prowadzony w pół-naturalnych warunkach utrzymania, w obsianych roślinami pastewnymi zagrodach połowych pozwala na wykorzystanie pokarmu naturalnego w postaci roślin, a nawet zasobnej

w składniki mineralne i organiczne gleby do zwiększenia gospodarczej efektywności żywienia ślimaków przeznaczonymi dla nich przemysłowymi mieszankami paszowymi. Dodatkowy pokarm roślinny, w warunkach fermowych złożony z wysianych w zagrodzie hodowlanej roślin krzyżowych i motylkowych, zawiera tzw. sterole roślinne, grupę związków organicznych ułatwiających akumulację wapnia w organizmie rosnących, lądowych ślimaków muszlowych w stopniu niezbędnym do prawidłowego formowania się ich muszli.

W trakcie rozrodu w pomieszczeniach zielony pokarm roślinny tylko przez krótki okres można zastąpić poprzez podawanie podchowyanemu w kuetach wylęgowi ślimaków preparatów w postaci gleby zmieszanej z kredą pastewną. Dla wielkoobszarowych zagród hodowlanych polecanymi gatunkami roślin są: perko, kapusta pastewna z siewu, gorczyca, rzepik, koniczyna itp. Preferowane są gatunki i odmiany roślin odpornych na „przygryzanie” przez ślimaki, późno kwitnące i w miarę wysokie, gdyż pełnią one również funkcje moderatorów mikroklimatu zagrody hodowlanej oraz dodatkowego poza drewnianymi karmnikami schronienia dla ślimaków. W połowie maja, po przeniesieniu do towarowych zagród polowych ślimaki przez pierwsze 3–5 tygodni odżywiają się głównie liśćmi roślin, wśród których przebywają, ale w ostatecznym bilansie pod koniec okresu hodowlanego ponad 90% przyrostu ich biomasy pochodzi z żywienia pełnoporcjowymi mieszankami przemysłowymi dla ślimaków (ryc. 14).



Ryc. 14. Próbką suchej, roślinnej mieszanki paszowej dla ślimaków

Mieszanki paszowe

Zawartość białka w mieszankach paszowych, w zależności od stadium rozwojowego ślimaków wynosi wg standardów francuskich (INRA) 16–21%, natomiast tłuszczu, jak również włókna surowego poniżej 4%. Wartość energetyczna brutto mieści się w granicach 2500–3200 kcal/kg paszy. Zawartość wapnia w mieszance powinna sięgać około 10–12%. Średnica granulacji pasz ekstrudowanych wynosi, w zależności od związanej z wiekiem wielkości ślimaków, od 0,15 do 0,5 mm, z tym że dopuszczalna jest uniwersalna średnica 0,20–0,25 mm dla wszystkich stadiów rozwojowych. Około 30% składników paszy dla ślimaków stanowi śruta sojowa poekstrakcyjna wysokotemperaturowa, a następnie 30% mielona kreda pastewna. Przy zakupie kredy należy sprawdzić, czy nie jest ona nadmiernie pylista, gdyż wtedy mieszanka paszowa może być narażona na rozmywanie pod wpływem wilgoci. Śruta sojowa lub makuch rzepakowy stanowią w mieszance dla ślimaków podstawowe źródło białka, a kreda dostarcza większość wapnia, dlatego manipulowanie zawartością procentową tych podstawowych komponentów umożliwia precyzyjne kształtowanie wartości odżywczej paszy. Dwa-trzy procent kredy pastewnej można zastąpić pastewnymi formami fosforanu wapnia. W celu obniżenia kosztów paszy można eksperymentować, zastępując do 10% śrutę sojową lub makuchu poddanymi obróbce termicznej śrutami z nasion bobiku, grochu, peluski, słodkiego łubinu itp. Nie poleca się natomiast nadmiernego dodatku makuchów rzepakowych lub lnianych ze względu na dużą zawartość w nich tłuszczu. Pozostałe około 40% składników stanowią śrutę roślin zbożowych, głównie kukurydzy z dodatkami jęczmienia i owsa. W prostych mieszankach paszowych nie jest polecany duży dodatek pszenicy ze względu na złe trawienie wysokiej zawartości glutenu przez ślimaki. Niewielki dodatek pszenicy jest potrzebny w paszach ekstrudowanych, wysoko przetworzonych, gdzie wszystkie składniki występują w postaci mikrogranul spojonych wewnątrznie uzdatnionym do spożycia w procesie technologicznym glutenem. Dwa-trzy procent składu paszy stanowią dodatki mineralno-witaminowe. Standardowo dodaje się do 1,0% oleju sojowego w celu dostarczenia niezbędnych egzogennych wyższych kwasów tłuszczowych oraz witamin rozpuszczalnych w tłuszczach (A, D, E, K). Niezależnie od tego, do pasz dla ślimaków-reproduktorów w trakcie rozrodu wprowadza się dodatek 0,5–1,0% preparatu mineralno-witaminowego dla kur niesnych, a dla wylęgu ślimaków można stosować analogiczny dodatek dla kurcząt, z kolei w dalszej produkcji towarowej ślimaków handlowych stosuje się dodatki mineralno-witaminowe przeznaczone dla trzody chlewnej. Można eksperymentować też z 1–2% dodatkiem suszy roślinnych, np. lucerny. Dużą pokusą dla początkujących hodowców jest „podpędzanie” wzrostu wczesnego wylęgu ślimaków poprzez dodatek do paszy mleka w proszku. W mieszanym systemie produkcji towarowej jest to jednak zupełnie niepotrzebne rozwiązanie, gdyż zdrowy wylęg ślimaka szarego uzyskany zgodnie z technologią produkcji do końca kwietnia-połowy maja i odżywiany paszą standardową doskonale rośnie i do jesieni dojrzewa

niezależnie od początkowej masy ciała. Opisane mieszanki paszowe zostały pierwotnie opracowane dla ślimaka szarego i odpowiadają potrzebom fizjologicznym jego organizmu. Stwierdzono jednak, że nadają się one również do żywienia ślimaka winniczka, zwłaszcza hodowanego wspólnie, w tzw. polikulturach ze ślimakiem szarym, gdyż w ciągu dwóch sezonów hodowlanych tego gatunku uzyskuje się dojrzałego winniczka towarowego. O ile jednak wykorzystanie mieszanki paszowej przez ślimaka szarego wynosi w mieszanym systemie produkcji 0,9–1,2 kg na 1 kg przyrostu jego biomasy, to w przypadku wolno rosnącego winniczka, utrzymywanego w chowie monokulturowym wskaźnik ten wynosi już około 2,0 kg. Przyczyną tego jest nie tylko wolniejszy wzrost, ale również wyższe straty osobnicze w trakcie chowu. Do przyspieszenia tempa wzrostu winniczka z pewnością potrzebna jest nie tylko wyższa zawartość białka roślinnego w paszy, ale też opracowanie specjalnej dla tego gatunku jej receptury. O takiej potrzebie świadczy obserwowane w hodowli większe i dłuższe niż w cyklu hodowlanym ślimaka szarego zapotrzebowanie winniczka na składniki pokarmowe zawarte w roślinności pastewnej i w glebie. Przykładem laboratoryjnych badań żywieniowych, dotyczących podstawowych wymagań *Cornu aspersum* była działalność na doświadczalnej fermie *Cornu aspersum aspersum* w Magneraud (Bretania, INRA) (Conan, 1993). Oceniono, że dla zrównoważonego rozwoju tego podgatunku optymalne są w warunkach francuskich następujące ilości niektórych składników: związki azotowe łącznie 14,5–16%; celuloza brutto 4–5%; wapń 12,3–12,7; fosfor łącznie 0,6–0,8%. Często jednak stosuje się mniej wapnia, na poziomie 10–11% w celu zapewnienia większego udziału białka roślinnego w paszy, do 18,5% dla ślimaków towarowych. W produkcji pasz dla *Cornu aspersum*, przynajmniej tych wartościowych dodaje się do mieszanki olej roślinny w ilości 1–3%. Wykonano badania laboratoryjne mające na celu określenie, które z zastosowanych w ilości 3-procentowego dodatku do mieszanki paszowej olejów roślinnych wpływają w większym stopniu na dobrą produkcję ślimaków (Milinsk i in., 2003). Jak wynika z danych zamieszczonych w tabelach tej publikacji, spośród olejów sojowego, rzepakowego, słonecznikowego, lnianego, ryżowego i kukurydzianego najwyższą końcową masę ciała i współczynnik wydajności wzrostowej białka (PER) oraz najcięższe muszle ślimaków uzyskano przy dodatku do mieszanki oleju rzepakowego, chociaż nie ma takiego wniosku w samej konkluzji tej pracy. Ciężka muszla obniża nieco wydajność tuszki, ale w granicach optymalizacji gospodarczej, gdyż ceny oleju rzepakowego są stosunkowo niskie. Z tego właśnie powodu nie warto stosować oleju z siemienia lnianego, mimo że wpływa on najlepiej na jakość profilu kwasów tłuszczowych tuszy ślimaka, która jednak tego tłuszczu zawiera tylko 2–5%. Natomiast dodatek do paszy argininy, suplementu powodującego większe przyrosty masy ciała u zwierząt gospodarskich, nie działał w ten sposób na ślimaki (Magdelaine i in., 1991).

5.5.3. Choroby ślimaka szarego

Ślimaki z rodziny *Helicidae*, do których należą ślimak szary i ślimak winniczek mają układ odpornościowy pod względem funkcjonalności pośredni pomiędzy owadami a zwierzętami kręgowymi. Z drugiej strony, nie posiadają charakterystycznej dla kręgowców odporności humoralnej. Oznacza to, że komórki ich hemolimfy nie są w stanie wytwarzać przeciwciał niszczących antygeny, tj. wirusy, bakterie i grzyby przedostające się do organizmu. Dlatego też, nieskuteczne w leczeniu i profilaktyce ślimaków są środki zapobiegawcze w postaci szczepionek. Z drugiej strony, ślimaki mają lepiej niż u owadów rozwinięte mechanizmy obrony komórkowej, związane głównie z bakteriostatycznymi właściwościami śluzu oraz z obecnością w hemolimfie i śluzie licznych makrofagów, komórek pełzakowych, które aktywnie zwalczają bakterie chorobotwórcze. W wyniku kontaktu ze środowiskiem zakaźnym ilość tych komórek zwiększa się proporcjonalnie do wielkości zagrożenia. W końcu, poszczególne gatunki ślimaków posiadają wysoką odporność dziedziczną na niektóre drobnoustroje. Jednak w warunkach hodowlanych, w których zwierzęta przebywają w dużym zagęszczeniu, a w doborze warunków mikroklimatycznych swojego środowiska całkowicie skazane są na opiekę hodowcy, dochodzi często do załamania się mechanizmów odpornościowych w reakcji na nadmierny stres.

Największym zagrożeniem są wtedy bakterie z rodzaju *Salmonella* i *Aeromonas*. Źródłem bakterii chorobotwórczych z pierwszej grupy jest brud w otoczeniu ślimaków oraz obecność nicieni, gryzoni, much i innych owadów. Bakterie te stanowią zagrożenie głównie w okresie rozrodu, dla reproduktorów i wylęgu. W tym też okresie źródłem zakażeń grzybami pleśniowymi jest nieodpowiednia, zakażona lub długo nie wymieniana ziemia w kubkach lęgowych i kuwetach do inkubacji jaj. Zagrożenie bakteriami z rodzaju *Aeromonas* spowodowane jest w polskich warunkach coraz wyższymi temperaturami w okresie lata, gdyż najintensywniej rozwijają się one w temperaturach powyżej 30°C. Bakterie te, żyjące w glebie oraz w organizmach innych niż ślimaki bezkręgowców glebowych są zagrożeniem dla dużych, dorastających już ślimaków, najczęściej w sierpniu. Skuteczną metodą zwalczania bakterii z rodzaju *Aeromonas* może być jesienne wapnowanie gleby zagród polowych, analogicznie do zabiegów wykonywanych na dnie osuszanych jesienią ziemnych stawów karpiowych lub ugorowanie eksploatowanych przez kilka lat zagród towarowych. Istnieje również wiele innych, nie rozpracowanych dostatecznie czynników chorobotwórczych. Dlatego bardzo ważna jest prawidłowa profilaktyka chorób bakteryjnych, polegająca głównie na odkażaniu pomieszczeń, skrzyń do przechowywania ślimaków i narzędzi oraz zwracaniu uwagi na jakość paszy, wody i gleby. Nie należy dopuszczać też do stresu fizjologicznego, zwłaszcza u ślimaków w trakcie rozrodu i u ich wylęgu, wywołanego niewłaściwą temperaturą, wilgotnością i wentylacją powietrza w pomieszczeniach i w kuwetach, ponieważ oprócz pierwszych objawów w postaci chorób fizjologicznych stres ten wywołuje osłabienie układu odpornościowego i wtórne, niemożliwe do opanowania

zakażenia bakteryjne i grzybiczne. W nadmiernie zagęszczonych, ciepłych i suchych kuwetach ze ślimakami może dojść również do inwazji roztoczy, niszczących cały wylęg. Pajęczaki te są widoczne nawet gołym okiem w postaci umiarkowanie szybko poruszających się białych punkcików na ciele ślimaka. W wypadku silnej inwazji amatorskie próby zwalczania roztoczy poprzez stosowanie oprysków leczniczych, np. z wywaru z pokrzywy są zwykle spóźnione, a wylęg który przeżyje należy uznać za niepełnowartościowy materiał hodowlany. Bardzo poważnym zagrożeniem dla zdrowia ślimaków w polowych zagrodach produkcyjnych jest niekontrolowany wzrost liczebności myszy polnych. Jak stwierdził Zwart (2015), „Muszle dużej części populacji *Cornu aspersum* mogą być nadgryzane przez myszy, szczególnie na wysokości jamy płucnej płaszcza. Powoduje to, że główne płucne naczynia hemolimfatyczne przedłużają się do grzbietowej powierzchni płuca. Ścianki pęcherzyków płucnych ulegają atrofii imitując rozedmę płucną. Dużo naczyń włosowatych zostaje otwartych. W rezultacie hemolimfa wpływa w przestrzeń międzypęcherzykową. Wymiana gazów zostaje ostro zahamowana. Występuje niewielki stan zapalny”.

5.5.4. Zasady doboru reproduktorów ślimaka szarego

Należy pamiętać, że ślimak szary nie jest gatunkiem udomowionym i poza krótkim okresem rozrodu źle znosi życie w warunkach sztucznego mikroklimatu, sztucznej paszy i w dużym zagęszczeniu, w kuwetach lub bateriach hodowlanych. Dlatego, w praktyce amatorskiej hodowli ślimaka szarego często spotyka się populacje zdegenerowane niewłaściwymi, często wielopokoleniowo złymi warunkami całorocznej hodowli w pomieszczeniach zamkniętych. Ślimaki takie mają wprawdzie często mięso o dużych walorach konsumpcyjnych, natomiast stanowią nieodpowiedni materiał do dalszej hodowli. W najbardziej wysuniętych na południe częściach Europy rzeczywiście prowadzony jest niekiedy bardzo intensywny, całoroczny chów towarowy ślimaka szarego w systemie zamkniętym, ale stado zachowawcze reproduktorów wychowywane jest jednak w warunkach zagród polowych, zakupywane w fermach zagrodowych lub mniej lub bardziej legalnie kompletowane z osobników zebranych z naturalnej, chronionej populacji.

Przy zakupie reproduktorów ślimaka szarego należy zwracać uwagę na następujące cechy: nieuszkodzona muszla z wywiniętą krawędzią otworu (tzw. warga muszli); powierzchnia muszli gładka i z połyskiem (nie matowa); tło kolorystyczne muszli jasnobrązowe („orzech laskowy”). Należy ścisłając muszlę sprawdzić, czy nie ulegnie łatwemu skruszeniu; należy skontrolować, czy ślimaki nie uległy nadmiernemu wysuszeniu w trakcie hibernacji lub innych form przechowywania, czego oznaką jest bardzo głębokie cofnięcie ciała ślimaka w głąb muszli; należy sprawdzić, czy ślimaki żyją. Jeżeli otwory muszli są zasłonięte grubą warstwą epifragmy, należy pobrać osobiście próbę 100 sztuk i sprawdzić czy żyją usuwając z muszli epifragmę. Gdy stwierdzi się najwyżej do 3 osobników martwych, wówczas świadczy to o prawidłowych warunkach

hibernacji. Na 1 kg reproduktorów ślimaka dużego szarego wchodzi 55–60 osobników zahibernowanych lub 50–55 nie zahibernowanych; na 1 kg ślimaka małego szarego wchodzi 80–120 osobników zahibernowanych lub 70–100 osobników niezahibernowanych. Dysponując dużym stadem własnych reproduktorów można w ramach selekcji najlepszych osobników lub brakowania osobników nie odpowiadających pożądanym cechom populacji hodowlanej pracować nad ich doskonaleniem. Wymagania jakościowe narzucane są przede wszystkim przez nabywcę ślimaków towarowych. Przykładem zróżnicowanej cechy jakościowej jest np. kolor mięsa ślimaków w różnych populacjach hodowlanych, w zależności od stopnia pigmentacji: od koloru czarnego poprzez szary do białego. Z pozostałych, wysoko odziedziczalnych, a więc łatwych do kształtowania przez hodowcę cech jakościowych należy wymienić wiek dojrzewania i wytrzymałość na warunki hibernacji. W przypadku cech ilościowych natomiast, poprzez selekcję można wpływać na masę i średnicę muszli oraz masę ciała osobników dojrzałych, a także na średnią masę jaja w złożu oraz średnią masę ciała wylęgu. W szczególności, ze względów handlowych należy dbać o utrzymywanie masy ciała ślimaków dojrzałych średnio powyżej 9–12 g/szt. w populacjach hodowlanych ślimaka małego szarego i 16–20 g/szt. w populacjach ślimaka dużego szarego. Ślimak duży szary o większych rozmiarach jest mniej chętnie kupowany przez odbiorców zagranicznych. Dlatego, w doborze reproduktorów ślimaka małego szarego, mającego skłonność do karłowacenia w następnych pokoleniach należy do rozrodu wybierać osobniki o masie ciała powyżej 14 g, a ze stada reproduktorów ślimaka dużego szarego mającego skłonność do zwiększania średniej masy ciała w następnych pokoleniach należy eliminować osobniki o masie ciała powyżej 25 g.

W Instytucie Zootechniki przeprowadzono badania o charakterze podstawowym, dotyczące wpływu zróżnicowanych pól magnetycznych na reproduktory w okresie hibernacji zimowej w komorze hibernacyjnej i na rozwój jaj w złożach, rozwój wylęgu, uzyskując w następnym pokoleniu ślimaków pewien wczesny efekt selekcyjny (Ligaszewski i in., 2011). Celem tych badań było określenie wpływu zmiennego i stałego pola magnetycznego o doświadczalnie dobranych parametrach na ślimaki dojrzałe oraz na złoża ich jaj, a także na dalszy przebieg – w odniesieniu do grup kontrolnych – ich cyklu życiowego i produkcyjnego. Badania przeprowadzono na populacjach hodowlanych *Cornu aspersum maxima* i *Cornu aspersum aspersum*, utrzymywanych od 1996 r. na fermie doświadczalnej ślimaków jadalnych należącej do Instytutu Zootechniki PIB w Balicach. Objęto nimi wpływ pola magnetycznego na pełny cykl rozwojowy ślimaków doświadczalnych w warunkach utrzymania fermowego, od fazy odrętwienia zimowego osobników dojrzałych, a następnie fazy ich rozrodu aż do wyników chowu pokolenia potomnego. Reproduktory w fazie ich hibernacji zimowej poddawano wpływowi pola stałego i zmiennego o natężeniu 50–200 μT lub 10–1000 μT i częstotliwości 50 Hz, a złoża jaj polu stałemu lub zmien-

nemu 5–10 mT i 50 Hz. Wyniki badań potwierdziły zróżnicowany wpływ oddziaływania doświadczalnych, zastosowanych w badaniach pól magnetycznych na różne fazy cyklu życiowego dwóch podgatunków ślimaka szarego (*Cornu aspersum*), tj. *Cornu aspersum maxima* lub *Cornu aspersum aspersum* oraz wykazały zróżnicowanie reakcji na pole magnetyczne w zależności od badanego podgatunku. Dojrzały, poddany oddziaływaniu pól magnetycznych *Cornu aspersum maxima* w większym stopniu niż *Cornu aspersum aspersum* reagował na zmiany charakterystyki doświadczalnego pola magnetycznego, niezależnie od tego, czy było to pole stałe czy zmienne. Bardziej ujednoczona była reakcja obu podgatunków *Cornu aspersum* na poddawanie złożów ich jaj oddziaływaniu stałego lub zmiennego pola magnetycznego. Prawdopodobnie pole stałe wywierało wpływ selekcyjny na *Cornu aspersum* już w rozwoju zarodkowym, dzięki czemu uzyskiwano w dalszym chowie ślimaki dojrzałe o większej masie ciała niż w grupach kontrolnych. Dupont-Nivet i in. (2000) prowadzili przez trzy pokolenia ślimaków selekcję doświadczalną *Cornu aspersum aspersum* w kierunku poprawy wartości użytkowej niektórych cech produkcyjnych tego podgatunku. W trzecim pokoleniu efekt selekcyjny w odniesieniu do wzrostu masy ciała wyniósł 13%. Łącznie, efekt wzrostu dotyczył w sposób istotny ($P < 0,05$) i wysoko istotny ($P < 0,01$) większej masy ciała po hibernacji, większej średniej masy jaja i zwiększenia masy ciała wyklutego wylęgu. Jednak, w praktyce hodowlano-produkcyjnej stosuje się raczej brakowanie reproduktorów, zwłaszcza *Cornu aspersum maxima*, tj. usuwanie z rozrodu osobników zbyt małych lub zbyt dużych wobec wymagać kontrahenta – odbiorcy produkcji ślimaków na eksport.

5.5.5. Harmonogram prac na fermie ślimaka szarego Luty-marzec. Budzenie ślimaków

Pod tym pojęciem należy rozumieć wyprowadzanie ślimaków-reproduktorów ze stanu odrętwienia zimowego (hibernacji). Ślimaki po wyniesieniu z komory hibernacyjnej można zanurzyć w pojemniku z ciepłą wodą o temperaturze około 30°C. W tych warunkach szybko odrzucają epifragmę. Należy wtedy szybko wyjąć je z wody i przenieść do skrzyni lęgowej: ula lub kuwet. Wybudzanie hibernujących ślimaków w ciepłej wodzie umożliwia szybką identyfikację osobników martwych lub chorych, wykazujących brak lub niewielką ruchliwość. Można też budzić je w sposób mniej szokowy umieszczając w skrzyniach do rozrodu, gdzie w warunkach dużej wilgotności uaktywniają się po 1–2 dobach i wtedy można też usunąć osobniki martwe. Wybudzone ślimaki zaczynają prowadzić aktywny tryb życia intensywnie pobierając mieszankę paszową i odnawiając zasoby organizmu wyczerpane w wyniku przemiany materii w warunkach odrętwienia zimowego, a następnie kopulują i składają pierwsze złoża jaja, co następuje na ogół po około trzech tygodniach.

