

Kształtowanie mikroflory przewodu pokarmowego piskląt w okresie okołolęgowym poprzez podawanie paszy i zasiedlanie preparatem Aviguard®

BORYS BŁASZCZAK, EWA KARPIŃSKA, GRAŻYNA KOSOWSKA, ANDRZEJ DEGÓRSKI*, WANDA BORZEMSKA, MARIAN BINEK

Katedra Chorób Zakaźnych, Mikrobiologii i Parazytologii oraz

*Katedra Patologii Wydziału Medycyny Weterynaryjnej SGGW, ul. Grochowska 272, 03-849 Warszawa

Błaszczak B., Karpińska E., Kosowska G., Degórski A., Borzemska W., Binek M.

Effect of feed provision and Aviguard treatment on development of intestinal microflora of newly hatched chickens

Summary

Result of the present study demonstrated the efficacy of the feed provision and feed withdrawal and administration of cecal bacterial flora (Aviguard) on bacterial population and establishing a microflora ecosystem within the ceca of newly hatched chickens. Chickens were allotted to 3 groups which were placed in isolated units. Chickens from the first group were deprived of feed for 3 days. The second group of chickens were provided with feed ad libitum. Chickens from the third group after hatching were orally gavaged with Aviguard according to manufacturer procedure.

The microflora of 12 hours old chickens maintained the level above 10^5 CFU/g and contains of *E. coli*, Enterobacteriaceae, and *Lactobacillus* which reached a higher proportion in the group provided with feed. Enterococcus and obligate anaerobes reached higher proportion in group deprived of feed.

The mean colony count of these bacteria isolated from large intestina of chickens treated with Aviguard remained concentration $>10^9$ CFU/g. On the second day the number of ale tested bacteria in the intestinal contents of birds deprived of feed and provided with feed were higher comparing to first day and reached 10^4 CFU/g of anaerobic bacteria and 10^7 CFU/g of *Lactobacillus* sp. The colony count of microorganisms isolated from the intestina of birds treated with Aviguard remained similar to that observed in 1 day old chickens.

Differences were observed on the third day. The bacterial population of the chickens gut provided with feed were predominated by Enterococcus sp. (10^6 CFU/g), *Lactobacillus* (10^7 CFU/g) and anaerobes (10^6 CFU/g). The number of *E. coli* and Enterobacteriaceae slightly decreased from $4,6 \times 10^6$ to $6,2 \times 10^6$ CFU/g.

On the contrary to these data in birds deprived of feed *E. coli* and Enterobacteriaceae increased above 10^7 CFU/g.

In chickens treated with Aviguard the Enterococcus, *Lactobacillus* and obligate anaerobes maintained the level above 10^8 CFU/g. The present study showed that feed provision and introduction of effective bacterial culture significantly increased the number of favorable intestinal bacteria. It appears that it speeds the maturation process of the gut microflora and increases the resistance of most chickens to colonization of pathogenic bacteria.

Keywords: Aviguard, chickens microflora, intestine colonization

Pisklęta ptaków, które wykluwają się przy matce, w sposób naturalny zasiedlane są mikroorganizmami bytującymi u niej i w jej otoczeniu (9, 11). W przemysłowym sposobie pozyskiwania piskląt i chowie drobiu wraz z określonym reżimem sanitarnym, który mu towarzyszy, w otoczeniu piskląt znajduje się uboga mikroflora, często wyselekcjonowana i ona zasiedla organizm ptaków w sposób przejściowy lub stały (9). Na rozwój mikroflory u nowo wyklutych piskląt, w tym także jelitowej ma zatem wpływ obecność, skład

jakościowy i ilościowy mikroorganizmów znajdujących się na skorupkach jaj, w środowisku klujnika i zakładu wylęgowego, na środkach transportu i w dalszej kolejności obecnych w paszy, wodzie czy środowisku kurnika. W sytuacjach niekorzystnych może dochodzić do zasiedlania bakteriami niepożądanymi jak np. pałeczkami *Salmonella*, które nawet jeżeli występują w niewielkiej liczbie zdolne są do kolonizowania jelit piskląt i namnażania się w nich (12). Dla zapobieżenia temu, Nurmi i Rantala (11) zaproponowali zasie-

