

Występowanie drobnoustrojów rodzajów *Salmonella* i *Listeria* w mięsie ślimaków jadalnych¹⁾

WALDEMAR PASZKIEWICZ, KRZYSZTOF SZKUCIK, MONIKA ZIOMEK,
MICHAŁ GONDEK, RENATA PYZ-ŁUKASIK

Katedra Higieny Żywności Zwierzęcego Pochodzenia, Wydział Medycyny Weterynaryjnej, Uniwersytet Przyrodniczy w Lublinie, ul. Akademicka 12, 20-033 Lublin

Otrzymano 24.11.2017

Zaakceptowano 12.12.2017

Pasziewicz W., Szkucik K., Ziomek M., Gondek M., Pysz-Łukasik R.

Occurrence of *Salmonella* spp. and *Listeria* spp. in snail meat

Summary

The objective of the research was to determine the occurrence of microorganisms from the *Salmonella* spp. and *Listeria* spp. in raw and frozen (cooked) snail meat obtained from both, free-living population and farmed edible snails. The research material comprised the meat samples (25g each) collected from three snail species, i.e. Roman snail (*Helix pomatia* – HP), small brown garden snail (*Cornu aspersum aspersum* – CAA) and large brown garden snail (*Cornu aspersum maxima* – CAM). Roman snails came from natural environment and were harvested in the Wielkopolska and Lower Silesia province area (region A and B, respectively). The *Cornu* genus snails were obtained from two different heliciculture farms located in the above mentioned provinces (farm A and B, respectively). In both farms, the snails were maintained under the mixed rearing system. The raw meat specimens taken from the edible portion of snail, that is the foot with collar and a fragment of mantle, were obtained after the snails were sacrificed in the laboratory. Whereas the frozen meat specimens came from the snail meat processing facility. The presence of *Salmonella* was analysed in a total of 300 samples, while *Listeria* in 240 ones. The studies also included pooled soil samples of 0.5 kg each collected from the polytunnels (the pre-fattening stage) and outdoor farming park plots (fattening stage). The studies for the *Salmonella* presence were performed in accordance to PN-EN ISO 6579:2003, whereas for *Listeria* in compliance with PN-EN ISO 11290-1:1999. Species identification of *Listeria monocytogenes* was made by the PCR technique. The *Salmonella* presence was not confirmed in any of a total of 300 specimens of raw and cooked snail meat under study. These pathogens were not isolated from the soil samples, too. The absence of these bacteria in the raw meat specimens indicates that salmonella do not occur in both, the natural habitat of Roman snails or environment of two farms producing *Cornu* genus snails. Bacteria of *Listeria* genus was detected in 101(42,1%) snail meat samples under investigation. This particularly high microbiota load was reported in raw meat as these bacteria contaminated from 60% (HP from region A and CAM from farm B) up to 75% (CAA from farm A) samples under investigation. Notably, a markedly lower (35%) percentage of specimens with listerie was established only in the Roman snail raw meat samples from the region B. The *Listeria* spp. presence was also stated in all the soil specimens. The thermal treatment of meat achieved the substantial reduction in the *Listeria* spp. load, yet it did not eliminate its presence. Frequency of listeria occurrence in the frozen meat specimens was from 1,6 (CAM from farm A) up to 6,5-fold (CAA from farm B) lower compared to raw meat. The PCR technique was used for the species identification of 15 selected strains, in that 11 from the raw meat specimens and 4 from the cooked meat. A total of 5 isolates were recognized as *Listeria monocytogenes* (2,1% of total specimens examined and 4,95% specimens with listeria burden). They came solely from the raw meat samples collected from the farmed snails, in that one from farm A (from CAA) and four from farm B (3 from CAA and 1 from CAM). Bacteria from the *Salmonella* and *Listeria* genera occur in the natural habitat of edible snails and this, pose a potential hazard to human health. Efficient implementation of control programs at the primary production is the first step that could largely limit the presence of these pathogens in farmed snails and consequently, in snail meat.

