

Pasożyty występujące u strusi

IRENA ZIOMKO, JACEK KARAMON, TOMASZ CENCEK

Zakład Parazytologii i Chorób Inwazyjnych Państwowego Instytutu Weterynaryjnego
– Państwowego Instytutu Badawczego, Al. Partyzantów 57, 24-100 Puławy

Ziomko I., Karamon J., Cencek T.

Parasites in ostriches

Summary

The article reviews literature concerning the prevalence of major parasitic invasions in ostriches (*Struthio camelus*). It describes selected parasites from different systematic groups: protozoa (from genera *Eimeria*, *Isospora*, *Cryptosporidium*, *Balantidium*, *Entamoeba*, *Histomonas*, *Trichomonas*), trematodes (*Philophthalmus* sp.), tapeworms (*Houttuynia struthioni*), roundworms (*Libyostongylus* spp, *Codiostomum struthionis*), mallophaga (*Sruthiolipeurus* spp) and acari (*Dermoglyphus pachycnemis*, *Gabucinia bicaudata*).

Keywords: ostrich, parasites

Struś (*Struthio camelus*) należy do rzędu strusiowych (*Struthioniformes*) i jest jego jedynym przedstawicielem. Struś zaliczany jest również do grupy ptaków bezgrzebieniowych (*Ratitae*) charakteryzujących się brakiem grzebienia na mostku. Do grupy tej należą także m.in. takie gatunki, jak: nandu szare (*Rhea americana*) i nandu plamiste lub Darwina (*Pterocnemia pennata*) z rzędu nandu (*Rheiformes*) oraz emu (*Dromiceius novaehollandiae*) z rzędu kazuarowe (*Casuariformes*). W warunkach naturalnych strusie żyją w Afryce, nandu w Ameryce Południowej, a emu w Australii i na Tasmanii. W celach komercyjnych strusie zaczęto wykorzystywać już w XIX wieku głównie jako źródło piór. Od około 20 lat na świecie rośnie zainteresowanie nie tylko piórami, skórami i jajami, ale szczególnie strusim mięsem, ze względu na jego walory jakościowe. W związku z tym rozwija się hodowla tych ptaków poza regionami ich naturalnego występowania.

Obecnie populacja strusi hodowlanych na świecie wynosi ok. 1 800 000 ptaków. Hodowla strusi jest bardzo popularna w Stanach Zjednoczonych Ameryki Północnej. W Europie najwięcej strusich ferm założono we Włoszech i Hiszpanii. W Polsce funkcjonuje obecnie kilkadziesiąt ferm. W hodowlach tych występują problemy zdrowotne o różnych przyczynach. Jedną z nich mogą być inwazje pasożytnicze. Jednakże wiedza na temat występowania pasożytów u tych ptaków jest dość skąpa. Celem opracowania jest przekazanie wiedzy o wybranych pasożytach z różnych grup systematycznych występujących u strusi.

Pierwotniaki (*Protozoa*)

Piśmiennictwo dostarcza wielu informacji na temat inwazji pierwotniaków z rodzaju *Cryptosporidium*

u strusi. Pierwotniaki te zostały zidentyfikowane jako jeden z czynników wywołujących wypadania kloaki i prącia u strusi (17). Jardine (12) opisał kryptosporidozę strusi wywołującą martwicze zmiany w trzustce, a Huchzermeyer (8) izolował te pierwotniaki w przypadku zapalenia jelit u strusi. Oocysty *Cryptosporidium* sp. stwierdzono w kale 0,6% badanych strusi pochodzących z hodowli greckich (21). Oocysty te wykazano także u strusi w Portugalii, w Hiszpanii, a także u strusi sprowadzonych z Belgii, Holandii i Francji (18). Opisywane w tych badaniach oocysty wielkością zbliżone były do *C. parvum* (3-5 μ m). Jednak przynależność gatunkowa *Cryptosporidium* sp. występujących u strusi nie jest jeszcze ostatecznie ustalona, a właściwa identyfikacja tych pierwotniaków i określenie ich miejsca w systematyce będzie możliwe prawdopodobnie dopiero po dokonaniu szczegółowej analizy biochemicznej i molekularnej.

