

Występowanie *Listeria monocytogenes* w zakładzie przetwórstwa mięsnego

LIDIA SZYMAŃSKA, WALDEMAR DĄBROWSKI, DAGMARA MĘDRALA,
KAZIMIERZ LACHOWICZ*, ANNA KORONKIEWICZ

Katedra Mikrobiologii Żywności Wydziału Nauk o Żywieniu i Rybactwa AR, ul. Papieża Pawła VI 3, 71-459 Szczecin
*Zakład Technologii Mięsa Wydziału Nauk o Żywieniu i Rybactwa AR, ul. Kazimierza Królewicza 3, 71-550 Szczecin

Szymańska L., Dąbrowski W., Mędrala D., Lachowicz K., Koronkiewicz A. Occurrence of *Listeria monocytogenes* in a meat-processing plant

Summary

The aim of the study was to evaluate the occurrence of *Listeria monocytogenes* in a selected meat-processing plant during processing. A total amount of 393 swab samples were collected, including 240 from pork and beef carcass halves/quarters, 36 from meat pieces, 4 from pork tongues, 9 from saline and 104 from the environment and equipment of two production areas. The samples were swabbed and processed according to the PN EN ISO 11290-1 standard and this method enabled 207 strains of *L. monocytogenes* to be isolated. The environment and equipment of both beef and pork processing areas were shown to be contaminated to similar degrees (about 26%) and this contamination was higher than was observed in carcass halves and meat (about 15%). *L. monocytogenes* were detected on the surface of 75% of beef carcass quarters - almost three times more often than in the beef processing area (26%) and the haunch parts indicated the highest contamination (50%). Pork carcass halves were half as contaminated as beef carcass quarters and ham and neck parts showed the highest degree of contamination (22.1% and 16.2%, respectively). *L. monocytogenes* were isolated most frequently from the floors of both processing areas (62.5%) and cold room door handles and were noted twice as often in the beef-processing (57.1%) as in the pork processing area (25%). One positive sample was reported in the case of a table and a knife (pork area) and a saw and a hook (beef area). Hooks and a skinning machine in the pork area were contaminated more often (25% and 38%, respectively). The highest level of contamination was observed in saline and pork tongues and affected 100% of samples.

The method of sample collection from the surfaces which was applied in the study turned out to be a very promising tool for gathering data on *L. monocytogenes* contamination, and one which could be used while introducing HACCP systems and designing 'in-plant' schemes for cleaning and disinfecting processing environments.

Keywords: *Listeria monocytogenes*, meat, meat-processing environment

Listeria monocytogenes jest patogenem szeroko rozpowszechnionym w przyrodzie. Jest on często izolowany ze środowiska przetwórstwa żywności. Wykazano, że zarówno sporadyczne, jak i epidemiczne przypadki listeriozy u ludzi notowane od połowy lat osiemdziesiątych, są głównie pochodzenia pokarmowego (2, 10, 17, 20, 21, 24). Ze względu na powszechność występowania tego patogenu w środowisku, zdolność do namnażania w warunkach chłodniczych i opakowaniach próżniowych, skłonność do tworzenia biofilmów oraz tolerancję na niektóre środki konserwujące i dezynfekujące, jego całkowita eliminacja ze środowiska przetwórstwa żywności jest praktycznie niemożliwa (3, 9, 15, 24). Możliwość zakażeń ludzi przez *L. monocytogenes* za pośrednictwem mięsa i jego przetworów wzbudza niepokój. Dotyczy to szczególnie produktów mięsnych, gotowych do spożycia w stanie surowym lub półsurowym po dłuższym okresie przechowywania w temperaturze 4-8°C. Badania wykazują, że polska wołowina i wieprzowina są w dużym stop-

niu zanieczyszczone tą bakterią (6, 14). Środowisko zakładu przetwórstwa mięsnego, w tym powierzchnie będące w kontakcie z mięsem (narzędzia, urządzenia, stoły) oraz nie mające bezpośredniego kontaktu z surowcem (ściany, podłogi, sufity), są ważnym źródłem zanieczyszczenia produktu gotowego i w konsekwencji przyczyną epidemii (2, 5, 8, 11, 16, 23, 26). W celu kontrolowania zagrożenia mikrobiologicznego związanego z zanieczyszczeniem produktów mięsnych *L. monocytogenes* konieczne staje się zidentyfikowanie miejsc, w których może dochodzić do kontaminacji. Następnie należy wprowadzić takie systemy mycia i dezynfekcji, aby to zagrożenie maksymalnie zredukować lub wyeliminować. W Polsce nie prowadzono dotąd badań mających na celu określenie występowania w środowisku przetwórczym tego groźnego dla zdrowia człowieka drobnoustroju.