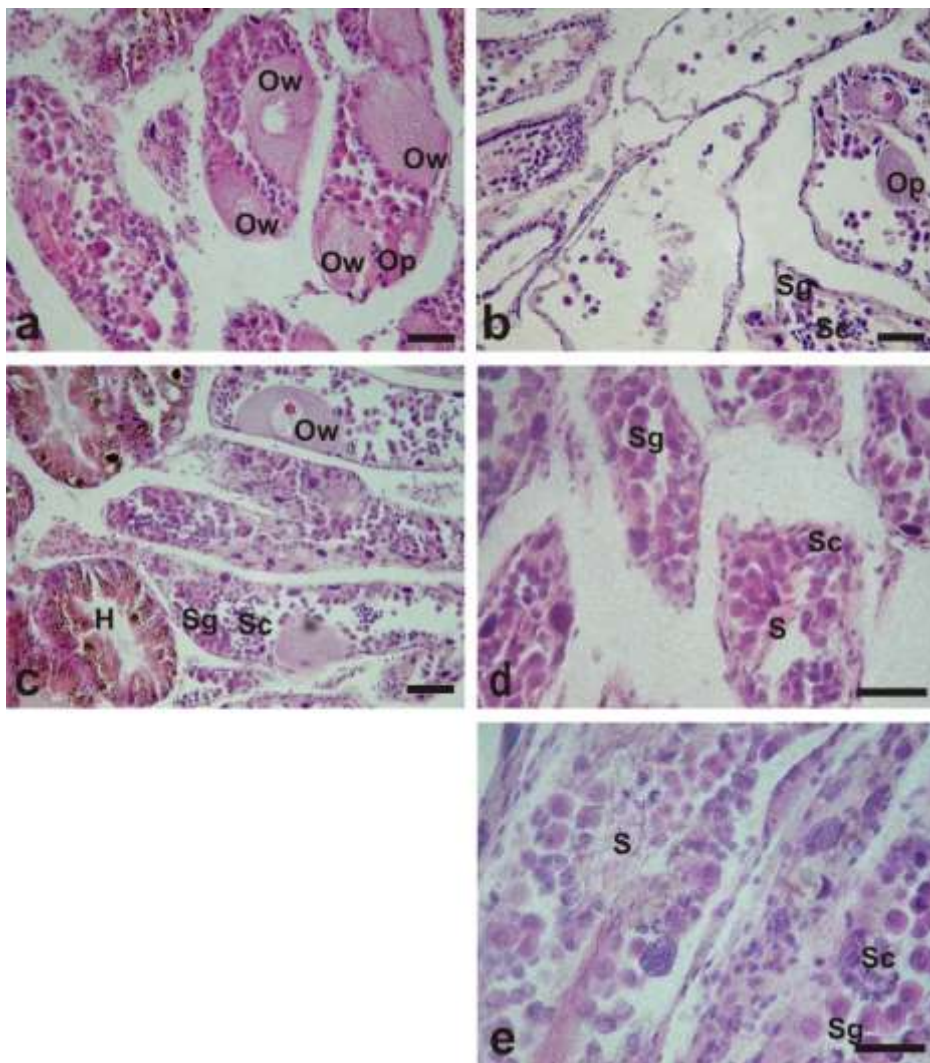
Marzec-połowa maja. Rozród

Warunkiem powodzenia sztucznego rozrodu *Cornu aspersum* jest zapewnienie ślimakom odpowiedniego fotoperiodu oraz warunków mikroklimatycznych, tj. temperatury powietrza i jego wilgotności względnej. Jak stwierdzili Jess i Marks (1998), przy temperaturze 15°C *Cornu aspersum maxima*, niezależnie od ilości godzin dnia świetlnego w 24-godzinym fotoperiodzie (0 lub 16 godzin) zaczynał znosić nieliczne złoża jaj dopiero po 25 tygodniach od wybudzenia z hibernacji, natomiast przy temperaturze 20°C proces ten na kilkukrotnie większą skalę rozpoczynał się już po 10 tygodniach, przy czym przy braku dnia świetlnego w tej temperaturze proces składania jaj zaczynał ustawać po 25 tygodniach, natomiast w wariancie (jak się okazało optymalnym): 16 godzin światła przy 20°C) ilość składanych złożów po 25 tygodniach utrzymała się na wysokim poziomie, takim samym, jak po 10 tygodniach. Tak więc, chociaż temperatura powietrza stanowiła dominantę w behawiorze rozrodczym, to jednak 16-godzinny fotoperiod pozwalał wydajnie przedłużać okres i intensywność składania jaj.

W Instytucie Zootechniki PIB w Balicach przeprowadzono obserwacje nad efektem 3-dniowej stymulacji preparatem Serogonadotropin, zawierającym hormon z serum ciężarnej klaczy (PMSG – pregnant mare serum gonadotropin), a następnie stymulującą oogenezę gonadotropiną łożyskową występującą w moczu ciężarnych kobiet podaną w preparacie Biogonadyl (HCG human chorion gonadotropin) (Łysak i in., 2002). W drugim wariancie doświadczenia podawano natomiast gonadoliberynę (GnRH – luteinizing hormone releasing hormone) stymulującą procesy luteinizacji i owulacji w komórkach jajowych gonad. Preparaty podawano przez miesiąc w postaci iniekcji do hemocelu. Po tym czasie na podstawie obrazu histologicznego gonad obojnaczych badanych *Cornu aspersum maxima* stwierdzono, wobec wariantu kontrolnego doświadczenia, że w obu wariantach doświadczalnych nastąpiło gwałtowne przyspieszenie dojrzewania spermatocytów i oocytów. Czarno-białe zdjęcia z publikacji są trudne do ponownego odtworzenia, ale przykładowo zamieszczono podobne zdjęcia histologiczne *Cornu aspersum maxima* obrazujące w różnych wariantach proces dojrzewania obu rodzajów komórek płciowych w gonadzie obojnaczej (ryc. 15).

W naturalnych populacjach *Cornu aspersum aspersum* występują dwie strategie życiowe przystępowania do składania jaj: przy łatwym dostępie do wysoko energetycznego pokarmu w naturalnym biotopie złoża jaj są składane przez ślimaki w wieku 0+ zaraz po osiągnięciu przez nie dojrzałości rozrodczej, w tym samym sezonie, w którym się wykluły. W przypadku uboższego pokarmu naturalnego natomiast, ślimaki te składają jaja dopiero po hibernacji zimowej (Nicolai i in., 2010). Reproduktry stosujące pierwszą z tych strategii składają stosunkowo niewielkie złoża, zawierające duże ilości drobnych jaj, z których lęgnię się wylęg wykazujący silne skłonności do wczesnego kanibalizmu wobec opóźnionych w rozwoju jaj oraz wobec siebie wzajemnie. Kanibalizm jest tu

prawdopodobnie źródłem pozyskiwania wysokoenergetycznego, białkowego pokarmu, co pozwala osobnikom kanibalistycznym osiągnąć szybko większe rozmiary i zwiększyć szansę na przeżycie okresu hibernacji zimowej.



Ryc. 15. Preparaty histologiczne gonady obojnaczej ślimaka winniczka (*Helix pomatia*). Ow – oocyty; Sg – spermatogonia; Sc – spermatocyty; S – spermatydy; C – kanał obojnaczy wyprowadzający z gonady produkty płciowe (fot. D. Juchno)

Natomiast, ślimaki realizujące drugą strategię rozrodu, po hibernacji zimowej, składają mniejsze złoża z dużymi jajami, co pozwala otrzymać dużą ilość lekkiego wylęgu na wiosnę. Dlatego, w warunkach towarowej fermy produkcyjnej nie należy po uzyskaniu przez ślimaki dojrzałości rozrodczej na przełomie lata i jesieni przetrzymywać ich zbyt długo w zagrodzie polowej, gdyż z powodu żywienia wysokoenergetyczną i stosunkowo wysokobiałkową mieszanką paszową z pewnością złożą one jaja, co spowoduje pogorszenie się ich jakości towarowej oraz przysporzy hodowcy późną jesienią problemów związanych z pojawieniem się dużej biomasy niedojrzałych ślimaków na różnych etapach wzrostu. Desbuquois i in. (2000) stwierdzili w doświadczeniach laboratoryjnych występowanie 70% osobników kanibalistycznych *Cornu aspersum aspersum*, zjadających w pierwszych kilku dniach życia jeszcze niewylęzione jaja i późniejszy wylęg. Było to i tak mniej niż u *Helix pomatia*, gdzie stwierdzono 95% osobników kanibalistycznych. Według obserwacji własnych na fermie doświadczalnej Instytutu Zootechniki PIB w Balicach, zjawisko wczesnego kanibalizmu u kilkudniowego wylęgu obu podgatunków *Cornu aspersa* występowało najczęściej przy temperaturach powietrza poniżej 20°C. Potwierdzają to także obserwacje Desbuquois i Madec (1998), którzy stwierdzili wysoki wzrost kanibalizmu w niskich temperaturach powietrza i jego niskiej wilgotności względnej. W warunkach pomieszczeń klimatyzowanych na fermie kanibalizm nie jest jednak problemem, chociaż czasami pojawia się spontanicznie w niektórych zagęszczonych kuwetach hodowlanych z wczesnym wylęgiem. W warunkach krajowego, kontrolowanego rozrodu fermowego prowadzonego na przełomie zimy i wiosny, przedłużanie składania jaj ślimaka szarego dłużej niż do początku-połowy maja może spowodować w mieszanym systemie produkcji (rozród w pomieszczeniach, chów towarowy w zagrodach polowych), że wylęg uzyskany z jaj w zbyt późnym terminie nie zdąży do września-października osiągnąć stadium ślimaka dojrzałego, a w szczególności osiągnąć wystarczającej do transportu i hibernacji wytrzymałości mechanicznej muszli. Z kolei, zbyt wczesny wylęg, z pierwszej połowy lutego może być trudny do utrzymania w warunkach pomieszczenia zamkniętego, a przeniesiony do wychowalni w zagrodzie szklarniowej zbyt wcześnie dojrzewa w sezonie hodowlanym, długo przed właściwym, jesiennym okresem zbiorów. Termin rozpoczęcia rozrodu zależy jednak od kalkulacji gospodarczej hodowcy. Jeżeli na miejscu jest przetwórnia ślimaków lub krajowy odbiorca osobników niedojrzałych do przerobu na mięso, wówczas można prowadzić zarówno wczesny, jak i późny zbiór osobników w różnym stadium dojrzałości muszli. W każdym razie, reproduktory ślimaków wybudzone ze stanu hibernacji żywione są w „ulach”, tj. skrzyniach do rozrodu bez ograniczania dawek ale tak, aby pasza była wyjadana w czasie kilku godzin nocnych. W cyklu 24-godzinnym w trakcie 18-godzinnego dnia świetlnego temperatura powietrza w pomieszczeniu powinna być wyższa niż w 6-godzinnym okresie nocy (np. 22°C/ 18°C), natomiast wilgotność względna powietrza niższa niż w nocy (np. 65%/ 90%). W tak ułożonym 24-godzinnym cyklu

życiowym w ciągu dnia świetlnego ślimaki wykazują małą aktywność życiową, natomiast w nocy odżywiają się, kopulują i przystępują do składania złoż jaj w kubkach lęgowych. Kubki lęgowe nie powinny być wysokie i bardzo pojemne, ponieważ zachodzi potrzeba częstej zmiany ziemi (co 3 dni) niezależnie od intensywności składania jaj przez ślimaki; wystarczy średnica 10–15 cm i 10–15 cm wysokości. Powinny mieć one (choć nie muszą) przezroczyste ścianki, aby można było kontrolować, czy znajdują się w nich złożone jaja. Użyta ziemia powinna być lekko kwaśna (pH 6,5–7), pochodzić z głębszych, nie zanieczyszczonych powierzchniowo warstw, np. nadkładu torfowego, gleby lasu iglastego lub starych gleb darniowych. Na mniejszą skalę można wykorzystać ziemię o cechach ogrodniczej ziemi do pikowania roślin. Ślimaki powinny zacząć znosić jaja po 2–3 tygodniach, a niekiedy trochę później od momentu obudzenia. Gdy kilka ślimaków „zakręca się” w kubku lęgowym (ryc. 16), wówczas należy kubki odłożyć do osobnej kuwety. Po wyjściu z kubka ślimaków-reproduktorów kubek należy odwrócić do góry dnem i ostrożnie wydobyć łyżeczką znajdujące się w nim złoża jaj (ryc. 17–18). W najwcześniejszych, pierwszych w sezonie złożach zdarza się często wysoki procent jaj niepłodnych lub nieprawidłowo zbudowanych, np. w postaci długich, nierozdzielnych sznurów zawierających komórki jajowe.



Ryc. 16. Ślimaki duże szare „zakręcające się” w ziemi wypełniającej kubek lęgowy w celu zniesienia złoż jaj



Ryc. 17. Złoże jaj w „babce” ciemnej po odwróceniu kubka lęgowego



Ryc. 18. Złoże jaj ślimaka dużego szarego (*Cornu aspersum maxima*) w kuwecie do inkubacji nakrywanej od góry bliźniaczą pokrywą

Jaja zapłodnione są nieprzejrzyste i mają mlecznobiałą barwę, natomiast niezapłodnione są przezroczyste, często opalizujące i przeciętnie drobniejsze. Oprócz jaj nieprawidłowo zbudowanych, niektóre złoża mogą zawierać również jaja zarażone bakteriami i grzybami. W tym ostatnim przypadku mają one kolor zmieniony na różowy lub brunatny. Ze złożeń częściowo niezapłodnionych należy do inkubacji wybrać jaja prawidłowo wykształcone, a złoża zakażone odrzucić w całości.

Jaja ślimaka szarego inkubuje się w specjalnych, nakrywanych pokrywą kuwetach plastikowych, układając je na cienkiej warstwie wilgotnego, kwaśnego (pH 5–6) drobno zmielonego torfu lub ziemi torfowej. Po 12–16 dniach, w zależności od temperatury powietrza wylęgają się młode ślimaki (ryc. 19).



Ryc. 19. Lęgnący się ze złożeń jaj wylęg ślimaka dużego szarego (*Cornu aspersum maxima*)

Przez pierwsze 2–3 dni przebywają one w obrębie własnego złoża, a następnie przechodzą na górną pokrywę kuwety, gdzie podaje się im niewielkie ilości przesianej mieszanki paszowej dla reproduktorów lub specjalny starter dla wylęgu, jeśli taki jest dostępny. Następnie, ślimaki z górnej pokrywy przenosi się do dużej kuwety hodowlanej, a w marcu podchowany wylęg – do zagrody ziemnej w ogrzewanym tunelu lub szklarni, obsianej np. sałatą i rzodkiewką.

W hodowli drobnotowarowej, przy wychowie wylęgu w dużych kuwetach hodowlanych na górną pokrywę kuwety podaje się drobno przesianą mieszankę paszową, koniecznie z oddzielnie podanym preparatem glebowym (85% wysuszonej ziemi + 15% kredy pastewnej). W tych warunkach należy co pewien czas rozgęszczać rosnącą obsadę wylęgu, aby nie dopuścić do zahamowania wzrostu ślimaków. Ponieważ złoża jaj składanych średnio w odstępach 3-tygodniowych przez tego samego reproduktora są coraz mniejsze, a śmiertelność reproduktorów wzrasta, więc racjonalne jest tylko 1-sezonowe wykorzystywanie dojrzałych ślimaków w wieku 1+ do rozrodu. Późna jesień ubiegłego sezonu – wiosna bieżącego sezonu hodowlanego.

Przygotowanie towarowej zagrody polowej do sezonu produkcyjnego i chów towarowy

Jesienią poprzedniego roku należy zaorać, przekopać lub zbronować powierzchnię zagrody w zależności od stopnia jej zachwaszczenia. W przypadku zakładania zagrody pierwszy raz w danym miejscu lub po kilku latach nieprzerwanej jej eksploatacji dobrze jest zwapnować glebę dużą dawką wapna, np. 0,5 kg/m². Wczesną wiosną następnego roku, w pierwszej połowie kwietnia wysiewa się stosunkowo gęsto odpowiednią roślinność pastewną, tak aby do połowy maja osiągnęła wysokość kilkunastu cm. Pomiędzy pasami roślinności należy ustawić drewniane karmniki, przy czym normatyw zagęszczenia karmników przy założeniu 300 sztuk wylęgu obsadowego na 1 m² zagrody polowej wynosi 1 metr bieżący krawędzi karmników na 1 m² powierzchni zagrody (INRA-Francja). Ślimak szary w zasadzie nie jest zwierzęciem stadnym. W hodowli granice swojego terytorium każdy osobnik oznacza ścieżką śluzową stanowiącą trudną barierę dla innych osobników. Z tego powodu, w przypadku zbyt małej ilości karmników część mniej ekspansywnych osobników ma utrudniony dostęp do paszy, co jest przyczyną nierównomiernego tempa wzrostu w stadzie. Po ustąpieniu groźby większych przymrozków wiosennych wylęg wychowany w kuwetach lub w zagrodach szklarniowych przenosi się do zagród polowych w ilości 300–350 szt./m². W przypadku hodowli ślimaków z przeznaczeniem na reproduktory można to zagęszczenie zmniejszyć do 250 szt./m². Mieszanka paszowa podawana jest na powierzchnię karmników „do woli”, wieczorem po uprzednim obfitym zroszeniu powierzchni zagrody. „Do woli” oznacza maksymalną dawkę paszową, jaką ślimaki są w stanie, na podstawie obserwacji farmera, zjeść w ciągu nocy. Dobrej jakości mieszanka paszowa nie jest tania i jej niedojady pozostałe na karmnikach są przyczyną zmniejszenia opłacalności produkcji. W przypadku wylęgu niewyrównanego, pierwsze dojrzałe osobniki pojawiają się już w drugiej połowie sierpnia, a ostatnie dojrzewają do końca września (ryc. 20–23).



Ryc. 20. Reproduktry ślimaka dużego szarego w wieku 1+ po zakończonym rozrodzie raczej nie są przedmiotem obrotu towarowego ze względu na gorszą jakość mięsa związaną z wiekiem



Ryc. 21. Dojrzewające ślimaki towarowe z podgatunku *Cornu aspersum maxima*



Ryc. 22. Końcowa faza intensywnego chowu *Cornu aspersum*. Pod górnym obramowaniem zagrody widać pas smaru wymieszanego z solą, zapobiegającego ucieczkom ślimaków



Ryc. 23. Obraz zagrody towarowej w dniu rozpoczęcia jesiennego zbioru dojrzałego *Cornu aspersum aspersum*

Pełną dojrzałość handlową i biologiczną *Cornu aspersum* osiąga po wynięciu się wargi otworu muszli na zewnątrz oraz osiągnięciu przez nią odpowiedniej wytrzymałości mechanicznej, co można stwierdzić, gdy muszla nie „trzeszczy” i nie pęka w wyniku umiarkowanego ściskania jej palcami. Osobniki, które dojrzały w lecie często w sposób niekontrolowany przystępują do rozrodu, co jest źródłem strat związanych ich żywieniem i zwiększoną podatnością na choroby bakteryjne. Należy więc w tym wypadku rozważyć wcześniejszy ich zbiór.

Sierpień-październik. Okres zbiorów ślimaka szarego

Okres zbioru ślimaków rozpoczyna się w terminie zależnym od sumy temperatur panujących w sezonie hodowlanym, które decydują o tempie dojrzewania ślimaków. Należy też wziąć pod uwagę, że kilka-kilkanaście procent ślimaków z różnych przyczyn może niekiedy nie zdążyć osiągnąć pełnej dojrzałości pod koniec sezonu hodowlanego. Ślimaki te, mimo że nie nadają się na eksport, można na miejscu przerobić na mięso. Z pozostałych, w pełni dojrzałych towarowych ślimaków wybiera się część osobników do dłuższego przetrzymania w komorze hibernacyjnej z przeznaczeniem na reproduktory. Zasadą jest, że w przypadku ślimaka małego szarego na reproduktory należy przeznaczać osobniki o największej średnicy muszli i masie ciała, a w przypadku ślimaka dużego szarego osobniki średniej wielkości. W przypadku posiadania wartościowych populacji ślimaka szarego w postaci tzw. stad zachowawczych nie prowadzi się selekcji, a jedynie brakowanie osobników nie pasujących wielkością lub wyglądem do wzorca hodowlanego. Należy wspomnieć, że niedojrzałe lub wybrakowane ślimaki doskonale nadają się na „ekologiczną” mokrą paszę dla kur lub pokarm dla gadów, płazów i niektórych ssaków drapieżnych, np. w ogrodach zoologicznych.

Wrzesień-luty. Hibernacja ślimaka szarego w komorze hibernacyjnej

Zebrane ślimaki po obsuszeniu w drewnianych skrzynkach lub workach raszlowych trafiają do komory hibernacyjnej. Dobrze jest od samego początku hibernacji prowadzić kontrolę wagową kilku wybranych worków ze ślimakami, żeby móc reagować na objawy nadmiernego ich wysychania. Prawidłowo przechowywane ślimaki nie mogą stracić do przedwiośnia więcej niż 10–20% masy ciała. W celu zapobieżenia wysychaniu, w przypadku wilgotności względnej powietrza poniżej 70% można okresowo zlewać betonową podłogę pomieszczenia wodą. Co pewien czas należy kontrolować stan ślimaków przechowywanych w komorze, aby móc reagować też na przypadki niekontrolowanego budzenia się ślimaków, związanego z technicznymi sytuacjami awaryjnymi lub np. inwazją gryzoni.

5.5.6. Elementy planowania wielkości i jakości produkcji ślimaka szarego

Ślimak jest zwierzęciem zmiennoocieplnym, nie w pełni udomowionym lub inaczej rzecz nazywając nie jest z punktu widzenia przepisów polskich i Unii Europejskiej zwierzęciem „gospodarskim”. Dlatego, analogicznie do rozrodu i produkcji karpia w stawach ziemnych trudno jest w sposób bardzo precyzyjny planować końcowy wynik produkcji, gdyż wpływają na nią w sposób niekontrolowany czynniki troficzne i mikroklimatyczne półnaturalnego biotopu hodowlanego oraz zwierzęta drapieżne. W szczególności jest to związane z pewną nieprzewidywalnością dotyczącą wyników rozrodu oraz wpływem czynników losowych na stan zdrowia i tempo wzrostu ślimaków w warunkach zagrody polowej. Niemniej, przy obsadzie na wiosnę zagród polowych wylęgiem podchowanim w zagęszczeniu 300 szt./m² można oczekiwać zbioru biomasy towarowej w granicach 3,0–4,0 kg/m² w przypadku ślimaka dużego szarego i 2,0–3,0 kg/m² w chowie ślimaka małego szarego. W produkcji ślimaków minęły czasy gospodarki drobnotowarowej. W tej chwili dla odbiorców zagranicznych, a co najmniej 95,0% produkcji przeznaczają się na eksport, liczy się roczna produkcja z gospodarstwa powyżej 10 t ślimaków, przy czym musi to być produkt wyrównany pod względem masy ciała i średnicy muszli, posiadający wysoką jakość technologiczną do przerobu oraz odpowiednią wartość odżywczą, także uzyskany od reproduktorów znanego pochodzenia. Liczy się tutaj zarówno ujednolicony kolor mięsa, jak i określona, średnia masa ciała i wysoka wydajność mięsna wyprodukowanych ślimaków, przy odpowiedniej, dopuszczalnej zmienności osobniczej tych parametrów. Należy też być przygotowanym na zmianę zapotrzebowania ze strony importera: w jednym sezonie jest większy popyt na ślimaka małego szarego, a w innym na dużego szarego, chociaż ostatnio szala przechyla się zdecydowanie na korzyść ślimaka małego szarego (*Cornu aspersum aspersum*). Dlatego, producenci wielkotowarowi utrzymują niekiedy kilka populacji zachowawczych ślimaka szarego, aby móc szybko reagować na zmiany oczekiwań rynkowych. Producentów drobnotowarowych często nie stać lub nie mają warunków do utrzymywania tak licznego i zróżnicowanego materiału hodowlanego. Równie ważnym przedsięwzięciem, jak zaplanowanie skali produkcji w bieżącym sezonie, jest znalezienie odbiorcy i zawarcie z nim umowy na sprzedaż ślimaków, będących przecież prawie w całości produktem eksportowym i z tego powodu trudnym do zagospodarowania na rynku krajowym. Przy planowaniu produkcji lepiej jest wziąć pod uwagę, jako przedmiot umowy, zwłaszcza w przypadku umów kontraktacyjnych, dolną granicę wydajności, która dla ślimaka małego szarego wynosi 2 kg/m², a dla dużego szarego 3 kg/m². Jeżeli np. zawarta została umowa na dostarczenie 10 t ślimaków, wówczas dla ślimaka małego szarego należy zaplanować powierzchnię 5000 m² + 10% = 5500 m², a dla ślimaka dużego szarego 3333 + 10% = 3666 m². Przy założeniu, że gęstość obsady wylęgiem podchowanim na wiosnę

wyniesie 300 szt./m², można wysortować jesienią na reproduktory do pomieszczenia hibernacyjnego po 5 dojrzałych ślimaków w przeliczeniu na 1 m² planowanej powierzchni zagrody polowej, aby mieć pewność uzyskania potrzebnej ilości wylęgu. W przypadku ślimaka małego szarego będzie to 27 500 reproduktorów o łącznej masie 330 kg przy założeniu średniej masy ciała reproduktora zahibernowanego – 12 g/szt. W przypadku ślimaka dużego szarego będzie to 18 330 reproduktorów o łącznej masie również 330 kg, przy założeniu średniej masy ciała reproduktora zahibernowanego w wysokości 18 g/szt. Przykładowo, bo poziomy kosztów produkcji i cen zbytu szybko się dezaktualizują, przy cenie kupna 1 kg reproduktorów w wysokości 30 zł będzie to wydatek rzędu 10 000 zł. Tak naprawdę, cena rynkowa dojrzałego ślimaka handlowego, jakością odpowiadającego często ślimakowi-reproduktorowi jest kilkakrotnie niższa, jednak dostępność wartościowego materiału żywego do hodowli dla osób spoza grona zaawansowanych hodowców jest często ograniczona. Nie sposób w tym miejscu dokonać bilansu innych kosztów, w sytuacji zmiennych cen rynkowych, jednak do tej pory średnia cena sprzedaży tego gatunku wynosiła od 7 do kilkunastu złotych, a więc kilkakrotnie więcej niż cena ślimaka winniczka zbieranego z populacji naturalnych. Należy tu zastrzec, że podawane ceny są przykładowe, gdyż mogą one ulegać znacznym zmianom z upływem czasu. Sposobem zmniejszenia początkowych kosztów inwestycji w materiał żywy jest kupno mniejszej ilości reproduktorów i uzyskanie z nich na następny rok własnego stada hodowlanego. Można również zacząć hodowlę od zakupu na wiosnę odpowiedniej jakości wylęgu, ale jego dostępność bywa mniejsza niż reproduktorów, a poza tym bardzo trudno jest ustalić początkującemu hodowcy jego jakość i pochodzenie.

