

# Przypadek elurostrongylozy u kota domowego

STANISŁAW DZIMIRA, MARCIN POPIOLEK\*

Katedra Anatomii Patologicznej, Patofizjologii, Mikrobiologii i Weterynarii Sądowej Wydziału Medycyny Weterynaryjnej AR, ul. Norwida 31, 50-375 Wrocław

\*Katedra Zoologii i Ekologii Wydziału Biologii i Hodowli Zwierząt AR, ul. Kozuchowska 5b, 51-631 Wrocław

Dzimira S., Popiolek M.

## Case of aelurostrongylosis in a domestic cat

### Summary

Larvae of *Aelurostrongylus abstrusus* were found in the lungs of a domestic cat. This is the first record of this nematode in Poland. This lungworm is a common parasite of carnivores in some countries of Southern Europe, North America, Africa and Australia. The intermediate hosts are some species of snails and slugs, but definitive hosts are probably infected by parathenic hosts such as rodents, small birds, amphibians and reptiles. Diagnosis is based on the examination of bronchalveolar lavage (BAL) and fecal analysis (Baermann's method). Both methods were used in the described case.

**Keywords:** *Aelurostrongylus abstrusus*, nematode, domestic cat

Robaczyce płuc u mięsożernych zwierząt domowych są inwazjami bardzo rzadkimi. Problem ten dość często dotyczy hodowli zwierząt futerkowych, przede wszystkim lisów hodowlanych, a także wolno żyjących zwierząt mięsożernych. Najczęściej spotykane w Polsce pasożyty układu oddechowego zwierząt mięsożernych to *Euceoleus aerophilus*, który lokalizuje się w płucach, oskrzelach, tchawicy, jamach nosowych i zatokach głowy oraz rzadziej spotykany *Eucoleus bochemi*, który nigdy nie występuje w tchawicy i oskrzelach. Pasożyty te obserwowano w Polsce u lisów wolno żyjących, rzadziej u psów i kotów (7).

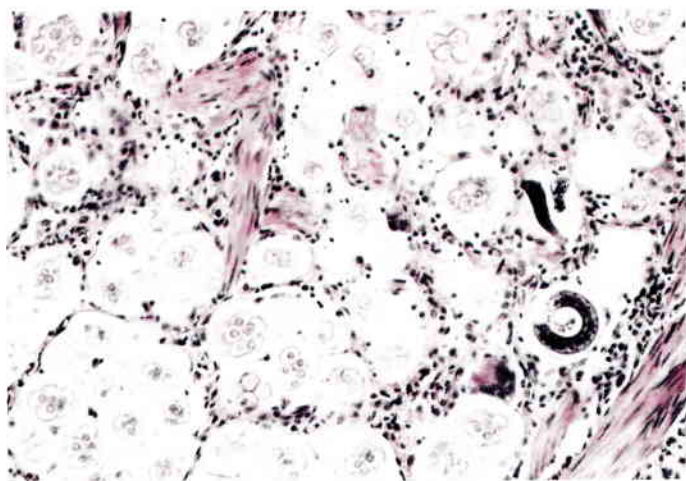
Równie rzadką inwazją jest nematodoza wywołana przez *Crenosoma vulpis*, małego kosmopolitycznego nicienia bytującego w oskrzelach i oskrzelikach u lisów dzikich i hodowlanych, bardzo rzadko u domowych zwierząt mięsożernych (1, 3, 7).

Do tej pory nie notowano w kraju przypadków zarażenia *Aelurostrongylus abstrusus*, nicieniem, który występuje w Ameryce Płn., Południowej Afryce, Australii i na południu Europy. Cykl życiowy pasożyta jest heterokseniczny, a żywicielami pośrednimi są zarówno nagie, jak i oskorupione ślimaki z rodzajów *Agriolimax* (*A. agrestis* – pomrowik polny), *Limax* (*L. flavus* – pomrów żółtawy), *Helix*, *Chondrula*, *Helicella*, *Monacha*, *Epiphragmophora* i *Helminthoglypta* (1). W ślimakach tych po dwukrotnym linieniu (L-1 → L-2 → L-3) larwy osiągają III inwazyjne stadium, którym zarażają się koty i inne zwierzęta mięsożerne. Połknięte larwy przedostają się do błony śluzowej przełyku, żołądka lub przednich odcinków jelita cienkiego kota, skąd drogą limfo- lub hematogenną wędrują do płuc. Tam osiągają dojrzałość płciową i około 25