Celem badań było określenie występowania szczepów *Listeria monocytogenes* w środowisku wybranego zakładu przetwórstwa mięsnego w trakcie produkcji.

Materiały i metody

Próbki do badań pobierano w trakcie 12 rutynowych kontroli w wybranym zakładzie przetwórstwa mięsnego w województwie zachodniopomorskim w okresie od października 2001 r. do stycznia 2003 r. Jest to prywatny zakład przetwórczy o średniej wielkości produkcji, w którym funkcjonuje system HACCP. Niniejsze badania mają na celu ustalenie punktów krytycznych dotyczących występowania *L. monocytogenes*. Wszystkie próbki pobrano w trakcie procesu produkcyjnego. Schemat pobierania próbek wraz z wykazem miejsc przedstawia tab. 1. Wymazy pobierano z półtusze składowanych w chłodni w temperaturze 4°C przez 24 godziny po uboju. Z każdej półtuszy pobierano wymazy z trzech miejsc. Łącznie pobrano 393 próbki, z czego 240 pochodziło z ćwierćtuszy wołowych i półtuszy wieprzowych, 40 z kawałków mięsa bez kości i 113 ze środowiska i urządzeń dwóch hal produkcyjnych.

Szczypty bakteryjne i warunki hodowli. Wykrywanie *L. monocytogenes* prowadzono w oparciu o normę PN EN ISO 11290-1 (1). Izolaty ze środowiska i z półtuszy uzyskano, przecierając 25 cm² powierzchni jałowymi pałeczkami do wymazów, które następnie inkubowano w 10 ml bulionu pół-Frasera (Oxoid, Anglia) w temperaturze 30°C przez 24 h. Po tym okresie przenoszono 0,1 ml bulionu na podłoże stałe *Listeria Selective Agar* (LSA, Oxoid) i inkubowano przez 48 h w temperaturze 37°C. Kolonie wyrosłe na podłożu LSA wstępnie identyfikowano na podstawie cech fenotypowych (charakterystyczny wygląd kolonii i zdolność do rozkładu eskuliny) oraz wybierano po 5 typowych kolonii do dalszych analiz. Dalsze testy potwierdzające do rodzaju *Listeria* obejmowały test na wytwarzanie katalazy (zawieszanie materiału z wybranej pojedynczej kolonii w kropli roztworu nadtlenku wodoru) i test na wykrywanie zdolności ruchu.

Zdolność do ruchu badano w agarze półpłynnym (0,35%) w temperaturze 25°C inkubowanym do 7 dni. Test zmodyfikowano przez dodanie do podłoża 1% roztworu chlorku 2,3,5-trifenyloitetrazolu (TTC), aby ułatwić odczyt i interpretację wyników. Za wynik dodatni uznawano wzrost w postaci charakterystycznego parasola o czerwonej barwie.

Dalsze postępowanie potwierdzające gatunek *Listeria monocytogenes* polegało na wykazaniu aktywności hemolitycznej, odczytywanej na agarze z krwią (agar wzbogacony i 4% krwi ludzkiej) po 24 i 48 h inkubacji w 37°C. Bakterie należące do tego gatunku wytwarzają cienką strefę przejaśnienia wokół kolonii (β -hemoliza).