5.6. Ślimak winniczek jako gatunek dodatkowy, hodowany w polikulturze ze ślimakiem szarym

5.6.1. Wprowadzenie

W Instytucie Zootechniki PIB w Krakowie prowadzone były przez kilka lat intensywne badania nad technologią produkcji fermowej tego niełatwego w hodowli i chowie gatunku ślimaka. Brak takich opracowań wynikał do tej pory z niskich cen zbytu żywych winniczków z populacji naturalnych w porównaniu z cenami hodowlanego ślimaka szarego. Należy zaznaczyć, że opisana niżej technologia produkcji winniczka nie wyszła do tej pory poza sferę badań podstawowych, na skalę pół-przemysłową i nie może być jeszcze brana pod uwagę jako opłacalna forma działalności gospodarczej na dużą skalę, przy obecnych, niewysokich cenach tego gatunku ślimaka. W hodowli winniczka wykorzystuje się wiele elementów technologii mieszanego systemu produkcji właściwego dla produkcji ślimaka szarego. O ile jednak zagrody dla ślimaka szarego obsadzone są przeważnie odpowiednimi roślinami krzyżowymi i motylkowymi, to w przypadku ślimaka winniczka niezbędny jest również znaczący udział roślinności łąkowej, gdyż winniczek szybciej zużywa zieloną masę mało odpornej

na przygryzanie i przygniatanie roślinności pastewnej niż ślimak szary. Tak jak w przypadku ślimaka szarego, zagrody szklarniowe służą do reprodukcji i podchowu wylęgu winniczka, a dodatkowo także do jego hibernacji zimowej, natomiast zagrody polowe można wykorzystać do jego chowu towarowego w drugim roku życia, najlepiej w polikulturze z tegorocznym wylęgiem ślimaka szarego, aby umożliwić jednoczesny zbiór towarowy obu gatunków. Struktura fizyczna zasobnej w wapń gleby o odczynie lekko zasadowym lub obojętnym w zagrodach do rozrodu powinna być średnio zwięzła, co ułatwi winniczkom kopanie jamek o głębokości do 15 cm oraz ich zagrzebywanie po zniesieniu jaj. Na wiosnę nieogrzewane zagrody szklarniowe dla reproduktorów są obsiewane roślinami pastewnymi, ale oprócz tego należy w pewnych odstępach umieścić również płyty darni łąkowej zawierające wartościowe dla ślimaków gatunki roślin, takie np. jak krwawnik i koniczyna biała oraz „słodkie” gatunki traw. Pośród roślinności zostawia się wolne powierzchnie odkrytej gleby, co ułatwia winniczkom składanie jaj i kontrolowanie tego procesu przez hodowcę. Zagrody szklarniowe do wychowu wylęgu jesiennego obsiewa się później, ponieważ pierwszych wylęgów winniczka można spodziewać się zazwyczaj dopiero na przełomie maja i czerwca.

5.6.2. Stadia rozwojowe winniczka hodowlanego odpowiadające poszczególnym etapom produkcji fermowej

Wylęg żerujący (0+). Pod tym pojęciem należy rozumieć 1–2-tygodniowe winniczki, które rozpoczęły po wylęgu aktywne poszukiwanie pokarmu i w związku z tym nadają się do obsadzenia nimi polowych lub szklarniowych zagród hodowlanych w okresie od lipca do połowy sierpnia.

Wylęg jesienny (0+). Uzyskuje się go w okresie październik–listopad w pierwszym roku życia ślimaków z wylęgu żerującego w zagrodach polowych lub szklarniowych. Ta grupa wiekowa winniczków hodowlanych jest przeznaczona jest do zimowania na terenie zagród hodowlanych i do dalszego chowu w roku następnym lub do tzw. rekompensaty ekologicznej poprzez uzupełnianie liczebności silnie eksploatowanej lokalnej, naturalnej populacji w roku bieżącym lub następnym.

Wylęg wiosenny (1+). Wylęg wiosenny otrzymuje się po hibernacji zimowej wylęgu jesiennego. Przeznaczony jest on do obsadzania w okresie kwiecień–maj hodowlanych zagród towarowych w celu produkcji winniczka towarowego. Proponuje się też wykorzystywanie wylęgu wiosennego do uzupełniania nim lokalnej, naturalnej populacji w celu zwiększenia jej liczebności i możliwości jej eksploatacji.

Winniczki towarowe (1+). Winniczki o rozmiarach ślimaków towarowych otrzymuje się z wylęgu wiosennego w okresie od lipca do jesieni. W obecnej rzeczywistości gospodarczej produkcja towarowa winniczka może być uzasadniona ewentualnie w przypadku jego chowu jako gatunku dodatkowego w polikulturze ze ślimakiem szarym.

Reproduktory winniczka. Winniczki hodowlane chowane w pierwszym okresie życia w ziemnych zagrodach szklarni nieogrzewanej, a po hibernacji zimowej w zagrodach połowych osiągały dojrzałość po 12–14 miesiącach od wyklucia się z jaj, a więc co najmniej o 1–2 lata wcześniej niż w warunkach naturalnych. Jednakże, efektywność ich rozrodu była bardzo niska w porównaniu z reproduktorami zebranymi z populacji naturalnej i reprodukowanymi w warunkach szklarniowych.

5.6.3. *Postępowanie z reproduktorami winniczka w okresie rozrodu szklarniowego*

Podstawą produkcji wylęgu żerującego są ślimaki-reproduktory zebrane z lokalnej, naturalnej populacji. Zbiera się je się od połowy kwietnia do połowy maja, tj. w okresie dozwolonym obowiązującymi aktualnie na terenie Polski przepisami dotyczącymi częściowej ochrony gatunkowej winniczka. Dodatkowo należy sprawdzić, czy na obszarze planowanych zbiorów winniczka nie obowiązuje okresowy, całkowity zakaz ich gospodarczego pozyskiwania. Reproduktory winniczka z populacji naturalnej najlepiej jest zbierać dopiero w drugiej połowie lub pod koniec maja, kiedy dorastają i osiągają dojrzałość rozrodczą ślimaki młode, w trzecim roku życia, od których można oczekiwać najlepszych wyników rozrodu. Reproduktory starsze można często poznać po zbielełej i skorodowanej muszli. W warunkach doświadczalno-produkcyjnych na fermie Instytutu Zootechniki PIB w Balicach k. Krakowa utrzymywano reproduktory w zagęszczeniu wynoszącym 50–75 osobników w przeliczeniu na 1 m² zagrody. Maksymalna temperatura powietrza w szklarni nie przekraczała w okresie maj-czerwiec 26°C, a w lipcu krótkookresowo 32°C. Wilgotność względna powietrza mieściła się w ciągu dnia w granicach 45–90%. Nie stosowano cieniowania szyb dachowych szklarni, ponieważ ograniczenie intensywności światła słonecznego pogarszało wskaźniki rozrodu. Na wypadek upałów natomiast, które pojawiają się w ostatnich latach już w końcu czerwca, sprawnie funkcjonował w szklarni system wentylacji grawitacyjnej. Późnym popołudniem i wcześniej rano uruchamiano na krótko system deszczowania zagród. Raz dziennie, późnym popołudniem po zakończeniu deszczowania podawano ślimakom na powierzchnię palet-karmników mieszankę paszową. Na kilkanaście dni przed pierwszym składaniem jaj obserwowano masowe kopulacje winniczków w ugrupowaniach po 2–4 osobniki. W tydzień po spostrzeżeniu tego zjawiska rozpoczęto codzienną obserwację dalszych rozrodczych zachowań reproduktorów w celu wyszukiwania ślimaków kopiących dołki w podłożu zagrody i zagrzebujących się w nich. Miejsce składania jaj wraz z zagrzebanym w glebie reproduktorem oznaczano chorągiewką, umożliwiającą następnego dnia szybkie odnalezienie złoża. Reproduktory po rozrodzie w szklarni zbierano w końcu lipca i wypuszczano w miejscu, w którym zostały zebrane z naturalnej populacji.

5.6.4. Rozród i produkcja wylęgu winniczka

Rozród winniczka i produkcja wylęgu żerującego (koniec maja-lipiec)

Badania prowadzone w Instytucie Zootechniki PIB w Balicach dotyczyły technologii rozrodu reproduktorów winniczka zebranych z miejscowej (Balice) populacji naturalnej, w półnaturalnych warunkach ziemnych zagród szklarniowych. Rozród ten prowadzono w zagrodach ziemnych wybudowanych w wysokiej, nieogrzewanej szklarni. Wczesną wiosną zagrody obsiano perkiem. Pod koniec maja pierwsze winniczki zaczynają składać jaja w podłożu ziemnym zagród (ryc. 24).



Ryc. 24. Reproduktory ślimaka winniczka zebrane w maju z miejscowej populacji naturalnej w celu przeprowadzenia ich rozrodu w warunkach ziemnej zagrody szklarniowej

Po oznaczeniu za pomocą patyczka lub małej chorągiewki miejsca znoszenia jaj przez „wkręcone” w podłożu winniczki należy odczekać do czasu, aż określony ślimak opuści to miejsce. Ślimaka składającego jaja można też przykryć ciężką doniczką. Po złożeniu jaj przez winniczka przystępuje się ostrożnie do odsłaniania za pomocą np. plastikowej lub stołowej łyżki złoża jaj, poszukując go nawet na głębokości kilkunastu centymetrów, a następnie odkładając oddzielnie, np. do papierowych „rozków”, aby jaja z różnych złożów nie wymieszaly się ze sobą. Sposób i warunki inkubowania jaj winniczka są identyczne, jak w przypadku ślimaka szarego (ryc. 25–26). Nie wykorzystuje się jedynie pomieszczeń chłodniczych do ich magazynowania, ponieważ o jakości podchowanego wylęgu jesiennego tego gatunku ślimaka decyduje jak najwcześniejszy

termin uzyskania w pierwszym sezonie hodowlanym wylęgu żerującego tego gatunku.



Ryc. 25. Złóże jaj ślimaka winniczka wybrane z miejsca jego złożenia w ziemnej zagrodzie szklarniowej



Ryc. 26. Inkubacja złóż jaj ślimaka winniczka

Z uwagi na to, że rozród winniczka przypada na okres późnowiosenny i letni, kiedy szczególnie dynamicznie rozwijają się organizmy chorobotwórcze mogące zniszczyć jaja i wylęg, w rozrodzie tego gatunku ślimaka należy szczególnie starannie przestrzegać profilaktyki fitosanitarnej, gdyż jego wylęg jest bardziej wrażliwy niż np. wylęg rozmnażanego w zimie i wczesną wiosną ślimaka szarego. Nie należy mieszać ze sobą jaj pochodzących od różnych reproduktorów, ponieważ winniczki lęgną się wówczas bardzo nierównomiernie, a osobniki, które wylęły się najwcześniej, żerują na jajach domieszanych z później zniesionego złoża; ilość uzyskanego wylęgu żerującego spada wówczas w stosunku do ilości inkubowanych jaj z około 60–70% do nawet jedynie kilkunastu procent. Po 16–22 dniach w zależności od temperatury powietrza z jaj zaczynają wylęgać się młode winniczki, przy czym czas wylęgania ślimaków pochodzących z jednego złoża jest czasem rozciągnięty na okres kilkunastu godzin (ryc. 27).



Ryc. 27. 4-dniowy wylęg ślimaka winniczka. Zdążył już wyjść osłonki jajowe, niewylęzione jaja i słabsze rodzeństwo w obrębie własnego złoża

Przez kilka pierwszych dni życia młode winniczki pozostają w obrębie złoży jaj z których się wylęły, odżywiając się resztkami osłon jajowych posiadających dużą wartość odżywczą, a także wykazują kanibalizm zjadając swoje słabsze lub lęgnące się z opóźnieniem rodzeństwo. Ślimaki bardzo szybko w tym okresie zwielokrotniają masę ciała i rozmiary muszli. Straty w ilości odchowanego wylęgu spowodowane skłonnościami kanibalistycznymi młodych

winniczek pogłębiają się, jeżeli w trakcie inkubacji pojedyncze złoża, ułożone ciasno w kuwecie do inkubacji jaj, zostały złożone w dużych odstępach czasu. Po zjedzeniu osłon jajowych i osłabnięciu instynktu kanibalistycznego zdrowy wylęg wydostaje się poza obręb złoża. Wylęg żerujący z kuwety, w których wystąpiły masowe upadki, należy likwidować, a kuwety zdezynfekować. W sytuacji natomiast, jeżeli w kuwecie wylęgi winniczka przebiegały prawidłowo i nie ma w niej spleśniałych, rozlewających się jaj lub martwego wylęgu, wówczas po przeciętnie 1-tygodniowym dokarmianiu młodych winniczków standardowymi paszami dla ślimaków podawanymi na spód górnej pokrywy kuwety, podchowany wylęg przenosi się do wcześniej przygotowanych i obsianych młodą roślinnością paszową zagród szklarniowych. W bardzo dobrych warunkach mikroklimatycznych wylęgarni wylęg żerujący winniczka można podchowywać w kuwecie na podłożu ziemnym do dwóch tygodni życia (ryc. 28), uzyskując bardziej wartościowy materiał obsadowy, jednak każdy następny dzień zwiększa ryzyko masowych upadków zwierząt. Można też ominąć fazę dokarmiania wylęgu żerującego w kuwecie i przenieść go w wieku kilku dni od razu do odpowiednich zagród szklarniowych, unikając niebezpieczeństwa strat we wczesnym okresie życia. Znacznego procentu złożów jaj winniczka w zagrodzie szklarniowej z reproduktorami nie udaje się „upilnować”, w związku z czym w okresie jesiennym pojawia się w zagrodzie znaczna ilość wylęgu naturalnego, oblepiającego rośliny lub spody niskich drewnianych karmników. Wylęg ten jest często zbyt drobny, aby nadawał się do hibernacji i dalszej hodowli fermowej, może natomiast posłużyć bezpośrednio do prób zasilenia nim populacji naturalnej, z której zostały pobrane reproduktory.



Ryc. 28. 2-tygodniowy wylęg podchowany ślimaka winniczka

Produkcja wylęgu jesiennego (czerwiec-październik)

Zagrody do produkcji wylęgu jesiennego są tak samo zbudowane i wyposażone jak zagrody dla reproduktorów. Podobnie umieszcza się w nich palety-karmniki o wysokości do 10 cm oraz system deszczowania. Różnica polega jedynie na terminach ich obsiewu roślinnością paszowo-okrywową. Terminy wysiewu nasion muszą wyprzedzać terminy obsadzania zagród wylęgiem w okresie lata tak, żeby porost roślinny zdążył osiągnąć wysokość 10–15 cm a zielona, pozbawiona jeszcze włókna masa młodych roślin stanowiła dla młodych winniczków wartościowe źródło pożywienia. Zagrody dla wylęgu obsiewa się nie tylko perkiem, gorczycą czy rzepikiem, ale również sałatą, rzodkiewką ze względu na ich dużą wartość odżywczą. Można również eksperymentować z innymi gatunkami roślin krzyżowych i motylkowych. W przeciwieństwie do wyspowego rozmieszczenia roślin w zagrodach dla reproduktorów, powierzchnię zagród dla wylęgu obsiewa się równomiernie. Schematycznie stosuje się dwa terminy obsiewu zagród: w początku czerwca dla wylęgu wyklutego w czerwcu i w początku lipca dla wylęgu późniejszego. Gęstość obsady zagród szklarniowych lub polowych wylęgiem żerującym nie powinna być większa niż 200–400 osobników na 1 m². Przez pierwszy miesiąc obecność i aktywność wypuszczonego do zagrody wylęgu winniczka można obserwować i oceniać po oznakach ich żerowania na roślinach w postaci ubytków w miąższu liści wysianych roślin pastewnych (ryc. 29).



Ryc. 29. Oznaki żerowania na liściach perka podchowanego wylęgu ślimaka winniczka wyniesionego do zagrody towarowej. Czerwiec – sierpień

W tym czasie należy zacząć rozsypywać z umiarem paszę na liściach roślin, a później również na powierzchni karmników w celu przyzwyczajenia winniczków do jej pobierania oraz skłonienia ich do gromadzenia się w okolicach karmników. Ślimaki łatwiej jest obserwować od połowy września, gdyż w tym czasie osiągają już większe rozmiary i intensywnie żerują na mieszance paszowej wysypywanej obficie na powierzchnię karmników. We wrześniu i październiku wylęg winniczka żeruje bardzo intensywnie (ryc. 30). Jesienny wylęg winniczka jest następnie przygotowywany do hibernacji zimowej na terenie macierzystej zagrody.



Ryc. 30. Wylęg ślimaka winniczka – intensywnie żerujący w zagrodzie szklarniowej na mieszance paszowej dla ślimaków. Roślinność została wcześniej wyjeżdżona.
Wrzesień – październik

Hibernacja zimowa wylęgu jesiennego (listopad-marzec)

W naturalnych warunkach winniczki wykazują aktywność życiową do pierwszego przygruntowego przymrozku. Następnie, pod wpływem niskich temperatur i krótkiego dnia świetlnego zakopują się w ziemi lub drobnym rumoszu skalnym, pod naturalnymi osłonami, na terenie nie narażonym na zalewanie wodą. Nad takimi naturalnymi miejscami hibernacji ślimaków tworzy się pokrywa opadających liści chroniąca je przed dużymi wahaniami temperatur w zimie. Natomiast winniczki uwięzione na terenie zagród polowych i szklarniowych nie mają możliwości znalezienia dogodnych miejsc do zimowania. Takie możliwości powinien stworzyć im hodowca. W nieogrzewanych zagrodach szklarniowych wylęg jesienny winniczka doskonale przeżył zimę przykryty

warstwą włókniny ogrodniczej i styropianu. Ziemia w zagrodzie nie może być zimą mokra, jednak powinna zachować umiarkowaną wilgotność, aby zapobiec przesuszeniu ślimaków. Wynik zimowania w zagrodach polowych, również pod warstwą włókniny ogrodniczej, zależy od lokalizacji zagrody w miejscach pozbawionych zastoisk mrozowych i wodnych, od amplitudy temperatur powietrza oraz aktywności szkodników. Niezbędna jest tu dokładna obserwacja wyników zimowania, w celu wybrania takiej lokalizacji zagrody, w której procent przeżycia wylęgu jest najwyższy. Zagrody przykrywa się włókniną po wystąpieniu pierwszych przymrozków późno-jesiennych, usuwając większą część masy roślinnej i układając ją w pryzmach na terenie zagrody, aby nie odrzucać znajdujących się na roślinach ślimaków.

Produkcja wylęgu wiosennego (kwiecień)

Oslony z zagród, w których hibernowały winniczki usuwa się wczesną wiosną po zaobserwowaniu pierwszych aktywnych ślimaków, ustawiając drewniane palety-karmniki i uruchamiając system deszczowania. Winniczki żywi się intensywnie mieszanką paszową dla ślimaków podawaną na powierzchnię karmników. W kwietniu i maju wylęg wiosenny żeruje i przyrasta bardzo intensywnie, osiągając do połowy lipca, w wieku 1+, rozmiary ślimaka handlowego, od 12 do ponad 20 g/szt.

Produkcja winniczków towarowych (maj-lipiec/wrzesień)

Dotychczas prowadzono na terenie doświadczalnej fermi ślimaków jadalnych Instytutu Zootechniki PIB w Balicach badania nad dwiema metodami produkcji winniczka towarowego w monokulturze (poniżej), a także w najlepiej rokującej pod względem ekonomicznym polikulturze, opisanej w podrozdziale 5.6.5. Należy zaznaczyć, że były to badania przeprowadzone jedynie na skalę pół-produkcyjną, na fermie doświadczalnej.

Chów w monokulturze z wczesnego wylęgu w zagrodach, w których hibernował wylęg winniczka

Chów ten jest możliwy, jeżeli oszacowane zagęszczenie wylęgu wiosennego w zagrodzie hodowlanej nie przekracza 50–150 szt./m². Dodatkowym warunkiem jest odpowiednia masa ciała wylęgu wiosennego, wynosząca średnio około 9 g/szt. (ryc. 31). Taką masę ciała osiągają osobniki wyklute z jaj złożonych w czerwcu, a najpóźniej do połowy lipca poprzedniego roku, tzn. w pierwszej połowie sezonu rozrodu, dobrze odżywione w okresie jesiennym, przy zagęszczeniu przed hibernacją wynoszącym około 200 szt./m². W roku następnym, od marca do połowy lipca większość intensywnie żywionych winniczków osiąga wielkość ślimaka handlowego, powyżej 12–24 g/szt. i o średnicy muszli znacznie powyżej 30 mm, a więc powyżej wymiaru ochronnego. Przy zastosowaniu tej metody można było uzyskać przeciętnie 0,5–1,5 kg winniczka towarowego z 1 m².



Ryc. 31. Wiosenny wylęg ślimaka winniczka w wieku 1+ (po hibernacji zimowej w zagrodzie szklarniowej) przygotowany do wyniesienia do towarowych zagród polowych

Chów w monokulturze z późnego wylęgu po rozgęszczeniu

Metoda ta dotyczy wylęgu winniczka pochodzącego z jaj złożonych od połowy lipca do połowy sierpnia. Osobniki z tego okresu można hibernować w zagrodach w zagęszczeniu 300–400 szt./m². W następnym roku, podkarmiony i podrośnięty wylęg osiąga w początkach maja średnią masę ciała około 4 g/szt. Ślimaki rozgęszcza się na początku maja, przenosząc wylęg wiosenny do zagród polowych obsianych wczesną wiosną roślinnością paszową, gdzie przy zagęszczeniu 50–150 szt./m² większość ślimaków osiąga w okresie od maja do października wielkość handlową, przy masie ciała 12–16 g/szt. i średnicy muszli niewiele przewyższającej 3 cm. Przy zastosowaniu tej metody można było uzyskać przeciętnie 0,4–1,2 kg winniczka towarowego z 1 m².

