

# Występowanie *Campylobacter* spp. w cyklu hodowlanym kurcząt brojlerów w fermach północno-wschodniej Polski

MAŁGORZATA GOMÓŁKA-PAWLICKA, MARTA PASTUSZCZAK-FRĄK, JAN URADZIŃSKI, ALICJA MIGOWSKA-CALIK, BEATA WYSOK, TOMASZ LACHOWICZ\*

Katedra Weterynaryjnej Ochrony Zdrowia Publicznego, Wydział Medycyny Weterynaryjnej, Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie, ul. M. Oczapowskiego 14, 10-718 Olsztyn

\*Katedra Cyfryzacji, Wydział Prawa i Administracji, Uniwersytet Warmińsko-Mazurski w Olsztynie, ul. M. Oczapowskiego 12B, 10-719 Olsztyn

Otrzymano 05.02.2014

Zaakceptowano 25.08.2014

Gomółka-Pawlicka M., Pastuszczak-Frąk M., Uradziński J., Migowska-Calik A., Wysok B., Lachowicz T.  
**Incidence of *Campylobacter* spp. during breeding cycles of chicken broilers on farms in north-eastern Poland**

## Summary

The aim of the study was to determine the incidence of *Campylobacter* spp. in broiler chickens during the breeding cycle of 16 flocks from three farms (4 sheds) located in north-eastern Poland. Sampling, sample preparation, and microbiological tests for *Campylobacter* spp. were performed according to the Polish Standard PN-EN ISO 10 272 – 1: 2007. During the breeding cycle of each flock, 60 cloacal swabs and 63 samples from the internal environment of the chicken house (walls, farm equipment, shoes, clothing and hands of the workers, as well as feed and water) were collected. Samples were taken on day „0”, i.e. prior to the insertion of chicks, and at the end of the 3<sup>rd</sup> and 5<sup>th</sup> weeks of chickens' life. The study was conducted over 9 consecutive seasons. A total of 960 cloacal swabs and 1008 samples from the internal environment of poultry houses were tested.

None of the internal environment samples taken on day „0” was positive for *Campylobacter* spp., nor were the feed and water samples or those collected from the hands of the workers, regardless of the breeding cycle phase. However, in the 3<sup>rd</sup> and 5<sup>th</sup> weeks of the rearing period, *Campylobacter* spp. were isolated from 24.9% of cloacal swabs and from 19.8% of litter samples in 6 out of the 16 surveyed flocks. The frequency of isolation of *Campylobacter* spp. from those samples depended significantly ( $p \leq 0.05$ ) on the season and was the highest in the summer. Among the other samples from the internal environment, 0.4% were positive and came from 5 flocks. The presence of *Campylobacter* spp. was confirmed on all surveyed farms with frequency depending on the season, sample type, phase of the breeding cycle, and farm. This indicates the need for constant implementation of the highest hygiene regimes and rules of biosecurity throughout the production cycle of chicken broilers, regardless of the season.

**Keywords:** *Campylobacter* spp., chicken broilers, farm, production cycle

Bakterie z rodzaju *Campylobacter* spp. stanowią czynnik etiologiczny, który w statystykach epidemiologicznych zatruc/zakażeń pokarmowych wielu krajów, zdominował inne patogeny, w tym także *Salmonella* spp. (51). Z raportu Europejskiego Urzędu ds. Bezpieczeństwa Żywności (EFSA) wraz z Europejskim Centrum ds. Zapobiegania i Kontroli Chorób (ECDC) wynika, że w 2011 r. kamylobakterioza była najczęściej zgłaszanym zachorowaniem (220 209 przypadków – wzrost o ok. 2,2% w stosunku do roku poprzedniego) i blisko dwukrotnie przewyższyła łączną liczbę (113 526) odnotowanych przypadków: salmonellozy, zakażeń na tle werotoksycznych szczepów *E. coli*,

jersiniozy i listeriozy (15). Zachorowania ludzi powodowane przez *Campylobacter* spp. mają związek z jego występowaniem u zwierząt rzeźnych, w tym przede wszystkim u drobiu, który uważany jest za istotne źródło zakażenia człowieka (28, 40). Drobnoustrój ten, wchodząc w skład normalnej mikroflory jelitowej drobiu rzeźnego, zwykle staje się przyczyną bezobjawowego nosicielstwa ptaków. Dane piśmiennictwa wskazują na zależność między występowaniem zakażeń pokarmowych u ludzi i spożywaniem przez nich mięsa drobiowego (12, 26, 56, 60, 61). Niektórzy badacze wiążą wycofanie mięsa drobiowego z handlu w czasie kryzysu dioksynowego w Belgii (w 1999 r.)

z blisko 40% spadkiem liczby infekcji pokarmowych powodowanych przez *Campylobacter* spp. w tym kraju (58). Dane dotyczące częstotliwości występowania *Campylobacter* spp. u ludzi i brojlerów kurzych w latach 1997-2007 w Danii, Finlandii, Holandii, Islandii, Norwegii i Szwecji oraz ich rozkład w poszczególnych miesiącach roku także wskazują na podobną zależność (31). Letniemu wzrostowi temperatur zewnętrznych towarzyszy zarówno wzrost częstotliwości występowania *Campylobacter* spp. u brojlerów kurzych, jak i wzrost liczby zakażeń pokarmowych u ludzi, co wskazuje na istnienie korelacji dodatniej również między nimi (31). Sezonową zmienność częstotliwości występowania *Campylobacter* spp., z wyraźnym wzrostem w miesiącach letnich, obserwowano zarówno u drobiu rzeźnego (3, 30), jak i w surowcach z niego pozyskiwanych (33, 36).

Różne czynniki mogą mieć wpływ na szerzenie się *Campylobacter* spp. na terenie ferm drobiu. Oprócz ptaków istotną rolę mogą odegrać liczne czynniki związane ze środowiskiem wewnętrznym i zewnętrznym kurnika, jak również błędy będące skutkiem niewłaściwego zarządzania fermą. Początek infekcji w stadzie może w krótkim czasie skutkować zakażeniem nawet 100% ptaków (37). Pomimo że główne

czynniki ryzyka występowania *Campylobacter* można uważać za zdefiniowane, ciągle pozostają niewiadome konkretne drogi transmisji tego drobnoustroju, do których badania coraz częściej wykorzystuje się techniki molekularne, pozwalające na określenie genetycznej zależności szczepów izolowanych ze stada i konkretnego środowiska fermowego (42, 50, 62). Istnieje więc potrzeba dalszych badań mających na celu ustalenie innych potencjalnych czynników ryzyka, uwzględniających zmienne dotyczące fermy i regionu, które mogą rzutować na powstawanie różnic w częstotliwości występowania tego patogenu (55).

Celem podjętych badań było określenie wpływu cyklu hodowlanego kurcząt brojlerów na częstotliwość występowania *Campylobacter* spp. w wybranych fermach północno-wschodniej Polski.

### Materiał i metody

Przedmiotem prowadzonych w ostatnich latach badań były kurczęta brojlery (16 stad) i środowisko 4 kurników, należących do 3 ferm (A, B, C). W ciągu 9 kolejnych sezonów analizie poddano 960 prób wymazów z kloaki kurcząt i 1008 próbek środowiskowych (ściółka, ściany kurnika, urządzenia, buty, odzież ochronna i ręce pracowników, pasza i woda), pobranych w trakcie cyklu hodowlanego 16

Tab. 1. Rodzaj i liczba próbek poddanych analizie na obecność *Campylobacter* spp.

