Bakteryjne zanieczyszczenie gleby i obornika w fermie bydła w zależności od terminu badań i miejsc pobierania próbek

BEATA TRAWIŃSKA, BOŻENA NOWAKOWICZ-DĘBEK, ANNA CHMIELOWIEC-KORZENIOWSKA, LESZEK TYMCZYNA, MAGDALENA PYRZ, JERZY LECHOWSKI*

Katedra Higieny Zwierząt i Środowiska, *Katedra Biochemii i Toksykologii, Wydział Biologii i Hodowli Zwierząt, Uniwersytet Przyrodniczy w Lublinie, ul. Akademicka 13, 20-950 Lublin

Otrzymano 04.07.2016

Zaakceptowano 02.09.2016

Trawińska B., Nowakowicz-Dębek B., Chmielowiec-Korzeniowska A., Tymczyna L., Pyrz M., Lechowski J.

Bacterial contamination of soil and manure on a cattle farm, depending on the period and place of sample collection

Summary

The aim of bacteriological examinations was to evaluate soil and manure taken from dairy farms at different times and sampling sites. The study was conducted from September to October. Soil samples were collected directly at the wall of the barn (GI) and at distances of 15 m (GII) and 45 m (GIII) from the livestock facilities. Manure was collected inside the building, at the entrance (KI) and at 1/4 (KII) and 1/2 (KIII) of its length. Air temperature, relative humidity and the moisture content of the samples were recorded at the sampling sites. The soil and manure samples were subjected to quantitative and qualitative bacteriological examinations conducted in accordance with Polish Standards. Statistical analysis of the results was performed by a one-way analysis of variance and Duncan's multiple comparison test. The highest number of bacteria in the soil was found at the wall of the barn. Most mesophilic bacteria, actinomycetes, coliforms and *E. coli* were found in late April and early May, most psychrophilic microorganisms in June, and most proteolytic bacteria at the end of December and in early January. The microbiological contamination of the soil was low (coli titer ≤ 0.01), amounting to 0.001, and it was detected only at the wall of the barn. The qualitative study of soil revealed only *E. coli* bacteria. The highest number of microbes in manure was found in samples from the middle of the barn (KIII) taken at the end of April and at the beginning May. Out of the bacteria examined in this study, *E. coli* and *Enterobacter* spp. were found in manure samples throughout the study period. While analyzing the impact of selected parameters, such as microclimate and humidity, on manure samples tested for bacteria, a correlation was observed between the presence of all microbes and sample moisture. The bacterial contamination of soil and manure was the biggest during the spring period, which was probably due to climatic and microclimatic conditions. However, the contamination was negligible owing to the absence of pathogenic bacteria and a high soil index. This proved that proper zoohygienic conditions were maintained on the farm.

Keywords: soil, manure, bacterial pollution, cattle

Nieprawidłowo zagospodarowane odpady pochodzące z wielkoprzemysłowych ferm zwierzęcych mogą przyczyniać się do zanieczyszczenia środowiska glebowego. Odchody zwierząt zawierają liczne mikroorganizmy chorobotwórcze, które często są źródłem ich transmisji do gleby i wód powierzchniowych. Ponadto gleba uprawna często nawożona jest obornikiem, który może pochodzić od zwierząt chorych lub będących nosicielami patogennych bakterii, nie przestrzeganie odpowiedniego okresu karencji może spowodować przedostanie się do niej groźnych drobnoustrojów (1). Stosowanie zwłaszcza nawozu przechowywanego

w pryzmach może doprowadzić do zakażenia gleby patogennymi mikroorganizmami (15). Przeżywalność bakterii w glebie jest uzależniona w znacznej mierze od jej temperatury i wilgotności (3, 12).

Bydło uważane jest za główny rezerwuár verotoksycznych bakterii *E. coli* (VTEC), natomiast możliwe jest zakażenie tymi drobnoustrojami podczas kontaktu z odchodami bydlęcymi (24). Ponadto zwierzęta te są podatne na zakażenie różnymi typami serologicznymi pałeczek *Salmonella*, a szczególnie *S. Enteritidis* (2). Użyźnianie gleby nawozem bydlęcym, co jest powszechne w Stanach Zjednoczonych, może do-

prorowadzić do jej zakażenia i skutkuje skażeniem wody i roślin patogennymi mikroorganizmami (25). Ważnym problemem jest również zanieczyszczenie wód powierzchniowych i gruntowych obornikiem pochodzącym od bydła (7), dlatego istotną rolę odgrywa kompostowanie odchodów zwierzęcych w procesie unieszkodliwiania ich przed uprzednim wykorzystaniem.