Dane dotyczące kokcydiów z rodzajów *Isospora* i *Eimeria* u strusi skupiają się z reguły tylko na stwierdzeniu oocyst w kale. Jedynym dotychczas opisanym gatunkiem kokcydiów u strusi jest *Isospora struthionis*. Pierwotniaka tego stwierdził Yakimov w rosyjskim ogrodzie zoologicznym w 1940 r. (23), izolując z kału strusi kuliste oocysty o średnicy 30,6 μ m, które po wysporulowaniu tworzyły wewnątrz dwie sporocysty z ciałkami Stieda. Oocysty *Eimeria* spp. o wymiarach 23 \times 19 μ m wykazano u 4,2% badanych strusi na fermach greckich (21). W Stanach Zjednoczonych oocysty *Eimeria* sp. u strusi stwierdził Beavers (2). W południowej Afryce (Botswana) u 34% strusi stwierdzono różniące się morfologicznie oocysty kokcydiów: oocysty elipsoidalnego kształtu o wymiarach 28 \times 22 μ m z dostrzegalnym mikropyle oraz oocysty kuliste o wymiarach 21 \times 21 μ m. Ze względu na nieudane próby

wywołania sporulacji oocyst (podstawowym parametrem różnicującym rodzaje *Isoospora* i *Eimeria* jest liczba sporocyst w sporulowanej oocyście) nie określono, do którego rodzaju należą. Ze względu na podobieństwo kulistych oocyst do gatunku *Eimeria tropicalis* występującego u gołębi można przypuszczać, że pochodziły one z połkniętego przez strusia kału gołębi. Oocysty te były stwierdzane tylko u klinicznie zdrowych młodych strusi w wieku do 9 tygodni (15). Natomiast na fermach hiszpańskich wykazano oocysty niezidentyfikowanego rodzaju o długości 12-15 μm u mniej niż 1% strusi afrykańskich i nandu (18). Z danych tych wynika, że różnorodność w budowie oocyst może wskazywać na różne gatunki kokcydiów występujące u strusi, jednak klasyfikacja ich i określenie właściwego miejsca w systematyce wymaga dalszych badań.

Spośród pasożytniczych orzęsków u strusi są stwierdzane jedynie pierwotniaki z rodzaju *Balantidium*. Gatunek *Balantidium struthionis* został opisany przez Hegnera w 1934 r. u strusi w amerykańskim ogrodzie zoologicznym (cyt. 18). Cysty *Balantidium* o średnicy 45-65 μm wykazała Sotiraki u 74,1% badanych strusi, zaliczając je do specyficznego dla strusi gatunku *B. struthionis* (21). Ponce Gordo (18) stwierdził cysty *Balantidium* u 80% badanych klinicznie zdrowych nandu. Cysty *Balantidium* izolowane z kału nandu były morfologicznie identyczne z cystami *B. struthionis* występującymi u strusi, co nasuwa przypuszczenie, że ten gatunek orzęska jest wspólny dla nandu i strusi afrykańskich. Pierwotniaki te pasożytują w jelitach grubych. U młodych ptaków mogą być przyczyną znacznej utraty masy ciała, a nawet śmierci (8, 16).

U strusi występują także pierwotniaki z rodzaju *Entamoeba* (14, 19) należące do dwóch z trzech grup wytwarzających cysty, a mianowicie: *Entamoeba* wytwarzające dojrzałe cysty jednojądrowe (one-nucleate, *E. bovis*-like group) i ośmiojądrowe (eight-nucleate, *E. coli*-like group). Ponce Gordo (18) stwierdził cysty 1-jądrowe u ok. 90% strusi i nandu, podczas gdy cysty 8-jądrowe tylko u pojedynczych nandu. Cysty jednojądrowe *Entamoeba* izolowano także z kału strusi w Szkocji (16) i w Grecji (21). W badaniach sekcyjnych w jelicie grubym i jelitach ślepych ptaków stwierdzano trofozoity tych pierwotniaków. W ogromnej większości przypadków inwazja tych pierwotniaków stwierdzana była u ptaków nie wykazujących objawów chorobowych, występowały tylko pojedyncze przypadki biegunki.

