Nicienie płucne kotów – nowe wyzwania dla lekarzy weterynarii

© KAROLINA MIZERA

Uniwersyteckie Centrum Medycyny Weterynaryjnej UJ-UR Kraków, Al. Mickiewicza 24/28, 30-059 Kraków

Otrzymano 25.06.2021

Zaakceptowano 01.10.2021

Mizera K.

Feline pulmonary nematodes: new challenges for veterinary practitioners

Summary

Pulmonary parasitic diseases have become a frequent feline condition. *Aelurostrongylus abstrusus*, *Troglostrongylus brevior* and *Capillaria aerophila* appear to be the main pathogenic factors. Felines that are affected may display respiratory as well as non-specific symptoms. Diagnostic methods include copromicroscopic, serological and molecular detection, whereas the treatment should be both symptomatic and elective.

Keywords: nematodes, cats, *Aelurostrongylus abstrusus*, *Troglostrongylus brevior*, *Capillaria aerophila*

Liczba doniesień dotyczących diagnozowanych nematodoz płucnych u kotów domowych w Europie w ostatnich latach nieznacznie wzrosła (6, 43). Największe ryzyko zarażenia dotyczy kotów mających kontakt ze środowiskiem zewnętrznym. W większości przypadków koty zarażają się nicieniem *Aelurostrongylus abstrusus*, jednak coraz częściej spotyka się również inwazje wywoływane przez *Troglostrongylus brevior* czy *Capillaria aerophila* (syn. *Eucoleus aerophilus*) (17, 41). Celem artykułu jest przedstawienie aktualnej wiedzy na temat tych pasożytów, przebiegu robaczycy płucnych, metod diagnostycznych oraz sposobów ich zwalczania w praktyce weterynaryjnej.

Cykl rozwojowy *Aelurostrongylus abstrusus* jest złożony. Postacie dorosłe bytują w płucach zarażonego kota, szczególnie w pęcherzykach płucnych i oskrzelikach (8, 42). Zarażenie następuje poprzez zjedzenie larwy inwazyjnej L3 znajdującej się w żywicielu pośrednim (ślimaki nagie lub oskorupione) lub częściej w żywicielu paratenicznym (gryzonie, gady, płazy lub ptaki) (52). Larwy te z tkanek żywiciela pośredniego czy paratenicznego migrują naczyniami limfatycznymi do płuc, gdzie dojrzewają (31). W płucach zapłodnione samice składają jaja, z których wylęgają się larwy L1. Poprzez odkrztuszenie i połknięcie przedostają się do przewodu pokarmowego, skąd wydalone są wraz z kałem do środowiska (45). Cykl rozwojowy *Troglostrongylus brevior* jest podobny, a główne różnice dotyczą możliwości zarażenia kociąt drogą laktogenną lub śródmaciczną (29, 39) oraz miejsca bytowania tego pasożyta w drogach oddechowych kota

(duże lub mniejsze oskrzela) (30, 42). Okres prepatentny obu gatunków trwa 4-6 tygodni (8), natomiast patentny określa się na wiele miesięcy (27, 38).

Z kolei cykl życiowy *Capillaria aerophila* (syn. *Eucoleus aerophilus*) nie został dokładnie poznany, uważa się jednak, że żywicielem pośrednim są dżdżownice. Żywicielami paratenicznymi tego gatunku są najczęściej małe ssaki, płazy czy ptaki, podobnie jak w przypadku *A. abstrusus* (32). Okres prepatentny trwa 25-29 dni, a patentny 10-11 miesięcy (26). Pasożyt ten zasiedla tkankę łączną otaczającą tchawicę i oskrzela, uszkadzając miąższ płuc (13, 44). *C. aerophila* stanowi również potencjalne zagrożenie zoonotyczne (36, 40).