Często zanieczyszczenie mikrobiologiczne dotyczy obór. Istotny wpływ na obecność drobnoustrojów w powietrzu pomieszczeń dla bydła odgrywa stan higieniczny ściółki i paszy. Busato i wsp. (4) przeprowadzając mikrobiologiczną ocenę ściółki, wyizolowali pałeczki z rodzaju *Salmonella*, bakterie *Campylobacter* spp., verotoksyczne szczepy *E. coli*, *Yersinia* spp., *Staphylococcus* spp., *Streptococcus* spp. i *Pseudomonas* spp. Ponadto stwierdzili zależność między głębokością ściółki i liczbą bakterii. Natomiast oceniając bakteriologiczne zanieczyszczenie powietrza w oborach, wykazano dominację bakterii Gram-dodatnich, których liczba zwiększała się wraz z zapylaniem, zaś w ściółce i na powierzchni podłóg przewagę stanowiły bakterie z rodziny *Enterobacteriaceae* (5, 30). Podobnie w odchodach występowały głównie drobnoustroje Gram-ujemne, takie jak *Salmonella* spp. i *E. coli*. Według niektórych autorów, salmonelle izolowano z ponad 67% próbek ściółki, pobranej z pomieszczeń dla bydła i z 38% próbek kału (10, 23).

Sposób gospodarowania odchodami i ściółką pochodzącymi z produkcji zwierzęcej jest czynnikiem decydującym o wpływie ferm na środowisko. Ze względu na to odchody zwierzęce powinny być często usuwane z budynków inwentarskich i składowane w miejscach specjalnie do tego przeznaczonych (28), co także jest zalecane w innych krajach i w Polsce.

Biorąc po uwagę powyższe dane, postanowiono przeprowadzić ocenę bakteryjnego zanieczyszczenia gleby w fermie bydła i obornika pochodzącego od tych zwierząt w zależności od okresu badań i miejsca pobierania próbek.

Materiał i metody

Badania przeprowadzono w fermie krów mlecznych zlokalizowanej w województwie lubelskim. Zwierzęta utrzymywane były w systemie ściółowym wolnostanowiskowym. Obsada krów wynosiła 120 sztuk. Ferma otoczona była pasem zadrzewień, a obora położona była w odległości 1000 m od drogi dojazdowej i około 1500 m od najbliższych zabudowań. Zwierzęta przez cały okres badań były pod stałą opieką weterynaryjną i nie stwierdzono u nich objawów chorobowych.

Badania prowadzono w następujących terminach: od października do września (T1 – październik, T2 – listopad, T3 – grudzień/styczeń, T4 – luty/marzec, T5 – kwiecień/maj, T6 – czerwiec, T7 lipiec/sierpień, T8 – wrzesień).

Próbki gleby pobierano z trzech miejsc: GI – bezpośrednio przy ścianie obory, GII – w odległości 15 m od ściany i GIII – 45 m od niej. Wewnątrz obory pobierano obornik, przy wejściu do budynku (KI), w odległości $\frac{1}{4}$ długości

budynku (KII) i w $\frac{1}{2}$ jego długości (KIII). Ogółem pobrano 48 próbek, pobierając z każdego miejsca 7 próbek, które uśredniono w jedną zbiorczą. W każdym miesiącu próbki pobierano dwukrotnie. Gleba pobierana była sterylnym świdrem glebowym z poletek o powierzchni 25 m² z głębokości około 20 cm według PN – ISO 10381-6-1998 (20).

Próbki gleby i obornika bezpośrednio po dostarczeniu do laboratorium poddano ilościowym i jakościowym badaniom bakteriologicznym, oceniając ogólną liczbę bakterii mezofilnych, psychofilnych, proteolitycznych, promieniowców, bakterii z grupy coli i *E. coli*. Wartości podano w log jtk/g gleby i log jtk/g obornika. Ponadto określano miano coli gleby.

W celu wykonania rozcieńczeń badanych próbek, 1 g gleby i obornika umieszczono w 90 ml płynu Ringera i poddano homogenizowaniu. Z uzyskanego homogenatu sporządzono szereg rozcieńczeń od 10⁻² do 10⁻⁷, przenosząc 1 ml materiału do probówki zawierającej 9 ml płynu Ringera, otrzymując w ten sposób kolejne rozcieńczenia.