Key words: *Cornu* genus, *Helix pomatia*, snail meat, *Salmonella* spp., *Listeria* spp.

Bezpieczeństwo, w tym również bezpieczeństwo mikrobiologiczne, jest podstawowym czynnikiem decydującym o przydatności spożywczej każdego rodzaju żywności. Wyznaczone zapisami aktualnie obowiązującego prawa żywnościowego kryteria mikrobiologicz-

nego bezpieczeństwa żywności nie dotyczą surowych jadalnych tkanek, zwanych dalej mięsem, ślimaków lądowych. Odnoszą się natomiast do półproduktu, jakim jest mięso gotowane (brak salmonelli w 25 g) oraz żywności gotowej do spożycia (RTE) wytworzonej z udziałem takiego mięsa (brak w 25 g lub nie więcej

¹⁾ Praca finansowana w ramach projektu badawczego N N308 574540.

niż 100 jtk/g *Listeria monocytogenes*) (12, 20). W Polsce nie były podejmowane kompleksowe badania mikrobiologiczne pozyskiwanego w kraju mięsa ślimaków, stąd też celowe wydaje się rozpoznanie zagrożeń mikrobiologicznych związanych z jego konsumpcją.

Celem badań było określenie występowania drobnoustrojów z rodzajów *Salmonella* oraz *Listeria* w mięsie wolno żyjących i hodowlanych ślimaków jadalnych.

Materiał i metody

Materiałem do badań były próbki mięsa surowego i mrożonego (każda o masie 25 g) 3 gatunków ślimaków: winniczka (*Helix pomatia* – HP), ślimaka szarego małego (*Cornu aspersum aspersum* – CAA) i szarego dużego (*Cornu aspersum maxima* – CAM). Winniczki o średnicy muszli większej niż 3 cm, żyjące w warunkach naturalnych, pochodziły ze zbiorów dokonywanych w okresie od 20 kwietnia do 31 maja na terenie województw wielkopolskiego (region A) i dolnośląskiego (region B), zgodnie z zasadami określonymi rozporządzeniami ministra środowiska (13, 14). Natomiast ślimaki z rodzaju *Cornu* pozyskano z 2 różnych hodowli zlokalizowanych na terenie województwa wielkopolskiego (gospodarstwo A) i dolnośląskiego (gospodarstwo B). W obu gospodarstwach prowadzono chów w systemie mieszanym, w którym paszę zieloną stanowił rzepik i gorczyca, a dodatkowo ślimaki żywiono wyprodukowaną w tych gospodarstwach zbilansowaną paszą, w której głównym źródłem białka był makuch rzepakowy. Przeznaczone do badań próbki surowego mięsa pozyskiwano w laboratorium po uśmierceniu ślimaków przy użyciu chloroformu. Z ciała ślimaków izolowano z zachowaniem warunków jałowości przeznaczoną do badań część jadalną, którą stanowiła stopa wraz z kołnierzem i fragmentem płaszczka. Próbkę do badań stanowiło mięso pozyskane z 8-10 osobników winniczka i ślimaka szarego dużego oraz 12-15 osobników ślimaka szarego małego.

Przeznaczone do badań próbki mięsa mrożonego izolowano z próbki laboratoryjnej o masie 500 g, którą pozyskiwano w zakładzie przetwarzającym mięso ślimaków. Każdą próbkę kolekcjonowano z różnych części partii produkcyjnej na etapie sortowania mięsa oczyszczonego, poddanego wstępnemu gotowaniu i schłodzonego, a następnie zamrażano w temperaturze -26°C . Do czasu badania próbki laboratoryjne przechowywane były w temperaturze nie wyższej niż -18°C .