Z grupy pasożytniczych wiciowców na uwagę zasługuje wiciowiec *Histomonas meleagridis*. Pasożyt ten został stwierdzony u ok. 35% badanych, klinicznie zdrowych strusi na fermach w Hiszpanii, co wskazywałoby na brak patogenności wobec tych ptaków (18). Jednak są doniesienia świadczące o możliwości chorobotwórczego działania tego wiciowca. W Grecji Iordanidis i wsp. (9) izolowali *H. meleagridis* u młodych strusi z wypadnięciem kloaki i stanem zapalnym

błony śluzowej jelit ślepych. Borst i Lambers (3) opisali zapalenie wątroby i jelit ślepych strusi spowodowane przez inwazję *H. meleagridis*. Niektórzy autorzy wiążą powszechność występowania tego wiciowca u strusi z obecnością na wybiegach kur, u których jest on często stwierdzany. Uważa się, że główną drogą transmisji inwazji tego pierwotniaka u drobiu są jaja nicieni *Heterakis gallinarum*. W przypadkach opisanych u strusi nie stwierdzano jaj tego pasożyta, co wskazywałoby, że zarażenie następuje poprzez bezpośrednie połknięcie żywych trofozoitów zawartych w świeżym kale. Inną możliwą drogę transmisji proponuje Gutierrez-Galindo (6), który uważa, że pewien gatunek wolno żyjących nicieni może być doskonałym żywicielem paratenicznym dla *H. meleagridis* i źródłem inwazji dla strusi.

Opisano także u tego gatunku ptaków liczne wiciowce z rzędu *Trichomonadida*. Ponce Gordo (18) u około 50% badanych strusi i nandu stwierdził rzęsistki odpowiadające pod względem morfologicznym takim gatunkom jak *Trichomonas gallinae* i *Tetratrichomonas gallinarum*. W badaniach tych obydwie gatunki rzęsistków izolowane były z jelit ślepych i jelita grubego, podczas gdy *T. gallinae* u innych gatunków ptaków zasiedla tylko górne odcinki przewodu pokarmowego (jamę dzioba i wole). Może to wskazywać na przystosowanie się *T. gallinae* do zasiedlania także innych części przewodu pokarmowego lub jest to nowy, nieopisany dotąd gatunek rzęsistka o cechach morfologicznych podobnych do *T. gallinae*, występujący u strusi (18). U zarażonych ptaków nie obserwowano objawów chorobowych. Natomiast wiciowce z rodzaju *Hexamita*, uznawane były za czynnik etiologiczny schorzeń żołądka i jelit młodych strusi i nandu. Inne rodzaje wiciowców z rzędu *Trichomonadida* (*Giardia*, *Monocrocomonas*, *Chilomastix* i *Retortomonas*) stwierdzane w jelitach ślepych i jelicie grubym u strusi i nandu nie wykazywały działania chorobotwórczego (18). Pierwotniaki z rodzaju *Blastocystis* stwierdzano u 0,3% (21) do 60% (18) strusi. Pierwotniak ten nie wywoływał objawów chorobowych u tych ptaków.

Przywry (*Trematoda*)

Jedynym gatunkiem przywr opisanym u strusi jest *Philophthalmus gralli*. Są to przywry pasożytujące w worku spojówkowym oka. Dojrzałe przywry są długości 3-4 mm. Żywicielem pośrednim jest ślimak *Melanoides tuberculata* (13). Cerkarie wydostające się z organizmu ślimaka do środowiska wodnego stanowią źródło zarażenia dla żywicieli ostatecznych, gdzie rozwijają się w worku spojówkowym i w tkankach gałki ocznej. Wykazano, że zarażenie u ptaków może odbywać nie tylko dospojówkowo, ale także *per os* (4). Ponadto zaobserwowano wędrówkę przywr z jednego do drugiego oka, prawdopodobnie za pośrednictwem przewodów łzowych. Jaja *P. gralli* są owalne o wymiarach 140-157 μm \times 60-74 μm , nie posiadają

wieczka, a wewnątrz zawierają miracidium. Gatunek ten stwierdzono na błonie migawkowej oka strusi afrykańskich na Florydzie (5). Przywry z rodzaju *Philophthalmus* występują także u innych ptaków (gęsi, gołębie), a sporadycznie stwierdzane są u ludzi.