Rodzaj badanej próbki	Ferma A I				Ferma A II				Ferma B				Ferma C			
	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	B9	B10	B11	B12	C13	C14	C15	C16
Kloaka	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
	3t	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30
	5t	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30
Ściółka	0	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3
	3t	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3
	5t	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3
Ściany	0	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3
	3t	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3
	5t	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3
Sprzęt	0	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3
	3t	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3
	5t	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3
Buty	0	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
	3t	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
	5t	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Odzież	0	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
	3t	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
	5t	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Ręce	0	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
	3t	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
	5t	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Pasza	0	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3
	3t	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3
	5t	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3
Woda	0	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3
	3t	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3
	5t	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3	3

Objaśnienia: A I, A II, B, C – ferma, z której pochodzi stado; 1-16 – nr badanego stada; 1, 5, 9, 13 – stada hodowane wiosną; 2, 6, 19, 14 – latem; 3, 7, 11, 15 – jesienią; 4, 8, 12, 16 – zimą; 0, 3t lub 5t – etap chowu kurcząt (tuż przed wstawieniem piskląt, koniec 3. lub 5. tygodnia chowu)

stad kurcząt. Próbkę pobierano w dniu „0”, tj. przed wstawieniem piskląt i pod koniec 3. i 5. tygodnia życia kurcząt. W trakcie cyklu hodowlanego każdego stada pobierano 60 wymazów z kloaki i 63 próbki z wewnętrznego środowiska kurnika. Szczegóły dotyczące rodzaju i liczby badanych próbek zawarto w tabeli 1.

Przygotowanie próbek i badania mikrobiologiczne w kierunku wykrywania obecności *Campylobacter* spp. wykonano zgodnie z metodyką podaną w PN-EN ISO 10 272 – 1: 2007 Mikrobiologia żywności i pasz. Horyzontalna metoda wykrywania obecności i oznaczania liczby *Campylobacter* spp. (47). W celu izolacji *Campylobacter* spp. z wody pobrane próbki sączono pod ciśnieniem przez filtry membranowe (Millipore 0,45). Filtry po przesączeniu przenoszono do 90 ml bulionu Boltona (Oxoid) i inkubowano w szczelnych pojemnikach w temp. 37°C przez 48 h w warunkach mikroaerofilnych, stosując mieszaninę gazów: O<sub>2</sub> (5%), CO<sub>2</sub> (10%) i N<sub>2</sub> (85%). Po inkubacji wykonano przesiew namnożonych bakterii z bulionu na podłoża wybiórcze dla *Campylobacter* (CCDA lub Prestona) i inkubowano przez 48 h w warunkach mikroaerofilnych (25). Do dalszych badań przeznaczano typowe przecinkowate, zakrzywione pałeczki, wykazujące charakterystyczny ruch „korkociągowy”. Z charakterystycznych pojedynczych kolonii posiewano znaczną ich część na agar Columbia z krwią i inkubowano w warunkach mikroaerofilnych w 41,5°C przez 48 godzin. Po okresie inkubacji, przy pomocy jałowej wymazówki przenoszono posiewy do probówek z 1,5 ml krwi końskiej, zamrażano w temp. –80°C i przechowywano do czasu prowadzenia identyfikacji szczepów. W tym celu z izolatów (przechowywanych w temp. –80°C) przenoszono za pomocą ezy materiał na pożywkę Columbia agar z krwią i wykonywano posiew powierzchniowy. Posiane płytki inkubowano w 41,5°C przez 24-48 h w warunkach mikroaerofilnych i otrzymanych czystych hodowli *Campylobacter* spp. użyto do wykonania badań biochemicznych oraz genetycznych – metodą multiplex PCR.

Identyfikację gatunkową wyizolowanych bakterii z rodzaju *Campylobacter* za pomocą testów biochemicznych, wyszczególnionych w PN-EN ISO 10 272 -1: 2007 oraz

systemu identyfikacji dla *Campylobacter* (api Campy system – bioMérieux) wykonano w Katedrze Weterynaryjnej Ochrony Zdrowia Publicznego Wydziału Medycyny Weterynaryjnej Uniwersytetu Warmińsko-Mazurskiego w Olsztynie. Ponadto identyfikację gatunkową wyizolowanych bakterii z rodzaju *Campylobacter*, z zastosowaniem reakcji łańcuchowej polimerazy (PCR), wykonano w Państwowym Instytucie Weterynaryjnym – Państwowym Instytucie Badawczym w Puławach. W przeprowadzonych testach jako kontroli użyto szczepów wzorcowych: *C. jejuni* ATCC 33291 i *C. coli* ATCC 43478. W celu identyfikacji uzyskane bakterie zawieszano w 1 ml wody redestylowanej i odwirowywano 13 000 × g przez 1 minutę. Otrzymany osad zawieszano w 100 µl buforu Tris, a następnie izolowano DNA za pomocą zestawu Genomic Mini (A&A Biotechnology, Gdańsk), zgodnie z instrukcją podaną przez producenta. Czystość i koncentrację otrzymanego DNA oznaczano spektrofotometrycznie (Biospectrometr, Eppendorf), a następnie, po odpowiednim rozcieńczeniu, wykorzystywano w testach PCR. W teście multiplex PCR wykorzystano startery umożliwiające amplifikację fragmentów genów map A (specyficzny dla *C. jejuni*), ceu E (specyficzny dla *C. coli*) oraz 16S r RNA (specyficzny dla rodzaju *Campylobacter*). Amplifikację przeprowadzano w mieszaninie reakcyjnej zawierającej 3 mM Mg Cl<sub>2</sub>, d NTP (d ATP, d CTP, d GTP, d TTP o koncentracji 200 µM), bufor enzymatyczny, 2 U polimerazy Taq (Fermentas), 5 µl matrycowego DNA (końcowe stężenie 10 ng/µl), startery oraz wodę do końcowej objętości 50 µl. Reakcję przeprowadzano w termocyklerze (Mastercycler – Eppendorf), używając programu o następujących parametrach: 94°C/5 min. (denaturacja wstępna), a następnie 30 cykli (94°C/1 min., 58°C/2 min., 72°C/1 min.). Końcowy etap wydłużania przeprowadzano w 72°C przez 5 minut. Otrzymane produkty amplifikacji poddawano elektroforezie w 1% żelu agarozowym, barwionym bromkiem etydyny o stężeniu 5 µg/ml przez 45 min. przy 100 V i 400 mA, a następnie oceniano w świetle UV przy użyciu zestawu Gel – Doc 2000 (Bio-Rad).

Analizę statystyczną wyników badań wykonano za pomocą programu Statistica 9 PL. Wykorzystując test Chi-

**Tab. 2.** Występowanie *Campylobacter* spp. w próbkach pobranych od kurcząt i ze środowiska wewnętrznego kurnika, w trakcie cyklu hodowlanego 16 stad kurcząt brojlerów

Rodzaj badanej próbki	Ferma A I				Ferma A II				Ferma B				Ferma C			
	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	B9	B10	B11	B12	C13	C14	C15	C16
Kloaka	-	+ <sup>3,5</sup>	-	-	-	+ <sup>3,5</sup>	+ <sup>3</sup>	-	+ <sup>5</sup>	+ <sup>3,5</sup>	-	-	-	-	-	+ <sup>3,5</sup>
Ściółka	-	+ <sup>3,5</sup>	-	-	-	+ <sup>3,5</sup>	+ <sup>3</sup>	-	+ <sup>5</sup>	+ <sup>3,5</sup>	-	-	-	-	-	+ <sup>3</sup>
Ściany	-	-	-	-	-	-	-	+ <sup>5</sup>	-	-	-	-	-	-	-	+ <sup>3</sup>
Sprzęt	-	-	-	-	+ <sup>5</sup>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+ <sup>5</sup>
Buty	-	+ <sup>5</sup>	-	-	-	-	-	-	+ <sup>5</sup>	-	-	-	-	-	-	+ <sup>3,5</sup>
Odzież	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+ <sup>5</sup>
Ręce	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pasza	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Woda	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