Oceniając liczbę bakterii mezofilnych, inkubację prowadzono w temperaturze 37°C przez 24 godziny, zaś w przypadku bakterii psychofilnych w temperaturze 22°C przez 72 godziny. Po przeprowadzonej inkubacji liczono wyrosłe kolonie. Oceniając bakterie proteolityczne, posiewy wykonano na podłożu Fraziera według PN – A-82055-14:1997 (18), używając sporządzonych wcześniej rozcieńczeń w płynie Ringera, a następnie inkubowano w temperaturze 26°C przez 7 dni i liczono kolonie. Liczebność promieniowców określano na podłożu dla *Actinomycetae* zgodnie z PN – C-04615-27:1981 (19). Inkubację przeprowadzano w temperaturze 26°C przez 5 dni, a następnie liczono wyrosłe kolonie. W celu oznaczenia liczby bakterii z grupy coli wykorzystano podłoże Endo Les i inkubowano przez 24 godziny w 37°C. Po tym czasie liczono wyrosłe kolonie, a następnie przenoszono do probówek zawierających wodę peptonową z laktozą, inkubując w temperaturze 37°C przez 48 godzin. Wytworzenie gazu w probówce potwierdziło zawartość bakterii z grupy coli (21). Bakterie *E. coli* posiewano na podłożu mFC i inkubowano w temperaturze 44°C przez 24 godziny (21). Miano coli oceniano metodą fermentacyjno-probówkową według PN – A-75052-11:1990 (17).

W celu izolacji pałeczek *Salmonella* wykonano preinkubację na podłożu płynnym BWP (buforowana woda peptonowa). Następnie namnażano je na podłożu RV (Rappaporta-Vassiliadis'a) i posiewano je na podłoża stałe XLD, BGA i SS (22). Przeprowadzono również badania biochemiczne stosując testy API 20E.

Ponadto poddano ocenie podstawowe parametry klimatyczne i mikroklimatyczne (temperatura i wilgotność względna powietrza) oraz wilgotność próbek gleby i obornika przy użyciu termohigrografu elektronicznego LAB-EL według Kołacza i Dobrzańskiego (8). Oceniano również korelację pomiędzy wybranymi parametrami mikroklimatu i wilgotnością próbek a liczbą bakterii w oborniku bydła.

Obliczenia statystyczne wykonano stosując jednoczynnikową analizę wariancji oraz porównanie wielokrotne testem Duncana. Zastosowano program SAS Enterprise Guide 4.2, przyjmując dwa poziomy istotności różnic $p \leq 0,05$ i $p \leq 0,01$.

Wyniki i omówienie

Średnią liczbę drobnoustrojów w glebie w zależności od miejsca pobierania próbek podano w tab. 1.

Najwyższą liczbę ocenianych drobnoustrojów stwierdzono w glebie pobieranej w najbliższej odległości od budynku inwentarskiego (przy ścianie obory – GI). Wykazano istotne różnice ($p \leq 0,05$) w przypadku bakterii mezofilnych, psychrofilnych, proteolitycznych i promieniowców między próbkami pobieranymi GI a pobieranymi w odległości 15 i 45 m od tego pomieszczenia. Najwyższa liczba bakterii mezofilnych, promieniowców, bakterii z grupy coli i *E. coli* występowała w glebie na przełomie kwietnia i maja, drobnoustrojów psychrofilnych w czerwcu, zaś proteolitycznych, na przełomie grudnia i stycznia (tab. 2). Istotne różnice ($p \leq 0,05$) wykazano względem bakterii psychrofilnych między poszczególnymi terminami badań oraz w przypadku promieniowców między próbkami pobranymi na przełomie kwietnia i maja (T5) a pozostałymi terminami. Przyczyną zwiększonej liczby drobnoustrojów w glebie w okresie wiosennym mogą być występujące w tym czasie warunki termiczno-wilgotnościowe. Podobne wyniki badań otrzymali inni autorzy, którzy oceniając wpływ wilgotności gleby na liczbę *E. coli*, zaobserwowali zwiększenie liczebności tych drobnoustrojów w okresie wiosennym (9, 27).