Tasiemce (*Cestoda*)

Tasiemce stwierdzane u strusi i nandu należą do gatunku *Houttuynia struthioni* (rodzina *Davaineidae*). Poza terenami naturalnego występowania ptaków tasiemce te stwierdzano także w hodowlach strusi i nandu w Europie (18). Występowanie w Europie ogranicza się do południowych regionów kontynentu. Prawdopodobnie jest to związane z występowaniem żywiciela pośredniego, który nie jest jeszcze poznany. Tasiemce te osiągają długość 60 cm i szerokość 9 mm. Skoleks oprócz przyssawek wyposażony jest w podwójny rząd haków. Miejscem pasożytowania jest jelito cienkie. Cykl rozwojowy tego tasiemca nie jest poznany. W kale zarazonych ptaków stwierdza się człony tasiemca, dobrze widoczne na powierzchni kału. Pasożyty najczęściej stwierdzane są u młodych ptaków, u których mogą powodować wychudzenie, rzadziej połączone z biegunką. Dorosłe ptaki często są zarazone, ale rzadko wykazują objawy chorobowe.

Nicienie (*Nematoda*)

Najczęściej stwierdzanymi nicieniami, stanowiącymi poważne zagrożenie dla zdrowia strusi, są nicienie z rodzaju *Libyostrongylus*. U strusi opisano trzy gatunki nicieni z tego rodzaju: *L. douglasi*, *L. magnus*, *L. dentatus*, z których tylko *L. douglasi*, *L. dentatus* stwierdzane były poza Afryką (7). Barton stwierdzał je także u strusi w Australii (1). Po raz pierwszy w Europie nicienie te opisano w Hiszpanii w 1998 r. (18), a następnie w Portugalii, Szkocji (16), Szwecji (10), w Grecji (21). Nicienie *Libyostrongylus spp.* pasożytują w żołądku gruczołowym strusi. Długość samca *L. douglasi* wynosi 4-6 mm, a samicy 5-6 mm. Jaja tych nicieni mają długość 59-74 µm, a szerokość 36-44 µm. Po wydaleniu z kałem jaja rozwijają się w środowisku zewnętrznym. Inwazyjna larwa w optymalnych warunkach rozwija się w jajku po 60 godzinach. Larwa jest długości 0,745 mm. Część ogonowa larwy jest tępo zakończona. Jaja z w pełni rozwiniętymi embrionami mogą przetrwać wysychanie przez 3 lata. Także larwy są doskonale przystosowane do przetrwania w suchym i gorącym klimacie naturalnego środowiska strusi. Pozostają żywe w suchym środowisku przez 9 miesięcy lub dłużej. Udowodniono także wysoką przeżywalność tych larw na zimnych skandynawskich pastwiskach, a mianowicie larwy L3 pozostawały żywe przez okres 97 dni w temperaturze zewnętrznej wahającej się od -19,6°C do +14,9°C (11). Zараżenie strusi następuje przez połknięcie inwazyjnych larw, które wnikają do gruczołów żołądkowych. Dorosłe pasożyty żyją na powierzchni błony śluzowej żołądka gruczołowego, ssąc krew i powodując po-

drażnienia. Pasożyt dojrzewa w organizmie strusia w około 33 dni. Okres prepatentny wynosi 36 dni. Główne objawy inwazji *Libyostrongylus* to wychudzenie i anemia. W żołądku gruczołowym obserwuje się charakterystyczne zmiany pośmiertne. Błona śluzowa jest nabrzmiąta i pokryta dużą ilością gęstego śluzu. Błona śluzowa złuszcza się i mogą wystąpić błony rzekome przykrywające miejsca krwawiące, a przy silnej inwazji większą część powierzchni wewnętrznej żołądka gruczołowego. Nicienie są obecne w śluzie i pod warstwą martwych tkanek. Ze względu na charakterystyczne zmiany sekcyjne choroba wywoływana inwazją tych pasożytów zwana jest „zgniłym żołądkiem” (rotten stomach). Najbardziej podatne na zarażenie są młode strusie, u których występuje wysoka śmiertelność. Ptaki dorosłe, szczególnie dobrze odżywione, są mało podatne na negatywne skutki inwazji i często są bezobjawowymi nosicielami i siewcami pasożytów i źródłem zarażenia dla młodych ptaków.