Na zarażenie tymi nicieniami narażone są szczególnie koty z nieograniczonym dostępem do środowiska zewnętrznego, w różnym wieku, choć *T. brevior* najczęściej jest diagnozowany u kotów młodszych, tj. poniżej 1 roku życia (7, 48). Nie wykazano, że koty kastrowane są bardziej narażone na inwazję nicieni płucnych (9), natomiast osłabiony status immunologiczny zwierzęcia, np. infekcje wirusowe (FIV, FeLV), wpływa istotnie na intensywność inwazji, w tym nasilenie objawów klinicznych oraz na stopień zmian anatomopatologicznych powodowanych przez te pasożyty (9).

Morfologia nicieni płucnych kotów i ich form rozwojowych

Poszczególne gatunki nicieni płucnych kotów różnią się budową oraz wielkością. Postacie larwalne i dorosłe *A. abstrusus* są nieco większe od analogicznych postaci *T. brevior*, różnią się również wyglądem

ogona, który u *A. abstrusus* zagięty jest w kształcie fali i posiada dwa wydłużone kolce (26), a u *T. brevior* stopniowo zwęża się ku końcowi i ma dwa nacięcia; głębsze po stronie grzbietowej i płytsze po stronie brzusznej (41). Istotnie większym nicieniem jest natomiast *C. aerophila*, której inwazję rozpoznaje się na podstawie jaj o cytrynowatym kształcie z czopkami na obu biegunach. Larwę L1 *A. abstrusus* przedstawiono na rycinie 1, wymiary wymienionych gatunków nicieni podano w tabeli 1.

Objawy kliniczne

Głównymi objawami u zarażonych kotów są: kaszel, kichanie, przyspieszony oddech oraz utrudnione oddychanie (43). Jednym z pierwszych objawów nieswoistych jest spadek wagi, ospałość, anoreksja czy gorączka (10). W badaniu klinicznym najczęściej stwierdza się: powiększenie podżuchwowych i okołotchawiczych węzłów chłonnych, duszność, zaostrowany szmer płucny, świszczący oddech, trzeszczenia i gwizdy nad klatką piersiową, oddychanie brzuszne oraz śluzowo-ropny wypływ z dróg oddechowych. W ciężkich przypadkach może dochodzić do sinicy błon śluzowych, niewydolności oddechowej, wysięku w jamie opłucnej, zmian w mięśniu sercowym, wtórnych do nadciśnienia płucnego czy nawet śmierci (36, 51). Na nasilenie objawów wpływa intensywność inwazji, zdarza się jednak, że inwazja przebiega bezobjawowo. Kaszel jest wywołany zarówno przez migrację larw L1, które drażnią receptory kaszlu, jak i stan zapalny błony śluzowej tchawicy, krtani i rozgałęzienia oskrzeli. Larwy są odkrztuszane i połykane (35), stąd objaw ten obserwuje się jedynie w patentnej fazie zarażenia. W morfologii krwi najczęściej stwierdza się limfocytozę, eozynofilię, czasem również łagodną, normochromatyczną i normocytarną anemię (19, 38). W badaniach biochemicznych widoczna jest hipoalbuminemia, a niekiedy podwyższenie poziomu enzymów wątrobowych, jak aminotransferaza alaninowa (ALT) i asparaginianowa (AST) (12). Zmiany te wskazują na wyniszczający charakter robaczyc płucnych. Podstawowym badaniem diagnostycznym jest badanie kału, natomiast istotnym badaniem uzupełniającym diagnozę parazytoz płucnych są radiogramy klatki piersiowej (ryc. 2). W okresie patentnym inwazji stwierdza się rozsiany odczyn śródmiąższowo-pęcherzykowy zaakcentowany w okolicy przywnękowej, z tendencją do tworzenia guzkowatych zagęszczeń miąższu płucnego w okolicy okołoskrzelowej tzw. objaw pączkującego drzewa (Tree-in-bud pattern)

Ryc. 1. Larwa L1 *A. abstrusus* wraz ze zbliżeniem na charakterystycznie zakończony ogon (KZiDZ, WHiBZ Uniwersytet Rolniczy w Krakowie)