5.6.5. Chów towarowy winniczka w polikulturze ze ślimakiem szarym

W początkach maja obsadzono zagrody polowe i szklarniowe wylęgiem żerującym ślimaka szarego w zagęszczeniu 300 szt./m² oraz wylęgiem wiosennym ślimaka winniczka w zagęszczeniu 15–50 szt./m², uzyskując we wrześniu 3,2–3,5 kg ślimaków handlowych, w tym 3 kg ślimaka szarego i 0,2–0,5 kg winniczka przeciętnie z powierzchni 1 m² (ryc. 32–33). W metodzie tej, analogicznie jak w rybackiej gospodarce karpiowej, gdzie do obsad stawów ziemnych karpem stosuje się niewielki dodatek innych wartościowych gatunków ryb, chodzi zarówno o zwiększenie produkcji biomasy, jak i zwiększenie asortymentu handlowego ślimaków towarowych.



Ryc. 32. Ślimak szary i ślimak winniczek dorastające razem w ramach polikultury produkcyjnej



Ryc. 33. Polikultura doświadczalna ślimaka szarego, ślimaka winniczka i ślimaka tureckiego (u góry)

Ślimak winniczek i ślimak szary wykazują w polikulturze odmienne typy zachowań w ramach dobowego cyklu życiowego, w sposób różniący się reakcją na dobowe i sezonowe wahania wilgotności i temperatury powietrza, w związku z tym oba te gatunki zajmują w zagrodzie polowej częściowo oddzielone nisze ekologiczne. Przykładem różnic behawioralnych (związanych z zachowaniem osobników przebywających w danym środowisku) jest obserwacja, że ślimak winniczek w przeciwieństwie do ślimaka szarego częściej przebywa poza karmnikiem, gdyż w większym stopniu niż ten drugi gatunek wykorzystuje obok mieszanki przemysłowej dla ślimaków również roślinność zieloną oraz właściwości odżywcze gleby, w której chroni się w lecie, gdyż jest w mniejszym stopniu niż ślimak szary odporny na wysokie temperatury. Z uwagi na szybkie ogałacanie zagród z młodej roślinności zielonej przez winniczki hodowane w polikulturze ze ślimakiem szarym, zaleca się wczesny wysiew roślin, tak aby po częściowym zdrewnieniu były odporniejsze na przygryzanie przez ślimaki. Z tego też powodu stwierdzono, że w polikulturach winniczka z *Cornu aspersum* jako roślina paszowo-okrywowa lepiej sprawdzało się perko niż rzepik lub gorczyca. Proponuje się też wykorzystanie kapusty pastewnej o trudnych do zgryzienia liściach. W polikulturze obu gatunków należy dbać o trwałość okrywy roślinnej, gdyż w przeciwieństwie do winniczka, ślimak szary nie wykazuje dużych zdolności do zagrzebywania się w ziemi w czasie letnich upałów i w związku z tym potrzebuje roślin osłonowych chroniących odpowiedni dla ślimaków mikroklimat w zagrodzie w południe i w czasie upałów. W zagrodach, w których w polikulturze ze ślimakiem szarym utrzymywany jest winniczek, zbiór jesienny ślimaka towarowego powinien zostać przeprowadzony najpóźniej w połowie września, gdyż w październiku winniczki, w przeciwieństwie do ślimaka szarego, zagrzebują się w ziemi pod wpływem spadku temperatury powietrza i krótszego dnia świetlnego, co w praktyce uniemożliwia ich zbiór.

Porównanie cyklu hodowlanego winniczka i ślimaka szarego

Podstawowe różnice w przebiegu cyklu hodowlanego ślimaka szarego i winniczka przedstawiono w tabeli 19, która jest podsumowaniem oraz porównaniem wyżej opisanych warunków środowiskowych oraz technologii reprodukcji i chowu ślimaków. Widać, że są one zupełnie odmienne, a pewien punkt styczny uzyskują dopiero w ostatnim etapie produkcji towarowej, np. w warunkach helikultury, gdzie ślimaki 0+ z wylęgów tegorocznych oraz winniczki 1+ po pierwszej hibernacji zimowej osiągają w tej samej zagrodzie hodowlanej dojrzałość somatyczną i handlową w zbliżonym czasie. O znacznie słabszej wydajności reprodukcji winniczka w porównaniu ze ślimakiem szarym świadczą dane zamieszczone w tabeli 20, gdzie średnia ilość jaj w złożu oraz procent wylęgu z jaj u winniczka jest kilkakrotnie niższy niż u ślimaka szarego. Przyrosty masy ciała i średnicy muszli ślimaka szarego w czasie sezonu produkcyjnego są kilkakrotnie większe w porównaniu z winniczkiem (Ligaszewski i in., 2005 a), co

przedłuża chów winniczka o następny sezon fenologiczny i zwiększa jego śmiertelność przed osiągnięciem etapu ślimaka towarowego.

Tabela 19. Podstawowe różnice w przebiegu cyklu hodowlanego ślimaka szarego (*Cornu aspersum*) i winniczka (*Helix pomatia*) (Ligaszewski, 2009)

Winniczek (<i>Helix pomatia</i>)	Ślimak szary (<i>Cornu aspersum</i>)
1	2
Długość trwania cyklu hodowlanego od jaja do osiągnięcia dojrzałości handlowej	
12–14 miesięcy wliczając przerwę na hibernację zimową: od czerwca br. do lipca następnego roku	6–7 miesięcy: od lutego do września br.
Optymalne warunki rozrodu	
Rozród w ziemnej, obsianej roślinami zagrodzie szklarniowej, w okresie od maja do lipca, w warunkach naturalnego dnia świetlnego i temperatury powietrza. Jaja znoszone są do gleby, a następnie inkubowane w kuwetach lęgowych w temp. 22–25°C	Rozród w pomieszczeniu klimatyzowanym w warunkach 18-godzinnej doby świetlnej i temperatury 18–22°C. Reproduktry utrzymywane są w specjalnie skonstruowanych skrzyniach, gdzie znoszą jaja do kubków lęgowych; następnie złoża jaj są inkubowane w kuwetach lęgowych w temp. 22–25°C
Optymalna wielkość obsad wylęgu wiosennego ślimaków w zagrodach hodowlanych	
Pierwszy rok życia: 300 szt. wylęgu/m ² , drugi rok życia (po hibernacji): 15–50 szt./m ²	300 szt. wylęgu/m ²
Obserwowane w zagrodach hodowlanych różnice w aktywności życiowej zależnej od warunków klimatycznych oraz od cyklu dobowego	
Optymalna temperatura 14–20°C, wysoka wilgotność; żerowanie do godzin przedpołudniowych	Optymalna temperatura 16–22°C, umiarkowana wilgotność; żerowanie wieczorem i w godzinach nocnych
Miejsca przebywania ślimaków na terenie zagród hodowlanych	
<u>Chów szklarniowy w pierwszym roku życia:</u> pierwsze 3 miesiące życia (czerwiec-sierpień): rośliny i gleba; następne 2 miesiące (wrzesień-październik): gleba, stoły paszowe; okres hibernacji (listopad-marzec): gleba <u>Chów polowy w drugim roku życia:</u> cztery miesiące (kwiecień-lipiec): gleba, stoły paszowe	<u>Chów wylęgu w pomieszczeniach klimatyzowanych:</u> <u>podchów wylęgu (marzec-kwiecień):</u> <u>kuwety, zagrody klimatyzowane;</u> <u>Chów po przeniesieniu wylęgu do zagród polowych:</u> <u>pierwsze 1,5 miesiąca (połowa maja-czerwiec):</u> rośliny; <u>następne 3 miesiące życia (lipiec-wrzesień):</u> stoły paszowe

c.d. tab. 19.

1	2
Różnice w zachowaniu ślimaków w okresie późnojesiennym	
Zbiór dojrzałych winniczków towarowych prowadzony jest do końca września, później zagrzebują się w glebie zagród polowych. Należy przechować je w pomieszczeniu hibernacyjnym (6°C), gdyż ich legalna sprzedaż będzie możliwa dopiero w maju.	Istnieje konieczność zebrania wszystkich dojrzałych ślimaków do końca października. Ślimak szary nie zakopuje się w glebie i nie jest w stanie hibernować w warunkach polowych w polskim warunkach zimowych. Handel tym gatunkiem ślimaka jest dozwolony przez cały rok.

Tabela 20. Porównanie parametrów rozrodu ślimaka szarego (*Cornu aspersum*) i winniczka (*Helix pomatia*) (Ligaszewski, 2009)

Gatunek	Ilość jaj w złożu (szt./1 złożo)	Średni ciężar jaja (mg)	Okres inkubacji (dni) w temp. 21–24°C	Procent wylęgu (% , szt.)
Winniczek	15–65	125	18–21	30–50
Ślimak szary	100 – 200	40–60	12–14	60–80

5.7. Skład chemiczny mięsa winniczków z populacji naturalnej i pochodzącej od niej populacji hodowlanej

Zbadane zostały różnice w składzie chemicznym tusz winniczków z naturalnej populacji zasiedlającej okolice pałacu Radziwiłłów w Balicach, należącego do IZ PIB oraz pochodzących od niej ślimaków otrzymanych z wylęgu hodowlanego chowanego później w polikulturze ze ślimakiem dużym szarym w warunkach zagród polowych (Ligaszewski i in., 2005 b). Winniczki z populacji hodowlanej żywione były przemysłową mieszanką paszową dla ślimaka szarego oraz dysponowały wysianymi roślinami krzyżowymi (perko, gorczyca). Okazało się, że spośród badanych składników chemicznych mięsa, takich jak kolagen, białko ogólne, sucha masa, tłuszcz surowy i popiół surowy (tab. 21) mięso ślimaków z populacji naturalnej, zarówno z prób pobieranych w lipcu, jak i we wrześniu zawierało większy procent kolagenu i białka niż mięso winniczków hodowlanych, i były to różnice statystycznie wysoko istotne ($P < 0,01$) (Ligaszewski i in., 2005 b). W obu grupach ślimaków zawartość obydwu tych składników była w lipcu zdecydowanie wyższa niż we wrześniu. Co prawda, tradycyjny okres zbiorów winniczka przypadał wtedy na połowę maja, ale lipcowy termin poboru prób został wybrany ze względu na to, że w tym czasie winniczki hodowlane w wieku 1+ dojrzewały o jeden rok wcześniej niżby to miało miejsce w warunkach naturalnych. Organoleptycznie, stopa i kołnierz

płaszczka oraz muszla dojrzałych winniczków hodowlanych były bardzo „wybielone” z powodu mniejszej ilości melanin w tkankach w porównaniu z winniczkami z populacji naturalnej.

Tabela 21. Podstawowy skład chemiczny mięsa winniczków z populacji naturalnej i pochodzącej od niej populacji hodowlanej (na podstawie Ligaszewski i in., 2005 b)

Skład chemiczny	Populacja	Miesiąc	Średnia	SE	SD	Min.-max.	Współczynnik zmienności V (%)
Kolagen (%)	naturalna	lipiec	2,7	0,2	0,7	1,8–3,6	26,0
		wrzesień	1,5	0,05	0,2	1,2–1,8	12,6
	hodowlana	lipiec	1,9	0,2	0,6	1,4–2,9	30,6
		wrzesień	1,1	0,03	0,1	0,9–1,2	8,8
Białko (%)	naturalna	lipiec	17,3	0,4	1,3	16,0–19,9	7,7
		wrzesień	15,8	0,4	1,3	14,0–17,5	8,3
	hodowlana	lipiec	16,3	0,6	2,2	13,3–19,6	13,4
		wrzesień	13,8	0,4	1,5	12,3–17,0	11,1
Sucha masa	naturalna	lipiec	24,0	0,7	2,4	22,1–28,7	9,9
		wrzesień	26,1	0,2	0,7	25,5–27,7	2,8
	hodowlana	lipiec	25,1	0,9	3,3	19,2–30,0	13,2
		wrzesień	26,3	0,3	1,2	24,5–27,9	4,4
Tłuszcz	naturalna	lipiec	1,5	0,03	0,1	1,4–1,8	7,0
		wrzesień	1,6	0,1	0,4	1,0–2,4	25,1
	hodowlana	lipiec	1,5	0,04	0,1	1,3–1,7	8,7
		wrzesień	1,4	0,1	0,4	1,0–1,8	17,7
Popiół	naturalna	lipiec	2,3	0,3	0,9	1,3–3,7	39,9
		wrzesień	2,4	0,3	0,9	1,2–3,8	36,9
	hodowlana	lipiec	2,2	0,2	0,7	1,3–3,5	32,6
		wrzesień	2,1	0,2	0,8	1,2–3,7	36,0

Poza poziomem podstawowych składników odżywczych mięsa ślimaków należy zwrócić uwagę na wysokie w nim koncentracje niektórych metali ciężkich w wątrobotrzustkach ślimaków z naturalnych populacji *Cornu aspersum aspersum* (Viard i in., 2004) i *Helix pomatia* (Ziomek i in., 2018; Drozd i in., 2017). Dlatego, mięso hodowlanego ślimaka szarego (*Cornu aspersum*), wyprodukowanego w warunkach kontrolowanych jest pod tym względem

zdrowsze. Nie do końca jednak, gdyż z kredą pastewną – podstawowym źródłem wapnia dla ślimaków, przynajmniej w tradycyjnych mieszankach paszowych, do wątrobotrzustki ślimaków dostają się również pewne ilości takich metali, jak kadm, ołów, miedź i cynk. Najzdrowsze dla ludzi wydaje się w tym kontekście mięso hodowlanego *Cornu aspersum maxima*, gdyż zasady jego przetworstwa, o czym będzie mowa dalej, przewidują wytrzewienie tuszy, a więc usunięcie większej części worka trzewiowego z zawartą w nim wątrobotrzustką. Wytrzewiany jest również winniczek zebrany z populacji naturalnych. Tusza *Cornu aspersa aspersa* zjadana jest natomiast w całości. Z tego powodu nie można polecić zjadania dużej ilości, np. kilku kilogramów ślimaków lądowych tygodniowo, ale w obecnej, wysokiej kulturze ich ceremonialnego spożywania ich mięso nie stanowi zagrożenia dla zdrowia konsumentów. Dodatkowo, Radzki i in. (2018) stwierdzili w doświadczeniach na szczurach, że mięso ślimaków stosowane jako jedyne źródło białka negatywnie wpływa na metabolizm tkanki kostnej u rosnących zwierząt, czyniąc kości mniejszymi i słabszymi. Zagadnienia związane z bezpieczeństwem dla zdrowia konsumenta mięsa ślimaków jadalnych zostały omówione również w pracy Szkucika i in. (2011).

5.8. Przetwórstwo ślimaków

Z punktu widzenia przetworstwa spożywczego i konsumenta wystarczy wyróżnić trzy anatomiczne części ciała ślimaka. Pierwszą stanowi część złożona z głowy i nogi zakończonej na granicy muszli zgrubieniem w postaci tzw. kołnierza „płaszczka”, stanowiącego warstwę tkanki mięśniowej i gruczołowej przylegającej do wewnętrznej powierzchni muszli. Drugą częścią jest worek trzewiowy, którego główną masę stanowi gruczoł wątrobowo-trzustkowy, a trzecią muszla. Orientacyjnie, stosunek wagowy tych trzech części u dojrzałego ślimaka jest rzędu 2: 7: 1. Z uwagi na to, że przednia część worka trzewiowego również uznawana jest za jadalną, więc ostatecznie wydajność mięsna ślimaka wynosi 25–30% w stosunku do masy całego ciała. Zahibernowane, znajdujące się w stanie odrętwienia fizjologicznego ślimaki uśmierca się wrzucając je do wrzącej wody, a na skalę przemysłową wykonuje się to za pomocą pary wodnej. W warunkach wysokiej temperatury (ale również w wyniku mrożenia) płaszcz odkleja się od muszli. Można wtedy za pomocą pęsety wyciągnąć całą tuszę ślimaka bez pozostawiania tkanki mięsnej w muszlach. Po oderwaniu całego worka trzewiowego dla potrzeb nielicznych jeszcze polskich konsumentów lub tylko po odcięciu jego środkowej i tylnej części z przeznaczeniem na eksport uzyskuje się tusze ślimacze podlegające dalszemu procesowi przetwarzania i mrożenia. Przedmiotem eksportu są również nieuszkodzone, oczyszczone w odpowiednim procesie technologicznym muszle, w szczególności muszle winniczka, w których podaje się dania ze ślimaków. Schemat przemysłowej produkcji mięsa ślimaków przedstawili Paszkiewicz i in. (2014). Według tych autorów, ślimaki trafiają wstępnie do magazynu surowców, gdzie w temperaturze 4–12°C pozbywają się treści przewodów pokarmowych. Następnie, trafiają na

linię technologiczną, gdzie są myte w wolnoobrotowej płucze bębnowej wodą pod ciśnieniem. Później przekazuje się je na wolno bieżący stół taśmowy, gdzie są zasalane, co powoduje chowanie się ich w muszlach. Osobniki chore lub martwe nie chowają się do muszli, co pozwala na łatwe usunięcie ich z partii surowca. Jest to pierwszy krytyczny punkt kontroli (CCP 1) w systemie HACCP. Ślimaki uśmierca się za pomocą gorącej pary wodnej i zaparza w wannie z wodą o temperaturze 80°C w celu umożliwienia wyjęcia ich tusz z muszli. Po tym zabiegu odcinana jest większa część worka trzewiowego. Częścią jadalną jest stopa z kołnierzem i niewielkim, przednim fragmentem worka trzewiowego. Autorzy opisują również cechy organoleptyczne. Według tej oceny: „mięso winniczków powinno posiadać barwę jasnobeżową, a kołnierz kremową, natomiast cała część mięśniowa jest delikatnie prążkowana. Mięso ślimaków szarych jest również jasne. W przypadku *Cornu aspersum maxima* kołnierz płaszcza ma barwę czarną, a u *Cornu aspersum aspersum* jasnobeżową lub zieloną. Mięso *Cornu aspersum aspersum* jest najbardziej kruche i delikatne”. Następnie podają, że „Aktualnie obowiązujące uregulowania prawne w zakresie jakości mikrobiologicznej mięsa ślimaków i warunków higienicznych w toku produkcji odnoszą się przede wszystkim do mięsa gotowanego. Zapisy rozporządzenia Komisji (WE) Nr 2073/2005 wyznaczają jako kryterium bezpieczeństwa dla tego mięsa wymagania dotyczące pałeczek z rodzaju *Salmonella*, natomiast jako kryteria procesu – wymagania w zakresie *Escherichia coli* i gronkowców koagulazododatnich”. Brane jest również pod uwagę występowanie w mięsie ślimaków *Listeria monocytogenes* i *Salmonella* (Paszkievicz i in., 2018 a). Paszkievicz i in. (2018 b) stwierdzili, że zmienność zanieczyszczenia mikrobiologicznego mięsa ślimaków jadalnych zależy od gatunku i miejsca ich pozyskania. Najobszerniejszy, aktualny przegląd wymagań weterynaryjnych przy pozyskiwaniu i przetwarzaniu ślimaków jadalnych opublikowali Ziomek i in. (2017). Wszystkie zasady i przepisy zawarte w tej publikacji trudno w całości zacytować, gdyż wymagałoby to jej przepisania. Przedstawiono tu na przykład wymagania higieniczne dla zakładów prowadzących przetwórstwo ślimaków w Polsce: „Wymagania dla zakładów prowadzących przetwórstwo ślimaków lądowych w celach spożywczych zawarte są w sekcji XI, w zał. III rozp. (WE) nr 853 z dn. 29 kwietnia 2004 r. Podmioty prowadzące działalność w zakresie uśmiercania i przetwórstwa ślimaków jadalnych muszą spełniać wymagania dla zakładów zatwierdzających określone w załączniku II, rozdz. I, II, IV-XII rozp. (WE) nr 852 z 29 kwietnia 2004 r. Wymagania te są przedmiotem kontroli prowadzonych przez organy Inspekcji Weterynaryjnej. Zakład przetwórczy, który pozyskuje i przetwarza ślimaki w celach spożywczych, powinien dysponować odpowiednimi rozwiązaniami konstrukcyjnymi, rozmieszczeniem pomieszczeń oraz ich wyposażeniem umożliwiającym uśmiercanie ślimaków i przetwórstwo ich mięsa. Mięso ślimaków pozyskane poza zatwierdzonym zakładem przetwórczym nie może być wykorzystywane do celów spożywczych. Zapisy rozp. (WE) nr 853/2004 zobowiązują również do przeprowadzenia oceny organoleptycznej

surowca. Ocenę organoleptyczną przeprowadza się na każdym etapie przetwarzania ślimaków, a jej głównym celem jest eliminacja osobników martwych. Eliminację tę prowadzi się na tych etapach procesu, gdzie możliwe jest zaobserwowanie odchyleń jakościowych. Podczas przyjęcia surowca określa się zapach, odgłos muszli przy przesypaniu oraz ocenia się barwę, ilość i zapach wydzielanego śluzu. Następnie na etapie mycia eliminuje się unoszące się na powierzchni muszle (rozkład z wytworzeniem gazu), na etapie solenia eliminuje się ślimaki, które nie schowały się do muszli, a podczas wyjmowania z muszli i wytrzewiania ocenia się wygląd, barwę, zapach oraz podatność na rozciąganie części jadalnej ślimaka. W przypadku, gdy ocena organoleptyczna wskazuje, że ślimaki mogą stanowić zagrożenie dla zdrowia konsumentów, nie mogą być wykorzystane do spożycia przez ludzi. Ponadto, zakłady produkcyjne są zobowiązane do usunięcia wątrobotrzustek, jeżeli te mogą stanowić zagrożenie dla zdrowia człowieka. W procesie przetwarzania ślimaków jadalnych na etapie separacji muszli i wytrzewiania usuwany jest worek trzewiowy z narządami wewnętrznymi, w tym wątrobotrzustką. Jedynie ślimaki małe szare (*Cornu aspersum aspersum*), ze względu na małe rozmiary mogą być konsumowane w całości. Zakłady produkcyjne zobowiązane są do naniesienia znaku identyfikacyjnego na produkty zgodnie z załącznikiem II, sekcja I (część A, B i C) oraz umieszczenia informacji towarzyszących produktom mrożonym zgodnie z załącznikiem II, sekcja IV rozp. Nr 853/2004. Zakłady przetwórcze prowadzą również obróbkę muszli uzyskanych po usunięciu tkanek miękkich. Po odpowiednim oczyszczeniu i dezynfekcji muszle mogą być wykorzystane jako produkt handlowy, przede wszystkim do podawania dań ze ślimaków w postaci muszli faszerowanej odpowiednio przygotowanym mięsem ślimaczym. Niewykorzystane muszle są klasyfikowane zgodnie z rozp. Komisji (WE) nr 1069 z dn. 21 października 2009 r. jako materiał kategorii 3”.