Kolejnym etapem identyfikacji było wykazanie zdolności do rozkładu cukrów. W tym celu zakładano hodowlę w bulionie sojowym z ekstraktem drożdżowym (TSYEB, Oxoid) inkubowaną w temperaturze 25°C przez 24 h. Po uzyskaniu wyraźnego zmętnienia przenoszono oczkiem ezy część hodowli w podłożu TSYEB do bulionów wzbogaconych roztworami poszczególnych węglowodanów: L-ramnozy lub D-ksylozy. Za wynik dodatni (zakwaszenie podłoża) uznawano zmianę zabarwienia pożywki z fioletowej na żółtą w czasie 5-dniowej inkubacji w temperaturze 35-37°C. Według normy wynik: D-ksyloza (-) i L-ramnoza (+) jest charakterystyczny dla szczepów *L. monocytogenes*.

Wyniki i omówienie

Przebadano 380 próbek pobranych ze środowiska i urządzeń przetwórcy mięsa oraz z półtuszy i mięsa bez kości. Stwierdzono, że 26% próbek pobranych ze środowiska przetwórcy zawierało bakterie należące do gatunku *Listeria monocytogenes* (tab. 3). Natomiast badanie półtuszy i mięsa bez kości wykazało zanieczyszczenie rzędu 14,5% (tab. 2). Środowisko i urządzenia hali rozbioru wołowego i wieprzowego były w podobnym stopniu zanieczyszczone (26% i 25,9%). Natomiast zanieczyszczenie obu hal przetwórcy wynosiło 26% i było wyższe niż zanieczyszczenie próbek pobranych z półtuszy i mięsa – 14,5%.

Tab. 1. Schemat pobierania próbek w przetwórni mięsa

Miejsce pobrania próbek	23.10. 2001	08.11. 2001	27.11. 2001	28.11. 2001	11.12. 2001	24.01. 2002	22.04. 2002	24.10. 2002	08.01. 2003	15.01. 2003	22.01. 2003	27.01. 2003
Chłodnia:												
- ćwierćtusze wołowe		•	•				•	•				
- półtusze wieprzowe		•	•		•	•		•				
- mięso bez kości po rozbiórce					•	•		•				
Ozory wieprzowe peklowane					•							
Solanka peklująca					•		•	•	•	•	•	•
Hala rozbioru ćwierćtuszy wołowych:												
- stół do rozbioru	•			•	•	•	•	•		•		
- noże do rozbioru						•	•	•				
- piły do rozbioru	•			•	•	•	•	•	•			
- haki						•	•	•	•	•	•	•
- podłoga	•			•	•	•	•	•	•			
- styk ściany i stołu do rozbioru	•			•	•	•	•	•	•			
- klamka (drzwi do chłodni)					•	•	•	•	•	•	•	
Hala rozbioru półtuszy wieprzowych:												
- stół do rozbioru	•			•	•	•	•	•	•			
- noże do rozbioru	•			•	•	•	•	•	•			
- piły do rozbioru				•	•	•	•	•				
- odskórzarka	•			•	•	•	•	•	•			
- haki						•	•	•	•	•	•	
- podłoga					•	•	•	•	•	•	•	•
- klamka (drzwi do chłodni)	•			•	•	•	•	•	•	•	•	

rozbioru wołowego i wieprzowego były w podobnym stopniu zanieczyszczone (26% i 25,9%). Natomiast zanieczyszczenie obu hal przetwórcy wynosiło 26% i było wyższe niż zanieczyszczenie próbek pobranych z półtuszy i mięsa – 14,5%. *L. monocytogenes* wykryto na powierzchni 75% ćwierćtuszy wołowych, czyli trzykrotnie częściej niż w hali rozbioru wołowego (26%), przy czym najbardziej zanieczyszczone były okolice udźca (50%). Półtusze wieprzowe wykazały ponad dwukrotnie niższy stopień zanieczyszczenia odstoniętych

powierzchni tym drobnoustrojem w porównaniu z ćwierćtusząmi wołowymi (32,3%). Najczęściej zanieczyszczone były okolice szynki (22%) i karkówki (16,2%). Nieco niższe było zanieczyszczenie hali rozbioru wieprzowego – 25,9%. Mięso bez kości uległo zanieczyszczeniu w niewielkim stopniu (5,6%), przy czym zawsze było to mięso wołowe. *L. monocytogenes* stwierdzono w każdej próbce z ozorów wieprzowych peklowanych (4 próbki) i solanki peklującej (9 próbek).