Tab. 1. Wymiary nicieni *A. abstrusus*, *T. brevior*, *C. aerophila*

Gatunek	Średnie wymiary postaci dorosłej pasożyta (dł./szer.)	Średnie wymiary larwy L1 (dł./szer.)	Jaja
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	5-10 mm/44-80 µm	360-415/18-19 µm	–
<i>Troglostrongylus brevior</i>	6,6-16,8 mm/200-400 µm	300-310/17 µm	–
<i>Capillaria aerophila</i>	20-30 mm/60-180 µm	–	60-70/35-40 µm

zajmujących wszystkie płaty płucne oraz powiększenie lokalnych węzłów chłonnych, stąd zmiany te należy różnicować z nowotworami (11). W diagnostyce różnicowej powinny zatem zostać uwzględnione inne jednostki chorobowe; takie jak: alergja, astma, infekcje wirusowe, bakteryjne czy grzybicze oraz zmiany o podłożu nowotworowym (46). Na nasilenie występowania objawów zarażenia pasożytami płucnymi kotów wpływają: czas trwania inwazji, intensywność zarażenia (liczba larw L1 stwierdzanych w kale przy użyciu metody Baermanna) (28), choroby współistniejące (FIV, FeLV, powikłania bakteryjne). Wiek zwierząt

Ryc. 2. Obraz RTG klatki piersiowej kota w projekcji prawobocznej. Widoczny rozsiany odczyn śródmiąższowo-pęcherzykowy zaakcentowany w okolicy przywnękowej, z tendencją do tworzenia guzkowatych zagęszczeń miąższu płucnego w okolicy okołoskrzelowej tzw. objaw pączkującego drzewa (Tree-in-bud pattern)

nie jest tak istotnym czynnikiem prognostycznym, choć inwazje *T. brevior*, które częściej kończą się śmiercią zwierzęcia, są obserwowane głównie u kociąt (3, 4). Najczęstsze zmiany anatomopatologiczne i histologiczne stwierdzone w badaniach sekcyjnych to: wieloogniskowe ziarniniaki w mięszu płuc o różnej wielkości, krwawe wybroczyny, pogrubienie ścian pęcherzyków płucnych, śluzowa wydzielina w świetle oskrzeli i tchawicy zawierająca liczne komórki stanu zapalnego czy pasożyty w różnych stadiach rozwojowych (18, 38).

Diagnostyka inwazji nicieni płucnych

Standardową metodą do wykrywania nicieni płucnych jest badanie koproskopowe przy użyciu techniki Baermanna, które wykorzystuje zjawisko higrotropizmu larw L1 obecnych w kale (46, 52). Według tej metody, próbkę kału o masie minimum 10 gramów, zawiniętą w gazę umieszcza się na opierającej się na lejku bagietce i zanurza do połowy w wodzie o temperaturze pokojowej. Na lejek nakłada się próbkę z gumką, która uszczelnia aparat Baermanna. W warunkach klinicznych w miejsce lejka można wykorzystać plastikowy kieliszek ze zwężającym się dnem, a zamiast bagietki – np. ołówek. Po 24 godzinach należy zdjąć próbkę z lejka, a uzyskaną próbkę poddać wirowaniu przez 5 minut w 1500 rpm. W przypadku metody uproszczonej z dna kieliszka pipetą Pasteura pobiera się kilka mililitrów osadu i po odwirowaniu poszukuje pod mikroskopem larw L1. Metoda Baermanna wykazuje 90% czułość w wykrywaniu larw w kale (35), ale wymaga dużego doświadczenia w identyfikacji morfologicznej i morfometrycznej wykrytych nicieni. W przypadku próbek zebranych z ziemi lub nią zanieczyszczonych konieczne jest również rozróżnienie form pasożytniczych od wolno żyjących nicieni glebowych. W klasyfikacji systematycznej nicieni, jak i ich larw wykorzystuje się szereg metod utrwalania i obrazowania, np. barwienie płynem Lugola, w którym larwy nicieni glebowych wybarwiają się. Negatywny wynik może ponadto być konsekwencją badania próbki w okresie prepatentnym inwazji, w którym larwy w kale nie występują (19, 33). Badanie próbek kału, które zbyt długo znajdowały się kuwecie z higroskopijnym żwirkiem, może również dać wynik fałszywie negatywny, gdyż redukcja wykrywania larw w kale sięgać może nawet 100% w zależności od czasu ich przebywania w niesprzyjającym środowisku (1). Głównymi wadami metody Baermanna są: wykrywanie inwazji jedynie w okresie patentnym, czasochłonność badania, okresowe występowanie larw w kale, trudność w różnicowaniu larw nicieni płucnych od nicieni wolno żyjących oraz ograniczone możliwości uzyskania próbek, szczególnie od kotów wychodzących.