Podstawowym daniem ze ślimaków jest ślimak po burgundzku, którego przyrządza się według następującego schematu: Tusze ślimaków należy obgotować przez 10 minut z wodą z dodatkiem octu spirytusowego. Następnie, ślimaki obmywa się ze ściętego śluzu, mocno trąc w dłoniach ich garść pod strumieniem bieżącej wody. Gotuje się je w aromatycznym, esencjonalnym, przedcedzonym bulionie, najlepiej sporządzonym z kilku rodzajów wołowiny i drobiu oraz pełnego bukietu warzyw. W trakcie gotowania dodaje się dużą ilość suszonych przypraw, jak: tymianek, bazylię, zioła prowansalskie oraz oczywiście sól i pieprz. Stopień miękkości mięsa najlepiej sprawdzić przeprowadzając po 1,5–2 godz. gotowania pierwszą degustację. Mięso niedogotowane odstrasza późniejszego konsumenta a poza tym nie wchłania pełnego aromatu smaków i zapachów z bulionu. W połowie gotowania do bulionu dodaje się umiarkowaną ilość białego, wytrawnego wina. Ugotowane mięso należy przetrzymać w bulionie do wystygnięcia, a następnie odcedzić, ale nie dopuścić do jego przesuszenia (skropić bulionem). Zlany do słoja bulion można zamrozić (w temperaturach poniżej 20°C) i przechować do ugotowania następnej porcji ślimaków.

Musze ślimaków gotuje się następnie w warunkach domowych w silnym roztworze soli w celu ich pełnej dezynfekcji przez 20–30 minut, co pewien czas dociskając sztuki wypływające na powierzchnię do dna garnka z wodą. Po wystudzeniu muszle należy wysuszyć, po wcześniejszym wytrząśnięciu z nich wody. Teraz przygotowuje się specjalną pastę maślano-czosnkowo-pietruszkową w ilości odpowiadającej wagowo masie ugotowanego mięsa ślimaczego. Wszystkie składniki pasty muszą zostać zmiksowane na gładką masę. Wprawdzie istnieją podawane „aptekarskie” proporcje składników pasty, ale najlepiej ona wychodzi, gdy jest dostosowana do indywidualnych gustów smakowych konsumenta. W przybliżeniu, na cztery kostki masła przeznaczają się kilkanaście pęczków pietruszki, z których należy wykorzystać tylko liście, a grube łodygi odrzucić. Dodaje się również kilkanaście ząbków czosnku, pieprz, sól oraz do 10 torebek suszonych ziół, jak: tymianek, bazylię, zioła prowansalskie i dalej według gustu. Masło należy miksować dodając stopniowo składniki i co pewien czas przeprowadzając degustację próbną, w celu precyzyjnego ukształtowania smaku pasty. Po ostudzeniu i utwardzeniu zmiksowanej pasty w lodówce, można przystąpić do nadziewania ślimaków. Do muszli wkłada się niewielką porcję pasty, następnie „dopycha” 2–3 tuszkami ugotowanych ślimaków, a otwór muszli zasklepia większą porcją pasty i wygładza równo z krawędzią otworu muszli. Nadziane w ten sposób muszle ślimaków układa się jedną warstwą, ciasno jedna przy drugiej na blasze wyścielonej folią aluminiową, w rzędach oddzielonych paskami z kilku warstw folii aluminiowej. Muszle muszą być ułożone bardzo precyzyjnie krawędziami otworu do góry i poziomo do dna blachy, aby czasie zapiekania ślimaków nie wypływała z nich upłynniona pasta maślana. Po wstawieniu do piekarnika ślimaki zapieka się przez kilkanaście minut w temperaturze 180°C. Mniej pracochłonny, ale też mniej stylowy wariant polega na zapiekanu ślimaków w paście maślanej w kokilkach, bez wykorzystania muszli. Ślimaki należy podawać gorące, z winem i bułką francuską (bagietką). Mięso wyjmowane jest z głębi muszli za pomocą długich, drewnianych wykałaczek, a pozostały w muszli sos maślano-ziołowy należy w celu spożycia wylać na kawałek bułki. Istnieje mnóstwo wariantów tego klasycznego przepisu. Ślimaki hodowlane, wychowane na paszach przemysłowych można przyrządzać zaraz po zebraniu z zagród hodowlanych, natomiast ślimaki z populacji naturalnej – dotyczy to zwłaszcza ślimaka winniczka – trzeba przez kilka dni przegłodzić w celu oczyszczenia ich organizmów z niezdrowych dla człowieka lub pogarszających smak mięsa składników diety (różne gatunki roślin + gleba).

6. Omówienie zakresu i wyników wieloletnich badań lokalnej populacji ślimaka winniczka (*Helix pomatia* L.) z okolic Instytutu Zootechniki w Balicach, z wykorzystaniem wylęgu hodowlanego w wieku 1+

6.1. Biotop balickiej populacji naturalnej winniczka

W latach 90. ubiegłego wieku w rozległym, zabytkowym, zdziczałym parku przypałacowym otaczającym pałac Radziwiłłów w Balicach koło Krakowa oraz na jego obrzeżach istniała liczna, wielopokoleniowa populacja ślimaka winniczka, co stwierdzono w ramach prowadzonych wtedy badań. Jej istnienie w tak dobrym stanie było uwarunkowane zróżnicowanymi warunkami środowiskowymi, w tym troficznymi, sprzyjającymi rozwojowi ślimaków na każdym etapie ich cyklu sezonowego i życiowego. Podstawą bytu była tu odpowiednia gleba w postaci stosunkowo głębokiej rędziny wapiennej oraz wartościowa dla winniczków roślinność zielna i uprawowa. Na biotop tej populacji składały się 4 elementy: zacieniony park ze starodrzewiem liściastym, z krzaczastymi i zielnymi elementami poszycia, gdzie spotykano najstarsze osobniki winniczka; należące do Instytutu rozległe pole orne obsiewane corocznie rzepakiem ozimym, będące wczesnowiosennym „pastwiskiem” dla wszystkich roczników winniczka; zdziczały obiekt łąkowy porośnięty koniczyną białą, mniszkiem lekarskim i pokrzywami stanowiący miejsce żerowania i rozwoju młodych roczników winniczka wraz ze zrujnowanymi szklarniami, gdzie w dolnych warstwach rumoszu z cegieł i zaprawy wapiennej spotykano liczne, zimujące osobniki tego gatunku; „wybrane” przez dojrzałe ślimaki obszary trawiaste i zaniebane trawniki na obrzeżach parku, gdzie w dużej liczbie przystępowały one do rozrodu. W ostatnich kilku latach park został zrewitalizowany, co wiązało się z wycinką krzewów oraz wielokrotnym w sezonie wegetacji, już od wczesnej wiosny koszeniem trawy w miejscach rozrodu ślimaków. Zrujnowane szklarnie zostały rozebrane, a teren łąki zagospodarowany pod działki budowlane. Z niezniszczonych elementów opisanego biotopu pozostało jedynie pole ozimego rzepaku, ewentualnie pszenicy oraz otaczające je obszary trawiaste. Dlatego, z powyższych powodów omawiana populacja uległa rozproszeniu i częściowemu zanikowi na pierwotnych stanowiskach naturalnych. Przeprowadzone dotychczas badania koncentrowały się wokół struktury wiekowej populacji; tempa wzrostu; parametrów rozrodu w warunkach fermowych; porównań populacji naturalnej z Balic z sąsiednimi populacjami; możliwości i skuteczności czynnej ochrony gatunkowej; efektywnego rozrodu w warunkach kontrolowanych w oparciu o reproduktory z populacji naturalnej (Ligaszewski i Pol, 2019).

6.2. Reprodukcyjność i tempo wzrostu winniczków w warunkach szklarni nieogrzewanej

W latach 1998–2001 w doświadczalnym ośrodku helikultury IZ PIB w Balicach koło Krakowa badano efekty rozrodu szklarniowego (tab. 22),

tempo wzrostu i śmiertelność znakowanych numerycznie winniczek z populacji naturalnej oraz efekty dalszego, kuwetowego i szklarniowego systemu chowu (Łysak i in., 2001). Wyniki te można też porównać z kontrolnymi wynikami z 2010 r. (tab. 23). Rozród reproduktorów z populacji naturalnej i składanie jaj odbywały się w warunkach zagrody ziemnej w nieogrzewanej, wysokiej szklarni.

Tabela 22. Wyniki reprodukcji winniczka w latach 1998–2000 (Materiały niepublikowane, Ligaszewski, 2000)

Okres inkubacji	Ilość złożeń	Charakterystyka złożeń jaj, średnio			Podstawowe parametry ciała reproduktorów, średnio			Stosunek masy złożeń do masy ciała, średnio
		ilość jaj (szt.)	masa złożeń (g)	masa jaja (mg)	masa ciała	szerokość muszli	wysokość	
1998–1999	110	44	5,1	116,4	23,7	42,3	43,1	21,4
01–30.05.2000	33	49,8	5,2	107,2	19,1	37,7	38,1	28,2
01–15.06.2000	34	46,8	5,3	116,9	19,9	37,8	39,9	31,2
16–30.06.2000	41	38,7	4,6	118,4	21,4	38,1	39,3	23,2
01–15.07.2000	40	26,1	3,0	118,3	19,1	36,6	38,6	16,1
15–31.07.2000	21	23,0	2,6	114,4	21,2	37,2	39,5	12,3
01–15.08.2000	8	13	1,6	112,8	20,7	37,9	39,8	7,8
Sezon 2000	177	36,5	4,1	115,3	20,1	37,5	39,1	22,1

Tabela 23. Cechy złożeń jaj inkubowanych w kuwetach hodowlanych i procent wylęgu winniczka (Ligaszewski i in., 2014 b)

Nr kuwety	Ilość badanych złożeń jaj (szt.)	Średnia masa złożeń jaj (g)	Średnia ilość jaj w złożeń (szt.)	Średnia masa jaja (mg)	Średnia ilość wylęgu ze złożeń (szt.)	Średni procent wylęgu ze złożeń (%)
1.	22	5,43	40,45	134,2	24,1	59,4
2.	21	5,00	35,67	140,2	24,3	68,2
3.	23	4,92	37,09	132,7	26,1	70,5
4.	17	6,00	45,88	130,8	30,8	67,1
5.	24	6,77	45,21	127,6	32,2	71,1
6.	13	6,76	54,23	124,7	31,5	58,2
7.	23	4,19	35,34	118,6	25,3	71,5
8.	24	3,54	37,08	94,3	27,1	73,0
	średnio:	5,20	41,37	125,5	27,7	67,4

Wylęg ze złożeń jaj inkubowanych po ich zebraniu w kuwetach wynosił około 70%. Stwierdzono dodatnie, istotne korelacje pomiędzy masą ciała reproduktorów a masą złoża i ilością jaj w złożu, a także pomiędzy masą złoża i średnią masą jaja. Przeprowadzenie rozrodu i uzyskanie wylęgu winniczka w wieku 2–4 miesięcy w warunkach kontrolowanych dało bardzo dobre wyniki w zakresie przeżywalności i tempa wzrostu, w porównaniu z analogicznymi wynikami reprodukcji w warunkach naturalnych, co było równoległe badane. Wylęg podchowany winniczków przeniesiono z warunków kuwetowych do zagrody szklarniowej, gdzie dokarmiane suchą, roślinną mieszanką przemysłową dla ślimaków uzyskały w wieku od 1+ do 2+ masę ciała średnio o 20–30% wyższą niż winniczki z tych samych grup wiekowych żyjące w populacji naturalnej ($P < 0,01$). Winniczki z chowu szklarniowego w późniejszym wieku 2+ i 3+ odznaczały się większą masą ciała i średnicą muszli niż ślimaki z populacji naturalnej, przy czym dla osobników w wieku 3+ były to różnice wysoko istotne ($P < 0,01$). W chowie szklarniowym śmiertelność winniczków od wylęgu do wieku 1+ była jedna dosyć wysoka i wyniosła 62,4% po hibernacji zimowej. Stwierdzono, że winniczek jest podatny na zabiegi hodowlane związane z reprodukcją w warunkach wydłużonego sezonu aktywności w warunkach szklarniowych i przy radykalnej poprawie wartości odżywczej jego pokarmu w postaci mieszanki paszowej w porównaniu z pokarmem roślinnym populacji naturalnej. W latach 2003–2004 poddano badaniom 1254 reproduktory winniczka pochodzące z lokalnej, naturalnej populacji w Balicach koło Krakowa. Każdy z reproduktorów został oznakowany odrębnym numerem ewidencyjnym w celu ich późniejszej identyfikacji w momencie składania jaj. Reprodukacja została przeprowadzona w nieogrzewanej szklarni, w zagrodach ziemnych, przy zagęszczeniu reproduktorów wynoszącym 51,2 ślimaków na 1 m² zagrody. Podczas codziennego obchodu zagrody badawczej winniczki wkręcające się w glebę były nakrywane ciężką, glinianą doniczką. Następnego dnia, po zanotowaniu indywidualnego numeru takiego osobnika był on poddawany pomiarom biometrycznym muszli, jego złożo było ważone, przeliczano także ilość zawartych w nim jaj. Sezon reprodukcji trwał od 30 maja przez 83 dni i zakończył się w sposób naturalny w drugiej połowie sierpnia 2003 r., uzyskując parametry rozrodu takie, jak zamieszczone w tabeli 24 (Ligaszewski i in., 2007). Prawie wszystkie winniczki złożyły w tym czasie jaja przynajmniej raz, ale 25,1% z nich złożyło je dwukrotnie, a 5,2% trzykrotnie w sezonie (tab. 25). W związku ze zjawiskiem wielokrotnego składania jaj, ich ilość w przeliczeniu na 1 reproduktora wyniosła średnio 61,5, a całkowita biomasa jaj osiągnęła 38,5% biomasy wszystkich reproduktorów. Statystycznie istotny ($P < 0,05$) wzrost nieśności stwierdzono w okresie od 30 maja do 21 lipca. W następnym okresie nastąpił gwałtowny spadek intensywności rozrodu, aż do naturalnego jego ustania po 20 sierpnia. Łącznie, winniczki złożyły 77 100 jaj, z czego uzyskano 40 000 wczesnego wylęgu. Od tej ilości wczesnego wylęgu uzyskano 27 000 sztuk 2–3-ty-

godniowego wylęgu podchowanego. Trudno powiedzieć w przypadku masowego podchowu wczesnego wylęgu, jaki wpływ na procent jego przeżycia miała wielkość reproduktorów, gdyż od większych ślimaków uzyskiwano wylęg cięższy, szybciej przyrastający i lepiej przeżywający do 2–3 miesiąca życia (Gołąb i Lipińska, 2009).

Tabela 24. Przebieg reprodukcji winniczków zebranych z populacji naturalnej w zagrodach ziemnych szklarni doświadczalnej fermy ślimaków jadalnych IZ PIB w Balicach (Ligaszewski i in., 2007)

Parametr	Miesiąc	Średnia
Ilość winniczków składających jaja w przeliczeniu na dobę w stosunku do 1054 reproduktorów (%)	czerwiec	1,99 ^B
	lipiec	2,52 ^B
	sierpień	0,79 ^A
Ilość jaj w przeliczeniu na 1 g masy ciała reproduktora (szt. g)	czerwiec	2,29 ^C
	lipiec	1,78 ^B
	sierpień	1,41 ^A
Ilość jaj w całym złożu (szt.)	czerwiec	48,1 ^C
	lipiec	35,9 ^B
	sierpień	28,9 ^A
Średnia masa jaja w złożu (mg)	czerwiec	138,7 ^B
	lipiec	133,1 ^A
	sierpień	130,3 ^A
Średnia masa złoża jaj (g)	czerwiec	6,67 ^C
	lipiec	4,72 ^B
	sierpień	3,63 ^A
Masa złoża w stosunku do masy ciała reproduktora (%)	czerwiec	30,37 ^C
	lipiec	23,26 ^B
	sierpień	18,05 ^A

A, B, C – różnice statystycznie wysoko istotne ($P < 0,01$).

Tabela 25. Charakterystyka reprodukcji winniczków, które złożyły jaja 3-krotnie w sezonie rozrodu na terenie zagród ziemnych szklarni (wg Ligaszewski i in., 2007)

Kolejno składowane złoża jaj	Średnia ilość jaj w złożu (szt.)	Średnia masa złoża (g)	Masa złoża w stosunku do masy ciała reproduktora (%)	Średnia masa jednego jaja (mg)	Ilość jaj w przeliczeniu na 1 g masy ciała reproduktora (szt. g)
I	49,6	6,8 ^A	32,5 ^A	138,6	2,4 ^A
II	35,2	4,5 ^B	22,2 ^B	131,0	1,7 ^B
III	32,1	4,0 ^B	19,2 ^B	125,0	1,6 ^B

A, B – różnice statystycznie wysoko istotne ($P < 0,01$).

Z uzyskanej ilości wylęgu (27 000 sztuk) 12 000 sztuk zostało w ramach „rekompensaty środowiskowej”, związanej z usunięciem 1254 dojrzałych ślimaków z naturalnej, nie eksploatowanej wcześniej populacji naturalnej, wypuszczonych do środowiska naturalnego, a 15 000 zostało przeniesionych do obsadzonej gęsto roślinnością pastewną zagrody szklarniowej, gdzie wylęg intensywnie żerował do późnej jesieni. Wylęg ten następnie przeszedł w tej zagrodzie okres hibernacji zimowej, po przykryciu zagrody styropianem i warstwą tkaniny ogrodniczej. Okres zimy przeżyło 32,0% ślimaków. W maju 2004 r. 4800 sztuk wylęgu winniczka w wieku 1+ zostało wprowadzonych do zagrody polowej w zagęszczeniu 260 osobników na 1 m², gdzie były one żywione sypką mieszanką paszową dla *Cornu aspersum*. W lipcu ślimaki osiągnęły dojrzałość somatyczną oraz średnią masę ciała 19,1 g i średnicę muszli wynoszącą 30,1 mm. Oceniono wtedy, że w warunkach fermowych winniczki mogą osiągać rozmiary handlowe (>30 mm średnicy muszli) w 2-sezonowym cyklu produkcyjnym. Efektywność rozrodu zależy w wielkim stopniu od warunków mikroklimatycznych i fotoperiodu. Gomot (1990) stwierdziła w warunkach laboratoryjnych, że winniczki osiągają najwyższą zdolność reprodukcyjną przy 18-godzinnym dniu świetlnym, przy czym temperatura wynosząca 20°C częściowo rekompensuje krótszy fotoperiod. Zbliżony efekt wyższej temperatury przy krótszym fotoperiodzie odnotowali Jess i Marks (1998) dla *Cornu aspersum*. Podobnie stwierdzono w powyższych badaniach, gdzie średniodobowa temperatura około 20°C, panująca wówczas w szklarni rekompensowała oświetlenie zredukowane przez zacienienie dachu szklarni. Jednak, w sierpniu naturalny dzień świetlny wynosił poniżej 15 godzin, pomimo wciąż panującej, optymalnej przy rozrodzie temperatury, co mogło być przyczyną ostrego spadku intensywności rozrodu i w końcu jego zakończenia. Podobny wpływ krótszego, chociaż sztucznego dnia świetlnego, wynoszącego tylko 8 godzin w cyklu 24-godzinnym na zmniejszenie intensywności rozrodu, a następnie jego naturalne zakończenie stwierdziła Gomot (1990) w kuwetowych doświadczeniach laboratoryjnych. Tylko częściową rekompensatą krótkiego dnia świetlnego w jednym z wariantów tego doświadczenia okazała się wyższa temperatura powietrza. Z kolei, również w warunkach rozrodu w ziemnych zagrodach polowych stwierdzono wyższą wydajność rozrodu winniczka w lipcu niż w sierpniu (Chmielewski, 2005). Wydajność reprodukcji tego gatunku ślimaka w omawianych tu, przeprowadzonych na terenie szklarni badaniach była w czerwcu podobna jak obserwowana w warunkach naturalnych (Łysak i in., 2001). W bieżących badaniach niektóre osobniki składały złoża jaj po raz drugi, a nawet trzeci w lipcu i sierpniu. Gomot i Deray (1990) stwierdzili eksperymentalnie, że wielokrotne składanie jaj przez te same osobniki wiązało się wprawdzie ze stałym, 18-godzinnym fotoperiodem, w przeciwieństwie do fotoperiodu 8-godzinnego, niemniej jednak mogło też być funkcją zarówno fotoperiodu, jak i długości okresu reprodukcji. W omawianych badaniach pierwsze złoża jaj złożone na początku sezonu rozrodu było w sposób statystycznie wysoko istotny ($P < 0,01$)

cięższe, również w proporcji do masy ciała reproduktora niż złoża następne. Złoża jaj składane na początku sezonu rozrodu przez inne gatunki z rodzaju *Helix* również zawierają więcej jaj niż złoża późniejsze (Lazaridou-Dimitriadou i Bailey, 1991), chociaż te drugie składane przez inne osobniki mogły być po prostu ich 2. lub 3. złożem w sezonie. Na powyższe efekty dotyczące wielkości złożeń wpływały też różnice w rozmiarach poszczególnych reproduktorów mierzone średnicą muszli, gdyż w warunkach laboratoryjnych stwierdzono dodatnie korelacje pomiędzy średnią masą jaja i średnicą ciała reproduktorów winniczka, natomiast nie stwierdzono takich korelacji pomiędzy rozmiarami muszli a ilością jaj (Gołąb i Lipińska, 2009). Jednak, w innych badaniach (Nica i in., 2012) prowadzonych w warunkach zagrody doświadczalnej stwierdzono taką dodatnią zależność pomiędzy wielkością ślimaka a ilością złożonych jaj. Wielkość ślimaka nie miała natomiast wpływu na ilość składanych w sezonie złożeń i na odstęp między kolejnymi złożeniami.

6.3. Ochrona czynna naturalnej populacji winniczka. Badania z pogranicza produkcji wylęgu winniczka i ekologii populacji naturalnych

W przeprowadzonych badaniach postanowiono sprawdzić przydatność starszego wylęgu hodowlanego winniczka, w wieku 1+, do ochrony czynnej jego naturalnych populacji. W latach 2011–2015 w okolicach Balic koło Krakowa prowadzono badania nad możliwością czynnej ochrony gatunkowej naturalnych populacji winniczka na dwóch stanowiskach naturalnych i jednym zagospodarowanym rolniczo, półnaturalnym (Ligaszewski i in., 2014 c). W pierwszym roku obserwacji (2011) wprowadzono winniczki na trzy stanowiska badawcze. Pierwszym było stanowisko „Source plot” z rodzimą populacją dla reproduktorów, od których w warunkach szklarniowych otrzymano wylęg doświadczalny w wieku 1+, będący po pierwszej hibernacji zimowej. Drugim było stanowisko „Inhabited plot” z obcą dla wprowadzanych winniczków populacją naturalną, a trzecim półnaturalne, częściowo zagospodarowane, choć nie eksploatowane rolniczo stanowisko „Empty plot” nie posiadające własnej populacji naturalnej. Wprowadzone w maju 2011 r. winniczki zostały wcześniej oznakowane plamami szybko schnącego lakieru nitro do drewna. Wiek 1+ oznaczał wejście winniczków w drugi sezon aktywności życiowej po jednej zimowej hibernacji w zagrodzie szklarniowej. Winniczki wsiedlono w zagęszczeniu 3 osobniki na 1 m² powierzchni. Łącznie na każde stanowisko badawcze o powierzchni 1000 m² przypadło po 3000 osobników. Stwierdzono, że eksperymentalna introdukcja winniczków uzyskanych z reprodukcji fermowej wpłynęła pozytywnie na strukturę wiekową populacji naturalnych. Tempo wzrostu ślimaków wprowadzanych dostosowało się do tempa wzrostu naturalnych populacji z tej samej grupy wiekowej. Najszybciej rosły ślimaki z „empty plot”, gdzie wysiano odpowiednią roślinność paszową, wolniej na porośniętym starodrzewiem parkowym stanowisku rodzimym „source plot” z dostępem do dzikiej roślinności zielnej, a najwolniej na leśnym stanowisku „inhabited plot”. Próba

stworzenia całkowicie naturalizowanej populacji na specjalnie przygotowanym dla introdukcji ślimaków stanowisku „empty plot” zakończyła się sukcesem. Było to spowodowane nie tylko dzięki sztucznie usypanym z kamienia wapiennego kopczykom-kryjówkom (ryc. 34), ale przede wszystkim poprzez odpowiednie ukształtowanie struktury jakościowej i gatunkowej wysianej roślinności pastewnej i zielnej, takiej jak: perko (*Brassica rapa* x *Brassica rapa* subsp. *chinensis*), koniczyna biała (*Trifolium repens*), koniczyna czerwona (*Trifolium pratense*) i lucerna hybrydowa (*Medicago* x *varia* Martyn).