dłanie przewodu pokarmowego nowo wyklutych piskląt kurzych mikroflorą pochodzącą od zwierząt dorosłych, wolnych od chorobotwórczych zarazków. Celem tych działań było konkurencyjne wykluczenie (CE – competitive exclusion) możliwości kolonizowania przewodu pokarmowego przez bakterie chorobotwórcze poprzez wprowadzenie do niego licznej mikroflory, właściwej dla ukształtowanego ekologicznie środowiska jelit zwierząt starszych. Wyniki badań nie zawsze jednak potwierdzają tę tezę (1-3, 6). Zwykle wynika to z faktu, że mechanizm CE jest niezwykle złożony i nie do końca zbadany. Znane są jego poszczególne elementy, które jednak mogą tracić na znaczeniu w kompleksie pośrednich i bezpośrednich mechanizmów regulujących szybkość rozwoju i skład mikroflory jelitowej jako całości.

Celem badań było prześledzenie dynamiki rozwoju mikroflory jelitowej piskląt w okresie okołolęgowym na podstawie zmian ilościowych i jakościowych flory bakteryjnej jelit grubych oraz określenie wpływu podawania paszy i preparatu Aviguard.

Material i metody

Badania przeprowadzono na pisklętach, brojlerach kurzych pochodzących z lokalnej wylęgarni będącej pod nadzorem lekarza weterynarii. Podzielono je na trzy grupy po 9 piskląt w każdej i przetrzymywano w oddzielnych pomieszczeniach laboratoryjnych w wydezynfekowanych klatkach. Pisklęta I grupy nie otrzymały pokarmu przez czas trwania doświadczenia, tj. 60 godz. Pojono je wysterylizowaną wodą. Pisklęta II grupy bezpośrednio po wykluciu miały dostęp do standardowej granulowanej paszy dla brojlerów oraz dostęp do wody wodociągowej. Grupa ta liczyła dodatkowo 10 piskląt przeznaczonych do badania mikroflory po 1 i 3 godzinach po wykluciu. Pisklęta III grupy po wykluciu otrzymały doustnie preparat Aviguard w dawce zgodnej z zaleceniami producenta oraz wodę wodociągową do picia. Aviguard jest produktem firmy Bayer i zawiera w swoim składzie komensaliczne bakterie przewodu pokarmowego kur w ilości nie niższej niż 10^7 - 10^9 jtk/g. W skład preparatu wchodzi między innymi: *Bacteroides*, *Citrobacter*, *Clostridium* (*Cl. sporogenes*), *Escherichia* (*E. coli*), *Enterococcus* (*E. faecium*, *E. faecalis*), *Eubacterium*, *Fusobacterium*, *Lactobacillus* (*L. casei*, *L. plantarum*), *Propionibacterium*, *Ruminococcus*. Pasza podawana pisklętom nie zawierała antybiotyków, a w badaniu bakteriologicznym zgodnie z BSI/ISO nie wykryto w niej pałeczek *Salmonella*. Pisklęta ubijano po 12, 36 i 60 godzinach, a jelita grube wykorzystywano do badań bakteriologicznych.

Jelita grube wypreparowywano, a po ich otwarciu przy pomocy jałowego szkiełka podstawowego usuwano delikatnie błonę śluzową wraz z treścią, umieszczano ją w sterylnej zlewce, ważono i rozcieńczano 10-krotnie pod przedmuchem CO_2 w buforze węglanowym, spełniającym wymagania potencjału oksydo-redukcyjnego bakterii beztlenowych. Tak rozcieńczone próbki wysiewano po 0,1 ml na 3 płytki odpowiedniego podłoża bakteriologicznego (7, 15). W celu izolacji *E. coli* i *Enterobacteriaceae* próbki wysiewano na agar z krwią i podłoże McConkeya i inkubowano