Badanie kału metodą flotacji jest wystarczające do wykrycia zarażenia *C. aerophila*, jednak aby wykryć inwazje mieszane, należy również wykonać

badanie metodą Baermanna. Płyn flotacyjny uszkadza larwy *A. abstrusus* i *T. brevior* poprzez ich odwodnienie, co może utrudnić lub całkowicie uniemożliwić ich identyfikację i różnicowanie (43). Metoda FLOTAC jest mniej czasochłonna i pozwala na diagnostykę ilościową larw pasożytów w próbce kału, jednak wymaga specjalistycznej aparatury (20, 52) oraz użycia roztworu flotacyjnego. Metoda Vajdy może przyczynić się do ułatwienia diagnostyki przesiewowej chorób płucnych kotów. Wyzwanie w diagnostyce i leczeniu pasożytów płucnych stanowią również inwazje mieszane, wywołane przez więcej niż jeden gatunek nicienia.

Badanie metodą ELISA polega na wykrywaniu białka MSP *A. abstrusus* obecnego w spermie nicieni, stąd seropozytywność u zarażonego zwierzęcia pojawia się dopiero po około 15-21 dniach od zarażenia i utrzymuje się przez 4-8 tygodni po odrobaczeniu (2, 9, 50). Badania serologiczne nie rozróżniają przeciwciał z inwazji przebytych od aktualnie trwających, stąd możliwe są wyniki fałszywie dodatnie (25, 29). Ich czułość sięga 82%, natomiast swoistość 90% (52). Metoda ELISA osiąga najwyższą czułość po 10 tygodniach od zarażenia, a okres prepatentny wynosi najczęściej 4-6 tygodni (11, 38), stąd możliwe są fałszywie ujemne wyniki testów serologicznych (33).

Ostatnie lata przyniosły wiele nowych możliwości diagnozowania pasożytów płucnych u kotów. Metody serologiczne i molekularne pozwalają na badanie nie tylko próbek kału, ale również wymazów z gardła, popłuczyn z drzewa oskrzelowego oraz próbek surowicy krwi (2, 47). Badanie metodą PCR wykazuje czułość bliską 100%, a swoistość na poziomie 97% w wykrywaniu markerów rybosomalnego DNA *A. abstrusus* (16, 47). Badanie to dostępne jest również w ofercie polskich laboratoriów weterynaryjnych.

Inne metody diagnostyczne, jak np. metoda wytrawiania tkanki płucnej (34), opierają się na badaniach histopatologicznych pobranych sekcyjnie próbek jedynie od martwych zwierząt.

Ekstensywność zarażenia kotów nicieniami płucnymi

Pierwsze doniesienie na temat występowania *A. abstrusus* u kota w Polsce miało miejsce w 2005 r. (18). Od tego czasu w polskiej literaturze naukowej były publikowane prace przeglądowe czy opisy przypadków aelurostrongylozy, żadna z nich jednak nie określiła skali zagrożenia robaczyc płucnych w naszym kraju. Badania z tego zakresu są nieliczne również w innych krajach. Ekstensywność zarażenia kotów nicieniem *A. abstrusus* w Europie określono na 10,6%, przy czym najczęściej notowano go w Bułgarii (35,6%), a najrzadziej w Szwajcarii (0,8%) (24). Prewalencja zarażeń nicieniami płucnymi kotów zależy od wielu czynników, m.in. od badanej populacji żywicieli (wyższa wśród badanych kotów wychodzących i wolno żyjących), od zastosowania poszczególnych metod diagnostycznych (niższa w badaniach koproskopo-