Codiostomum struthioni jest to nicienie (samiec długości 13 mm, samica 17 mm) zasiedlający jelito grube (najczęściej jelito ślepe), który występuje powszechnie, ale nie wywołuje objawów chorobowych (22). Jaja tego pasożyta są praktycznie nie do odróżnienia od jaj *Libyostrongylus spp.*, co może sprawiać trudności diagnostyczne. Natomiast larwy *C. struthionis* w przeciwieństwie do larw *Libyostrongylus* mają ostro zakończoną część ogonową. Cykl rozwojowy tych nicieni nie jest do końca poznany.

U strusi stwierdzano także nicienie z rodzajów *Capillaria* i *Ascaridia* (10, 18, 24), jednak dokładne dane dotyczące biologii tych pasożytów oraz działania chorobotwórczego nie są znane.

Stawonogi (*Arthropoda*)

Do grupy pasożytniczych stawonogów występujących u strusi należą wszoły i roztocza. Opisano dwa gatunki wszołów występujących u strusi: *Sruthiolipeurus nandu* (samiec długości ok. 3,4 mm, samica 3 mm) i *S. rhae* (samiec długości ok. 2 mm, samica ok. 2,2 mm). Jaja, larwy i osobniki dorosłe tych gatunków stwierdza się na chorażewkach piór na całym ciele zarazonych ptaków. Roztocza występujące u strusi to: *Dermoglyphus pachycnemis* (długość samca i samicy ok. 0,75 mm) i *Gabucinia bicaudata* (samiec długości ok. 0,6 mm, samica ok. 0,8 mm) (20). Zarówno jaja, jak i larwy, nimfy i osobniki dorosłe tych roztoczy stwierdzane są w stosinach długich piór na skrzydłach, a także na powierzchni całego ciała w stosinach rosnących piór. Występowanie zarówno wszołów, jak i roztoczy u strusi i nandu jest powszechne, jednak rzadko wywołują one objawy kliniczne. Jedynie przy bardzo intensywnych inwazjach stwierdza się wzmożoną utratę piór, często na grzbiecie w okolicy nasady ogona. Jest to głównie wynik wyskubywania przez ptaki własnych piór spowodowanego świądem wywołanym przez pasożyty.

Przegląd literatury dotyczący pasożytów strusi afrykańskich, a także pokrewnych im nandu i emu wskazuje, że istnieje wiele gatunków (szczególnie pierwotniaków), do tej pory nie opisywanych. Określenie ich miejsca w systematyce, cykli rozwojowych oraz roli jaką pełnią jako czynnik chorobotwórczy wymaga dalszych, skrupulatnych badań. Ponadto, ze względu na rozwijającą się hodowlę strusi w Polsce, wskazane jest prowadzenie badań przeglądowych ukierunkowanych na inwazje pasożytów u tych ptaków.