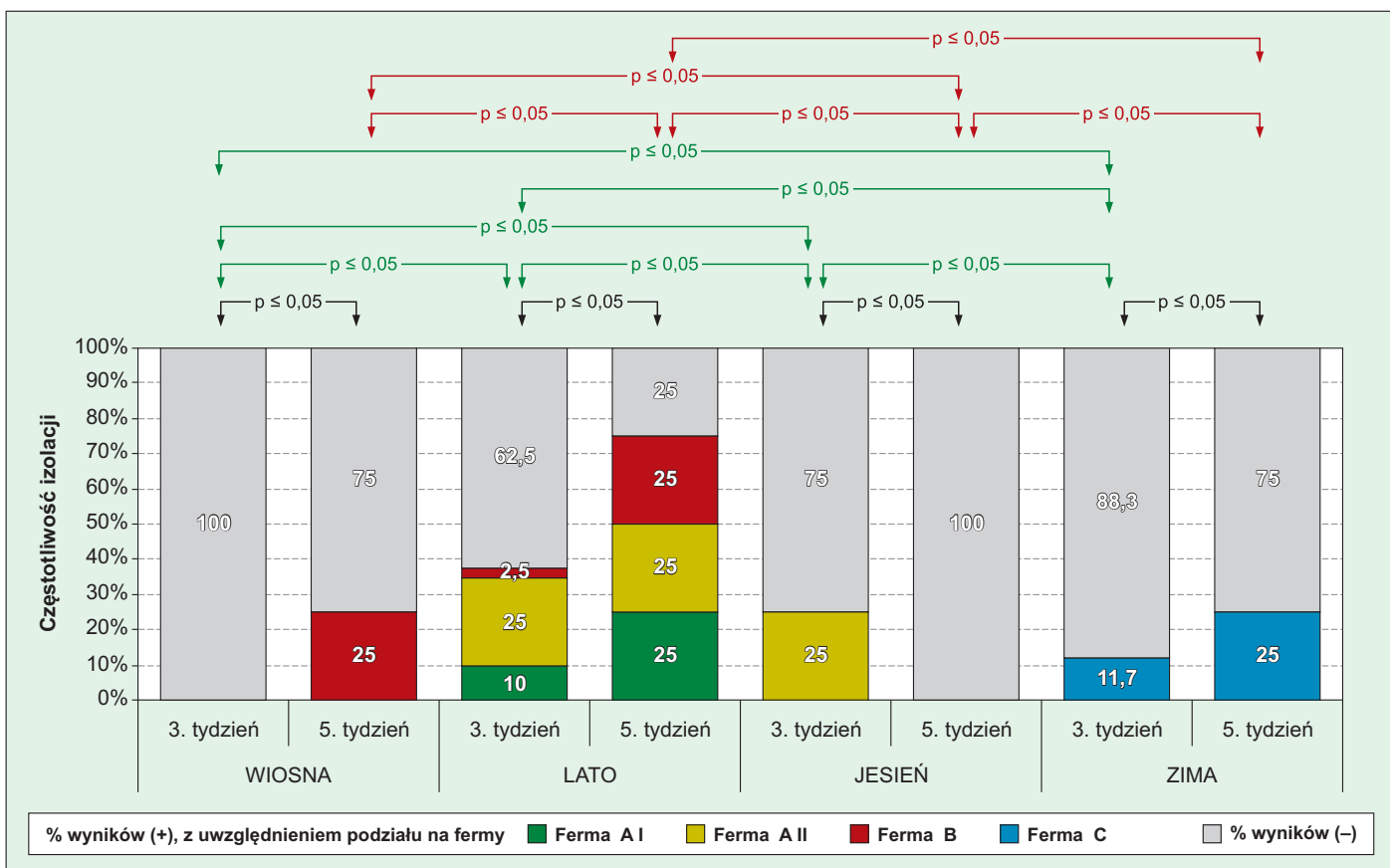
Objaśnienia: A I, A II, B, C – ferma, z której pochodzi stado; 1-16 – nr badanego stada; 1, 5, 9, 13 – stada hodowane wiosną; 2, 6, 19, 14 – latem; 3, 7, 11, 15 – jesienią; 4, 8, 12, 16 – zimą; +<sup>3</sup>, +<sup>5</sup>, +<sup>3,5</sup> – próbki dodatnie w 3., 5. lub 3. i 5. tygodniu chowu

-kwadrat ( $\chi^2$ ) określono wpływ pory roku oraz tygodnia chowu na częstotliwość występowania *Campylobacter* spp. w badanych fermach i stadach. Przyjęto poziom istotności ( $p$ ) mniejszy lub równy 0,05 za istotny statystycznie.