Zanieczyszczenie mikrobiologiczne gleby w fermie bydła było niskie, gdyż miano coli wynosiło $\geq 0,01$. Jedynie w próbkach pobieranych przy ścianie obory na przełomie lutego i marca, kwietnia i maja oraz w czerwcu miano coli kształtowało się na poziomie 0,001 (tab. 3).

Oceniając jakościowo zanieczyszczenia bakteryjne gleby, spośród badanych bakterii stwierdzono jedynie *E. coli* w okresie od lutego do czerwca i we wrześniu. Natomiast Ogden i wsp. (13) badając przeżywalność *E. coli* 0157 w glebie w okolicy fermy bydła, wykazali, że degradacja komórek bakteryjnych zachodziła szybciej w warunkach wyższej temperatury i niższej wilgotności gleby. Inni autorzy (12) stwierdzili, że wzrost temperatury i wilgotności wpływa korzystnie na przeżywalność bakterii z grupy coli w środowisku glebowym. Zanieczyszczenie bakteryjne gleby może wiązać się z nawożeniem jej nawozami organicznymi, pochodzącymi z wielkotowarowych ferm zwierzęcych. Mogą one wywierać wpływ na właściwości gleby, w tym na jej aktywność mikrobiologiczną (16).

Najwyższa liczba wszystkich ocenianych drobnoustrojów w oborniku bydła występowała w próbkach pobieranych w połowie obory (KIII). Istotność różnic

Tab. 1. Zanieczyszczenia bakteryjne gleby i obornika (log jtk/g) w zależności od miejsc pobrania próbek

Bakterie	Gleba		
	miejsca pobrania próbek gleby		
	GI	GII	GIII
Mezofilne	6,03 ^a	5,29 ^b	4,98 ^b
Psychrofilne	6,16 ^a	5,40 ^b	5,12 ^b
Proteolityczne	4,35 ^a	3,57 ^b	2,82 ^b
Promieniowce	4,73 ^a	4,03 ^b	3,67 ^b
Z grupy coli	2,60	0	0
<i>E. coli</i>	1,75	0	0
Bakterie	Obornik		
	miejsca pobrania próbek obornika		
	KI	KII	KIII
Mezofile	8,31 ^a	8,60 ^a	9,12 ^b
Psychrofilne	8,41 ^a	8,56 ^a	9,19 ^b
Proteolityczne	4,45 ^a	5,05 ^a	5,63 ^b
Z grupy coli	5,54 ^a	5,62 ^a	5,91 ^a
<i>E. coli</i>	5,10 ^a	5,16 ^a	5,83 ^b

Objaśnienia: a, b – średnie w wierszach oznaczone różnymi literami różnią się istotnie przy $p \leq 0,05$

Tab. 2. Średnia liczba bakterii w glebie i oborniku (log jtk/g) w zależności od terminu pobrania próbek

Bakterie	Gleba							
	T1	T2	T3	T4	T5	T6	T7	T8
Mezofilne	5,56 ^a	5,60 ^a	5,68 ^a	5,73 ^a	6,02 ^a	5,54 ^a	5,45 ^a	5,33 ^a
Psychrofilne	5,61 ^a	5,69 ^a	5,77 ^a	6,10 ^b	6,19 ^b	6,57 ^b	5,50 ^a	5,40 ^a
Proteolityczne	3,90 ^a	3,99 ^a	4,37 ^a	4,07 ^a	4,16 ^a	3,82 ^a	3,58 ^a	3,51 ^a
Promieniowce	4,04 ^a	4,10 ^a	4,15 ^a	4,23 ^a	4,88 ^b	4,10 ^a	3,66 ^a	3,55 ^a
Grupa coli	0	0	0	2,52 ^a	2,57 ^a	2,54 ^a	0	0
<i>E. coli</i>	0	0	0	1,75 ^a	1,85 ^a	1,58 ^a	0	0
Bakterie	Obornik							
Mezofilne	8,39 ^a	8,64 ^a	8,88 ^a	9,07 ^a	9,52 ^b	8,12 ^a	8,06 ^a	7,89 ^a
Psychrofilne	8,45 ^a	8,71 ^a	9,05 ^a	9,07 ^a	9,60 ^b	8,24 ^a	8,08 ^a	7,95 ^a
Proteolityczne	4,10 ^a	5,08 ^a	5,17 ^a	5,27 ^a	5,97 ^b	3,80 ^a	3,59 ^c	3,48 ^c
Grupa coli	5,50 ^a	5,68 ^a	5,82 ^a	5,85 ^a	6,52 ^b	5,29 ^a	5,07 ^a	4,99 ^a
<i>E. coli</i>	5,00 ^a	5,28 ^a	5,40 ^a	5,62 ^a	6,14 ^b	5,53 ^a	5,33 ^a	4,80 ^a