Obecność drobnoustrojów z rodzaju *Salmonella* oznaczono łącznie w 300 próbkach, natomiast z rodzaju *Listeria* w 240 próbkach. Szczegółowe dane nt. liczby przebadanych próbek przedstawiono w tab. 1.

Badaniu poddano również pulowane próbki ziemi, każda o masie 0,5 kg, pochodzące z tunelu foliowego (etap tuczu wstępnego) i z poletek w parku (etap tuczu właściwego).

Procedurę oznaczania obecności pałeczek *Salmonella* oparto na schemacie postępowania zawartym w PN-EN ISO 6579:2003 (11). Przednamnażanie przeprowadzano w zbuforowanej wodzie peptonowej (nr kat. PS52, Biocorp Polska Sp. z o.o.), a selektywne namnażanie na pożywce RVS (Rappaport Soy Broth, nr kat. PS65, Biocorp) i MKTTn (Mueller-Kauffman with Novobiocyn and Brilliant Green Broth Base, nr kat. PS147, Biocorp). Następnie wykorzystano agarowe

pożywki selektywnie różnicujące: z ksylozą i lizyną (X.L.D. LAB-AGAR™ – nr kat. PS45, Biocorp) oraz z zielenią brylantową i czerwienią fenolową (B.G.A. LAB-AGAR™ – nr kat. PS98, Biocorp). Profil biochemiczny izolowanych szczepów badano w oparciu o ich zdolność (lub jej brak) do: fermentacji glukozy, laktozy i sacharozy oraz wytwarzania H_2S (Triple Sugar Iron LAB-AGAR™ – nr kat. PS44, Biocorp), wytwarzania β -galaktozydazy (ONPG Disc – nr kat. DD 0013, Oxoid), indolu (woda peptonowa z tryptofanem, nr kat. P-0078 i odczynnik Kovacs, nr kat. C-018, BTL Sp. z o.o., Polska), ureazy (Urea LAB-AGAR™ Base – nr kat. PS211, Biocorp), acetylometylokarbinolu (VP Test, nr kat. 10003329 Erba Lachema, Czechy) oraz dekarboksylacji lizyny (nr kat. P-0129, BTL). Wykorzystywano również bezodczynnikowy zestaw identyfikacyjny do rozpoznawania bakterii z rodziny *Enterobacteriaceae* ENTEROtest 24N (nr kat. 10020290 Erba Lachema) w systemie automatycznego odczytu wyników i komputerowej identyfikacji analizowanych szczepów (czytnik Multiskan® EX – nr kat. 1507300, Thermo Fisher Scientific Oy; program identyfikacyjny TNW Pro Auto 6.5 PL – nr kat. 50002056, Erba Lachema).

Badanie w kierunku obecności *Listeria monocytogenes* przeprowadzono wg PN-EN ISO 11290-1:1999 (10). Wstępne namnażanie przeprowadzono na bulionie pół-Frasera (nr kat. PS100, Biocorp), a namnażanie właściwe na bulionie Frasera (nr kat. PS101, Biocorp). Jako pożywek selektywnie różnicujących użyto pożywki agarowej ALOA (Chromogenic *Listeria* LAB-AGAR™ – nr kat. PS165, Biocorp) i Oxford (Oxford LAB-AGAR™ – nr kat. PS104, Biocorp). Wyizolowane drobnoustroje zaliczano do rodzaju *Listeria* na podstawie typowych cech morfologicznych (Gram-dodatnie pałeczki, zdolności ruchu (podłoże do badania zdolności ruchu bakterii, nr kat. P-0238, BTL) oraz dodatniego wyniku testu na katalazę (H_2O_2 , nr kat. 118851934, Chempur, Polska). Następnie określano właściwości hemolizujące wym. szczepów (Columbia LAB-AGAR™ Base, nr kat. PS06, Biocorp) oraz ich zdolność do fermentacji ksylozy i ramnozy (Ksylose and Ramnose Broth, nr kat. 3000 i 3001, Biocorp). Wyselekcjonowane w ten sposób szczepy poddano identyfikacji gatunkowej techniką PCR. W procedurze wykorzystano zestaw do izolacji DNA-Genomic Mini AX Bacteria (nr kat. 060-60, A&A Biotechnology, Gdynia Polska), zestaw do amplifikacji *L. monocytogenes* PCR Kids (nr kat. K 069, Genekan Biotechnology AG, Duisburg, Niemcy) i żel agarozowy Agarose Serva (nr kat. 11404, Serva Electrophoresis, GmbH, Heidelberg Niemcy). Rozdział elektroforetyczny przeprowadzono w aparacie do elektroforezy poziomej Mini-Sub Cell GT System, 15 well (Bio-Rad Laboratories, Inc, Hercules, CA, USA) z wykorzystaniem markera wielkości DNA – DNA Marker 1 (nr kat. 3000-500, A&A Biotechnology, Gdynia Polska).