w warunkach tlenowych w temperaturze 37°C przez 48 godzin. Do izolacji *Enterococcus sp.* używano podłoża stałego z dodatkiem azydku sodu. Posiewy inkubowano w warunkach mikroaerofilnych, w temperaturze 37°C przez 72 godziny. *Lactobacillus sp.* izolowano na podłożu Rogosy. Posiewy inkubowano w warunkach beztlenowych w temperaturze 37°C przez 4 dni. Niezarodnikujące bakterie beztlenowe izolowano na podłożu stałym CDC z dodatkiem krwi oraz na podłożu CDC z dodatkiem kanamycyny i wankomycyny. Posiewy inkubowano w temperaturze 37°C przez 7 dni w warunkach beztlenowych metodą GasPak. Bakterie na podłożach selektywnych i nieselektywnych identyfikowano na podstawie cech wzrostu, badania mikroskopowego i standardowych metod i testów służących do różnicowania bakterii. Liczbę wyrosłych kolonii bakteryjnych przeliczano na liczbę jednostek tworzących kolonie (jkt) na gram treści jelitowej i przedstawiono w formie logarymicznej. Wyniki badań przedstawiono w postaci średnich arytmetycznych i odchyłeń standardowych. Istotność różnic między wartościami średnimi przy użyciu testu Manna-Whitney'a-Wilcoxon. Różnice uznawano za istotne przy $p \leq 0,05$. Analizę wykonano za pomocą programu PCSTAT 1,0 (Infomed, Kraków).

Wyniki i omówienie

Wyniki badań przedstawiono w tab. 1, 2, 3 i 4.

Po 12 godzinach życia w jelitach grubych u kurcząt, które nie otrzymały karmy, stwierdzano *E. coli* i inne *Enterobacteriaceae* w liczbie $5,02 \times 10^3$ jtk/g treści, a także *Enterococcus* i *Lactobacillus spp.* w liczbie wynoszącej 10^4 jtk/g treści jelitowej. W podobnej liczbie ($1,6 \times 10^4$ /g) stwierdzano także nieprzetrawialne bakterie beztlenowe. Po 36 godzinach w tej grupie ptaków obserwowano statystycznie istotny wzrost liczby wszystkich mikroorganizmów, a w tym najliczniej *Lactobacillus sp.* (do 10^7 jtk/g). Po 60 godzinach następowało dalsze zwiększanie się liczby mikroorganizmów; dominowały w tym czasie *E. coli* oraz inne *Enterobacteriaceae* ($1,3 \times 10^8$ jtk/g). Nieco niższa była liczebność *Enterococcus* i *Lactobacillus spp.* (10^7 jtk/g), natomiast liczba bakterii beztlenowych pozostawała na poziomie 10^5 jtk/g treści.

W jelitach grubych grupy piskląt, które bezpośrednio po wykluciu otrzymały paszę, już po 1 godzinie (dane nie przedstawione w tabeli) stwierdzano niewielką liczbę *E. coli* i innych *Enterobacteriaceae* ($1,8 \times 10^2$ jtk/g) oraz *Enterococcus sp.* (8×10^1 /g). Po 3 godzinach w tej grupie piskląt liczby bakterii izolowanych z treści jelit były podobne lub wyższe od liczby bakterii izolowanych z jelit 12-godzinnych piskląt, które nie otrzymywały paszy. Wyjątek stanowiły bakterie beztlenowe, których liczba narastała wolniej i wynosiła średnio $4,6 \times 10^2$ jtk/g treści. Po 12 i 30 godzinach obserwowano wzrost liczby wszystkich badanych bakterii, natomiast po 60 godzinach stwierdzono nieznaczne obniżenie się liczby *E. coli* i innych *Enterobacteriaceae* z $4,6 \times 10^6$ jtk/g po 30 godzinach do $4,2 \times 10^6$ jtk/g, chociaż różnice te nie były statystycznie istotne. Istotnie natomiast wzrastała w tym czasie liczba *Lactobacillus*