Objaśnienia: a, b, c – średnie w wierszach oznaczone różnymi literami różnią się istotnie przy $p \leq 0,05$

Tab. 3. Miano coli w glebie pobieranej w fermie bydła w różnych terminach

Termin	GI	GII	GIII
T1	$\geq 0,01$	$\geq 0,01$	$\geq 0,01$
T2	$\geq 0,01$	$\geq 0,01$	$\geq 0,01$
T3	$\geq 0,01$	$\geq 0,01$	$\geq 0,01$
T4	0,001	$\geq 0,01$	$\geq 0,01$
T5	0,001	$\geq 0,01$	$\geq 0,01$
T6	0,001	$\geq 0,01$	$\geq 0,01$
T7	$\geq 0,01$	$\geq 0,01$	$\geq 0,01$
T8	$\geq 0,01$	$\geq 0,01$	$\geq 0,01$

($p \leq 0,05$), wykazano w przypadku bakterii mezofilnych, psychrofilnych, proteolitycznych i *E. coli*, pomiędzy próbkami (KIII), a pobieranymi przy ścianie obory (KI) i w jej $\frac{1}{4}$ długości (KII) (tab. 1). Najliczniej identyfikowane bakterie występowały na przełomie kwietnia i maja (T5), zaś istotność różnic ($p \leq 0,05$) stwierdzono w przypadku wszystkich badanych drobnoustrojów, między T5 a pozostałymi terminami pobierania próbek (tab. 2). Prawdopodobnie w tym okresie w pomieszczeniu inwentarskim panowały warunki mikroklimatyczne sprzyjające namnażaniu bakterii. Niektórzy autorzy (14, 26) badając odchody, mleko i próbki z najbliższego środowiska bydła stwierdzili sezonowy wzrost bakterii *E. coli*. Wang i wsp. (29) oceniając częstotliwość występowania bakterii *E. coli* i z grupy coli w oborniku krów wykazali, że przeżywalność ich była najwyższa w przypadku wilgotności wynoszącej 83%. Ponadto według Fluckey i wsp. (6) obecność niespecyficznych szczepów *E. coli* i *Salmonella* spp. w odchodach bydła i tuszach tych zwierząt może wpływać na powstawanie antybiotykooporności.

W oborniku spośród ocenianych drobnoustrojów stwierdzono obecność *E. coli* i *Enterobacter* spp. w całym okresie badawczym, nie wykazano natomiast pałeczek *Salmonella*. Podobnie w badaniach przeprowadzonych w Nowej Zelandii zaobserwowano, że świeże odchody bydła są istotnym źródłem *E. coli*, enterokoków kałowych i bakterii *Campylobacter* (11).

Oceniano również wybrane parametry mikroklimatyczne i klimatyczne w miejscu pobierania próbek. Temperatura powietrza w oborze kształtowała się od 7,5°C na przełomie grudnia i stycznia do 22°C na przełomie lipca i sierpnia. Wilgotność względna wynosiła od 61% w listopadzie do 77% na przełomie kwietnia i maja oraz w październiku. Wilgotność próbek obornika kształtowała się od 1,81% we wrześniu do 9,03% na przełomie lutego i marca. Najniższą temperaturę powietrza na zewnątrz pomieszczeń inwentarskich zarejestrowano na przełomie grudnia i stycznia (2°C), zaś najwyższą na przełomie lipca i sierpnia (27°C). Najniższa wilgotność powietrza występowała na przełomie grudnia i stycznia (45%), a najwyższa (74%) w czerwcu i październiku. Wilgotność próbek gleby kształtowała się od 0,3% na przełomie grudnia i stycznia do 6,70% na przełomie kwietnia i maja.

Analizowano także wpływ wybranych parametrów mikroklimatu i wilgotności próbek obornika na liczbę badanych bakterii. Wykazano istotne ($p \leq 0,01$) oddziaływanie wilgotności próbek na zwiększenie liczby wszystkich bakterii (tab. 4).