Ryc. 34. Jeden z usypanych kamiennych kopczyków – kryjówek w miejscu introdukcji winniczków

Według danych literaturowych, koniczyna biała jest ulubioną, wartościową rośliną pastewną dla winniczka (Klimas i in., 2012), a tempo wzrostu młodych winniczków może zależeć w środowisku naturalnym od jakości liści tej rośliny, co wiąże się z intensywnością przyswajania atmosferycznego dwutlenku węgla (Ledergerber i in., 1998). Na wszystkich stanowiskach pobierane próby sezonowe ślimaków były stosunkowo liczne, zważywszy tylko jednogodzinny każdorazowo czas zbioru, a na stanowiskach posiadających własne naturalne populacje udział winniczków znakowanych wynosił w grupie wiekowej 1+ powyżej 50,0% liczebności całej próby (tab. 26).

Tabela 26. Czerwiec 2011. Struktura wiekowa mieszanych populacji winniczka (*Helix pomatia* L.) po 2 miesiącach od introdukcji fermowych winniczków w wieku 1+ (Ligaszewski i in., 2014 c)

Stanowiska poboru prób	Grupy wiekowe								
	1+		2+		3+ i więcej		total		
	szt.	%	szt.	%	szt.	%	szt.	%	
Stanowisko z rodzimą populacją naturalną dla winniczków introdukowanych	<ul style="list-style-type: none"> • Struktura wiekowa całej próby • Udział ślimaków introdukowanych w próbie • Udział ślimaków introdukowanych w grupie 1+ 	146	62,4	56	23,9	32	13,7	234	100
		77	52,7					77	32,9
Stanowisko z obcą populacją naturalną dla winniczków introdukowanych	<ul style="list-style-type: none"> • Struktura wiekowa całej próby • Udział ślimaków introdukowanych w próbie • Udział ślimaków introdukowanych w grupie 1+ 	180	76,9	34	14,5	20	8,6	234	100
		92	51,1					92	39,8
Stanowisko pół-naturalne pozbawione własnej naturalnej populacji	<ul style="list-style-type: none"> • Struktura wiekowa całej próby • Udział ślimaków introdukowanych w próbie • Udział ślimaków introdukowanych w grupie 1+ 	132	100					132	100
		132	100					132	100

Pod koniec sezonu ślimaki znakowane zaczęły również ekspansję na odległość do 30 m od granicy stanowisk doświadczalnych. Takie naturalne sezonowe migracje oraz powroty znakowanych winniczków obserwował również Lind (1990). Pod koniec czerwca następnego, 2012 r. introdukowane ślimaki, po łącznie trzynastu miesiącach obserwacji osiągnęły wiek 2+, co wiązało się z uzyskaniem przez nie dojrzałości somatycznej i rozrodczej (Ligaszewski i in.,

2016 a). Podobnie jak w pierwszym roku, udziały procentowe ślimaków znakowanych, tym razem w grupie wiekowej 2+ stanowiły blisko 50,0% liczebności całych prób (tab. 27).

Tabela 27. Czerwiec 2012. Struktura populacji winniczka (*Helix pomatia* L.) po 13 miesiącach od introdukcji fermowych winniczków w wieku 1+ (Ligaszewski i in., 2016 a)

Stanowiska poboru prób	Grupy wiekowe							
	1+		2+		3+ i więcej		total	
	szt.	%	szt.	%	szt.	%	szt.	%
Stanowisko z rodzimą populacją naturalną dla winniczków introdukowanych <ul style="list-style-type: none"> • Struktura wiekowa całej próby • Udział ślimaków introdukowanych w próbce • Udział ślimaków introdukowanych w grupie 2+ 	17	10,3	110	66,7	38	23,0	165	100
			54	49,1			54	32,7
Stanowisko z obcą populacją naturalną dla winniczków introdukowanych <ul style="list-style-type: none"> • Struktura wiekowa całej próby • Udział ślimaków introdukowanych w próbce • Udział ślimaków introdukowanych w grupie 2+ 	10	8,2	88	42,1	24	19,7	122	100
			43	48,9			43	35,2
Stanowisko pół-naturalne pozbawione własnej naturalnej populacji <ul style="list-style-type: none"> • Struktura wiekowa całej próby • Udział ślimaków introdukowanych w próbce • Udział ślimaków introdukowanych w grupie 2+ 			210	100			210	100
			210	100			210	100

Na stanowisku „empty plot”, pozbawionym przed introdukcją naturalnej populacji, dojrzałość osiągnął znacznie wyższy procent winniczków introdukowanych (ryc. 35–36) niż na pozostałych stanowiskach (tab. 28).



Ryc. 35. Rozród ślimaków winniczków w wieku 2+, introdukowanych w wieku 1+ na naturalne stanowisko badawcze „empty plot”, na którym nie stwierdzono wcześniej występowania naturalnej populacji tego ślimaka. Maj – czerwiec, Będkowice k. Krakowa



Ryc. 36. Pobór prób na stanowisku „empty plot” po roku od introdukcji na to stanowisko wylęgu 1+ winniczka hodowlanego w celu pomiaru tempa wzrostu. Znakowanie lakierem nitro do drewna przeprowadzono w dniu introdukcji

Tabela 28. Czerwiec 2012. Tempo dojrzewania mieszanych populacji winniczka (*Helix pomatia* L.) po trzynastu miesiącach od introdukcji winniczków pochodzenia fermowego w wieku 1+ na stanowiska naturalne (Ligaszewski i in., 2016 a)

Stopień dojrzałości winniczków w wieku 2+	Stanowisko z rodzimą populacją rodzimą dla winniczków introdukowanych		Stanowisko z obcą populacją naturalną dla winniczków introdukowanych		Stanowisko pół-naturalne pozbawione własnej naturalnej populacji	
Winniczki z populacji naturalnych						
	liczebn. (szt.)	udział (%)	liczebn. (szt.)	udział (%)	liczebn. (szt.)	udział (%)
Cała próba	56	100,0	45	100,0		
Dojrzałe	15	26,8	11	24,4		
Niedojrzałe	41	73,2	34	75,6		
Winniczki introdukowane						
Cała próba	54	100,0	43	100,0	210	100,0
Dojrzałe	13	24,1	21	48,8	88	58,1
Niedojrzałe	41	75,9	22	51,2	122	41,9
Winniczki naturalne i introdukowane łącznie						
Cała próba	110	100,0	88	100,0	210	100,0
Dojrzałe	28	24,4	33	37,5	88	58,1
Niedojrzałe	82	74,6	55	62,5	122	41,9

Świadczyło to o wyższym tempie wzrostu i dojrzewania na tym stanowisku w warunkach większego dobrostanu dla tego gatunku w porównaniu z pozostałymi (ryc. 37), co zauważyli też Garcia i in. (2006) w odniesieniu do naturalnego *Cornu aspersum aspersum*. Niewątpliwie ważnym elementem tego dobrostanu (welfare), obok wysokiej jakościowo naturalnej bazy pokarmowej, był też brak konkurencji ze strony nieistniejącej w momencie dokonywania introdukcji populacji naturalnej. Najwolniejsze tempo wzrostu mierzone średnicą muszli stwierdzono na stanowisku „source plot” z populacją rodzimą dla introdukowanych ślimaków (tab. 29, 30).



Ryc. 37. Winniczek pochodzenia hodowlanego introdukowany rok wcześniej na stanowisko badawcze do biotopu leśnego

Tabela 29. Czerwiec 2012. Średnica muszli (mm) winniczków pochodzenia fermowego do wieku 2+ introdukowanego na stanowiska naturalne oraz zebranych z populacji naturalnych (wg Ligaszewski i in., 2016 a)

Faza dojrzłości	Stanowiska		
	z rodzimą populacją naturalną dla winniczków introdukowanych	z obcą populacją naturalną dla winniczków introdukowanych	pół-naturalne pozbawione własnej naturalnej populacji
Winniczki pochodzenia fermowego w wieku 2+			
Winniczki niedojrzałe (jeszcze rosnące)	26,98 ^{B *}	29,14 ^{A *}	29,96 ^{A *}
Winniczki dojrzałe + niedojrzałe	28,12 ^{B *}	30,41 ^{B *}	31,22 ^{B *}
Winniczki z populacji naturalnych w wieku 2+			
Winniczki niedojrzałe (jeszcze rosnące)	28,48 ^b	29,68 ^a	–
Winniczki dojrzałe + niedojrzałe	29,08 ^b	30,24 ^a	–

*) A, B – różnice statystycznie wysoko istotne ($P < 0,01$) w teście Bonferroniego.

**) a, b – różnice statystycznie istotne ($P < 0,05$) (t-test).

Tabela 30. Porównanie średnicy muszli pomiędzy winniczkami w wieku 2+ pochodzenia fermowego introdukowanymi w wieku 1+ na stanowiska naturalne a winniczkami z naturalnych populacji (Ligaszewski i in., 2016 a)

Stanowisko	Stan dojrzalości somatycznej	Średnica muszli (mm)	
		winniczki pochodzenia fermowego	populacja naturalna
Stanowisko z rodzimą populacją naturalną dla winniczków introdukowanych	niedojrzały	26,98 ^b	28,48 ^a
	dojrzały	31,73 ^b	30,73 ^a
	wszystkie	28,13	29,08
Stanowisko z obcą populacją naturalną dla winniczków introdukowanych	niedojrzały	29,14	29,68
	dojrzały	31,81	31,91
	wszystkie	30,42	30,24

a, b – różnice statystycznie istotne ($P < 0,05$).

W następnych latach badań, 2013–2015 (Ligaszewski i in., 2016 b) oznakowania na muszlach były już w znacznym stopniu pozacierane, więc znacznie trudniej było oddzielić w pobieranych próbach osobniki introdukowane od tych, które pochodziły z naturalnych populacji. Dlatego też ograniczono się w tym okresie do pobierania prób ze stanowiska „empty plot”, na którym wcześniej nie występowała populacja naturalna, co bardzo ograniczyło ewentualne pomyłki przy rozdzielaniu ślimaków w próbkach. Z danych zawartych w tabeli 31 wynika, że już w czerwcu 2012 r., tj. 12,5 miesiąca po introdukcji wylęgu w wieku 1+ przeciętna średnica muszli przekroczyła o ponad 1 mm wymiar ochronny (30 mm). Natomiast przy poborze ostatniej próby w maju 2015 r. wymiar ten był przekroczony już o 3 mm, ale przy dużym spadku masy ciała w stosunku do wartości z ubiegłego roku.

Tabela 31. Tempo wzrostu winniczków znakowanych pochodzenia fermowego introdukowanych w wieku 1+ (w maju 2011) na pozbawione własnej populacji naturalnej stanowisko pół-naturalne w Będkowicach koło Krakowa (na podstawie: Ligaszewski i in., 2014 c; 2016 a; 2016 b)

Data poboru prób	Ilość ślimaków w próbie	Wiek życia (miesiące)	Masa ciała (g)	SE	Średnica muszli (mm)	SE
1	2	3	4	5	6	7
Maj 2011	299 [*])	11,0	5,92	0,19	21,00	0,23
Czerwiec 2011	127	12,5	9,11	0,32	25,17	0,30
Wrzesień 2011	159	14,5	10,46	0,33	25,05	0,27

c.d. tab. 31.

1	2	3	4	5	6	7
Maj 2012	196	22,5	13,98	0,31	29,39	0,19
Czerwiec 2012	205	23,5	20,88	0,35	31,23	0,15
Lipiec 2013	75	36,5	18,06	0,26	31,73	0,17
Czerwiec 2014	114	48,0	19,58	0,33	31,00	0,18
Lipiec 2014	118	49,0	19,63	0,34	32,17	0,19
Maj 2015	160	59,0	18,70	0,19	33,02	0,11

*) 10% liczebności z 3000 winniczków introdukowanych w maju 2011 r.

Interesujące jest tempo przekraczania wymiarów ochronnych, gdyż proces ten w grupie jednorodnych pod względem wieku winniczków w warunkach terenowych okazał się bardzo rozciągnięty w czasie (tab. 32) w przeciwieństwie do chowu w warunkach fermowych. Już dwa miesiące po introdukcji (2011 r.) ponad 8,0% osobników z pobranych prób przekroczyło wymiar ochronny, natomiast proces ten ciągnął się prawie przez następne 4 lata, gdy 99,7% winniczków w wieku 5+ nadawało się do zbiorów komercyjnych. Na stanowisku tym można było też w sposób modelowy obserwować realizację przez nowo powstającą populację naturalizowaną charakterystycznej dla tego gatunku sezonowej i związanej z całym cyklem życiowym strategii przestrzennej związanej z przemieszczaniem się populacji lub różnych jej grup wiekowych (Lind, 1990). W badaniach tych każdy z oznakowanych winniczków zasiedlał małą część właściwego dla siebie środowiska, aczkolwiek autor zaobserwował okresowe przemieszczanie się ślimaków na okres od tygodnia do miesiąca na tereny zacienione lub na czas prowadzenia gospodarczej eksploatacji ich populacji. Osobniki juwenilne cały czas pozostawały jednak na terenie swoich miejsc żerowania na terenach odkrytych, porośniętych roślinami zielnymi, podczas gdy dorosłe spędzały dużo czasu w cieniu pod drzewami przygotowując się do sezonu rozrodu w następnym roku i eksploracji nowych miejsc żerowania. W ten sposób też rozprzestrzeniła się na przestrzeni pięciu lat obserwacji populacja naturalizowana na stanowisku „empty plot”, podwajając co roku obszar zasiedlenia lub opuszczając wyeksploatowaną lub zmienioną przez sukcesję roślinną część biotopu.

Tabela 32. Charakterystyka winniczków znakowanych, introdukowanych w 2011 r. w wieku 1+ na stanowisko pół-naturalne pozbawione własnej naturalnej populacji, które przekroczyły rozmiary ochronne, powyżej 30 mm średnicy muszli (Ligaszewski i in., 2016 a i b)

Grupa wiekowa winniczków	Wiek (miesiące)	Termin poboru próby	Udział w próbie ślimaków o średnicy muszli powyżej 30 mm		
			udział procentowy w próbie (%)	średnica muszli (mm)	masa ciała (g)
1+	12,5	czerwiec 2011	8,7	31,4	16,4
	14,5	wrzesień 2011	8,2	33,9	20,4
2+	22,5	maj 2012	41,3	31,6	17,6
	23,5	czerwiec 2012	72,7	32,1	22,7
3+	36,5	lipiec 2013	89,7	32,0	18,4
4+	48,0	czerwiec 2014	86,0	32,3	20,3
	49,0	lipiec 2014	86,4	32,7	20,4
5+	59,0	maj 2015	99,7	33,0	18,6

7. Ocena cech muszli ślimaka szarego (*Cornu aspersum*) i winniczka (*Helix pomatia*)

Ocena cech muszli *Cornu aspersum* i *Helix aspersa* jest ważna z punktu widzenia charakterystyki malakologicznej i powiązania niektórych cech muszli (morfometria) z historią filogenezy poszczególnych haplotypów, zwłaszcza *Cornu aspersum*, jak to już omawiano powyżej. Jednak, w badaniach prowadzonych na czterech hodowlanych populacjach *Cornu aspersum*, utrzymywanych pierwotnie na doświadczalnej fermie ślimaków jadalnych IZ PIB w Bali-cach koło Krakowa (Ligaszewski i in., 2009), celem była ocena w warunkach pół-produkcyjnych takich cech muszli, jak opisane w tabeli 33 oraz na ryc. 38–44. Badania te prowadzono na dwóch populacjach *Cornu aspersum maxima* oraz dwóch populacjach *Cornu aspersum aspersum*. Były to:

- Populacja „balicka” *Cornu aspersum maxima* utrzymywana od 1996 r., której reproduktory pochodziły z jednej z pierwszych ferm tego ślimaka z Boguchwały pod Rzeszowem: plenna i posiadająca czarną pigmentację tuszy. Obecnie w Bali-cach trwa próba jej restytucji z nielicznych pozostałych reproduktorów;
- Populacja albinotyczna „albino” *Cornu aspersum maxima* wyselekcjonowana z populacji balickiej i powtarzająca w kolejnych pokoleniach cechę „białego mięsa”, czyli tuszy pozbawionej czarnego pigmentu,

uzyskująca większą średnicę muszli niż pierwsza populacja, ale mniej od niej plenna. Obecnie nie utrzymywana;

- Populacja „balicka” *Cornu aspersum aspersum* posiadająca podobną historię i cechy tuszy jak odpowiednia „balicka” populacja poprzedniego podgatunku;
- Populacja „francuska” przywieziona w 2000. roku z doświadczalnej fermi francuskiej INRA (Bretania, okolice La Roche). Bardziej plenna niż populacja „balicka”.

Tabela 33. Lista i opis metod badania i mierzenia cech muszli ślimaków z rodziny *Helix* i *Cornu* (Ligaszewski i in., 2009)

Cecha muszli	Jednostka miary	Opis metody
Masa	g	Ważenie oczyszczonej muszli na wadze laboratoryjnej po wysuszeniu czystej muszli w temperaturze pokojowej
Średnica	mm	Suwmiarka elektroniczna wg metody Nature Protection Laboratory of the NAS (ryc. 38)
Wysokość muszli	mm	Metoda wg Chevallier (1977) (ryc. 39)
Szerokość muszli	mm	Metoda wg Chevallier (1977) (ryc. 40)
Grubość muszli	mm	Średnia z 10 punktów pomiarowych pokruszonej muszli, śruba mikrometryczna
Objętość muszli	ml	Objętość wody wlanej do muszli i dokładnie ją wypełniającej przelana następnie do menzurki
Indeks kształtu	–	Proporcja szerokości muszli do jej wysokości (Chevallier, 1977)
Indeks masywności	(g cm ⁻²)	$I.m = [\text{shell weight (height width)}^{-1}] 100$ Mniejszej wartości indeksu odpowiada mniejsza masywność muszli. Wg metody stosowanej na jajach ptasich (Cooke, 1973)
Siła przebiccia muszli	N lub kg	TA.XT2 analizator tekstury, igła SMS-p/2N, posuw 0,1 mm s ⁻¹ (ryc. 41–42)
Siła zgniecenia muszli	N lub kg	TA.XT analizator tekstury, próbnik walcowy SMS-P/4, posuw 2 mm s ⁻¹ (ryc. 43–44)
Zawartość wapnia	(g, %)	Metoda kompleksometryczna wersenianem sodu (Hermanowicz i in., 1999)
Zawartość fosforu	(mg, %)	Metoda kompleksometryczna z azotanem molibdenu i mentolem jako reduktorem w zmineralizowanej próbce (Hermanowicz i in., 1999)
Zawartość popiołu surowego	(g, %)	Spalanie próbki w temperaturze 550°C (Hermanowicz i in., 1999)



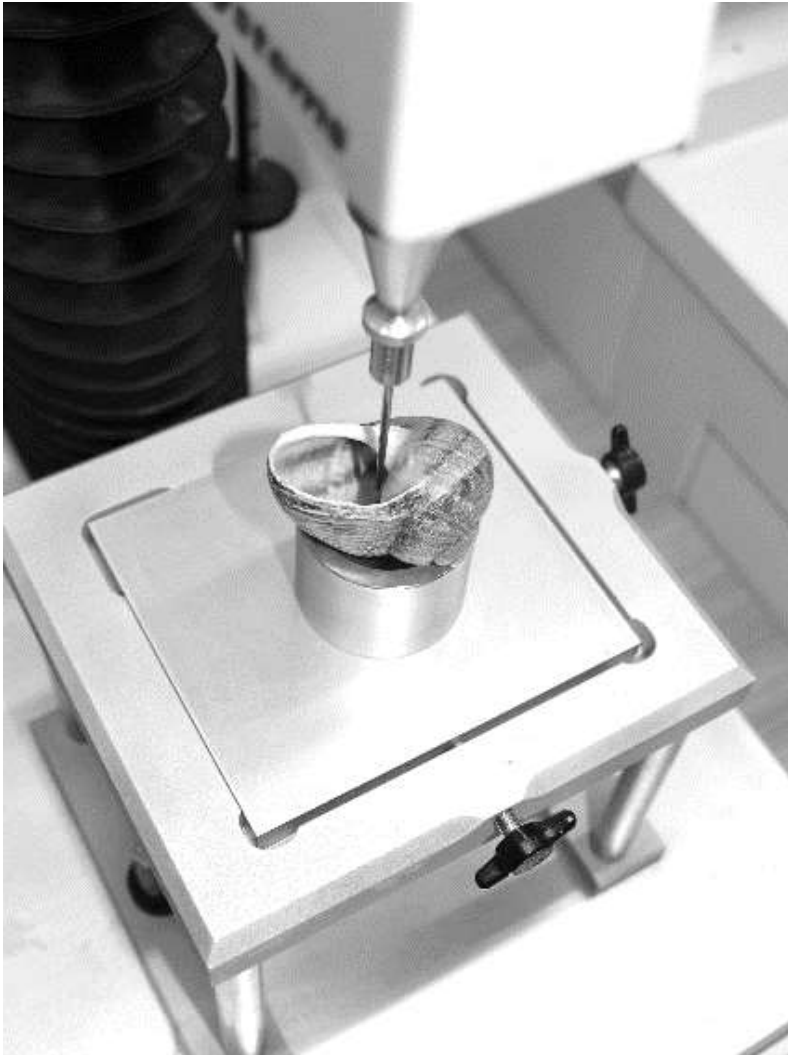
Ryc. 38. Pomiar średnicy muszli



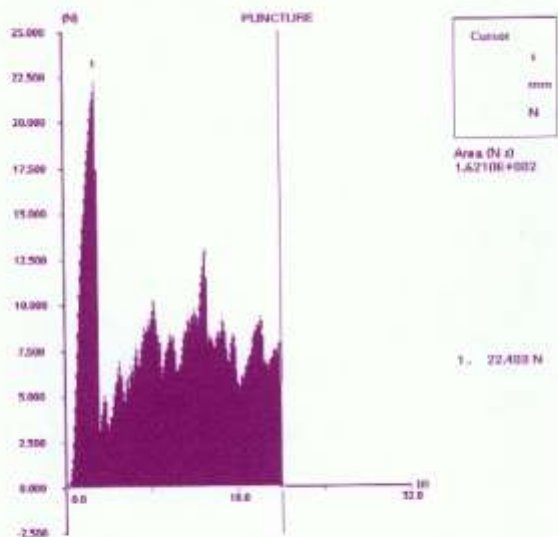
Ryc. 39. Pomiar wysokości muszli



Ryc. 40. Pomiar szerokości muszli



Ryc. 41. Pomiar za pomocą teksturometru odporności muszli ślimaka dużego szarego na siłę przebicia