Tab. 1. Liczba *E. coli* i innych *Enterobacteriaceae* u kurcząt w treści jelit grubych w zależności od sposobu karmienia po wykluciu (średni log jtk/g ± odchylenie standardowe)

Grupa zwierząt	Godziny życia		
	12	36	60
Pozbawiona paszy przez 3 dni	3,701 ± 0,419 ^a n = 3	5,431 ± 0,131 ^{a*} n = 3	8,125 ± 0,093 ^{a*} n = 3
Karmiona bezpośrednio po wykluciu	4,222 ± 0,588 ^b n = 8	6,662 ± 0,990 ^{a*} n = 8	6,620 ± 0,720 ^{b*} n = 6
Karmiona z dodatkiem preparatu AVIGUARD bezpośrednio po wykluciu	9,227 ± 0,106 ^c n = 3	9,383 ± 0,051 ^b n = 3	9,040 ± 0,032 ^c n = 3

Objaśnienia: a, b, c – średnie oznaczone w kolumnach różnymi literami istotnie się różnią ($p < 0,05$); * $p < 0,05$ w porównaniu do 12 godziny życia

Tab. 2. Liczba *Enterococcus sp.* u kurcząt w treści jelit grubych w zależności od sposobu karmienia po wykluciu (średni log jtk/g ± odchylenie standardowe)

Grupa zwierząt	Godziny życia		
	12	36	60
Pozbawiona paszy przez 3 dni	4,437 ± 0,303 ^a n = 3	5,127 ± 0,127 ^{a*} n = 3	7,320 ± 0,141 ^{a*} n = 3
Karmiona bezpośrednio po wykluciu	3,973 ± 0,690 ^a n = 8	6,393 ± 0,820 ^{a*} n = 8	6,906 ± 0,592 ^{a*} n = 6
Karmiona z dodatkiem preparatu AVIGUARD bezpośrednio po wykluciu	7,064 ± 0,402 ^b n = 3	7,588 ± 0,172 ^b n = 3	8,339 ± 0,185 ^{b*} n = 3

Objaśnienia: jak w tab. 1.

Tab. 3. Liczba *Lactobacillus sp.* u kurcząt w treści jelit grubych w zależności od sposobu karmienia po wykluciu (średni log jtk/g ± odchylenie standardowe)

Grupa zwierząt	Godziny życia		
	12	36	60
Pozbawiona paszy przez 3 dni	4,812 ± 0,450 ^a n = 3	7,014 ± 0,019 ^{a*} n = 3	7,811 ± 0,060 ^{a*} n = 3
Karmiona bezpośrednio po wykluciu	2,785 ± 1,006 ^b n = 8	6,295 ± 1,030 ^{a*} n = 8	7,443 ± 0,145 ^{b*} n = 6
Karmiona z dodatkiem preparatu AVIGUARD bezpośrednio po wykluciu	7,078 ± 0,478 ^c n = 3	8,206 ± 0,120 ^{a*} n = 3	8,641 ± 0,051 ^{a*} n = 3

Objaśnienia: jak w tab. 1.

Tab. 4. Rozwój bakterii beztlenowych u kurcząt w treści jelit grubych w zależności od sposobu karmienia po wykluciu (średni log jtk/g ± odchylenie standardowe)

Grupa zwierząt	Godziny życia		
	12	36	60
Pozbawiona paszy przez 3 dni	4,210 ± 0,303 ^a n = 3	4,892 ± 0,137 ^{a*} n = 3	5,710 ± 0,146 ^{a*} n = 3
Karmiona bezpośrednio po wykluciu	1,946 ± 0,069 ^b n = 3	4,962 ± 0,885 ^{a*} n = 5	6,623 ± 0,967 ^{a*} n = 5
Karmiona z dodatkiem preparatu AVIGUARD bezpośrednio po wykluciu	9,211 ± 0,100 ^c n = 3	8,756 ± 0,105 ^{a*} n = 3	8,508 ± 0,213 ^{b*} n = 3

Objaśnienia: jak w tab. 1.