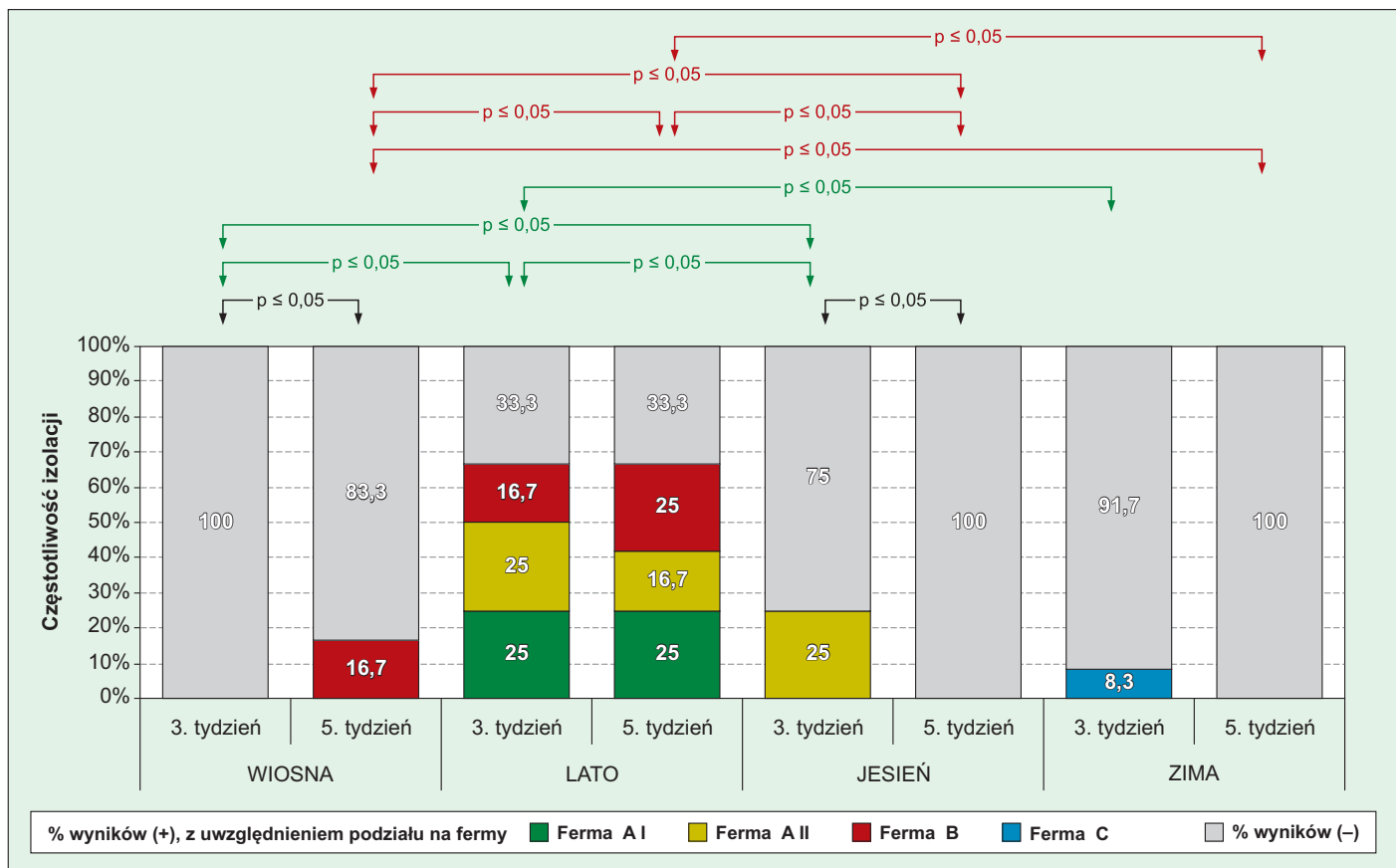
### Wyniki i omówienie

Przeprowadzone badania własne wykazały, że w żadnej z próbek pobranych tuż przed wstawieniem piskląt ( $n = 336$ ) nie stwierdzono obecności *Campylobacter* spp. W 3. i 5. tygodniu chowu *Campylobacter* spp. wyizolowano łącznie z 24,9% wymazów z kloaki kurcząt i z 19,8% próbek ściółki, pochodzących z 6 spośród 16 badanych stad. Z pozostałych 912 próbek środowiska wewnętrznego kurników, pobranych w 3. i 5. tygodniu chowu, wyniki dodatnie stanowiły 0,4% i pochodziły z cyklu produkcyjnego 5 spośród 16 badanych stad. Wyniki badań próbek pobranych w 3. i 5. tygodniu życia kurcząt potwierdzają obecność *Campylobacter* spp. na terenie wszystkich badanych ferm (tab. 2), przy czym częstotliwość jego izolacji była różna i zależała od rodzaju próbki, pory roku, etapu chowu i fermy (ryc. 1-4). Zamieszczone ryciny przedstawiają odsetek wyników dodatnich ze wszystkich ferm łącznie (w zależności od rodzaju próbki, etapu chowu i pory roku), obrazując jednocześnie udział poszczególnych ferm w sumie wyników dodatnich. W 3. tygodniu chowu drobnoustrój ten izolowano z kloaki kurcząt, ściółki, ścian wewnętrznych i butów pracowników, a w 5. tygodniu – dodatkowo z urządzeń fermowych i odzieży

ochronnej pracowników (tab. 2). Częstotliwość izolacji *Campylobacter* spp. z kloaki 3-tygodniowych kurcząt ( $n = 480$ ) wynosiła od 0% do 37,5% i zależała w istotny sposób ( $p \leq 0,05$ ) od pory roku (ryc. 1). U kurcząt 5-tygodniowych ( $n = 480$ ) wartości te wynosiły od 0% do 75%, również zależąc od pory roku, a odnotowane różnice (z wyjątkiem wiosny i zimy) były istotne statystycznie ( $p \leq 0,05$ ) (ryc. 1). Istotny wzrost ( $p \leq 0,05$ ) częstotliwości izolacji *Campylobacter* spp. ze steków kurcząt starszych w stosunku do młodszych odnotowano latem (o 37,5%), wiosną (o 25%) i zimą (o 13,3%), podczas gdy jesienią miał miejsce istotny ( $p \leq 0,05$ ) spadek częstotliwości izolacji tego drobnoustroju o 25% (ryc. 1). Częstotliwość izolacji *Campylobacter* spp. z próbek ściółki pobranych w 3. i 5. tygodniu chowu kurcząt ( $n = 96$ ) wynosiła od 0% do 66,7% i była najwyższa w lecie, niezależnie od fazy cyklu produkcyjnego (ryc. 2). Różnice w częstotliwości występowania *Campylobacter* spp. w próbkach ściółki w 3. tygodniu chowu, występujące między poszczególnymi porami roku (z wyjątkiem wiosny i zimy oraz jesieni i zimy) były istotne statystycznie ( $p \leq 0,05$ ). W 5. tygodniu chowu istotnych różnic nie stwierdzono między jesienią i zimą, podczas gdy wyniki uzyskane w pozostałych porach roku różniły się istotnie ( $p \leq 0,05$ ) (ryc. 2). *Campylobacter* spp. stwierdzono również w wymazach ze ścian kurników ( $n = 96$ ) i urządzeń fermowych ( $n = 96$ ) na terenie dwóch ferm (A II i C) w 8,3% badanych próbek; ze ścian tyl-



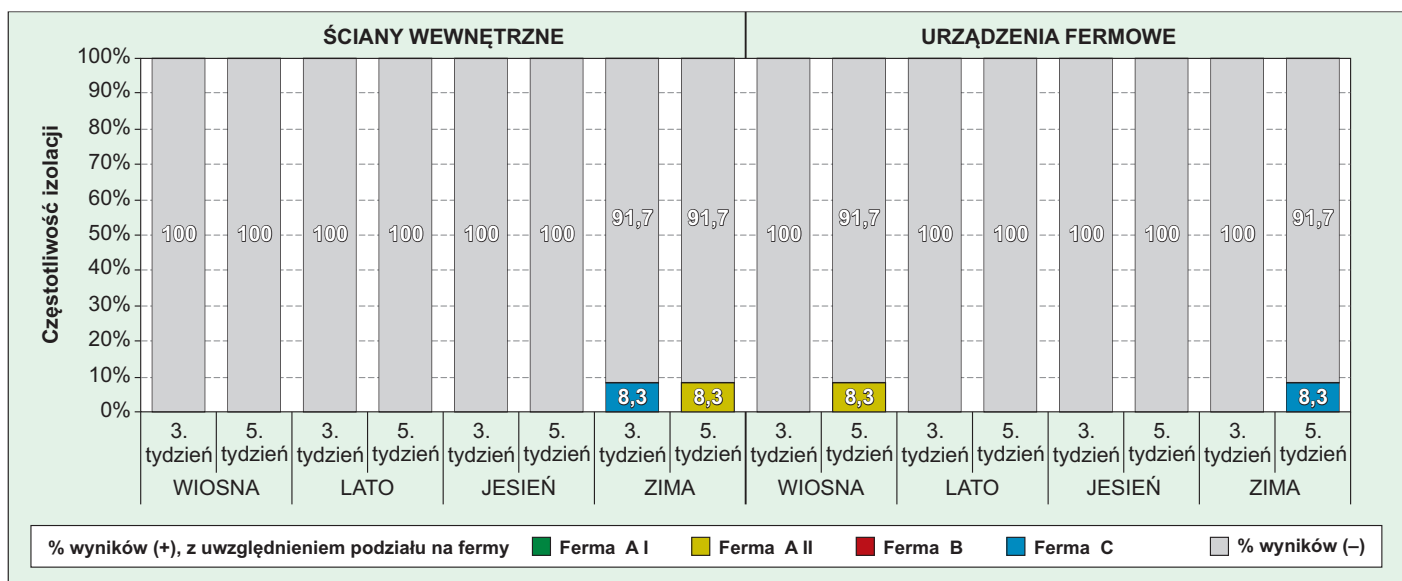
Ryc. 1. Częstotliwość izolacji *Campylobacter* spp. z kloaki 3- i 5-tygodniowych kurcząt w różnych porach roku, z uwzględnieniem podziału na fermy i zaznaczeniem różnic istotnych statystycznie ( $p \leq 0,05$ )