Tab. 1. Liczba próbek mięsa ślimaków przebadanych na obecność pałeczek z rodzajów *Salmonella* i *Listeria*

| Gatunek ślimaka | <i>Salmonella</i> spp. | | | | <i>Listeria</i> spp. | | | |
|-----------------|------------------------|---------|----------------|---------|----------------------|---------|----------------|---------|
| | Region/Ferma A | | Region/Ferma B | | Region/Ferma A | | Region/Ferma B | |
| | Mięso | | | | | | | |
| | surowe | mrożone | surowe | mrożone | surowe | mrożone | surowe | mrożone |
| HP | 30 | 20 | 30 | 20 | 20 | 20 | 20 | 20 |
| CAM | 30 | 20 | 30 | 20 | 20 | 20 | 20 | 20 |
| CAA | 30 | 20 | 30 | 20 | 20 | 20 | 20 | 20 |
| Razem | 300 | | | | 240 | | | |

Wyniki i omówienie

W żadnej z badanych próbek surowego mięsa ($n = 180$) nie stwierdzono obecności pałeczek rodzaju *Salmonella*. Wskazuje to na brak salmonelli zarówno w naturalnym środowisku bytowania winniczków, jak również w środowisku obu hodowli ślimaków z rodzaju *Cornu*. Potwierdziły to wyniki badań próbek ziemi pochodzących z tunelu i poletek, w których nie wykryto salmonelli. Brak tych patogenów w surowym mięsie ślimaków hodowlanych wynika z kontrolowanych warunków ich utrzymania oraz wdrożonych w gospodarstwach zasad dobrych praktyk rolniczych (GAP). Natomiast w przypadku mięsa winniczków wskazuje na dobry status sanitarny środowiska naturalnego w regionach, z których pozyskano ślimaki.

Obecności salmonelli nie stwierdzono także w próbkach mięsa mrożonego ($n = 120$), co świadczy o skutecznym wykluczeniu w procesie technologicznym możliwości kontaktu gotowego produktu z pierwotnym źródłem zanieczyszczenia, za które część badaczy uznaje jednak surowe mięso ślimaków. Salmonelle uznawane są przez nich za składnik mikroflory naturalnie występującej w środowisku życia ślimaków i przez to stanowią potencjalny czynnik ryzyka dla zdrowia ludzi. Stwierdzili oni salmonelle w 31,11% z 270 przebadanych próbek surowego mięsa ślimaków hodowlanych, a wśród 13 wyizolowanych serowarów dominowały: *S. Gatuni*, *S. Montevideo*, *S. Newport* i *S. Bredeney* (1). Bakterie te izolowano również z surowego mięsa ślimaków wolno żyjących, pozyskanych w Nigerii, na Sardynii, w Tunezji i Ghanie (4, 5, 8, 16), z mięsa i przewodu pokarmowego takich ślimaków pozyskanych w Grecji (9) oraz z mięsa ślimaków hodowlanych w Ghanie (8). Uzyskany w badaniach własnych wynik jest zbliżony z doniesieniami innych autorów (17), którzy kontrolując status higieny procesu produkcji mrożonego mięsa ślimaków, nie wyizolowali salmonelli na żadnym etapie przetwarzania. Również w badaniach mięsa ślimaków hodowlanych pochodzących z ferm w Grecji, Polsce, Rumunii, na Sardynii i Filipinach (2-4, 6, 9, 19) oraz wolno żyjących pozyskanych w Rumunii i Polsce (3, 18) nie stwierdzono obecności tych patogenów. Salmonelli nie stwierdzono także w żadnej z 60 próbek gotowych do spożycia ślimaków (RTE) oferowanych do sprzedaży w barach i na ulicznych straganach w Hiszpanii (15).