Najczęściej *L. monocytogenes* izolowano z podłóg obu hal – aż w 62,5% oraz klamek od drzwi chłodni, przy czym ponad dwukrotnie częściej izolowano ten drobnoustroj z hali rozbioru wołowego (57,1%) niż z hali rozbioru wieprzowego (25,0%). Po jednej próbce dodatniej zanotowano w przypadku stołu i noża z hali rozbioru wieprzowego oraz piły i haków z hali rozbioru wołowego. Częściej zanieczyszczone były haki (25,0%) i odkórzarka z hali rozbioru wieprzowego (37,5%).

Zastosowano technikę wymazów, dzięki której uzyskano dużą liczbę szczepów *L. monocytogenes* – 207. Potwierdza to tezę Korsak i wsp. (13), że odpowiednio dobrana i zastosowana technika pobierania wymazów pozwala na uzyskanie wyników zbliżonych do próbek wycinków tkanek, przy czym jest to metoda o wiele prostsza, nie zakłóca procesu produkcyjnego i jest mniej kosztowna dla producenta, gdyż nie niszczy półtuszy.

Prowadzono badania nad stopniem zanieczyszczenia środowiska przetwórci i półtuszy, przy czym ich wyniki były zróżnicowane. W przypadku próbek pobranych z półtuszy zwykle uzyskiwano o wiele niższy stopień zanieczyszczenia niż w niniejszych badaniach. Autio i wsp. (2) stwierdzili obecność *L. monocytogenes* w 12% półtuszy wieprzowych. Inne badania wskazują na zanieczyszczenie półtuszy wieprzowych rzędu 7,4% i 2% oraz półtuszy wołowych – 4,9% i 22% (12, 13). Wykazano również, że zanieczyszczenie półtuszy wzrosło po myciu i płukaniu podłogi z poziomu 1,5% do 1,9% (22). Kilkakrotnie nie wykryto tego drobnoustroju na powierzchni półtuszy przy zastosowaniu metody wymazów, mimo że powierzchnia wymazów była taka sama lub większa niż w niniejszych badaniach (8, 26). Może to wskazywać na wyższy stopień zanieczyszczenia polskich półtuszy i/lub mniejszą higienę podczas produkcji. Niewykluczone jest także nieprawidłowe dobranie przez innych badaczy sposobów pobierania i postępowania z próbkami. Częste zanieczyszczenie okolicy udźca lub szynki wynika prawdopodobnie z bliskości odbytu, a z kolei w okolicach karkówki gromadzi się ściekająca wilgoć, co tworzy odpowiednie warunki do wzrostu i rozwoju bakterii (7, 8).

Środowisko i sprzęt w przetwórci mięsa mogą być w różnym stopniu zanieczyszczone *L. monocytogenes*, przy czym zanieczyszczenie może oscylować między 9% a 67,1% (2, 5, 26). Wendlandt i Bergann (26) najrzadziej izolowali ten patogen ze środowiska rzeźni – 14,6%, częściej z przetwórci – 26,3%, lecz najbardziej zanie-

czyszczone było miejsce rozbioru (67,1%), co może wskazywać na utrwalenie się tej bakterii w środowisku. Podobne zanieczyszczenie przetwórci wynoszące 26% stwierdzono w niniejszych badaniach. Mimo faktu, że powierzchnie łatwe do mycia, typu noże i stoły rzadko są zanieczyszczone tym drobnoustrojem, stwierdzono obecność *L. monocytogenes* w 12,5% próbek (8, 23). Natomiast inne badania wykazują trzykrotnie wyższe zanieczyszczenie stołów (5). Podobnie w badaniach własnych wykryto *L. monocytogenes* na powierzchni 12,5-25% haków, podczas gdy dotychczas nie wykazywano ich zanieczyszczenia (23). Uważa się, że w dużym stopniu zanieczyszczone są mechaniczne piły używane do dzielenia tuszy, gdyż resztki mięsa mogą gromadzić się między zębami pił w okresach pomiędzy myciem (8). Badania własne ujawniły zanieczyszczenie pił tylko w hali rozbioru wołowego na poziomie 12,5%, prawie o połowę niższe niż uzyskane przez Autio i wsp. (2) – 20%. Potwierdza to spostrzeżenie Nottingham (18), że źródłem zanieczyszczenia mikrobiologicznego w przetwórci są zwykle piły, stoły i noże.