Tab. 2. Leki stosowane w zwalczaniu pasożytów płucnych kotów

Substancja czynna	Postać leku	Dawkowanie	Działanie przeciwpasożytnicze
Fenbendazol (10, 43)	Pasta, tabletki	20-50 mg/kg m.c. przez 3-15 dni	<i>A. abstrusus</i> , <i>C. aerophila</i>
Fluralaner/moksydektyna (37)	Spot-on	1-krotne podanie zabezpiecza na okres 12 tygodni	<i>A. abstrusus</i>
Imidakloprid 10% Moksydektyna 1% (10, 15, 44)	Spot-on	1-3-krotnie co miesiąc	<i>A. abstrusus</i> , <i>C. aerophila</i> , <i>T. brevior</i>
Emodepsyd 2,1%, Prazikwantel 8,6% (14, 21)	Spot-on	co najmniej 2-krotne podanie w odstępie 2-tygodniowym	<i>A. abstrusus</i> , <i>C. aerophila</i> , <i>T. brevior</i>
Oksym milbemecyny/Prazikwantel (19)	tabletki	4 mg/kg/10 mg/kg 2-3-krotnie co 14 dni	<i>A. abstrusus</i>
Selamektyna (6, 19)	Spot-on	2-krotne podanie w odstępie miesiąca	<i>A. abstrusus</i> , <i>T. brevior</i>
Fipronil, S-metopren, eprinomycyna, prazikwantel (10, 23, 24)	Spot-on	1-2-krotnie co miesiąc	<i>A. abstrusus</i> , <i>C. aerophila</i> , <i>T. brevior</i>
Lewamizol (44)		7,5 mg/kg m.c. iniekcynie w dniu 0, 1 i 7; lub p.o. 5 mg/kg m.c. przez 5 kolejnych dni w 3 seriach z 9-dniowymi odstępami	<i>A. abstrusus</i> , <i>C. aerophila</i>

wych niż w badaniach molekularnych) oraz terenu i klimatu, w którym prowadzone są badania (wyższy procent zarażenia kotów z obszarów o ciepłym klimacie). Ze względu na częstsze występowanie żywicieli pośrednich w środowisku w okresie od wiosny do jesieni, uważa się, że prawdopodobieństwo zarażenia się nicieniami płucnymi przez koty wychodzące jest w tym okresie najwyższe. Do szerszego rozprzestrzeniania się inwazji nicieni płucnych u kotów może przyczynić się również rosnąca liczebność dzikich kotowatych, takich jak żbik europejski (*Felis silvestris silvestris*), będących rezerwuarem nicieni *A. abstrusus* czy *T. brevior* (49). Zwiększenie urbanizacji i redukcja naturalnych siedlisk żbików wpływają na tworzenie wspólnych nisz ekologicznych dla kotów domowych i zwierząt dzikich, co zwiększa możliwość transmisji pasożytów w tym nicieni płucnych (49).

Leczenie

W Polsce dostępnych jest wiele środków przeciwpasożytniczych, stosowanych do zwalczania nicieni płucnych (tab. 2). Ponadto jako uzupełnienie terapii stosuje się leki sterydowe w dawkach przeciwzapalnych (np. prednizolon w dawce 0,1-0,5 mg/kg 1 × dziennie przez 10 dni) oraz leczenie objawowe obejmujące tlenoterapię czy podawanie substancji mukolitycznych (jak bromheksyna) w przypadku nadmiaru wydzieliny w drogach oddechowych (19, 36). Przy znacznie utrudnionym oddychaniu zaleca się środki rozszerzające oskrzela – np. teofilinę. W leczeniu antybiotykowym rekomenduje się stosowanie doksycykliny, gdyż jest ona skuteczna przeciwko infekcjom bakteryjnym powodowanym m.in. przez *Bordetella bronchoseptica* czy *Mycoplasma* sp., które są przyczyną częstych powikłań w przebiegu pasożytów płucnych (19).