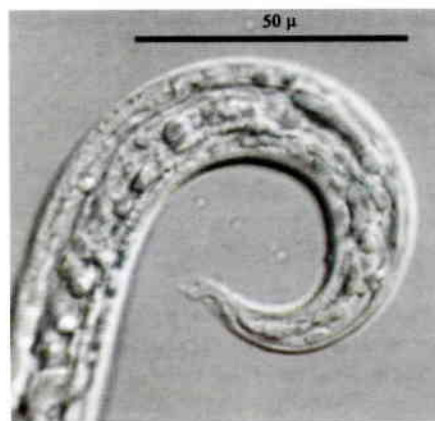
dni po zarażeniu samice składają jaja. Rozwinięte z nich larwy I stadium ulegają odkrzuszeniu i połknięciu, i po upływie kolejnych 14 dni wydalane są z kałem (5, 7). W rozprzestrzenianiu tej inwazji mogą uczestniczyć żywicieli parateniczni, którymi są myszy i inne drobne gryzonie, ptaki (wróble lub pisklęta ptaków domowych – kur i kaczek) oraz rzadziej drobne gady i płazy (8-10). Biorąc pod uwagę preferencje i behavior pokarmowy żywicieli ostatecznych, znaczenie żywicieli paratenicznych jest istotne dla zamknięcia cyklu rozwojowego oraz rozprzestrzeniania się pasożyta. Zwierzęta te, zjadając zarażone ślimaki, kumulują w sobie inwazyjne larwy pasożyta (L-3), stając się tym samym głównym źródłem inwazji dla kotów.

### Opis przypadku

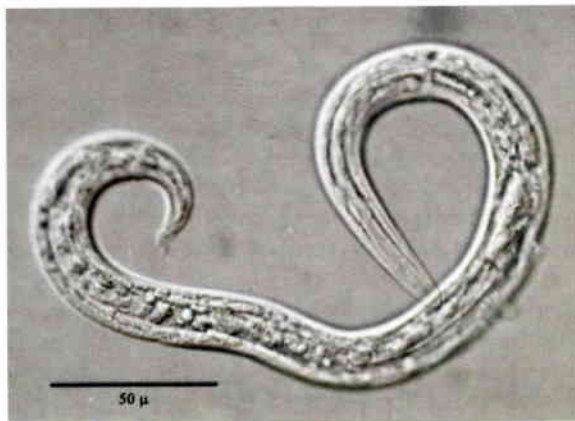
Kot europejski, samiec, w wieku ok. 6 lat, który był zwierzęciem półdzikim, żyjącym na terenach wiejskich na północy Dolnego Śląska został przyniesiony do lecznicy w stanie silnego wychudzenia. W wywiadzie ustalono, że apetyt był zachowany, ale występował sporadyczny, suchy kaszel. Badaniem klinicznym stwierdzono bladeść błon śluzowych, miernego stopnia odwodnienie, temperaturę wewnętrzną ciała w normie oraz zaostrzony szmer oskrzelowy. Mimo prób leczenia (preparaty wzmacniające, witaminowe, przeciwpasożytnicze) zwierzę zostało poddane eutanazji ze względu na wyniszczenie organizmu i bardzo zły, nie rokujący pomyślnie stan zdrowia. Sekcyjnie stwierdzono silne wychudzenie, miernego stopnia zażółcenie błon śluzowych i tkanki podskórnej. Pusty przewód pokarmowy wykazywał cechy nieżyłowego zapalenia na całej długości żołądka i jelit cienkich. W przewodzie pokarmowym nie stwierdzono żadnych postaci pasożytów. Płuca usiane były nato-



Ryc. 1. Larwy I stadium i jaja *Aelurostrongylus abstrusus* w pęcherzykach płucnych. Barwienie HE, pow. 200 ×



Ryc. 2. Larwa I stadium. Ogon z charakterystycznym grzbietowym wyrostkiem



Ryc. 3. Larwa I stadium. Widoczna granulopodobna budowa ciała larwy

miast licznymi guzkami wielkości łebka szpilki do ziarna grochu, miejscami zlewającymi się w większe, szarobrunatne i szarozółte, tęgie ogniska, wystające nieznacznie ponad powierzchnię. Zmiany te makroskopowo przypominały zmiany nowotworowe płuc, co w zaawansowanych przypadkach robaczyc jest częste, jak np. przy inwazji *Filaroides hirthei* u psów (4). W tchawicy i drzewie oskrzelowym stwierdzono niewielką ilość gęstej, śluzowej wydzieliny. Do badań histopatologicznych pobrano wycinki płuc z różnych płatów zmienionych chorobowo.