Tompkin (25) zwraca szczególną uwagę na podłogi przetwórci jako źródło *L. monocytogenes* zwiększające prawdopodobieństwo kontaminacji linii produkcyjnej, szczególnie przy nieefektywnym kontrolowaniu ich sta-

Tab. 2. Występowanie *Listeria monocytogenes* na powierzchni ćwierćtuszy wołowych i półtuszy wieprzowych oraz mięsa bez kości

Miejsce pobrania próbek	Ćwierćtusze wołowe		Półtusze wieprzowe	
	liczba próbek dodatnich/liczba próbek badanych	odsetek próbek dodatnich	liczba próbek dodatnich/liczba próbek badanych	odsetek próbek dodatnich
Półtusze	9/12	75,0	22/68	32,3
– szynka/udziec*	6/12	50,0	14/68	22,1
– karkówka	3/12	25,0	11/68	16,2
– boczek/mosteł*	2/12	16,7	2/68	2,9
Mięso bez kości	2/32	6,25	0/4	0
Razem	liczba próbek dodatnich/liczba próbek badanych/odsetek próbek dodatnich 40/276/14,5			

Objaśnienie: *elementy ćwierćtuszy wołowej

Tab. 3. Występowanie *Listeria monocytogenes* w środowisku i na powierzchni urządzeń w przetwórci mięsa

Miejsce pobrania próbki	Hala rozbioru ćwierćtuszy wołowych		Hala rozbioru półtuszy wieprzowych	
	liczba próbek dodatnich/liczba próbek badanych	odsetek próbek dodatnich	liczba próbek dodatnich/liczba próbek badanych	odsetek próbek dodatnich
Podłoga	5/8	62,5	5/8	62,5
Styk ściany i stołu	2/8	25,0	0/0	0
Klamka od chłodni	4/7	57,1	2/8	25,0
Stół do rozbioru	0/8	0	1/8	12,5
Nóż	0/3	0	1/8	12,5
Piła okrągła	1/8	12,5	0/6	0
Odkórzarka	0/0	0	3/8	37,5
Haki	1/8	12,5	2/8	25,0
Ogółem	13/50	26,0	14/54	25,9
Razem	liczba próbek dodatnich/liczba próbek badanych/odsetek próbek dodatnich 27/104/26			

nu mikrobiologicznego. Stwarza to konieczność stosowania złożonych programów sanizacyjnych z zastosowaniem silnych środków dezynfekujących, połączonych z czyszczeniem mechanicznym. Według Sammarco i wsp. (23) *L. monocytogenes* była obecna w 13,3% próbek pobranych z podłogi chłodni, natomiast nie wykryto tego drobnoustroju na podłodze rzeźni. W niniejszych badaniach zanieczyszczenie podłóg w obu halach rozbioru było prawie pięciokrotnie wyższe. Znaczne było także zanieczyszczenie ściany w hali rozbioru wołowego (25%), która również może pełnić rolę rezerwuaru tej bakterii. Istnieje więc możliwość utrwalenia się obecności *L. monocytogenes* w środowisku nawet na powierzchniach nie mających bezpośredniego kontaktu z surowcem i produktem. Wykazano obecność tych samych szczepów, które mimo zastosowanych programów mycia i dezynfekcji obecne były na powierzchni pasów transmisyjnych, ścian, sufitów i wentylatorów ponad rok (5, 11). Okazało się, że metody genotypowania, takie jak RAPD (random amplified polymorphic DNA), czyli analiza polimorfizmu przypadkowo zamplifikowanego DNA, czy RFLP-PFGE (restriction fragment length polymorphism – pulsed field gel electrophoresis), tj. analiza polimorfizmu długości fragmentów restrykcyjnych i elektroforezy w zmiennym polu elektrycznym, są niezbędne w celu prześledzenia dróg transmisji i wykrycia źródła zanieczyszczenia produktu *L. monocytogenes* (2). Są to narzędzia, które powinny wspierać rutynowy monitoring przetwórnictwa mięsa.