Bakterie z rodzaju *Listeria* występowały w 42,1% badanych próbek mięsa ślimaków (tab. 2). Szczególnie wysoki stopień zanieczyszczenia tą mikrobiotą dotyczył mięsa surowego. W zależności od gatunku i regionu (gospodarstwa) bakteriami tymi zanieczyszczonych było od 60% (HP z regionu A i CAM z gospodarstwa B) do 75% (CAA z gospodarstwa A) badanych próbek. Jedynie w przypadku surowego mięsa winniczków z regionu B odnotowano zdecydowanie niższy, wynoszący 35%, odsetek próbek zawierających listerie. Obecność *Listeria spp.* stwierdzono również w badanych próbkach ziemi pochodzących zarówno z tunelu foliowego (etap tuczu wstępnego), jak i z parku (etap tuczu właściwego). Wyniki te wskazują, że listerie są stałym składnikiem

Tab. 2. Liczba próbek mięsa ślimaków, w których stwierdzono *Listeria spp.*

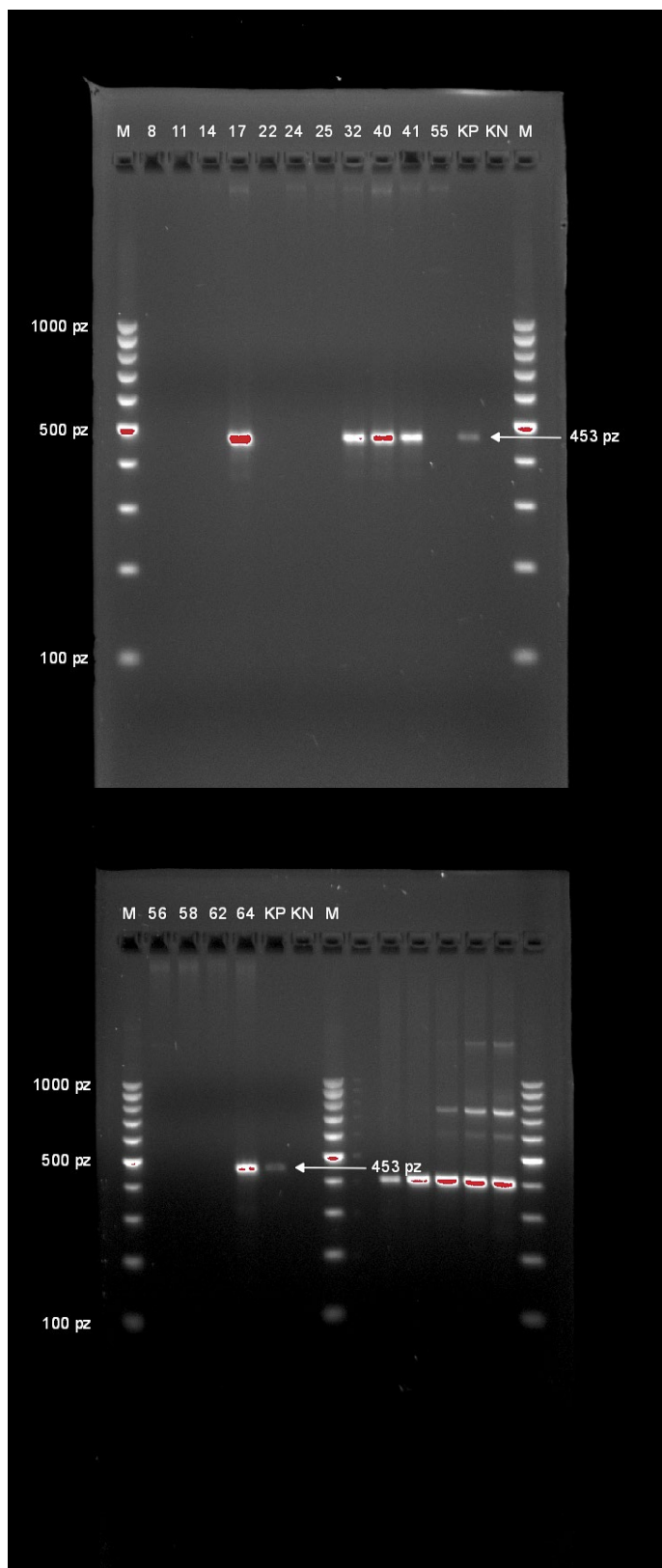
| Gatunek ślimaka | Region/Ferma A | | Region/Ferma B | |
|-----------------|----------------|------------|----------------|-----------|
| | Próbki mięsa | | | |
| | surowego | mrożonego | surowego | mrożonego |
| HP | 12 (60%) | 7 (35%) | 7 (35%) | 3 (15%) |
| CAM | 13 (65%) | 8 (40%) | 12 (60%) | 4 (20%) |
| CAA | 15 (75%) | 5 (25%) | 13 (65%) | 2 (10%) |
| Razem | 40 (66,7%) | 20 (33,3%) | 32 (53,3%) | 9 (15%) |
| | 101 (42,1%) | | | |