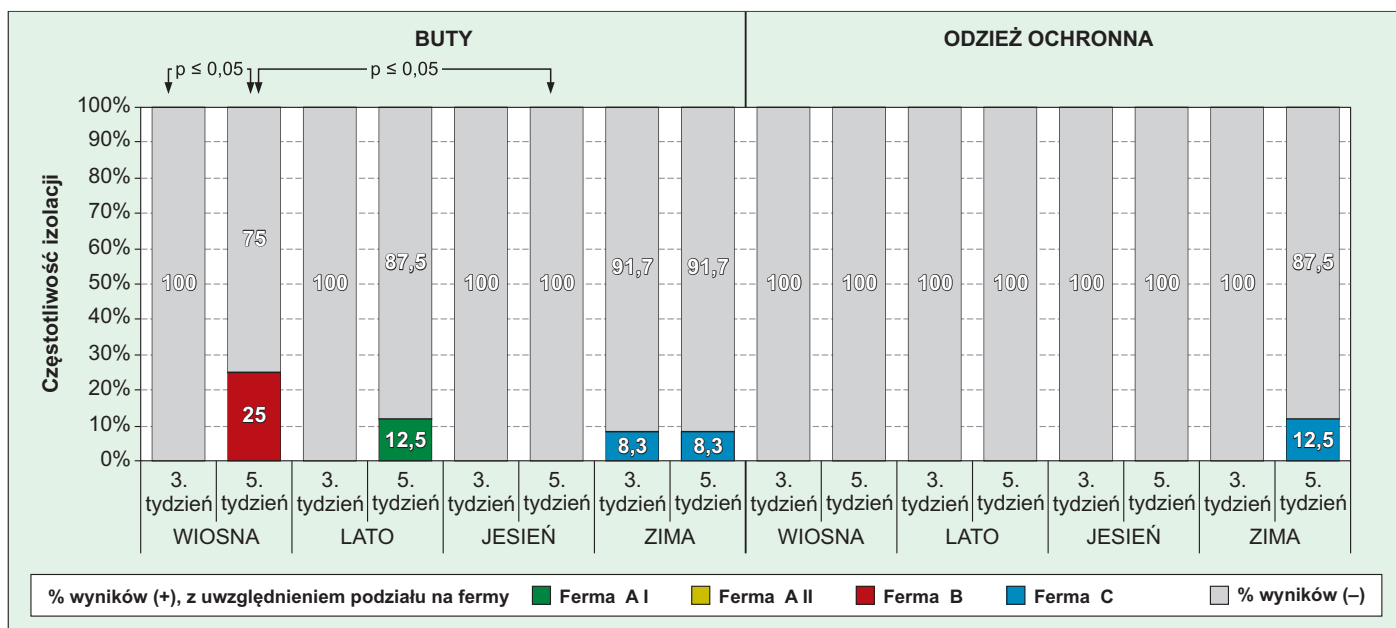
Ryc. 2. Częstotliwość izolacji *Campylobacter* spp. ze ściółki w 3. i 5. tygodniu chowu kurcząt w różnych porach roku, z uwzględnieniem podziału na farmy i zaznaczeniem różnic istotnych statystycznie ( $p \leq 0,05$ )

ko zimą, a z urządzeń zimą i wiosną – wyłącznie w 5. tygodniu życia kurcząt (ryc. 3). *Campylobacter* spp. wyizolowano też z odzieży ochronnej ( $n = 64$ ) i butów pracowników ( $n = 64$ ); z odzieży tylko w jednej z ferm (C) zimą w 5. tygodniu chowu (ryc. 4), natomiast z butów – z częstotliwością od 0% do 25%, zależnie od farmy i pory roku, przy czym istotne różnice ( $p \leq 0,05$ ) stwierdzono wyłącznie między wynikami

z 5. tygodnia chowu wiosną i jesienią (ryc. 4). W żadnym ze stad, niezależnie od fazy cyklu produkcyjnego, nie wyizolowano *Campylobacter* spp. z próbek paszy ( $n = 96$ ), wody ( $n = 96$ ) i rąk pracowników ( $n = 64$ ). Reasumując, *Campylobacter* spp. wyizolowano od kurcząt pochodzących z 6 spośród 16 badanych stad (37,5%), w tym z 3 hodowanych latem i po jednym z pozostałych pór roku; najwyższy odsetek wyni-



Ryc. 3. Częstotliwość izolacji *Campylobacter* spp. ze ścian wewnętrznych i urządzeń fermowych w 3. i 5. tygodniu chowu kurcząt w różnych porach roku, z uwzględnieniem podziału na farmy



Ryc. 4. Częstotliwość izolacji *Campylobacter* spp. z obuwia i odzieży ochronnej pracowników w 3. i 5. tygodniu chowu kurcząt w różnych porach roku, z uwzględnieniem podziału na fermy i zaznaczeniem różnic istotnych statystycznie ( $p \leq 0,05$ )

ków dodatnich pochodził z fermy A II, a najniższy z A I.

Przy użyciu testów biochemicznych we wszystkich dodatnich próbkach stwierdzono obecność *Campylobacter jejuni*. Wyniki badań uzyskane na podstawie analizy PCR badanych izolatów *Campylobacter jejuni* wykazały całkowitą zgodność z wynikami uzyskanymi przy użyciu testów biochemicznych.

Dane piśmiennictwa wskazują na liczne czynniki mogące mieć wpływ na rozprzestrzenianie się *Campylobacter* spp. na terenie ferm drobiu: ptaki, ściółka, woda, obuwie i odzież pracowników, urządzenia fermowe, sąsiedztwo innych zwierząt, a także owady, gryzonie i dzikie ptactwo (9, 11, 13, 17, 22, 30, 34, 35, 48, 52, 57). Zdefiniowanie głównych czynników ryzyka występowania *Campylobacter* spp. nie jest jednoznaczne z poznaniem konkretnych dróg transmisji tego drobnoustroju na fermach (42, 50, 62). Do ich ustalenia niezbędne jest uwzględnienie zmiennych czynników dotyczących fermy i regionu, które mogą rzutować na powstawanie różnic w częstotliwości występowania tego patogenu (55). Częstotliwość występowania *Campylobacter* spp. w stadach kurcząt w różnych krajach jest różna, kształtując się na poziomie od 3% w Finlandii (46), 15% w Islandii (5), 17% w Szwecji (22), 18% w Norwegii (32), 45% w Holandii (19), 39%-67% w Belgii (26), 60% w Kanadzie (38), 88% w USA (53) do ponad 90% w UK (17). Niższa częstotliwość występowania *Campylobacter* spp. w Skandynawii może mieć związek z surowymi warunkami klimatycznymi, mniej intensywną hodowlą i znacznymi odległościami między fermami.

Różne drogi szerzenia się *Campylobacter* spp. powodują, że bakterie te pojawiają się już w organizmach kilkunastodniowych kurcząt (60). W krótkim czasie mogą rozprzestrzenić się wśród stada, pozostając

w organizmach ptaków do czasu uboju (39). U kurcząt *Campylobacter* spp. kolonizuje głównie błonę śluzową jelita ślepego i cienkiego, może być też obecny w innych odcinkach jelit, śledzionie i wątrobie (39). Sztuczna kolonizacja piskląt i kurcząt wykazała stosunkowo niską liczbę komórek *Campylobacter* spp. zdolną do ich zasiedlenia (40 jtk), zależną od badanego szczepu bakteryjnego (10). Po kolonizacji następuje szybki wzrost liczby komórek *Campylobacter* w treści jelita, gdzie stwierdzano nawet od  $10^5$  do  $10^9$  jtk/g (6, 7, 12). *Campylobacter* spp., uważany często za nieszkodliwego komensala występującego u drobiu i wolno żyjącego ptactwa, może być przyczyną zachorowań u tych zwierząt (12). Występując w różnych narządach ptaków, drobnoustroj ten stanowi potencjalne źródło zakażenia dla innych ptaków oraz ludzi. Włoscy badacze wyizolowali *Campylobacter coli* z 86% wymazów z kloaki klinicznie zdrowych bażantów utrzymywanych w warunkach fermowych w okolicach Neapolu, a w 19,2% z nich dodatkowo *Campylobacter jejuni* (13).

Występowanie *Campylobacter* spp. u brojlerów kurzych i jego częstotliwość mogą być wypadkową wielu czynników. Zjawisko pionowej transmisji tego patogenu w stadach kurcząt nie zostało jednak potwierdzone (43, 60). Wobec braku dowodów na przenoszenie się *Campylobacter* spp. między kolejnymi cyklami produkcyjnymi ptaków hodowanych w tym samym obiekcie, prawdopodobnym źródłem *Campylobacter* pozostaje teren fermy, skąd następuje rozprzestrzenianie się patogenu na stado ptaków (16, 30, 34).