Piśmiennictwo

1. Barton N. J., Seward D. A.: Detection of *Libyostrongylus douglassi* in ostriches in Australia. *Australian Vet. J.* 1993, 70, 31-32.
2. Beavers D. W.: Ostrich management and nutrition. *Practical medical management.* Oklahoma Veterinarian 42, 55-59.
3. Borst G. H., Lambers G. M.: Typhlohepatitis in ostriches caused by *Histomonas meleagridis*. *Tijdschr. Diergeneeskd.* 1985, 110, 536.
4. Diaz M. T., Hernandez L. E., Bashirullah A. K.: Experimental life cycle of *Philophthalmus grailli* (Trematoda: Philophthalmidae) in Venezuela. *Rev. Biol. Trop.* 2002, 50, 629-641.
5. Greve J. H., Harrison G. J.: Conjunctivitis caused by eye flukes in captive-reared ostriches. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 1980, 177, 909-910.
6. Gutierrez-Galindo J. F.: *Parasitologia Veterinaria.* McGraw-Hill, Madrid 1999, s. 774.
7. Hoberg E. P., Lloyd S., Omar H.: *Libyostrongylus dentatus* n. sp. (Nematoda: Trichostrongidae) from ostriches in North America, with comments on the genera *Libyostrongylus* and *Paralibyostrongylus*. *J. Parasitol.* 1995, 81, 85-93.
8. Huchzermeyer F. W.: *Patologia de avestruces y otras ratites.* Ediciones Mundi-Prensa, Madrid 1999, 284.
9. Iordanidis P. I., Papazahariadou M. G., Georgiades G. K., Papaioannou N. G., Frydas S. E.: Cloacal prolapse in ostrich chicks with histomoniasis. *Vet. Rec.* 2003, 153, 434-435.
10. Jansson D. S., Christensson D.: Gastrointestinala parasiter hos stutsfaglar i Sverige. *Svensk Veterinar tidning.* 2000, 52, 621-626.
11. Jansson D. S., Christensson D. A., Christensson B. E.: Winter survival in Sweden of L3-stage larvae of the ostrich wireworm *Libyostrongylus douglassii*. *Vet. Parasitol.* 2002, 106, 69-74.
12. Jardine J. E., Verwoerd D. J.: Pancreatic cryptosporidiosis in ostriches. *Avian Pathol.* 1997, 26, 665-670.
13. Kalantan A. M. N., Afrin M., Al-Arefi H. A., Bobshait H. I., Hamadah S. A., Al-Thawab F. H., Al-Shamrani A. A.: Occurrence of larval *Philophthalmus grailli* (Mathis and Leger, 1910) in freshwater snail *Melanooides tuberculatus* (Muller) from Al-Hafuf, Saudi Arabia and its development into adult in various experimental hosts. *Parasitol. Int.* 1997, 46, 127-136.
14. Martinez-Diaz R. A., Herrera S., Castro A., Ponce F.: *Entamoeba* sp. (sarcostagiphora: Endamoebidae) from ostriches (*struthio camelus*) (Aves: Struthionidae). *Vet. Parasitol.* 2000, 93, 173-179.
15. Moshi E. Z., Isa J. F. W., Chabo R. G., Binta M. G., Kapaata R. W., Ndebele R. T., Chakalisa K. C.: *Coccidia* oocysts in the faeces of farmed ostrich (*Struthio camelus*) chicks in Bostwana. *Onderstepoort J. Vet. Res.* 1998, 65, 281-284.
16. Pennycott T., Patterson T.: Gastrointestinal parasites in ostriches (*struthio camelus*). *Vet. Rec.* 2001, 148, 155-156.
17. Pentrieth M. N., Bezuidenhout A. J., Burger W. P., Putterill J. F.: Evidence for cryptosporidial infection as a cause of prolapse of the phallus and cloaca in ostrich chicks (*Struthio camelus*). *Onderstepoort J. Vet.* 1994, 61, 283-289.
18. Ponce Gordo F., Herrera S., Castro A. T., Garcia Duran B., Martinez Diaz R. A.: Parasites from farmed ostriches (*Struthio camelus*) and rheas (*Rhea Americana*) in Europe. *Vet. Parasitol.* 2002, 107, 137-160.
19. Ponce Gordo F., Martinez Diaz R. A., Herrera S.: *Entamoeba struthionis* n. sp. (Sarcostagiphora: Endamoebidae) from ostriches (*Struthio camelus*). *Vet. Parasitol.* 2004, 119, 327-335.
20. Silva S. O., Oliveria H. H., Friccielo R. H., Serra-Freire N. M.: Malofagos parasites de aves campestres cavitas do zoologico municipal quinzinho de Barros, Sorocaba, Estado de Sao Paulo, Brasil. *Entomol. Vect.* 2004, 11, 333-339.
21. Sotiraki S. T., Georgiades G., Antoniadou-Sotiriadou K., Himonas C. A.: Gastrointestinal parasites in ostriches (*Struthio camelus*). *Vet. Rec.* 2001, 148, 84-86.
22. Soulsby E. J. L.: *Helminths, Arthropods and Protozoa of Domesticated Animals.* Bailliere Tindall, London 1982.
23. Yakimov W. L.: *Isospora struthionis*, n. sp., coccidie de l'autruche africaine. *Ann. Soc. Belgue Med. Trop.* 1940, 20, 137-138.
24. Yamaguti S.: *Systema Helminthum: Nematodes.* Interscience, New York 1961, s. 1261.

Adres autora: prof. dr hab. Irena Ziomko, Al. Partyzantów 57, 24-100 Puławy