Najwyższe bakteryjne zanieczyszczenie gleby i obornika stwierdzono w okresie wiosennym. Wiąże się to prawdopodobnie z panującymi wtedy warunkami klimatycznymi i mikroklimatycznymi sprzyjającymi

Tab. 4. Korelacje między parametrami mikroklimatu i wilgotnością próbek a liczbą bakterii w oborniku bydła

Współczynniki korelacji Person N = 24, Prawd. > Irl przy H0: Rho = 0					
parametry	mezofilne	psychrofilne	grupa coli	<i>E. coli</i>	proteolityczne
Wilg. wzgl. pow [%]	0,216	0,159	0,161	0,329	0,094
Temp. pow. [°C]	-0,167	-0,206	-0,207	-0,033	-0,247
Wilg. próbek [%]	0,840*	0,829*	0,811*	0,799*	0,808*

Objaśnienie: * – istotność przy $p \leq 0,01$

namnażaniu bakterii, jednak zanieczyszczenie bakteryjne było nieznaczne ze względu na brak drobnoustrojów chorobotwórczych i dość wysokie miano coli gleby. Świadczy to o prawidłowych warunkach higienicznych utrzymywanych w fermie.

Piśmiennictwo

- Amin M. M. G., Forslund A., Bui X. T., Juhler R. K., Petersen S. O., Laegsmand M.: Persistence and leading potential of microorganisms and mineral N in animal manure applied to intact soil columns. Appl. Environ. Microbiol. 2013, 79, 535-542.
- Binek M.: Zakażenia pałeczkami *Salmonella* u bydła. Magazyn Wet. Supl. Choroby bydła 2007, s. 22-26.
- Boes J., Alban L., Bagger J., Møgelmoose V., Baggesen D. L., Olsen J. E.: Survival of *Escherichia coli* and *Salmonella* Typhimurium in slurry applied to clay soil on a Danish swine farm. Prev. Vet. Med. 2005, 69, 213-228.
- Busato A., Hofer D., Lentze T., Gaillard C., Burnens A.: Prevalence and infection risks of zoonotic enteropathogenic bacteria in Swiss cow – calf farms. Vet. Microbiol. 1999, 69, 251-263.
- Coello M. J. S., Small A., Buncie S.: Microbiological differences between cull cattle slaughtered at an abattoir and cull cattle slaughtered on farms. Vet. Rec. 2007, 161, 719-722.
- Fluckey W. M., Loneragan G. H., Warner R., Brashears M. M.: Antimicrobial drug resistance of *Salmonella* and *Escherichia coli* isolates from cattle feces, hides and carcasses. J. Food Protect. 2007, 70, 551-556.
- Guber A. K., Pachepsky Y. A., Shelton D. R., Yu O.: Association of fecal coliforms with soil aggregates: Effect of water content and bovine manure application. Soil Sci. 2009, 174, 543-548.
- Kolacz R., Dobrzański Z.: Higiena i dobrostan zwierząt gospodarskich. Wydawnictwo AR Wrocław 2006, s. 38.
- Lenahan N. A., DeRoushey J. M., Marston T. T., Marchin G. L.: Concentration of fecal bacteria and nutrients in soil surrounding round – bale feeding sites. J. Anim. Sci. 2005, 83, 1673-1679.
- Losinger W. C., Garber L. P., Smith M. A., Hurd H. S., Biehl L. G., Fedorka Cray P. J., Thomas L. A., Ferris K.: Management and nutritional factors associated with the detection of *Salmonella* spp. from feedlot operations in the United States. Prev. Vet. Med. 1997, 31, 231-244.
- Moriarty E. M., Sinton L. W., Mackenzie M. L., Karki N., Wood D. R.: A survey of enteric bacteria and protozoans in fresh bovine faeces in New Zealand dairy farms. J. Appl. Microbiol. 2008, 105, 2015-2025.
- Ngole V., Mpuchane S., Totolo O.: Survival of faecal coliforms in four different types of sludge – amended soil in Botswana. Eur. J. Soil. Biol. 2006, 42, 208-218.
- Ogden I. D., Fenlon D. R., Vinten A. J. A., Levis D.: The fate of *Escherichia coli* 0157 in soil and its potential to contaminate drinking water. Int. J. Food Microbiol. 2001, 66, 111-117.
- Paiba G. A., Wilesmith J. W., Evans S. J., Pascoe S. J. S., Smith R. P., Kidd S. A., Ryan J. B. M., Mc Laren I. M., Chappell S. A., Willshaw G. A., Cheasty T., French N. P., Jones T. W. H., Buchanan H. F., Challoner D. J., Colloff A. D., Cranwell M. P., Daniel R. G., Duff J. P., Hogg R. A. T., Kirby F. D., Millar M. F., Monies R. J., Nicholls M. J., Payne J. H.: Prevalence of faecal excretion of verocytotoxinogenic *Escherichia coli* 0157 in cattle in England and Wales. Vet. Rec. 2003, 153, 347-353.
- Petkov G. S., Kostadinova G. S., Denev S. A., Mhalyova G. S., Pavlov D. C.: Microbial pollution of soil around slurry storage lagoons at a pig farm. Appl. Soil. Ecol. 2006, 34, 10-18.
- Plaza C., Hernandez D., Gracia-Gil J. C., Polo A.: Microbial activity in pig slurry – amended soils under semiarid conditions. Soil Biol. Biochem. 2004, 36, 1577-1585.
- Polska Norma PN – A-75052-11:1990. Przetwory owocowe, warzywne i warzywno-mięsne. Metody badań mikrobiologicznych. Oznaczanie obecności miana i najbardziej prawdopodobnej liczby pałeczek z grupy coli.