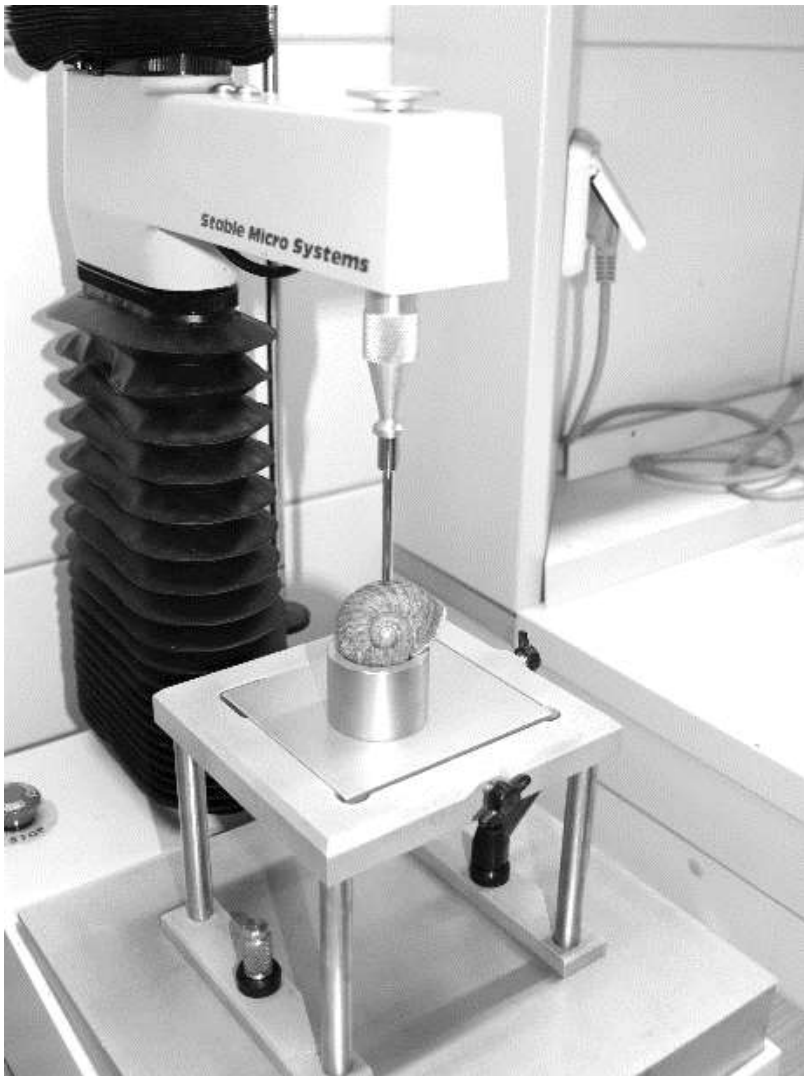


MAC_IGLA (1)

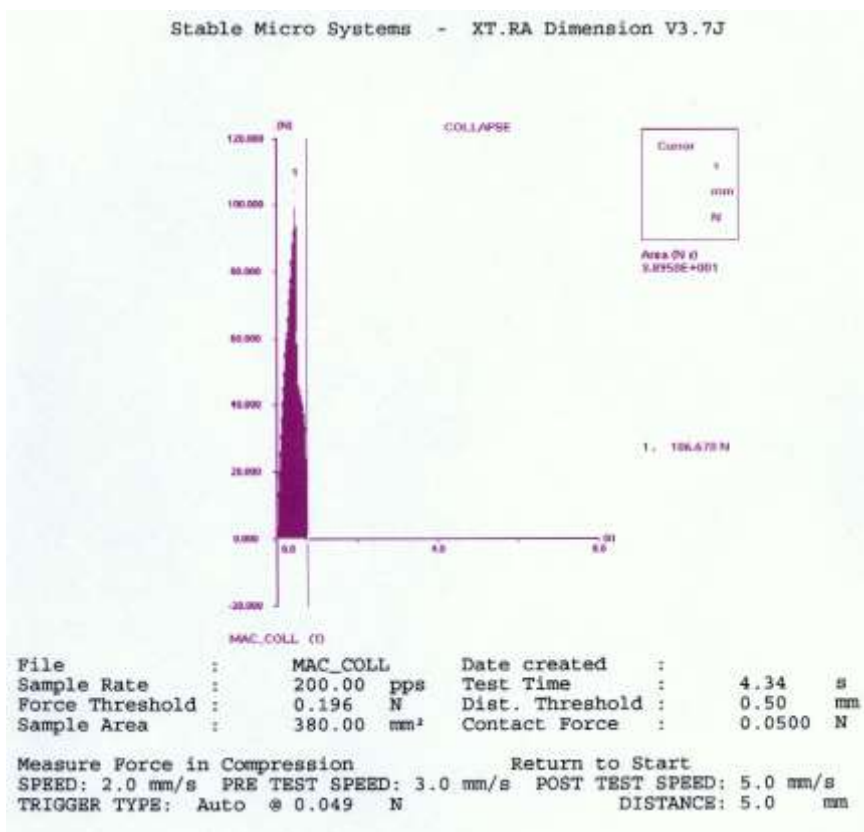
File	:	MAC_IGLA	Date created	:	
Sample Rate	:	200.00 pps	Test Time	:	22.40 s
Force Threshold	:	0.196 N	Dist. Threshold	:	0.50 mm
Sample Area	:	380.00 mm ²	Contact Force	:	0.0500 N

Measure Force in Compression		Return to Start
SPEED: 0.1 mm/s	PRE TEST SPEED: 0.5 mm/s	POST TEST SPEED: 2.0 mm/s
TRIGGER TYPE: Auto @ 0.049 N		DISTANCE: 2.0 mm

Ryc. 42. Analiza wyników pomiaru siły przebicia muszli. Kolejne piki pokazują przechodzenie igły próbnika przez kolejne warstwy muszli od strony wewnętrznej, najtwardszej



Ryc. 43. Badanie za pomocą teksturometru odporności muszli ślimaka dużego szarego na siłę zgniecenia



Ryc. 44. Analiza wyników pomiaru siły zgniecenia muszli za pomocą próbника w kształcie walca. Pik pokazuje wartość tej siły

Obydwie populacje *Cornu aspersum aspersum* zostały później ze sobą połączone i jako nowo wytworzona populacja hodowlana tworzą podstawę badań i funkcjonowania fermy doświadczalnej. Morfometryczne cechy muszli kształtują się pod wpływem czynników genetycznych i środowiskowych, natomiast cechy fizyczne i chemiczne są związane z ukształtowaniem się jej struktury wewnętrznej (Saleuddin i Hare, 1970; Weiner i Traub, 1980; Wilbur i Saleuddin, 1983; Bowen i Tang, 1996; Chateiger i in., 1996, 2000; Hedegaard i Wenk, 1998; Kaplan, 1998; Dauphin i Denis, 2000). Formowanie się tej struktury i przyrost muszli polega na syntezie chemicznej przebiegającej w obrębie organicznej struktury podstawowej („matrix”) znajdującej się na wierzchniej warstwie płaszcza ciała ślimaka. Matrix jest zbudowana ze specyficznych glikoprotein i aminokwasów tworzących odpowiednie środowisko do krystalizacji wę-

glanu wapnia, który jest głównym materiałem budującym strukturę muszli. Węglan wapnia jest syntetyzowany w formie aragonitu, biominerału charakterystycznego dla ślimaków, który ma większy ciężar właściwy i inną strukturę krystaliczną niż kalcyt. W muszlach dojrzałych prawidłowo uporządkowane kryształy aragonitu formują kilka warstw mikrostruktury muszli, specyficznie do różnych gatunków ślimaków. Na prawidłowy przebieg krystalizacji i formowanie się warstw aragonitu w warunkach fermowych mają wpływ takie czynniki, jak zawartość przyswajalnych form wapnia w paszy i środowisku hodowlanym oraz mikroklimat właściwy dla danego gatunku ślimaka. Wyniki porównawcze badań cech muszli czterech populacji ślimaka szarego (*Cornu aspersa*) w wieku 0+ i 1+ oraz winniczka w wieku 2+ i 3+ przedstawiono w tabeli 34. Na przykład, dla indeksu kształtu muszli, pomiędzy grupami wiekowymi obu podgatunków *Cornu aspersum* chowanych w tych samych warunkach zagród ziemnych obiektu szklarniowego stwierdzono różnice statystycznie wysoko istotne ($P < 0,01$) oraz istotne ($P < 0,05$). W przypadku ślimaka dużego szarego (*Cornu aspersum maxima*) były to zapewne różnice genetyczne wynikające z długiej hodowli w pokrewieństwie populacji „albino”, o czym mogła też świadczyć znacznie słabsza niż w przypadku populacji „balickiej” efektywność rozrodu. W przypadku ślimaka małego szarego (*Cornu aspersum aspersum*) mogło to być natomiast spowodowane przynależnością obu populacji do różnych haplotypów lub haplogrup, jak to opisano wcześniej, chociaż nie przeprowadzono wtedy badań genetycznych. Różnice w kształcie muszli wiązały się też wyraźnie z ich odpornością na siłę zgniecenia: muszle bardziej wysmukłe, opisane niższymi wartościami indeksu kształtu miały większą wytrzymałość niż muszle o mniejszych różnicach pomiędzy ich szerokością a wysokością. Jednak, chociaż *Cornu aspersum* chowano przez dwa sezony doświadczalne w zagrodach ziemnych tego samego obiektu szklarniowego, to w różnych miejscach szklarni, a więc też w różnych zagrodach panowała nieco odmienna temperatura i wilgotność powietrza. Dojrzewanie muszli ślimaków wiązało się w przeprowadzonych badaniach ze wzrostem odporności na siłę, co jest oczywiste, ale również ze zmniejszeniem się zawartości procentowej wapnia w muszlach w związku z ich lepszą krystalizacją aragonitową. Muszle zawierające większy procent wapnia charakteryzowały się mniejszą odpornością na siłę mechaniczną niż muszle posiadające mniej tego składnika. W tym kontekście ujawniły się większe wymagania dotyczące temperatury powietrza u afrykańskiego pochodzenia *Cornu aspersum maxima* niż u europejskiego *Cornu aspersum aspersum*. Odporność na siłę zgniecenia rosła też u ślimaków dojrzałych wraz ze wzrostem wilgotności względnej powietrza w danym sezonie i zagrodzie doświadczalnej. W przeprowadzonych badaniach wzrost odporności na siłę zgniatania można wytłumaczyć wpływem wyższej wilgotności względnej powietrza na dostępność wapnia i fosforu w muszlach (Goodfriend, 1986), a więc można przypuszczać, że większa wilgotność wpływa na prawidłowe i/lub szybsze dojrzewanie muszli. Osobną kwestią jest dostępność źródła wapnia do wzrostu muszli i jej

ewentualnej regeneracji. Głównym źródłem wapnia dla ślimaków są pasza i gleba. Sterole obecne w paszy i pokarmie roślinnym pomagają w przyswajaniu zawartego w tym pokarmie wapnia. Jednak, okresowo nawet brak wystarczającej ilości wapnia w pokarmie nie uniemożliwia regeneracji muszli, gdyż pierwiastek ten jest czerpany z zapasów zgromadzonych w wątrobotrzustce (Wagge, 1952).

Tabela 34. Cechy muszli dwóch podgatunków ślimaka szarego (*Cornu aspersum*) oraz winniczka (*Helix pomatia*) (Ligaszewski i in., 2009)

Cechy muszli	Populacje <i>Cornu aspersum maxima</i>				Populacje <i>Cornu aspersum aspersum</i>				<i>Helix pomatia</i>
	Ba-licka	Al-bino	Ba-licka	Al-bino	Ba-licka	Al-bino	Ba-licka	Al-bino	
	wiek 0+		wiek 1+		wiek 0+		wiek 1+		
Masa (g)	3,5	3,6	4,4	4,5	1,7	1,8	2,1	2,0	3,9
Indeks masywności	21,2	21,0	28,3 ^a	26,2 ^b	16,9 ^B	17,8 ^A	20,6	21,3	26,4
Średnica (mm)	33,8	35,1	33	32,8	27,1	27,2	27,0	27,2	32,4
Grubość (mm)	0,33	0,33	0,44	0,42	0,25	0,27	0,31	0,31	0,37
Indeks kształtu	1,05 ^B	1,09 ^A	1,05 ^B	1,09 ^A	1,08 ^a	1,07 ^b	1,08 ^A	1,05 ^B	0,97
Zawartość wapnia (g/100 g)	34,8	34,6	32,4	32,3	41,5	41,5	38,1	39,8	36,8
Zawartość fosforu (mg/100 g)	0,002	0,003	0,001 ^b	0,002 ^a	0,009 ^A	0,005 ^B	0,004 ^B	0,005 ^A	0,001
Zawartość popiołu surowego (g/100 g)	81,9	79,3	83,2	84,5	62,9	70,2	65,3	64,7	66,6
Siła przebiccia (N)	20,0	20,0	26,7	26,0	9,5 ^b	10,7 ^a	14,6 ^B	17,0 ^A	23,2
Siła zgniecenia (N)	77,6 ^A	62,0 ^B	105,3 ^A	79,8 ^B	51,7 ^B	64,9 ^A	39,7 ^B	50,0 ^A	122,6

A, B – różnice statystycznie wysoko istotne ($P < 0,01$) pomiędzy populacjami tego samego podgatunku, w tej samej grupie wiekowej.

a, b – różnice statystycznie istotne ($P < 0,05$) pomiędzy populacjami tego samego podgatunku, w tej samej grupie wiekowej.

8. Podsumowanie

W części ogólnobiologicznej monografii omówiono zagadnienia dotyczące historii naturalnej ślimaka szarego (*Cornu aspersum*), biogeografii historycznego i współczesnego rozmieszczenia jego naturalnych i naturalizowanych populacji oraz zagadnienia związane z anatomią, fizjologią i układem odpornościowym jadalnych ślimaków lądowych. Z cytowanych danych literaturowych wynika, że od czasów Linneusza wielokrotnie zmieniała się pozycja i nazwa taksonomiczna ślimaka szarego (*Cornu aspersum*) w systemie naturalnym mięczaków w przeciwieństwie do ślimaka winniczka (*Helix pomatia* L.), którego pozycja i nazwa łacińska nie ulegały tak dużym zmianom. *Cornu aspersum* był gatunkiem trudnym do opisanego i usystematyzowanego przez taksonomów ze względu na duże genetyczne i fenotypowe zróżnicowanie jego naturalnych populacji zasiedlających pierwotnie obszar wokół Morza Śródziemnego. Z zakresu fizjologii jadalnych ślimaków muszlowych omówiony został szczegółowo ich specyficzny mechanizm odpornościowy umożliwiający im skuteczną obronę przed glebowymi makropasożytami. W części monografii dotyczącej europejskiej i polskiej helikultury omówiono uwarunkowania biologiczne i ekonomiczne szybkiego rozwoju produkcji towarowej dwóch podgatunków *Cornu aspersum*: europejskiego ślimaka małego szarego (*Cornu aspersum aspersum*) i północnoafrykańskiego ślimaka dużego szarego (*Cornu aspersum maxima*), opisując przy tym podstawy technologii i ekonomiki tej produkcji, w tym wyniki badań prowadzonych w Instytucie Zootechniki PIB w Krakowie. W IZ PIB prowadzono również badania nad technologiami produkcji ślimaka winniczka (*Helix pomatia* L.). Uzyskano wprawdzie dobre jak na ten gatunek wyniki rozrodu, ale jednocześnie stwierdzono nieopłacalność ekonomiczną jego produkcji towarowej ze względu na powolny przyrost jego masy ciała, chociaż znacznie szybszy niż w populacji naturalnych tego gatunku ślimaka. Introdukowany do środowiska naturalnego wylęg hodowlany winniczka doskonale sprawdził się natomiast w ochronie czynnej populacji naturalnych tego gatunku. Badania nad jakością technologiczną i wartością odżywczą mięsa obu gatunków ślimaków potwierdziły jego wysokie walory dla przemysłu spożywczego i dla konsumentów w przypadku jego umiarkowanego spożycia. Mięso ślimaków posiada wysoki udział białka, w tym kolagenu i bardzo mały tłuszcz. Nadmierne spożycie ich mięsa może jednak tworzyć potencjalne zagrożenia związane z gromadzeniem się metali ciężkich w workach trzewiowych ślimaków. Stwierdzono też doświadczalnie niekorzystny wpływ nadmiernego spożywania ich mięsa na rozwój tkanki kostnej u rosnących zwierząt. Zacytowano w pracy dane z nowo tworzonego i dostosowywanego do potrzeb helikultury zbioru zarządzeń państwowych, dotyczących zasad przetwórstwa i produkcji ślimaków w kontekście polskich i unijnych (UE) przepisów sanitarnych. Na podstawie cytowanych w monografii materiałów można wysnuć twierdzenie, że helikultura w Polsce i Europie jest rozwojową i perspektywiczną dziedziną w zakresie niszowej produkcji zwierzęcej. W ośrodkach naukowych prowadzone są prace podstawowe

i wdrożeniowe nad doskonaleniem technologii i jakości produkcji, przetwórstwa oraz prawodawstwa z tą dziedziną związanego.

9. Streszczenie

W skali całej europejskiej produkcji zwierzęcej helikultura, czyli produkcja towarowa niektórych gatunków lądowych ślimaków jadalnych liczona jest, w przeciwieństwie do produkcji mięczaków z akwakultur morskich, w promilach udziału i wynosi kilkadziesiąt tysięcy t rocznie. Jest to dziedzina młoda, której ponad 30-letni rozwój dopiero w ostatnim 10-leciu nabrał dynamiki, również w Polsce. Podstawowym gatunkiem przydatnym do prowadzenia stosunkowo intensywnej jak na muszlowego ślimaka lądowego produkcji towarowej jest ślimak szary (*Cornu aspersum*), a dokładnie jego dwa podgatunki: zachodnioeuropejski small Brown snail (*Cornu aspersum aspersum*) i północnoafrykański big Brown snail (*Cornu aspersum maxima*). Pierwsza technologia produkcji small Brown snail została opracowana w latach 80. ubiegłego wieku na terenie francuskiego Instytutu INRA, gdzie w miejscowości Le Magneraud w pobliżu miasta portowego La Roche w Bretanii powstała pierwsza ferma doświadczalna. W latach 90. instruktorzy z INRA pomagali zakładać w Polsce pierwsze fermy *Cornu aspersum*, a obecnie rozwój helikultury w tym kraju zapewnia co najmniej 10% produkcji europejskiej. Wokół helikultury rozwinęła się również i nadal jest prowadzona odpowiednia działalność naukowa o charakterze podstawowym i wdrożeniowym. W Polsce powstała w 1996 r. w Baliach koło Krakowa pierwsza w kraju doświadczalna ferma ślimaków jadalnych należąca do Instytutu Zootechniki PIB w Krakowie. Na tej fermie początkowo zajmowano się adaptowaniem technologii francuskich do lokalnych warunków produkcyjnych i gospodarczych, a następnie skupiono się na prowadzeniu własnych badań z dziedziny helikultury krajowej związanej z *Cornu aspersum*, a także z pogranicza helikultury i ochrony czynnej naturalnych populacji ślimaka winniczka (*Helix pomatia*). W ostatnich latach badania w dziedzinie krajowej helikultury, ze szczególnym uwzględnieniem bezpieczeństwa produktów spożywczych pozyskiwanych od ślimaków, podjęto również w Katedrze Higieny Żywności Zwierzęcego Pochodzenia na Wydziale Medycyny Weterynaryjnej Uniwersytetu Przyrodniczego w Lublinie.

Pierwsza część monografii dotyczy głównie publikacji poruszających takie zagadnienia, jak historia naturalna *Cornu aspersum*, zagadnienia obrony immunologicznej, ochrony fitosanitarnej, jakości i wydajności mięsa ślimaków oraz jego wartości odżywczej. W drugiej części omówiono elementy helikultury szczegółowej, tj. technologii produkcji *Cornu aspersum* i *Helix pomatia*, wpływu żywienia i środowiska hodowlanego na jakość mięsa, warunków jego przetwarzania oraz zagadnień związanych z możliwością ochrony czynnej tego ostatniego gatunku. Dokonano przeglądu najważniejszego piśmiennictwa światowego, ale szczególny nacisk położono na przegląd literatury krajowej i zagra-

nicznej powstałej na podstawie badań przeprowadzonych w Instytucie Zootechniki PIB. Przegląd piśmiennictwa potwierdza duży wkład polskich nauk przyrodniczych i zootechnicznych do rozwoju krajowej helikultury. Dużo rozwiązań technologicznych powstałych na terenie Instytutu Zootechniki PIB zostało na przestrzeni ostatnich 23 lat działania doświadczalno-produkcyjnej fermy ślimaków jadalnych w Balicach wprowadzonych do praktyki produkcyjnej na terenie całego kraju.

10. English summary

Selected aspects of the heliculture

Maciej Ligaszewski, Przemysław Pol

*Department of Small Livestock Breeding,
National Research Institute of Animal Production in Kraków*

On the scale of the entire European animal production, the contribution of heliculture, or commercial production of some species of edible land snails, unlike marine aquaculture production of molluscs, is expressed per mil and amounts to several thousand tons per year. Over 30 years in development, this young field has only gained momentum over the last decade, also in Poland. The main species used for relatively intensive commercial production (as far as shelled land snails are concerned) are two subspecies of brown snail (*Cornu aspersum*): Western European small brown garden snail (*Cornu aspersum aspersum*) and North African large brown garden snail (*Cornu aspersum maxima*). The first technology for producing brown snail was developed in the 1980s on the grounds of the French INRA, where the first experimental farm was set up in Le Magneraud near the harbour city of La Roche in Brittany. In the 1990s, instructors from INRA helped to establish the first *Cornu aspersum* farms in Poland, where snail farming currently accounts for at least 10% of the European production. The development of heliculture has been supported by fundamental and implementation research. For example, in Poland the first experimental edible snail farm was established in Balice near Kraków. The farm belongs to the National Research Institute of Animal Production in Kraków, which initially adapted French technology to the local production and economic conditions, and later concentrated on the national heliculture research on *Cornu aspersum*, as well as research from the borderline of heliculture and active protection of the natural populations of Roman snail (*Helix pomatia*). In recent years, national heliculture research was also undertaken at the Faculty of Veterinary Medicine of the University of Life Sciences in Lublin. The first part of this monograph deals mainly with publications concerning the natural history of *Cornu*

aspersum, immune defence, phytosanitary protection, quality, yield and nutritive value of snail meat. The second part provides a detailed discussion of heliculture, namely the production technology of *Cornu aspersum* and *Helix pomatia*, the effect of diet and breeding environment on meat quality, and the potential for active protection of the latter species. The current monograph also offers a review of the major international literature, with special emphasis on the review of the national literature, which is based on the results of studies performed at the National Research Institute of Animal Production.

11. Piśmiennictwo

1. Alonso M.R., Ibáñez M. 2007. Anatomy and function of the penial twin papillae system of the *Helicinae* (Gastropoda: *Helicoidea*: *Helicidae*) and description of two new, small *Hemicyclas* species from the laurel forest of the Canary Island. *Zootaxa*, 1482: 1–23.
2. Andrejko M. 2016. Modulacja humoralnej odpowiedzi odpornościowej gąsienic *Galleria Mellonella* przez enzymy proteolityczne bakterii *Pseudomonas aeruginosa*. *Postępy Mikrobiologii*, 55 (3): 255–267.
3. Banaś J., Homa J. 2016. Układ profenoloksydazy (pro-PO) u zwierząt bezkręgowych. Mechanizm wrodzonej odpowiedzi immunologicznej. *Kosmos. Problemy Nauk Biologicznych*, 65 (1): 33–41.
4. Bank R.A. 2012. Comment on *Cornu Born*, 1778 (Mollusca, Gastropoda, *Pulmonata*, *Helicidae*). Request for a ruling on the availability of the generic name. *The Bulletin of Zoological Nomenclature*, 69 (4): 279–296.
5. Benbellil-Tafoughalt S., Koene J.M. 2014. Influence of season, temperature, and photoperiod on growth of the land snail *Helix aperta*. *Invertebrate Reproduction and Development*, 59 (1): 37–47.
6. Bleakney M.M. 1989. Genetic and phenotypic variation in allopatric populations of *Helix aspersa* (Muller): a preliminary report. Conference paper; Journal article: *Monograph – British Crop Protection Council*, No. 41: 319–326, ref. 23.
7. Bowen C.E., Tang H. 1996. Conchiolin protein in aragonite shells of mollusks. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 115A: 269–275.
8. Brivio M.F., Pagani M., Restelli S. 2002. Immune suppression of *Galleria mellonella* (Insecta, Lepidoptera) humoral defenses induced by *Steinernema feltiae* (Nematoda, Rhabditida): involvement of the parasite cuticle. *Experimental parasitology*, 1001: 149–156.
9. *Catalogue of Life, Natural Biodiversity Center, Amsterdam, Holandia.*
10. Chateiger D., Hedegaard C., Wenk H.-R. 1996. Texture analysis of a gastropod shell: *Cypraea testudinaria*. *Texture of Material*, 2: 1070–1075.
11. Chateiger D., Hedegaard C., Wenk H.-R. 2000. Mollusc shell microstructures and crystallographic textures. *Journal of Structural Geology*, 22: 1723–1735.
12. Chevallier H. 1977. La variabilité de l'Escargot Petit-Gris *Helix aspersa* Müller. *Bulletin du Muséum National d'Histoire naturelle* (3, Zoologie), 341: 425–436.