mikroflory naturalnie występującej w środowisku hodowlanym ślimaków i przez to powinny być zawsze rozważane jako potencjalny czynnik ryzyka dla zdrowia ludzi. Wstępna obróbka termiczna mięsa w znacznym stopniu ograniczała, ale nie eliminowała ich obecności. Częstotliwość występowania listerii w próbkach mięsa mrożonego była od 1,6 (CAM z gospodarstwa A) do 6,5 (CAA z gospodarstwa B) razy niższa w porównaniu z mięsem surowym.

W oparciu o wyniki przeprowadzonych testów wyselekcjonowano 15 szczepów (w tym 11 z próbek mięsa surowego i 4 z mięsa gotowanego) i poddano je identyfikacji gatunkowej techniką PCR. Jako *L. monocytogenes* rozpoznano 5 (2,1% ogółu przebadanych próbek i 4,95% próbek obciążonych listeriami) izolatów. Pochodziły one wyłącznie z próbek surowego mięsa ślimaków hodowlanych, w tym jeden z fermy A (od CAA) i cztery z fermy B (3 od CAA i 1 od CAM) (ryc. 1).

Według danych piśmiennictwa, *L. monocytogenes* wykrywana jest najczęściej w początkowych fazach produkcji mięsa ślimaków, począwszy od etapu odbioru żywych zwierząt, poprzez mycie, parowanie, aż do etapu usunięcia muszli (17). Dopiero kolejne etapy postępowania produkcyjnego, czyli pierwsze i drugie gotowanie, powodują zniszczenie listerii zawartych w mięsie. Stąd też stwierdzenie obecności tych drobnoustrojów w surowym mięsie jest jednocześnie wskazaniem pierwotnego źródła zanieczyszczenia środowiska zakładu. Inni autorzy (7) również wskazują, że istnieje ryzyko ponownego zanieczyszczenia listeriami gotowego produktu. Wyizolowali oni *L. monocytogenes* z 2 (100%) próbek surowego mięsa winniczków oraz z 16 (57%) próbek mięsa po obróbce termicznej. Podobne wyniki uzyskano w Rumunii (3), gdzie *L. monocytogenes* izolowano z powierzchni muszli oraz próbek świeżego i mrożonego mięsa ślimaków hodowlanych i wolno żyjących. Także we Włoszech stwierdzono obecność listerii w 8 (28,6%) badanych próbkach surowego mięsa ślimaków z rodzaju *Cornu* i *Helix* (4). Inni autorzy nie wykazali jednak *L. monocytogenes* w żadnej ze 160 próbek mięsa CAA i CAM pozyskanych w Polsce i Grecji. Jedynie w 2 próbkach pochodzących z CAA potwierdzili obecność *L. innocua* (2).

Bakterie z rodzajów *Salmonella* i *Listeria* występują w środowisku bytowania ślimaków jadalnych, a przez to mogą stanowić potencjalne zagrożenie dla zdrowia konsumenta. Skuteczne wdrożenie programów kontroli



Ryc. 1. Analiza elektroforetyczna w 2% żelu agarozowym produktów amplifikacji materiału genetycznego *L. monocytogenes* po reakcji PCR ze starterami specyficznymi tylko dla tego drobnoustroju

Objaśnienia: M – marker długości fragmentów DNA od 100 do 1000 pz; KP – kontrola pozytywna (produkt amplifikacji o długości 453 pz); KN – kontrola negatywna; 8, 11, 14, 17, 22, 24, 25, 32, 40, 41, 55, 56, 58, 62, 64 – produkty amplifikacji DNA izolowanego ze szczepów *Listeria* sp.; 17, 32, 40, 41 i 64 – *L. monocytogenes*

na etapie produkcji podstawowej winno być pierwszym działaniem, które może w znaczącym stopniu ograniczyć występowanie tych patogenów u ślimaków hodowlanych, jak i w pozyskiwanych z nich surowcach jadalnych. Podjęcie skutecznych środków zwalczania wym. patogenów na kolejnych etapach łańcucha żywnościowego, takich jak odpowiednia obróbka termiczna surowego mięsa czy przestrzeganie reżimu sanitarnego przy konfekcjonowaniu mięsa po obróbce termicznej zapewnia znaczną ich redukcję, a nawet eliminację z produktu finalnego, którym jest mrożone, gotowane mięso ślimaków.