sp. i niezarodnikujących bakterii beztlenowych oraz, choć w mniejszym stopniu, liczba *Enterococcus sp.*

W grupie piskląt, które po wykluciu otrzymywały doustnie Aviguard, po 12 godzinach średnia całkowita

liczba bakterii tlenowych w jelitach grubych przekraczała 10^9 jtk/g treści. Wśród nich dominowały *E. coli* i inne *Enterobacteriaceae*, których liczba wynosiła $1,7 \times 10^9$ jtk/g i utrzymywała się na podobnym poziomie przez cały czas trwania doświadczenia. Średnia liczebność bakterii *Enterococcus* i *Lactobacillus sp.* wahała się od 10^7 jtk/g po 12 godzinach do 10^8 jtk/g po 60 godzinach życia. Liczba bakterii beztlenowych bardzo wysoka (10^9 jtk/g) po 12 godzinach, istotnie się obniżyła do 10^8 jtk/g drugiego dnia i utrzymywała na zbliżonym poziomie do końca doświadczenia.

Jak wynika z danych piśmiennictwa jak i wcześniejszych badań własnych, zasiedlanie przewodu pokarmowego piskląt zachodzi przez kilka pierwszych dni życia. Dynamika procesu zależy od liczby i stopnia zróżnicowania mikroorganizmów znajdujących się w otoczeniu piskląt. Dane, jakie uzyskano na temat liczby *E. coli* i *Enterococcus sp.* w jelitach grubych u jednodniowych piskląt, które otrzymywały paszę, zgodne są z obserwacjami Hutanen i Pensack (8). W badaniach własnych stwierdzano jednak wcześniejszą, bo już po 3 godzinach, kolonizację jelit grubych przez bakterie beztlenowe. Według innych danych (5, 9, 13, 14) bakterie te pojawiały się zazwyczaj później, w znaczącej zaś liczbie przewyższającej *Enterococcus sp.* i *E. coli* dopiero około 2 tygodnia życia.

Wolniej narastała liczba bakterii beztlenowych w jelitach grubych u piskląt nie mających dostępu do karmy (tab. 4). Trzeciego dnia życia ich liczba wynosiła 10^5 jtk/g treści w porównaniu do grupy ptaków karmionych (10^6 jtk/g) i grupy otrzymującej Aviguard (10^8 jtk/g). W obu przypadkach wykazane różnice były statystycznie istotne. Wynika z tego, że pasza pozytywnie wpływa na rozwój i zasiedlanie się mikroflory w przewodzie pokarmowym ptaków, w tym także beztlenowej, co zgodne jest z wcześniejszymi sugestiami (4).

W trzecim dniu życia u piskląt karmionych przypominała ona ilościowo i jakościowo mikroflorę ptaków dorosłych. W tym czasie w jelitach piskląt, które nie otrzymywały paszy, w dalszym ciągu zachodził jesz-

cze proces kolonizowania się bakterii, czego wyrazem były zmiany ilościowe i jakościowe wśród badanych bakterii. Stwierdzono wysoką liczbę *E. coli* i innych *Enterobacteriaceae* zwykle u dorosłych występujących w mniejszych ilościach oraz niską liczbę bakterii bez-tlenowych występujących zazwyczaj w większych ilościach. Niższa liczba bakterii w jelitach u ptaków, które nie otrzymywały pokarmu w porównaniu do zwierząt karmionych, sugeruje, że u tych pierwszych znajduje się jeszcze potencjalnie dużo miejsca do kolonizacji. Wydaje się, że jest to niekorzystne, ponieważ w otoczeniu piskląt znajdują się bakterie niepożądane, które często są mniej konkurencyjne w stosunku do receptorów na komórkach nabłonka jelitowego, czy innych atrakcyjnych miejsc i przy braku lub słabym antagonistycznym oddziaływaniu mikroflory własnej mogą się kolonizować i namnażać. Szczególnie odnosi się to do pałeczek *Salmonella*, które obecne w środowisku piskląt w niewielkiej liczbie, mogą wnikać do przewodu pokarmowego i doprowadzać do zakażenia. Z tego punktu widzenia celowe wydaje się stymulowanie rozwoju różnymi sposobami mikroflory korzystnej (1-3, 6, 10) jak i wprowadzanie do przewodu pokarmowego nowo wyklutych piskląt zestawu mikroorganizmów typowych dla prawidłowej flory jelitowej kur (3, 11, 12). U piskląt, którym podano Aviguard, w całym okresie okołolęgowym stwierdzano wysoką liczbę wchodzących w jego skład mikroorganizmów. Mając na uwadze spadającą w tym czasie swoistą odporność matczyną oraz brak jeszcze wykształczonej własnej skutecznej odpowiedzi immunologicznej uzasadnione jest wprowadzanie znanych i swoistych dla przewodu pokarmowego mikroorganizmów jako fizycznej (blokada receptorów na komórkach nabłonka) i fizjologicznej (oddziaływanie antagonistyczne) bariery ograniczającej kolonizowanie się bakterii niepożądanych i chorobotwórczych.