W badaniach własnych stwierdzono właściwy stopień przygotowania wszystkich kurników, o czym świadczy brak obecności *Campylobacter* spp. w próbkach ( $n = 336$ ) pobranych w dniach wstawienia piskląt. Drobnoustroj ten izolowano jednak od 3- i 5-tygo-

dniowych kurcząt z 6 spośród 16 badanych stad, hodowanych na terenie wszystkich ferm. Częstotliwość izolacji *Campylobacter* spp. z wymazów z kloaki ptaków zależała od pory roku i była najwyższa latem, wynosząc 37,5% u kurcząt 3-tygodniowych i 75% u 5-tygodniowych. W cyklu hodowlanym tych samych 6 stad badany drobnoustroj izolowano z próbek ściółki, również z częstotliwością zależną od pory roku i wyraźnie skorelowaną z częstotliwością izolacji patogenu od ptaków.

Dane piśmiennictwa potwierdzają wpływ pory roku na częstotliwość występowania *Campylobacter* spp. w stadach kurcząt i jej wzrost postępujący wraz ze wzrostem temperatur zewnętrznych (5, 23, 30, 32, 44, 57). Badania prowadzone w Danii w latach 2003-2009, obejmujące 99 stad brojlerów kurzych dowodzą jednak, że możliwe jest obniżenie tej częstotliwości i utrzymanie jej na zbliżonym poziomie niezależnie od pory roku (4). Wynika z nich, że zastosowanie w części kurników całorocznych zabezpieczeń przeciw owadom skutkowało obniżeniem o ponad 31% częstotliwości występowania *Campylobacter* spp. w porównaniu ze stadami kontrolnymi. Ponadto w stadach z ograniczonym dostępem owadów nie odnotowano istotnego wzrostu częstotliwości występowania tego drobnoustroju w miesiącach letnich i przez cały rok utrzymywała się ona na poziomie ok. 10,3%. Stosowanie zabezpieczeń kurników przed owadami jest więc ważnym elementem bioasekuracji, wpływającym na obniżenie częstotliwości występowania *Campylobacter* w stadach drobiu (4, 15). Jego znaczenie obserwowano także w badaniach własnych, w których odnotowano różnice w częstotliwości występowania *Campylobacter* spp. w stadach hodowanych w dwóch różnych obiektach, należących do tej samej fermy. Jeden z nich (A I) był kurnikiem niedawno oddanym do użytku, posiadał poziomy system wentylacji i w części okien siatki przeciw owadom. Starszy kurnik (A II) nie posiadał zabezpieczeń przeciw owadom, dochodziło w nim do kontaktu ze zwierzętami domowymi (kotami) i miał pionowy system wentylacji. Krótszy czas eksploatacji kurnika A I, zastosowanie zabezpieczeń przed owadami i brak kontaktu ze zwierzętami domowymi były czynnikami sprzyjającymi niższej częstotliwości występowania *Campylobacter* spp. w tym obiekcie. Podobną zależność obserwowali również w swoich badaniach Eberle i wsp. (14). Znaczenie mógł mieć również pionowy system wentylacji starszego kurnika, który – zdaniem niektórych badaczy – jako mniej higieniczny, może sprzyjać wnikaniu *Campylobacter* z zewnątrz (5, 18). Na uwagę zasługują też wyniki badań własnych dotyczące fermy C, posiadającej całoroczne zabezpieczenia przed owadami. W fermie tej nie stwierdzono badanych bakterii wiosną, latem i jesienią, a cykl hodowlany stada zimowego, w którym *Campylobacter* spp. występował u kurcząt i w środowisku wewnętrznym kurnika (ściółka, ściany, urządzenia, buty i odzież ochronna) zbiegł się z zatrud-

nieniem nowego pracownika, co mogło mieć związek z zaistniałą sytuacją. Obserwacje innych badaczy potwierdzają możliwość wniesienia *Campylobacter* do kurników na butach i ubraniach pracowników, jak również z zanieczyszczonym sprzętem fermowym (24, 26, 49). Redukcji tego patogenu sprzyja stosowanie przedsionków przyległych do hal produkcyjnych, mat dezynfekujących, mycie rąk środkami dezynfekującymi, zmiana ubrania prywatnego na odzież i obuwie ochronne i mycie urządzeń wprowadzanych do hal produkcyjnych oraz ograniczenie wizyt osób trzecich. Nie bez znaczenia jest też częstotliwość zmian środków stosowanych do dezynfekcji obuwia (34). Hiett i wsp. (27) oraz Bull i wsp. (9) dowiedli, że *Campylobacter* wyizolowany z kałuży na terenie fermy posiadał ten sam genotyp, co szczepy izolowane od ptaków ze stada danej fermy. Maty dezynfekcyjne umieszczone przy wejściach do kurników mogą redukować ryzyko kolonizacji stad ptaków przez *Campylobacter* (39), a stosowanie szczególnych reżimów higienicznych w trakcie całego cyklu hodowlanego może obniżyć częstotliwość występowania zakażeń w stadzie nawet o połowę (18).

Na rozprzestrzenianie się *Campylobacter* spp. w stadach drobiu może mieć wpływ również woda (39, 54), choć, zdaniem części badaczy, stanowi ona raczej niski czynnik ryzyka związanego z kolonizacją ptaków przez *Campylobacter* (29, 39). W badaniach własnych nie wyizolowano badanych bakterii z żadnej ze 144 próbek wody. Pearson i wsp. (45) wykazali jednak, że *Campylobacter* spp. był obecny przez co najmniej 18 miesięcy na fermie drobiu, w której źródłem patogenu okazał się właśnie system wodny, a Saleha (52), badając stada kurcząt w Malezji, wyizolował *Campylobacter* spp. z 1,5% próbek wody używanej na fermach.

Na częstotliwość występowania *Campylobacter* spp. w stadach kurcząt może też wpłynąć częściowa depopulacja stada, wykonywana niekiedy na krótko przed ubojem, a także warunki związane z transportem ptaków do ubojni. Szczególne znaczenie ma stan higieniczny klatek transportowych używanych podczas depopulacji stada (37) i służących do przewozu ptaków do rzeźni (8, 22, 24, 43, 49). Depopulacja stada przeprowadzona z zachowaniem reżimów higienicznych może sprzyjać redukcji występowania *Campylobacter* spp. (1, 2, 20, 49, 57). Wielu badaczy uważa jednak, że powoduje ona wzrost liczby zainfekowanych ptaków (1, 2, 20, 57), a nawet może być przyczyną zawleczenia *Campylobacter* do innych ferm (37, 43). Transport ptaków do ubojni to także ważny etap zamykający cykl produkcyjny każdego stada, podczas którego rośnie ryzyko zakażeń krzyżowych ptaków (8, 41), a stres towarzyszący załadunkowi i transportowi ptaków przeważnie temu sprzyja (59).

Wyniki badań własnych i cytowanych autorów wskazują na potrzebę stosowania najwyższych reżimów higienicznych i elementów bioasekuracji w czasie całego cyklu hodowlanego kurcząt brojlerów

i podczas ich transportu do ubojni. Reżymy te powinny być stosowane bez względu na porę roku, gdyż zanieczyszczenia w tym względzie sprzyjają rozprzestrzenianiu się *Campylobacter* spp. w stadach ptaków, podnosząc tym samym ryzyko kontaminacji pozyskiwanego surowca mięsnego.