Piśmiennictwo

1. Andrews W. H., Wilson C. R., Romero A., Poelma P. L.: The Moroccan Food Snail, *Helix aspersa*, as a source of *Salmonella*. Appl. Microbiol. 1975, 29, 328-330.
2. Cicero A., Giangrosso G., Cammilleri G., Macaluso A., Currò V., Galuppo L., Vargetto D., Vicari D., Ferrantelli V.: Microbiological and chemical analysis of land snails commercialised in Sicily. Ital. J. Food Safety 2015, 4:4196, 66-68, doi: 10.4081/ijfs.2015.4196.
3. Cirlan A. F.: Researches regarding the bacterial and mycological of the food snails and its sanitary-veterinary semnificance. Universitatea de Ştiinţe Agricole şi Medicină Veterinară „Ion Ionescu de la Brad”, Facultatea de Medicină Veterinară. Praca dokt., Jassy, Rumunia 2011.
4. Corda A., Mara L., Virgilio S., Pisanu M., Chessa G., Parisi A., Cogoni M. P.: Microbiological and chemical evaluation of *Helix* spp. snails from local and non EU-markets, utilised as food in Sardinia. Italian J. Food Safety 2014, 3, 69-72; doi:http://dx.doi.org/10.4081/ijfs.2014.1732.
5. Ebenso I., Ekwere A., Akpan B., Okon B., Inyang U., Ebenso G.: Occurrence of *Salmonella*, *Vibrio* and *E. coli* in edible land snail in Niger Delta, Nigeria. J. Microbiol. Biotechnol. Food Sci. 2012, 2, 610-618.
6. Gruyal V. B.: Microbial Level and Pesticide Residues of *Pomacea canaliculata* (Golden Snail): Basis for Potential Food Consumption. Int. J. Sci. Clin. Lab. 2013, 4, 42-60.
7. Kirkan S., Göksoy E. Ö., Kaya O.: Detection of *Listeria monocytogenes* by using PCR in *Helix pomatia*. Turk. J. Vet. Anim. Sci. 2006, 30, 375-380.
8. Nyoagbe L. A., Appiah V., Nketsia-Tabiri J., Larbi D., Adjei I.: Evaluation of African giant snails (*Achatina* and *Archachatina*) obtained from markets (wild) and breeding farms. Afr. J. Food Sci. 2016, 10, 94-104; doi: 10.5897/AJFS2015.1320.
9. Parlapani F. F., Neofstou Ch., Boziaris I. S.: Microbiological quality of raw and processed wild and cultured edible snails. J. Sci. Food Agric. 2014, 94, 768-772.