BYRNE W. J., MCCORMACK R., BRICE N., EGAN J., MARKEY B., BALL H. J.: Izolacja *Mycoplasma bovis* od bydła z klinicznymi objawami w Republice Irlandii. (Isolation of *Mycoplasma bovis* from bovine clinical samples in the Republic of Ireland). Vet. Rec. 148, 331-333, 2001 (11)

W okresie od kwietnia 1995 r. do grudnia 1998 r. badano na obecność *Mycoplasma bovis* wycinki płuc 736 krów z zapaleniem płuc kończącym się padnięciem oraz 135 próbek mleka pochodzących od krów z zapaleniem gruczołu mlekowego i 42 aspiraty mazi stawowej z obrzękłych stawów. *M. bovis* wyisobniono ze 134 (18%) wycinków płuc z tym, że w 1995 r. izolowano ten zarazek z 19,8% badanych płuc, w 1996 r. z 23,3%, w 1997 r. z 13% i w 1998 r. z 15% badanych płuc. Z 66% wycinków płuc, z których izolowano *M. bovis* wyisobniono też inne patogeny powodujące choroby układu oddechowego takie jak *Mannheimia (Pasteurella) haemolytica*, *Pasteurella multocida*, wirus IBR, PI-3 syncycjalny wirus układu oddechowego (RSV), *Actinomyces pyogenes*, *Salmonella dublin*, nicienie płucne, *S. typhimurium*, wirus BVD. *M. bovis* izolowano z 5 spośród 42 próbek mazi stawowej od krów pochodzących z 28 stad. Pięć przypadków zapalenia stawów na tle infekcji *M. bovis* wystąpiło w 3 stadach, w tym w stadzie, w którym zapalenie gruczołu mlekowego spowodowane przez ten zarazek wystąpiło po raz pierwszy. *M. bovis* wyizolowano też z treści żołądka jednego poronionego cielęcia.

G.