Materiał utrwalono w formalinie, zatopiono w parafinowej bloczki i barwiono standardowo hematoksyliną i eozyną. W badaniu mikroskopowym stwierdzono liczne larwy I stadium oraz jaja umiejscowione w pęcherzykach płucnych i drobnych oskrzelikach, miejscami całkowicie wypełniające ich światło (ryc. 1). Zajęte pęcherzyki płucne i drobne oskrzeliki otaczał silny odczyn zapalny złożony z limfocytów, histiocytów, plazmacytów i granulocytów kwasochłonnych. W podścielisku obserwowano silny rozplątanie tkanki łącznej śródmiąższowej. Ściany naczyń krwionośnych uległy silnemu zgrubieniu, co świadczy o długim czasie trwania procesu chorobowego. Po stwierdzeniu nicieni w preparatach histologicznych pobrano wymazy z drzewa oskrzelowego oraz wycinki tkanki płucnej utrwalone w formalinie w celu identyfikacji pasożyta. Otrzyma-

ne z rozmazów śluzu z tchawicy i oskrzeli oraz wypreparowane z płuc larwy prześwietlono w glicerolu i oglądano w mikroskopie świetlnym. Badaniem mikroskopowym larw stwierdzono: wydłużone ciało larwy, długości 356-380 μm, szerokości 16-24 μm, zwężone na obu końcach. Część głowowa była stożkowata, zaokrąglona. Ogon falisto wygięty, zaopatrzony w niewielki, tępo zakończony grzbietowy wyrostek, charakterystyczny dla larw *Aelurostrongylus* (ryc. 2). Treść larw była granulopodobna (ryc. 3). W preparatach histologicznych dokonano pomiaru jaj pasożyta. Średnica ich wynosiła od 68 do 76 μm. Morfologia pasożyta oraz wymiary jaj i larw I stadium odpowiadają opisom podanym przez innych autorów (5, 7).

Zdiagnozowanie robaczycy płuc u kota nie jest trudne, lecz w związku z rzadkim występowaniem tego schorzenia jest ona pomijana w diagnozie różnicowej. Jednak takie objawy kliniczne, jak zaawansowane, nie poddający się standardowemu leczeniu stan zapalny dróg oddechowych oraz postępujące wyniszczenie organizmu powinny być wskazaniem do badania popłucznym z drzewa oskrzelowego (BAL – bronchoalveolar lavage) w kierunku obecności larw I stadium (2, 11). Badanie kału metodą Baermanna jest również skuteczną metodą diagnostyczną w przypadkach robaczycy płuc (5, 6, 12).

Jest to pierwsza opisana w Polsce inwazja *Aelurostrongylus abstrusus* u kota domowego.

## Piśmiennictwo

1. Anderson R. C.: Nematode Parasites of Vertebrates. Their Development and transmission. CABI Publishing, Wallingford, Oxfordshire, UK 2000, s. 672.
2. Barrs V. R., Swinney G. R., Martin P., Nicoll R. G.: Concurrent *Aelurostrongylus abstrusus* infection and salmonellosis in a kitten. Aust. Vet. J. 1999, 77, 229-232.
3. Bihl T., Conboy G. A.: Lungworm (*Crenosoma vulpis*) infection in dogs on Prince Edward Island. Can. Vet. J. 1999, 40, 555-559.
4. Crippa L.: Lungworm infection in laboratory dogs reared in Italy. Parasitologia 1995, 37, 83-85.
5. Flynn R. J.: Parasites of laboratory animals. The Iowa Univ. Press, Iowa 1973, 221-222.
6. Foreyt W. J.: Diagnostic parasitology. Vet. Clin. North Am. Small Anim. Pract. 1989, 19, 979-1000.
7. Furmaga S.: Choroby pasożytnicze zwierząt domowych. PWRiL, Warszawa 1985, 383-386.
8. Hamilton J. M., McCaw A. W.: The role of the mouse in the life cycle of *Aelurostrongylus abstrusus*. J. Helminthol. 1967, 41, 2309-2312.
9. Hobmaier M., Hobmaier A.: Intermediate hosts of *Aelurostrongylus abstrusus* of the cat. Proc. Exp. Biol. Med. 1935, 32, 1641-1647.
10. Mackerras M. J.: Observations on the life history of the cat lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* (Railliet, 1898) (Nematoda: Metastrongylidae). Austral. J. Zool. 1957, 5, 188-195.
11. Pennisi M. G., Niutta P. P., Gianetto S.: Lung worm disease in cats caused by *Aelurostrongylus abstrusus*. Tijdschr Diergeneeskd 1995, 120, 263-266.
12. Willard M. D., Roberts R. E., Allison N., Grieve R. B., Escher K.: Diagnosis of *Aelurostrongylus abstrusus* and *Dirofilaria immitis* infections in cats from a human shelter. J. Am. Vet. Med. Assoc. 1988, 192, 913-916.

Adres autora: lek. wet. Stanisław Dzimira, ul. Norwida 31, 50-375 Wrocław; e-mail: dzimira@ozi.ar.wroc.pl