### Piśmiennictwo

- Adkin A., Hartnett E., Jordan L., Newell D., Davison H.: Use of systematic review to assist the development of Campylobacter control strategies in broilers. *J. Appl. Microbiol.* 2006, 100, 306-315.
- Allen V. M., Weaver H., Ridley A. M., Harris J. A., Sharma M., Emery J., Sparks N., Lewis M., Edge S.: Sources and spread of thermophilic *Campylobacter* spp. during partial depopulation of broiler chicken flocks. *J. Food Prot.* 2008, 71, 264-270.
- Arsenault J., Letellier A., Quessy S., Normand V., Boulianne M.: Prevalence and risk factors for *Salmonella* spp. and *Campylobacter* spp. caecal colonization in broiler chicken and turkey flocks slaughtered in Quebec, Canada. *Prev. Vet. Med.* 2007, 81, 250-264.
- Bahrndorff S., Rangstrup-Christensen L., Nordentoft S., Hald B.: Foodborne disease prevention and broiler chickens with reduced *Campylobacter* infection. *Emerg. Infect. Diseases* 2013, 19, 425-430.
- Barrios P. R., Reiersen J., Lowman R., Bisailon J. R., Michel P., Fridriksdóttir V., Gunnarsson E., Stern N., Berke O., McEwen S., Martin W.: Risk factors for *Campylobacter* spp. colonization in broiler flocks in Iceland. *Prev. Vet. Med.* 2006, 74, 264-278.
- Berndtson E., Tivemo M., Engvall A.: Distribution and numbers of *Campylobacter* in newly slaughtered broiler chickens and hens. *Int. J. Food Microbiol.* 1992, 15, 45-50.
- Berrang M. E., Buhr R. J., Cason J. A.: *Campylobacter* recovery from external and internal organs of commercial broiler carcass prior to scalding. *Poult. Sci.* 2000, 78, 286-290.
- Berrang M. E., Northcutt J. K., Fletcher D. L., Cox N. A.: Role of dump cage fecal contamination in the transfer of *Campylobacter* to carcasses of previously negative broilers. *J. Appl. Poult. Res.* 2003, 12, 190-195.
- Bull S. A., Allen V. M., Domingue G., Jorgensen F., Frost J. A., Ure R., Whyte R., Tinker D., Corry J. E., Gillard-King J., Humphrey T. J.: Sources of *Campylobacter* spp. colonizing housed broiler flocks during rearing. *Appl. Environ. Microbiol.* 2006, 72, 645-652.
- Cawthraw S. A., Wassenaar T. M., Ayling R., Newell D. G.: Increased colonization potential of *Campylobacter* jejuni strain 81116 after passage through chickens and its implication on the rate of transmission within flocks. *Epidemiol. Infect.* 1996, 117, 213-215.
- Choo L. C., Saleha A. A., Wai S. S., Fauziah N.: Isolation of *Campylobacter* and *Salmonella* from houseflies (*Musca domestica*) in a university campus and a poultry farm in Selangor, Malaysia. *Trop. Biomed.* 2011, 28, 16-20.
- Corry J. E. L., Atabay H. I.: Poultry as a source of *Campylobacter* and related organisms. *J. Appl. Microbiol.* 2001, 90, 96-114.
- Dipineto L., Gargiulo A., De Luca Bossa L. M., Rinaldi L., Borelli L., Menna L. F., Fioretti A.: Prevalence of thermotolerant *Campylobacter* in pheasants (*Phasianus colchicus*). *Avian Pathol.* 2008, 37, 507-508.
- Eberle K. N., Davis J. D., Purswell J. P., Parker H. M., McDaniel C. D., Kiess A. S.: A one year study of newly constructed broiler houses for the prevalence of *Campylobacter*. *Int. J. Poult. Sci.* 2013, 12, 29-36.
- EFSA The Community Summary Report 2013.
- Ellis-Iversen J., Jorgensen F., Bull S., Powell L., Cook A. J., Humphrey T. J.: Risk factors for *Campylobacter* colonization during rearing of broiler flocks in Great Britain. *Prev. Vet. Med.* 2009, 89, 178-184.
- Evans S. J., Sayers A. R.: A longitudinal study of *Campylobacter* infection of poultry flocks in Great Britain. *Prev. Vet. Med.* 2000, 46, 209-223.
- Gibbins J. C., Pascoe S. J., Evans S. J., Davies R. H., Sayers A. R.: A trial of biosecurity as a means to control *Campylobacter* infection of broiler chickens. *Prev. Vet. Med.* 2001, 48, 85-99.
- Giessen A. W. van de, Bouwknegt M., Dam-Deisz W. D., van Pelt W., Wannet W. J., Visser G.: Surveillance of *Salmonella* spp. and *Campylobacter* spp. in poultry production flocks in the Netherlands. *Epidemiol. Infect.* 2006, 134, 1266-1275.
- Hald B., Rattenborg E., Madsen M.: Role of batch depletion of broiler houses on the occurrence of *Campylobacter* spp. in chicken flocks. *Lett. Appl. Microbiol.* 2001, 32, 253-256.
- Hansson I., Ederoth M., Andersson L., Vagsholm I., Engvall E. O.: Transmission of *Campylobacter* spp. to chickens during transport to slaughter. *J. Appl. Microbiol.* 2005, 99, 1149-1157.
- Hansson I., Engvall E. O., Lindblad J., Gunnarsson A., Vagsholm I.: Surveillance programme for *Campylobacter* species in Swedish broilers, July 2001 to June 2002. *Vet. Rec.* 2004, 155, 193-196.
- Hartnack S., Doherr M. G., Alter T., Toutounian-Mashad K., Greiner M.: *Campylobacter* monitoring in German broiler flocks: an explorative time series analysis. *Zoonoses Public Health* 2009, 56, 3, 117-128.
- Hastings R., Colles F. M., McCarthy N. D., Maiden M. C. J., Sheppard S. K.: *Campylobacter* genotypes from poultry transportation crates indicate a source of contamination and transmission. *J. Appl. Microbiol.* 2011, 110, 266-276.
- Health Protection Agency 2007. Detection of *Campylobacter* species in water. National Standard Method W8 Issue 3. <http://www.hpa-standardmethods.org.uk/pdfsops.asp>.
- Herman L., Heyndrickx M., Grijspeerd K., Vandekerchove D., Rollier I., De Zutter L.: Routes for *Campylobacter* contamination of poultry meat: epidemiological study from hatchery to slaughterhouse. *Epidemiol. Infect.* 2003, 131, 1169-1180.
- Hiatt K. L., Cox N. A., Buhr R. J., Stern N. J.: Genotype analyses of *Campylobacter* isolated from distinct segments of the reproductive tracts of broiler breeder hens. *Curr. Microbiol.* 2002, 45, 400-404.
- Huat J. T. Y., Aziz S. A., Abu J., Ghazali F. M., Chitek T. Z. T., Ahmad N., Sandra A., Nishibuchi M., Radu S.: Thermophilic *Campylobacter* spp. occurrence on chickens at farm, slaughter house and retail. *Int. J. Poult. Sci.* 2010, 9, 134-138.
- Humphrey T. J., Henley A., Lanning D. G.: The colonization of broiler chickens with *Campylobacter* jejuni: some epidemiological investigations. *Epidemiol. Infect.* 1993, 110, 601-607.
- Jonsson M. E., Chriël M., Norström M., Hofshagen M.: Effect of climate and farm environment on *Campylobacter* spp. colonisation in Norwegian broiler flocks. *Prev. Vet. Med.* 2012, 107, 95-104.
- Jore S., Viljugrein H., Brun E., Heier B. T., Borck B., Ethelberg S., Hakkinen M., Kuusi M., Reiersen J., Hansson I., Engvall E. O., Lofsdahl M., Wagenaar J. A., van Pelt W., Hofshagen M.: Trends in *Campylobacter* incidence in broilers and humans in six European countries, 1997-2007. *Prev. Vet. Med.* 2010, 93, 33-41.
- Kapperud G., Skjerve E., Vik L., Hauge K., Lysaker A., Aalmen I., Ostroff S. M., Potter M.: Epidemiological investigation of risk factors for *Campylobacter* colonization in Norwegian broiler flocks. *Epidemiol. Infect.* 1993, 111, 245-255.
- Kovalenko K., Roasto M., Liepinš E., Mäesaar M., Hörman A.: High occurrence of *Campylobacter* spp. in Latvian broiler chicken production. *Food Contr.* 2013, 29, 188-191.
- McDowell S. W. J., Menzies F. D., McBride S. H., Oza A. N., McKenna J. P., Gordon A. W., Neill S. D.: *Campylobacter* spp. in conventional broiler flocks in Northern Ireland: Epidemiology and risk factors. *Prev. Vet. Med.* 2008, 84, 261-276.
- Meerburg B. G., Kijlstra A.: Role of rodents in transmission of *Salmonella* and *Campylobacter*. *J. Sci. Food Agric.* 2007, 87, 2774-2781.
- Meremäe K., Elias P., Tamme T., Kramarenko T., Lillenberg M., Karus A., Hänninen M. L., Roasto M.: The occurrence of *Campylobacter* spp. in Estonian broiler chicken production in 2002-2007. *Food Contr.* 2010, 21, 272-275.
- Mifflin J. K., Templeton J. M., More S. J.: Epidemiological studies of *Campylobacter* colonisation of broiler flocks in south east Queensland. *Proc. Aust. Poult. Sci. Sym.* 2001, 13, 140-143.
- Nadeau É., Messier S., Quessy S.: Prevalence and comparison of genetic profiles of *Campylobacter* strains isolated from poultry and sporadic cases of *campylobacteriosis* in humans. *J. Food Prot.* 2002, 65, 73-78.
- Newell D. G., Fearnley C.: Sources of *Campylobacter* colonization in broiler chickens. *Appl. Environ. Microbiol.* 2003, 69, 4343-4351.
- Nor Faiza S., Saleha A. A., Jalila A., Fauziah N.: Occurrence of *Campylobacter* and *Salmonella* in ducks and duck eggs in Selangor, Malaysia. *Trop. Biomed.* 2013, 30, 155-158.
- Northcutt J. K., Berrang M. E., Dickens J. A., Fletcher D. L., Cox N. A.: Effect of broiler age, feed withdrawal, and transportation on levels of coliforms, *Campylobacter*, *Escherichia coli* and *Salmonella* on carcasses before and after immersion chilling. *Poult. Sci.* 2003, 82, 169-173.
- Ogden I. D., MacRae M., Johnston M., Strachan N. J. C., Cody A. J., Dingle K. E., Newell D. G.: Use of Multilocus Sequence Typing to investigate the association between the presence of *Campylobacter* spp. in broiler drinking water and *Campylobacter* colonization in broilers. *Appl. Environ. Microbiol.* 2007, 73, 5125-5129.
- Patriarchi A., Fox A., Maunsell B., Fanning S., Bolton D.: Molecular characterization and environmental mapping of *Campylobacter* isolates in a subset of intensive poultry flocks in Ireland. *Foodborne Pathog. Dis.* 2011, 8, 99-108.
- Patrick M. E., Christiansen L. E., Waino M., Ethelberg S., Madsen H., Wegener H. C.: Effects of climate on incidence of *Campylobacter* spp. in humans and prevalence in broiler flocks in Denmark. *Appl. Environ. Microbiol.* 2004, 70, 7474-7480.
- Pearson A. D., Greenwood M. H., Feltham R. K. A., Healing T. D., Donaldson J., Jones D. M., Colwell R. R.: Microbial Ecology of *Campylobacter* jejuni in a United Kingdom chicken supply chain. Intermittent common source, vertical transmission, and amplification by flock propagation. *Appl. Environ. Microbiol.* 1993, 62, 4614-4620.