18. Polska Norma PN – A-82055-14:1997. Mięso i przetwory mięsne. Badania mikrobiologiczne. Wykrywanie obecności bakterii proteolitycznych.
19. Polska Norma PN – C-04615-27:1981. Woda i ścieki. Badania mikrobiologiczne. Oznaczanie kolonii promieniowców metodą hodowli na pożywce stałej.
20. Polska Norma PN – ISO 10381-6:1998. Jakość gleby. Pobieranie próbek. Zasady dotyczące pobierania, postępowania z próbkami i przechowywania próbek gleby przeznaczonych do badania tlenowych (aerobowych) procesów mikrobiologicznych w warunkach laboratoryjnych.
21. Polska Norma PN – ISO 9308-1:2014-12. Jakość wody. Oznaczanie ilościowe *Escherichia coli* i bakterii grupy coli – Część 1: Metoda filtracji membranowej do badania wód o małej ilości mikroflory towarzyszącej.
22. Polska Norma PN – Z-19000-1. Jakość gleby. Ocena stanu sanitarnego gleby. Wykrywanie bakterii z rodzaju *Salmonella*.
23. Puyalto C., Colmin C., Laval A.: *Salmonella* Typhimurium contamination from farm to meat in adult cattle. Descriptive study. Vet. Res. 1997, 28, 449-460.
24. Scott L., McGee P., Wlash C., Fanning S., Sweeney T., Blanco J., Karczmarczyk M., Earley B., Leonard N., Sheridan J. J.: Detection of numerous verotoxigenic *E. coli* serotypes with multiple antibiotic resistance from cattle faeces and soil. Vet. Microbiol. 2009, 134, 288-293.
25. Shepherd Jr. M. W., Liang P., Jiang X., Doyle M. P., Erickson M. C.: Fate of *Escherichia coli* 0157:H7 during on – farm dairy manure – based composting. J. Food Protect. 2007, 70, 2708-2716.
26. Sisti M., Benedetti C., Lonzi A., Schiavano G. F., Pianetti A., Romanini I., Bruscolini F.: Isolation of *Escherichia coli* 0157 from human and bovine faeces in the Urbino area, Italy. Int. J. Hyg. Environ. Health 2004, 207, 577-583.
27. Topp E., Welsh M., Tien Y., Dang A., Lazarovits G., Conn K., Zhu H.: Strain dependent variability in growth and survival of *Escherichia coli* in agricultural soil. FEMS Microbiol. Ecol. 2003, 44, 303-308.
28. Vu T. K. V., Tran M. T., Dang T. T. S.: A survey of manure management on pig farms in Northern Vietnam. Livestock Sci. 2007, 112, 288-297.
29. Wang L., Mankin K. R., Marchin G. L.: Survival of fecal bacteria in dairy cow manure. Transactions of the ASAE 2004, 47, 1239-1246.
30. Wilson S. C., Morrow-Tesch J., Straus D. C., Cooley J. P., Wong W. C., Mitlochner F. M., McGlone J. J.: Airborne microbial flora in cattle feedlot. Appl. Environ. and Microbiol. 2002, 68, 3238-3242.

Adres autora: dr hab. prof. nadzw. Beata Trawińska, ul. Akademicka 13, 20-950 Lublin; e-mail: beata.trawinska@up.lublin.pl