Piśmiennictwo

1. Bailey J. S., Blankenship L. C., Cox N. A.: Effect of fructooligosaccharide on *Salmonella* colonization of the chicken intestina. Poultry Sci. 1991, 70, 2433-2438.
2. Bailey J. S., Blankenship L. C., Stern N. J., Cox N. A., Mealtan F.: Effect of anticoccidial and antimicrobial feed additives on prevention of *Salmonella* colonization of chickens treated with anaerobic cultures of chicken feces. Avian Dis. 1988, 32, 324-329.
3. Bailey J. S., Stern N. J., Cox N. A.: Control of *Salmonella* in broiler chickens using different application methods and dosage levels of Mucosal Starter Culture™. *Salmonella* and *Salmonellosis* Proc. Ploufragan, France 1997, 487-491.
4. Barnes E. M.: Ecological concepts of the anaerobic flora in the avian intestine. Am. J. Clin. Nutr. 1977, 30, 1793-1798.
5. Barnes E. M., Meal G. C., Barnum D. A., Harry E. G.: The intestinal flora of the chicken in the period 2 to 6 weeks of age, with a particular reference to the anaerobic bacteria. Br. Poultry Sci. 1972, 13, 311-326.
6. Bradley G. L., Savage T. S., Timm K. I.: The effect of supplementing diets with *Saccharomyces cerevisiae* var. bouldarii on male poultry performance and ileal morphology. Poultry Sci. 1994, 73, 1766-1770.
7. Bryant M. P., Burke L. A.: Cultural methods and some characteristics of some of the more numerous groups of bacteria in the bovine rumen. J. Dairy Sci. 1953, 36, 205-217.
8. Hutanen C. V., Pensack: The development of the intestinal flora of the young chick. Poultry Sci. 1965, 44, 825-830.
9. Mead G. C., Adams B. W.: Some observation on the cecal microflora of the chick during the first two weeks of live. Br. Poultry Sci. 1975, 16, 169-176.
10. Miles R. D.: Manipulation of the microflora of the gastrointestinal tract. Natural ways to prevent colonization by pathogens. W: Lyons T. P.: Biotechnology in the Feed Industry, Nottingham University Press, Nottingham, UK, 1993, s. 133-150.
11. Nurmi E., Raantala M.: New aspects of *Salmonella* infection in broiler production. Nature 1973, 214, 210-211.
12. Pivnik H., Nurmi E.: The Nurmi concept and its role in the control of salmonellae in poultry. P. 41 W: Developments in Food Microbiology. T. 1. rozdz. 2, Applied Science, Barking, UK, 1982.
13. Salanitro J. P., Fairchild I. G., Zgornicki Y. D.: Isolation, culture characteristics and identification of anaerobic bacteria from the chicken ceca. Appl. Microbiol. 1974, 27, 678-687.
14. Smith H. W.: The development of the flora of the alimentary tract in young animals. J. Path. Bact. 1965, 90, 495-513.
15. Szykiewicz Z. M., Binek M., Rumińska A.: Quantitative and qualitative determination of fecal microflora of pigs suffering from swine dysentery. Proc. 7th JPVS Congress, Mexico, 1982, s. 54.8.

Adres autora: dr Borys Błaszczak ul. Grochowska 272, 03-849 Warszawa; e-mail: borysb@amaltea.sggw.waw.pl

HUSSAIN A. Z.: Ocena morfometryczna jelit cienkich i jelit ślepych bażanta zarażonego przez *Hexamita* sp., i *Trichomonas* sp. (Morphometric evaluation of the small intestines and coeca of pheasants infected with *Hexaminat* sp., and *Trichomonas* sp.). Vet. Rec. 148, 484-485, 2001 (15)

Choroby wywołane przez *Trichomonas* i *Hexamita* powodują duże straty w hodowli bażantów. Chorują pisklęta w wieku od 3 do 12 tyg. Zmiany morfometryczne określono w jelitach cienkich i ślepych piskląt w wieku 6-7 tyg. o trzech różnych stopniach nasilenia inwazji pasożytniczej. W grupie x w której hexamitozę zdiagnozowano u ptaków 4 tygodniowych występowało wychudzenie, osłabienie, u części ptaków ponadto wodnista biegunka. Przez 10 dni ptaki leczono dimetridazolem podanym w karmie i oksytetracykliną podawaną w wodzie do picia. U ptaków poddanych ubojowi 6-7 tyg. nie stwierdzono badaniem histologicznym obecności *Trichomonas* lub *Hexamita*. W grupie y, w której hexamitozę stwierdzono w ptaków w wieku 4 tyg. i poddanych ubojowi w wieku 6-7 tyg. pomimo leczenia stwierdzono wyłącznie *Trichomonas*. Natomiast w grupie z, pomimo leczenia, występowały duże ilości *Hexamita*. Średnia wysokość kosmków jelitowych, głębokość krypt i grubość śluzówki dwunastnicy była najniższa u ptaków z grupy x, wzrastała u ptaków z grupy y i była najwyższa u ptaków z grupy z. Statystycznie znamienne różnice dotyczyły tych parametrów pomiędzy grupami x i z.

G.