46. Perko-Mäkelä P., Hakkinen M., Honkanen-Buzalski T., Hänninen M. L.: Prevalence of Campylobacters in chicken flocks during the summer of 1999 in Finland. *Epidemiol. Inf.* 2002, 129, 187-192.
47. PN-EN ISO 10 272-1:2007 Mikrobiologia żywności i pasz. Horyzontalna metoda wykrywania obecności i oznaczania liczby Campylobacter spp.
48. Ramabu S. S., Boxall N. S., Madie P., Fenwick S. G.: Some potential sources for transmission of Campylobacter jejuni to broiler chickens. *Lett. Appl. Microbiol.* 2004, 39, 252-256.
49. Ridley A., Morris V., Gittins J., Cawthraw S., Harris J., Edge S., Allen V.: Potential sources of Campylobacter infection on chicken farms: contamination and control of broiler-harvesting equipment, vehicles and personnel. *J. Appl. Microbiol.* 2011, 111, 233-244.
50. Ridley A. M., Toszeghy M. J., Cawthraw S. A., Wassenaar T. M., Newell D. G.: Genetic instability is associated with changes in the colonization potential of Campylobacter jejuni in the avian intestine. *J. Appl. Microbiol.* 2008, 105, 95-104.
51. Rosenquist H., Sommer H. M., Nielsen N. L., Christensen B. B.: The effect of slaughter operations on the contamination of chicken carcasses with thermo-tolerant Campylobacter. *Int. J. Food Microbiol.* 2006, 108, 226-232.
52. Saleha A. A.: Epidemiological study on the colonization of chickens with Campylobacter in broiler farms in Malaysia: Possible risk and management factors. *Int. J. Poult. Sci.* 2004, 3, 129-134.
53. Stern N. J., Cox N. A., Bailey J. S., Berrang M. E., Musgrove M. T.: Comparison of mucosal competitive exclusion and competitive exclusion treatment to reduce Salmonella and Campylobacter spp. colonization in broiler chickens. *Poult. Sci.* 2001b, 80, 156-160.
54. Stern N. J., Cox N. A., Musgrove M. T., Park C. M.: Incidence and levels of Campylobacter in broilers after exposure to an inoculated seeder bird. *J. Appl. Poult. Res.* 2001a, 10, 315-318.
55. Trimble L. M., Alali W. Q., Gibson K. E., Ricke S. C., Crandall P., Jaroni D., Berrang M., Habteselassie M. Y.: Prevalence and concentration of Salmonella and Campylobacter in the processing environment of small-scale pastured broiler farms. *Poult. Sci.* 2013, 92, 3060-3066.
56. Uradziński J.: Rola Campylobacter spp. w patologii zwierząt i ludzi, [w:] Szweda W., Siwicki A. K. (red.): Epizootyczne aspekty monitorowania i zwalczania zoonoz w Polsce i Unii Europejskiej. Wyd. Edycja, Olsztyn 2007, s. 27-36.
57. Vandeplass S., Dubois-Dauphin R., Palm R., Beckers Y., Thonart P., Théwis A.: Prevalence and sources of Campylobacter spp. contamination in free-range broiler production in the southern part of Belgium. *Biotechnol. Agron. Soc. Environ.* 2010, 14, 279-288.
58. Vellinga A., Van Looock F.: The dioxin crisis as experiment to determine poultry-related Campylobacter enteritis. *Emerg. Infect. Dis.* 2002, 8, 19-22.
59. Wesley I. V., Rostagno M., Hurd H. S., Trampel D. W.: Prevalence of Campylobacter jejuni and Campylobacter coli in market-weight turkeys on-farm and at slaughter. *J. Food Prot.* 2009, 72, 43-48.
60. Workman S. N., Mathison G. E., Lavoie M. C.: An investigation of sources of Campylobacter in a poultry production and packing operation in Barbados. *Int. J. Food Microbiol.* 2008, 121, 106-111.
61. Wysok B., Uradziński J.: Campylobacter spp. – a significant microbiological hazard in food. I. Characteristic of Campylobacter species, infections source, epidemiology. *Polish J. Vet. Sci.* 2009, 12, 141-148.
62. Zweifel C., Scheu K. D., Keel M., Renggli F., Stephan R.: Occurrence and genotypes of Campylobacter in broiler flocks, other farm animals, and the environment during several rearing periods on selected poultry farms. *Int. J. Food Microbiol.* 2008, 125, 182-187.

Adres autora: dr Małgorzata Gomółka-Pawlicka, ul. Popieluszki 5/14, 10-696 Olsztyn; e-mail: mag@uwm.edu.pl