10. PN-EN ISO 11290-1:1999 Mikrobiologia żywności i pasz – Horyzontalna metoda wykrywania obecności i oznaczania liczby *Listeria monocytogenes* – Metoda wykrywania obecności.
11. PN-EN ISO 6579:2003 Mikrobiologia żywności i pasz – Horyzontalna metoda wykrywania *Salmonella* spp.
12. Rozporządzenie Komisji (WE) Nr 2073/2005 w sprawie kryteriów mikrobiologicznych dotyczących środków spożywczych. Dz. Urz. L Nr 338 z 22.12.2005 r., s. 1.
13. Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 12 października 2011 r. w sprawie ochrony gatunkowej zwierząt. Dz. U. z 2011 r. Nr 237, poz. 1419.
14. Rozporządzenie Ministra Środowiska z dnia 6 października 2014 r. w sprawie ochrony gatunkowej zwierząt. Dz. U. z 2014 r. poz. 1348.
15. Serrano S., Medina L. M., Jurado M., Jordal M.: Microbiological quality of terrestrial gastropods prepared for human consumption. J. Food Prot. 2004, 67, 1779-1781.
16. Tedde T., Virgilio S., Chessa G., Fiori G., Terrosu G., Rosa M. N., Pinna C., Piras G.: Microbiological and chemical testing of food snails marketends in Sardinia. Ital. J. Food Safety 2009, 5, 23-27; doi:10.4081/ijfs.2009.5.23.
17. Temelli S., Dokuzulu C., Cem Sen M. K.: Determination of microbiological contamination sources during frozen snail meat processing stages. Food Control 2006, 17, 22-29.
18. Walczak Z., Czerwińska E.: Microbiological meat safety of edible snails (*Helix pomatia*) gathered from natural habitat. Probl. Hig. Epidemiol. 2013, 94, 853-856.
19. Walczak Z., Czerwińska E.: Ocena jakości mikrobiologicznej mięsa ślimaków (*Helix aspersa* Müller) po wstępnym przetworzeniu oraz jej zmiany w trakcie przechowywania zamrażalniczego. Zesz. Probl. Post. Nauk Rol. 2011, 569, 285-292.
20. Ziomek M., Szkucik K., Maćkowiak-Dryka M., Paszkiewicz W., Drozd Ł., Pysz-Lukasik R.: Wymagania weterynaryjne przy pozyskiwaniu i przetwarzaniu ślimaków jadalnych. Med. Weter. 2017, 73, 819-825, doi: 10.21521/mw.5796.

Adres autora: dr Waldemar Paszkiewicz, ul. Akademicka 12, 20-033 Lublin, e-mail: waldemar.paszkiewicz@up.lublin.pl