13. Chmielewski M. 2005. Rozród ślimaka winniczka (*Helix pomatia*) w warunkach sztucznych [Reproduction of the Roman snail (*Helix pomatia*) in artificial conditions]. Report on the 21st Polish Malacological Seminar, 15–16 [in Polish], April 2005. Association of Polish Malacologists, Toruń-Ciechocinek.
14. Conan L. 1993. Contribution à L'Etude de l'Alimentation des Escargots. Journee Nationale Helicicole. Surgeres, le 5 Février 1993, 1–10.
15. Cooke A.S. 1973. Shell thinning in avian eggs by environmental pollutants. *Environmental Pollution*, 4: 85–156.
16. Dauphin Y., Denis A. 2000. Structure and composition of the aragonite crossed lamellar layers in six species of Bivalvia and Gastropoda. *Comparative Biochemistry and Physiology (A)*, 126: 367–377.
17. Desbuquois C., Madec L. 1998. Within-clutch egg cannibalism variability in hatchlings of the land snail *Helix aspersa* (Pulmonata: *Stylomathofora*): influence of two proxime factors. *Malacologia*, 39: 165–171.
18. Desbuquois C., Chevalier L., Madec L. 2000. Variability of egg cannibalism in the land snail *Helix aspersa* in relation to the number of eggs available and the presence of soil. *Journal of Molluscan Studies*, 66: 273–281.
19. Dolashka P., Dolashki A., Velkova L., Stevanovic S., Molin L., Traldi P., Velikova R., Voelter V. 2015. Bioactive compound isolated from garden snails. *Journal of BioScience and Biotechnology*, SE/Online: 147–155.
20. Drozd Ł., Ziomek M., Szkucik K., Paszkiewicz W., Maćkowiak-Dryga M., Belkot Z., Gondek M. (2017). Selenium, copper, and zinc concentrations in the raw and processed meat of edible land snails harvested in Poland. *Journal of Veterinary Research*, 61: 293–298.
21. Dupont-Nivet M., Mallard J., Bonnet J.C., Blanc J.M. 2000. Direct and correlated responses to individual selection for large adult weight in the edible snail *Helix aspersa* Müller. *Journal of Experimental Zoology*, 287 (1): 80–85.
22. EFSA Journal 2011. Scientific Opinion on the substantiations of health claims related to betaine and contribution to normal homocysteine metabolism (ID 43 25) pursuant to Article 13(1) of Regulation (EC) No 1924/2006. *EFSA Journal*, 9 (4): 2054 [14 p.p.].
23. EFSA Journal 2013. Betaine anhydrous and betaine hydrochloride for all animal species. *EFSA Journal*, 11 (5): 3210.
24. Eklund M., Bauer E., Wamatu J., Mosenthin R. 2005. Potential nutritional and physiological functions of betaine in livestock. *Nutrition Research Review*, 18 (1): 31–48.
25. Gaitan-Espita J.G., Nespolo R.F., Opazo J.C. 2013. The complete mitochondrial genome of the land snail *Cornu aspersum* (Helicidae: *Mollusca*): Intra-specific divergence of protein-coding genes and Phylogenetic considerations within Euthyneura. *PLOS/ONE*. Published: June 24, 2013; <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0067299>.
26. Garcia A., Perea J.M., Mayoral A., Acero R., Martos J., Gomez G., Peña F. 2006. Laboratory rearing conditions for improved growth of juvenile *Helix aspersa* Müller snails. *Lab Animal*, 40: 309–316.
27. Garefalaki H.-E., Triantafyllidis A., Abatzopoulos T.J., Staikou A. 2010. The outcome of sperm competition is affected by behavioural and anatomical reproductive traits in a simultaneously hermaphroditic land snail. *Journal of Evolutionary Biology*, 23: 966–976.

28. Gomot A. 1990. Photoperiod and temperature interaction in the determination of reproduction of the edible snail, *Helix pomatia*. Journal of Reproduction and Fertility, 90: 581–585.
29. Gomot P., Deray A. 1990. Photoperiod and temperature interaction in the determination of reproduction of edible snail, *Helix pomatia*. Journal of Reproduction and Fertility, 90: 581–585.
30. Gołąb M.J., Lipińska A.M. 2009. The effect of parent body size on the egg size and offspring growth in *Helix pomatia* Linnaeus, 1758 (Gastropoda: Pulmonata: Helicidae). Folia Malacologica, 17 (2): 69–72.
31. Goodfriend G.A. 1986. Variation in land-snail shell form and size and its causes: A review. Systematic Zoology, 35: 204–223.
32. Grewal P.S., Grewal S.K., Tan L., Adams B.J. 2003. Parasitism of mollusk by nematodes: types of association and evolutionary trends. Journal of Nematology, 35: 146–156.
33. Gugolek A., Wróbel A., Konstantynowicz M. 2011. Wstępne badania nad zastosowaniem betainy w żywieniu nerek hodowlanych. Przegląd Hodowlany, 2: 25–28.
34. Guiller A., Madec L. 2010. Historical biogeography of the land snail *Cornu aspersum*: a new scenario inferred from haplotype distribution in the Western Mediterranean Basin. BMC Evolutionary Biology, 10: 18.
35. Guiller A., Martin M.-C., Hiraux C., Madec L. 2012. Tracing the invasion of the Mediterranean land snail *Cornu aspersum aspersum* becoming an agricultural and garden pest in areas recently introduced. PLoS ONE, 7: e49674.
36. Hedegaard C., Wenk H.R. 1998. Microstructure and texture patterns of mollusk shells. Journal of Molluscan Studies, 64: 133–136.
37. Hermanowicz W., Dojlido J., Dożańska W., Kosiorowski B., Zerbe J. 1999. Fizykochemiczne badanie wody i ścieków. Wydawnictwo Arkady, Warszawa.
38. Jess S., Marks R.J. 1998. Effect of temperature and photoperiod on growth and reproduction of *Helix aspersa* var. *maxima*. Journal of Agricultural Science, 130: 367 – 372.
39. Jørgensen P.S., Sørensen N.B. 2008. The invasive potential of the Brown garden snail (*Cantareus aspersus*). Scholar article from researchgate.net.
40. Kaplan D.L. 1998. Mollusc shell structures: Novel design strategies for synthetic materials. Current Opinion in Solid State and Materials Science, 3: 232–236.
41. Kaya K.H. 2000–2001. Molluscicidal nematodes for biological control of pest slugs. Slosson Report 2000–2001, pp. 1–5.
42. Kazuki Kimura, Satoshi Chiba, 2013. Strategic ejaculation in simultaneously hermaphroditic land snails: more sperm into virgin mates. BMC Evolutionary Biology, 13: 264, Open Access; <https://doi.org/10.1186/1471-2148-13-264>
43. Klimas R., Klimiene A., Bielskis T. 2012. The peculiarities of prevalence of *Helix pomatia* snails in Kurtuvėnai Regional Park (Lithuania). Acta Biologica Univ. Daugavp., 12: 62–68.
44. Lazaridou-Dimitriadou M., Bailey S.E.R. 1991. Growth, reproduction and activity rhythms in two species of Roman snails, *Helix aspersa* and *Helix lucorum*, in non 24-hour light cycles. Journal of Zoology, 225: 381–391.
45. Ledergerber S., Leadley P.W., Stöcklin J., Baur B. 1998. Feeding behaviour of juvenile snails (*Helix pomatia*) to four plant species grown at elevated atmospheric CO₂. Acta Oecologica, 19: 89 – 95.

46. Ligaszewski M. (2000). Wyniki reprodukcji winniczka w latach 1998–2000 (Materiały niepublikowane).
47. Ligaszewski M. 2009. Podstawy biologii i technologii hodowlanej ślimaków jadalnych w warunkach krajowych. Broszury upowszechnieniowe nr 6/2009, Instytut Zootechniki PIB, ss. 3–64; ISBN 978-83-7607-006-3.
48. Ligaszewski M., Łysak A. 2004. Cannibalism in farm-reared snails of the genus *Helix*. Proceedings of: XXXIV ESNA Meeting. Novi Sad (Serbia), 29.08.2004, 2: 28–32, 2004.
49. Ligaszewski M., Pol P. 2016. Ocena wpływu różnych systemów chowu ślimaka szarego (*Helix aspersa*) na wartość odżywczą i wydajność jego mięsa. Wiadomości Zootechniczne, LIV, 3: 18–34.
50. Ligaszewski M., Pol P. 2017 a. Zawartość wapnia, popiołu i białka surowego w worku trzewiowym i muszlach jadalnego ślimaka szarego (*Cornu aspersum* synonim *Helix aspersa*) z warunków chowu zamkniętego. Wiadomości Zootechniczne, LV, 4: 3–9.
51. Ligaszewski M., Pol P. 2017 b. Produkcja towarowa ślimaka szarego (*Helix aspersa*) z odniesieniem do możliwości produkcji ślimaka winniczka. Rozdział w monografii: Mięczaki – potencjalne źródło zagrożenia dla zdrowia konsumenta. K.S. Szkucik (red.), ss. 23–38, Wyd. Lubelskie Towarzystwo Naukowe.
52. Ligaszewski M., Pol P. 2018 a. Wstępne badania nad jakością produkcji ślimaka jadalnego *Cornu aspersum aspersum* żywionego mieszanką paszową z dodatkiem hydrochlorku betainy (trimetyloglicyny). Wiadomości Zootechniczne, LVI, 1: 53–59.
53. Ligaszewski M., Pol P. 2018 b. Wartość odżywcza podstawowych elementów tuszy jadalnego ślimaka szarego (*Cornu aspersum*) oraz ślimaka winniczka (*Helix pomatia*). Wiadomości Zootechniczne, LVI, 4: 67–79.
54. Ligaszewski M., Pol P. 2019. Retrospektywne omówienie zakresu i wyników wieloletnich badań lokalnej populacji ślimaka winniczka (*Helix pomatia* L.) z okolic Instytutu Zootechniki PIB w Balicach. Problemy współczesnej Malakologii, XXXV Krajowe Seminarium Malakologiczne, 15–17.05.2019, Szczecin, s. 31.
55. Ligaszewski M., Łysak A., Węglarzy K. 2005 a. Porównanie tempa wzrostu i kondycji ciała wylęgu ślimaków jadalnych: *Helix aspersa* i winniczka (*Helix pomatia*). Roczniki Naukowe Zootechniki, 32: 47–53.
56. Ligaszewski M., Łysak A., Surówka K. 2005 b. Skład chemiczny mięsa winniczków (*Helix pomatia* L.) z populacji naturalnej i pochodzącej od niej populacji hodowlanej. Roczniki Naukowe Zootechniki, 32 (2): 33–45.
57. Ligaszewski M., Łysak A., Mach-Paluszkiwicz Z. 2007. Reproductive performance of *Helix pomatia* (Gastropoda: Pulmonata: *Helicidae*) and survival of its hatchling under farm conditions. American Malacological Bulletin, 22 (91/2): 1–6.
58. Ligaszewski M., Surówka K., Stekla J. 2009. The shell features of *Cornu aspersum* (synonim *Helix aspersa*) and *Helix pomatia*: Characteristics and comparison. American Malacological Bulletin, 27 (1/2): 173–181.
59. Ligaszewski M., Łysak A., Janas P., Mach-Paluszkiwicz Z. 2011. The effect of magnetic field on farmed populations of *Helix aspersa* O.F. Müller, 1774. Folia Malacologica, 19 (1): 41–49.
60. Ligaszewski M., Pol P., Łysak A. 2014 a. Zastosowanie preparatów ziołowo-mineralnych w intensywnym chowie fermowym jadalnego ślimaka małego szarego (*Helix aspersa aspersa*). Instrukcja wdrożeniowa Nr i-1/2014, ss. 1–28. Projekt rozwojowy własny NR 12 0156 10; ISBN 978-83-7607-237-1. Wyd. IZ PIB.

61. Ligaszewski M., Pol P., Radkowska I., Łysak A. 2014 b. Technika i skuteczność zastosowania różnych form ochrony czynnej naturalnych populacji winniczka (*Helix pomatia* L.) z wykorzystaniem hodowlanego wylęgu tego gatunku. Instrukcja wdrożeniowa Nr i-4/2014, Instytut Zootechniki PIB, ss. 1–56; ISBN 978-83-7607-265-4.
62. Ligaszewski M., Pol P., Radkowska I., Surówka K., Łysak A. 2014 c. Results of research on the active species protection of the roman snail (*Helix pomatia*, Linnaeus, 1758) using farmed in the second year of life, first season of the study. *Annals of Animal Sciences*, 14 (2): 377–389.
63. Ligaszewski M., Pol P., Radkowska I., Łysak A. 2016 a. Observations on the maturation and development of a roman snail (*Helix pomatia*, Linnaeus, 1758) population of farmed origin in natural plots. *Annals of Animal Sciences*, 16 (4): 1163–1173.
64. Ligaszewski M., Pol P., Radkowska I. 2016 b. Observations on growth rates and maturity in an introduced population of the roman snail (*Helix pomatia* Linnaeus, 1758) at a semi-natural site with no natural population. *Malacologia*, 59 (2): 334–341.
65. Lind H. 1990. Strategies of spatial behavior in *Helix pomatia*. *Ethology*, 86: 1–18.
66. Łysak A., Mach-Paluszkiwicz Z., Ligaszewski M. 2001. Influence of Roman snail (*Helix pomatia* L.) farm rearing upon its reproduction and growth rate. *Annals of Animal Sciences*, 1: 63–74.
67. Łysak A., Ligaszewski M., Mach-Paluszkiwicz Z., Juchno D. 2002. Farming and histological effect of gonadotropin stimulation in edible snails of the *Helix* genus. *Annals of Animal Sciences*, 2 (2): 87–96.
68. Madec L., Guiller A. 1993. Geographic variation of distal genitalia in the landsnail *Helix aspersa* (Mollusca: Gastropoda). *Zoology*, 233 (2): 215–231.
69. Madec L., Bellido A., Guiller A. 2003. Shell shape of the land snail *Cornu aspersum* in North Africa: unexpected evidence of a phylogeographical splitting. *Heredity*, 91: 224–231.
70. Magdelaine S., Mansuit P., Marchand C.R., Richardson J. 1991. Growth and srif-like substance(s) in the snail *Helix aspersa maxima* fed with an arginine-enriched food at different times of a short daily photophase. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 99A (3): 429–435.
71. Manganelli G., Salomone N., Giusti F. 2005. A molecular approach to the phylogenetic relationships of the western paleoartic *Helicidae* (Gastropoda: *Stylommatophora*). *Biological Journal of the Linnean Society*, 85: 501–512.
72. Martins J.M., Neves J.A., Freitas A., Tirapicos L. 2010. Betaine supplementation affects the cholesterol but not the lipid profile of pigs. *Lipid Sciences and Technology*, 112 (3): 295–303.
73. Medina A., Griffond B., Gomot P. 1988. Influence of photoperiod on differentiation of male cells in *Helix aspersa*. An autoradiographic study. *Reproduction Nutrition Development*, 28 (3 A): 617–623.
74. Milinsk M.C., Gracas Padre M., Hayashi C., Evelázio de Souza N., Matsushita M. 2003. Influence of diets enriched with different vegetable oils on the fatty acid profiles of snail *Helix aspersa maxima*. *Food Chemistry*, 82: 553–558.
75. Neubert E., Bank R.A. 2006. Notes on the species of *Caucasotachea* C. Boettger 1906 and *Lindholmia* P. Hesse 1919 with annotations to the *Helicidae* (Gastropoda: *Stylommatophora: Helicidae*). *Archiv für Molluskenkunde*, 135 (1): 101–132.

76. Nica D., Bura M., Bordean I.B. 2012. Correlation modeling of Roman snail (*Helix pomatia* L.) oviposition behavior. *Journal of Agroalimentary Processes and Technologies*, 18 (1): 48–52.
77. Nicolai A., Filser J., Briand F., Charrier M. 2010. Seasonally contrasting life-history strategies in the land snail *Cornu aspersum*: physiological and ecological implications. *Canadian Journal of Zoology*, 88 (10): 995–1002.
78. Nowakowska A., Caputa M., Rogalska J. 2011. Effects of temperature and photoperiod on glucose and glycogen concentrations in *Helix pomatia* Linnaeus, 1758 in spring and autumn. *Folia Malacologica*, 19 (3): 155–163.
79. Paszkiewicz W., Ziomek M., Szkucik K., Maćkowiak-Dryka M. 2014. Pozyskiwanie i jakość zdrowotna mięsa ślimaków. *Medycyna Weterynaryjna*, 70 (11): 673–679.
80. Paszkiewicz W., Szkucik K., Ziomek M., Gondek M., Pysz-Lukasik R. 2018 a. Występowanie drobnoustrojów rodzaju *Salmonella* i *Listeria* w mięsie ślimaków jadalnych. *Medycyna Weterynaryjna*, 74: 110–113.
81. Paszkiewicz W., Szkucik K., Ziomek R., Pysz-Lukasik R., Drozd Ł., Bełkot Z. 2018 b. Zmienność zanieczyszczenia mikrobiologicznego mięsa ślimaków jadalnych w zależności od gatunku i miejsca ich pozyskania. *Medycyna Weterynaryjna*, 74: 591–598.
82. Rae R. 2017. The gastropod shell has been coopted to kill parasitic nematodes. *Scientific Reports* 7:4745 DOI:10.1038/s41598-017-04695-5 (Open Access): 1–7.
83. Rae R., Verdun C., Grewal P.S., Robertson J.F., Wilson M.J. 2007. Biological control of terrestrial molluscs using *Phasmarhabditis hermaphrodita* – progress and prospects. *Pest Management Science*, 63: 1153–1164.
84. Radzki R., Bieńko M., Polak P., Szkucik K., Ziomek M., Ostapiuk M., Bieniaś J. 2018. Is the consumption of snail meat actually healthy: An analysis of the orthotropic influence of snail meat as a sole source of protein in growing rats. *Journal of Animal Physiology and Animal Nutrition*, 102: 885–891.
85. Rozporządzenie Komisji (WE) nr 2073/2005 z dnia 15 listopada 2005 r. w sprawie kryteriów mikrobiologicznych dotyczących środków spożywczych – Dz. U. L 338 z 22.11.2005 r., s. 1.
86. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 852/2004 z dn. 29 kwietnia 2004 r w sprawie higieny środków spożywczych. Dz. U. L 139 z 30.04.2004 r.
87. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 853/2004 z dnia 29 kwietnia 2004 r. ustanawiające szczególne przepisy w odniesieniu do żywności pochodzenia zwierzęcego. Dz. U. L 139 z 30.04.2004 r.
88. Rozporządzenie Parlamentu Europejskiego i Rady (WE) nr 1069/2009 z dnia 21 października 2009 r. określające przepisy sanitarne dotyczące produktów ubocznych pochodzenia zwierzęcego, nieprzeznaczonych do spożycia przez ludzi, i uchylające rozporządzenie (WE) nr 1774/2002 (rozporządzenie o produktach ubocznych pochodzenia zwierzęcego. Dz. U. L 300 z 14.11.2009 r.
89. Russo J., Madec L. 2011. Dual strategy for immune defense in the land snail *Cornu aspersum* (Gastropoda, *Pulmonata*). *Zoology*, 84 (2): 212–221.

90. Sales J. 2011. A meta-analysis of the effects of dietary betaine supplementation on finishing performance and carcass characteristics of pigs. *Animal Feed Science and Technology*, 165 (1): 68–78.
91. Saleuddin A.S., Hare P.E. 1970. Amino acid composition of normal and regenerated shell of *Helix*. *Canadian Journal of Zoology*, 48: 885–886.
92. Sampelayo M.R., Fonolla J., Extremela G. 1991. Factors affecting the food intake, growth and protein utilization in the *Helix aspersa* snail. Protein content of the diet and animal age. *Laboratory Animals*, 25: 291–298.
93. Scheil A.E., Hilsmann S., Triebkorn R., Köhler H.-R. 2013. Shell color polymorphism, injuries and immune defence in tree helicid snail species, *Cepea hortensis*, *Theba pisana* and *Cornu aspersum maximum*. *Results in Immunology*, 3: 73–78.
94. Suljević D., Islamagić E., Filipić F., Focak M. 2018. Seasonally depend morphological variations of circulating hemocytes in *Helix pomatia*. *Environmental and Experimental Biology*, 16: 299–305.
95. Szkucik K., Ziomek M., Maćkowiak-Dryka M., Paszkiewicz W. 2011. Ślimaki jadalne – użytkowość, wartość odżywcza i bezpieczeństwo dla zdrowia konsumenta. *Życie Weterynaryjne*, 86: 631–635.
96. Szkucik K., Ziomek M., Paszkiewicz W., Drozd Ł., Gondek M., Knysz P. 2018. Fatty acid profile in fat obtained from edible part of land snails harvested in Poland. *Journal of Veterinary Research*, 62: 519–527.
97. Viard B., Pihan F., Promeprat S., Pihan J.-C. 2004. Integrated assessment of heavy metal (Pb, Zn, Cd) highway pollution: bioaccumulation in soil, *Graminaceae* and land snails. *Chemosphere*, 55: 1349–1359.
98. Wagge L.E. 1952. Quantitative studies of calcium metabolism in *Helix aspersa*. *Journal of Experimental Zoology*, 120: 311–342.
99. Weiner S., Traub W. 1980. X-ray diffraction study of the insoluble organic matrix of mollusk shells. *FEBS Letters*, 111: 311–315.
100. Wilbur K.M., Saleuddin A.S.M. 1983. Shell formation. In: K.M. Wilbur (ed.), *The Mollusca*, 4. Physiology, Part 1. Academic Press, New York, pp. 235–287.
101. Wilson M.J., Glen D.M., George S.K. 1993. The rhabditid nematode *Phasmarhabditis hermaphrodita* as a potential biological control agent for slugs. *Biocontrol Science and Technology*, 3: 503–511.
102. Ziętek J., Ziomek M., Wilczyńska A. (2019). Method of dissecting edible snails of the genus *Cornu*. *Medycyna Weterynaryjna*, 75: 609–612.
103. Ziomek M., Szkucik K., Maćkowiak-Dryka M., Paszkiewicz W., Drozd Ł., Pyz-Łukasik R. 2017. Wymagania weterynaryjne przy pozyskiwaniu i przetwarzaniu ślimaków jadalnych. *Medycyna Weterynaryjna*, 73 (12): 819–825.
104. Ziomek M., Drozd Ł., Chałabis-Mazurek A., Szkucik K., Paszkiewicz W., Valverde Pietra J.L., Bekot Z., Maćkowiak-Dryka M., Gondek M., Knysz P. 2018. Concentration levels of cadmium and lead in the raw and processed meat of *Helix pomatia* snails. *Polish Journal of Veterinary Sciences*, 21: 483–489.
105. Zwart P. 2015. Pneumonia in a snail *Cornu aspersum* (Gastropoda, Pulmonata). *Austin Journal Veterinary Sciences*, 2 (3): 1081.