Utrzymywanie się *L. monocytogenes* w środowisku przetwórnictwa żywności od kilku miesięcy do kilku lat w połączeniu ze wzrastającą opornością tego patogenu na środki dezynfekujące i antybiotyki oraz ze względu na potencjalne ryzyko wystąpienia epidemii stwarza konieczność monitorowania tego środowiska (4, 6, 15, 25). Redukcję lub wyeliminowanie możliwości kontaminacji produktu przez środowisko można uzyskać poprzez wprowadzenie do przetwórnictwa systemu wewnętrznej kontroli i analizy zagrożeń w krytycznych punktach produkcji HACCP. W tym celu należy precyzyjnie zlokalizować nisze tego drobnoustroju, co jest możliwe jedynie dzięki zastosowaniu metod genetycznych. Konieczne jest także przeanalizowanie zagrożenia na każdym szczeblu produkcji i wyznaczenie krytycznych punktów kontroli oraz odpowiednie udoskonalenie systemów mycia i dezynfekcji (18, 19). W perspektywie wejścia naszego kraju w strukturę Unii Europejskiej, a co za tym idzie przestrzegania jej wymogów, należy wprowadzić do przetwórnictwa system HACCP zgodnie z Dyrektywą 93/43/CCE dotyczącą jego zastosowania w przemyśle spożywczym (13).

Wnioski

1. Metoda pozyskiwania próbek polegająca na pobieraniu wymazów z powierzchni daje możliwość oceny zanieczyszczenia *L. monocytogenes* środowiska przetwórnictwa oraz półtuszy.

2. Wyższe zanieczyszczenie próbek ze środowiska przetwórnictwa w porównaniu z próbkami z półtuszy wskazuje na trwałą kolonizację i utrzymywanie się szczepów *L. monocytogenes* w środowisku mimo stosowanych procedur mycia i dezynfekcji.

3. Zlokalizowanie nisz *L. monocytogenes* jest konieczne przy opracowywaniu procesów sanizacyjnych stosowanych w przetwórnictwach.

4. Solanka pekująca może być potencjalnym źródłem zanieczyszczenia *L. monocytogenes* produktów gotowych.

Piśmiennictwo

1. Anon.: PrPN-EN ISO 11290-1 Mikrobiologia żywności i pasz – Horyzontalna metoda wykrywania i oznaczania liczby *Listeria monocytogenes*, 1999.
2. Autio T., Säteri T., Fredriksson-Ahomaa M., Rahkio M., Lundén J., Korkeala H.: *Listeria monocytogenes* contamination pattern in pig slaughterhouses, J. Food Prot. 2000, 63, 1438-1442.
3. Blackman I. C., Frank J. F.: Growth of *Listeria monocytogenes* as a biofilm on various food-processing surfaces, J. Food Prot. 1996, 59, 827-831.
4. Charpentier E., Courvalin P.: Antibiotic resistance in *Listeria* spp., Antimicrob. Agents Chemother. 1999, 43, 2103-2108.
5. Chasseignaux E., Toquin M. T., Ragimbeau C., Salvat G., Colin P., Ermel G.: Molecular epidemiology of *Listeria monocytogenes* isolates collected from the environment, raw meat and raw products in two poultry- and pork-processing plants, J. Appl. Microbiol. 2001, 91, 888-899.
6. Dąbrowski W., Bogusławska-Wąs E., Daczkowska-Kozon E., Krasnosielska M., Różycka-Kasztelan K.: Prevalence of *Listeria* spp. in meat and raw sausages, Pol. J. Food Nutr. Sci. 1999, 49, 195-200.
7. Dickson J. S., Anderson M. E.: Microbiological decontamination of food animal carcasses by washing and sanitizing systems: a review, J. Food Prot. 1992, 55, 133-140.
8. Fenlon D. R., Wilson J., Donachie W.: The incidence and level of *Listeria monocytogenes* contamination of food sources at primary production and initial processing, J. Appl. Bacteriol. 1996, 81, 641-650.
9. Furowicz A. J.: Nowe spojrzenie na etiopatogenezę listeriozy. I. Właściwości chorobotwórcze i mechanizmy zakażenia, Medycyna Wet. 1992 a, 48, 262-265.
10. Furowicz A. J.: Nowe spojrzenie na etiopatogenezę listeriozy. II. Aspekty epidemiologiczne, Medycyna Wet. 1992 b, 48, 309-311.
11. Giovannacci I., Ragimbeau C., Queguiner S., Salvat G., Vendevre J. L., Carlier V., Ermel G.: *Listeria monocytogenes* in pork slaughtering and cutting plants use of RAPD, PFGE and PCR-REA for tracing and molecular epidemiology, Int. J. Food Microbiol. 1999, 53, 127-140.
12. Iida T., Kanzaki M., Nakama A., Kokubo Y., Maruyama T., Kaneuchi C.: Detection of *Listeria monocytogenes* in humans, animals and foods, J. Vet. Med. Sci. 1998, 60, 1341-1343.
13. Korsak N., Daube G., Ghafir Y., Chahed A., Jolly S., Vindvogel H.: An efficient sampling technique used to detect four foodborne pathogens on pork and beef carcasses in nine Belgian abattoirs, J. Food Prot. 1998, 61, 535-541.
14. Kwiatek K.: Występowanie *Listeria monocytogenes* w wołowni, wieprzowni i mięsie drobiowym, Medycyna Wet. 1991, 47, 69-71.
15. Meregheiti L., Quentin R., Marquet-Van Der Mee N., Audurier A.: Low sensitivity of *Listeria monocytogenes* to quaternary ammonium compounds, Appl. Environ. Microbiol. 2000, 66, 5083-5086.
16. Midelet G., Carpentier B.: Transfer of microorganisms, including *Listeria monocytogenes*, from various materials to beef, Appl. Environ. Microbiol. 2002, 68, 4015-4024.
17. Notermans S., Dufrenne J., Teunis P., Chackraborty T.: Studies on the risk assessment of *Listeria monocytogenes*, J. Food Prot. 1998, 61, 244-248.
18. Nottingham P. M.: Microbiology of carcass meats, [w:] Meat Microbiology, (red.) Brown M. H., Applied Science Publishers Ltd, Essex 1982, 13-57.
19. Rho M.-J., Chung M.-S., Lee J.-H., Park J.: Monitoring of microbial hazards at farms, slaughterhouses, and processing lines of swine in Korea, J. Food Prot. 2001, 64, 1388-1391.
20. Rocourt J., Cossart P.: *Listeria monocytogenes*, [w:] Food Microbiology Fundamentals, (red.) Doyle M. P., Washington 1997, 337-351.
21. Ryser E. T., Arimi S. M., Bunduki M.-C. M., Donnelly C. W.: Recovery of different *Listeria* ribotypes from naturally contaminated, raw refrigerated meat and poultry products with two primary enrichment media, Appl. Environ. Microbiol. 1996, 62, 1781-1787.
22. Saide-Albornoz J. J., Knipe C. L., Murano E. A., Beran G. W.: Contamination of pork carcasses during slaughter, fabrication, and chilled storage, J. Food Prot. 1995, 58, 993-997.
23. Sammarco M. L., Ripabelli G., Ruberto A., Iannitto G., Grasso G. M.: Prevalence of *Salmonellae*, *Listeriae*, and *Yersiniae* in the slaughterhouse environment and on work surfaces, equipment, and workers, J. Food Prot. 1997, 60, 367-371.
24. Szymańska L., Mędrala D.: *Listeria monocytogenes* w mięsie, produktach mięsnych i środowisku przetwórstwa mięsnego, Medycyna Wet. 2003, 59, 18-22.
25. Tompkin R. B.: Control of *Listeria monocytogenes* in the food-processing environment, J. Food Prot. 2002, 65, 709-725.
26. Wendlandt A., Bergann T.: Zum Verkommen in einem Schlacht-, Zerlege- und Verarbeitungsbetrieb, Fleischwirtschaft 1994, 74, 1329-1331.