W ostatnich latach w Europie stwierdza się zwiększoną liczbę przypadków pasożytów płucnych u kotów. Zwierzęta wykazujące przewlekłe objawy ze strony układu oddechowego; zwłaszcza kaszel czy duszności, powinny być diagnozowane w kierunku pasożytów płucnych, a zastosowane leczenie łączyć działanie przeciwpasożytnicze z postępowaniem objawowym.

Piśmiennictwo

- Abbate J. M., Arfuso F., Gaglio G., Napoli E., Cavalera M. A., Giannetto S., Otranto D., Brianti E.: Larval survival of *Aelurostrongylus abstrusus* lungworm in cat litters. *J. Feline Med. Surg.* 2019, 21, 992-997.
- Annoscia G., Latrofa M. S., Campbell B. E., Giannelli A., Nascimento Ramos R. A., Dantas-Torres F., Brianti E., Otranto D.: Simultaneous detection of the feline lungworms *Troglostrongylus brevior* and *Aelurostrongylus abstrusus* by a newly developed duplex-PCR. *Vet. Parasitol.* 2014, 199, 172-178.
- Bezerra-Santos M. A., Mendoza-Roldan J. A., Abramo F., Lia R. P., Tarallo V. D., Salant H., Brianti E., Baneth G., Otranto D.: Transmammary transmission of *Troglostrongylus brevior* feline lungworm: a lesson from our gardens. *Vet. Parasitol.* 2020, 285.
- Brianti E., Gaglio G., Giannetto S., Annoscia G., Latrofa M. S., Dantas-Torres F., Traversa D., Otranto D.: *Troglostrongylus brevior* and *Troglostrongylus subcrenatus* (Strongylida: Crenosomatidae) as agents of broncho-pulmonary infestation in domestic cats. *Parasites Vectors* 2012, 5, 1-12.
- Brianti E., Gaglio G., Napoli E., Falsone L., Giannetto S., Latrofa M. S., Giannelli A., Dantas-Torres F., Otranto D.: Evidence for direct transmission of the cat lungworm *Troglostrongylus brevior* (Strongylida: Crenosomatidae). *Parasitology* 2013, 140, 821-824.
- Brianti E., Giannetto S., Dantas-Torres F., Otranto D.: Lungworms of the genus *Troglostrongylus* (Strongylida: Crenosomatidae): Neglected parasites for domestic cats. *Vet. Parasitol.* 2014, 202, 104-112.
- Carruth A. J., Buch J. S., Braff J. C., Chandrashekar R., Bowman D. D.: Distribution of the feline lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* in the USA based on fecal testing. *J. Feline Med. Surg. Open Reports* 2019, 5.
- Cavalera M. A., Iatta R., Colella V., Dantas-Torres F., Corsaro A., Brianti E., Otranto D.: *Troglostrongylus brevior*: a feline lungworm of paediatric concern. *Vet. Parasitol.* 2018, 253, 8-11.
- Cavalera M. A., Schnyder M., Gueldner E. K., Furlanello T., Iatta R., Brianti E., Strube C., Colella V., Otranto D.: Serological survey and risk factors of *Aelurostrongylus abstrusus* infection among owned cats in Italy. *Parasitol. Res.* 2019, 118, 2377-2382.
- Crisi P. E., Aste G., Traversa D., Di Cesare A., Febo E., Vignoli M., Santori D., Luciani A., Boari A.: Single and mixed feline lungworm infections: clinical, radiographic and therapeutic features of 26 cases (2013-2015). *J. Feline Med. Surg.* 2017, 19, 1017-1029.
- Dennler M., Bass D. A., Gutierrez-Crespo B., Schnyder M., Guscetti F., Di Cesare A., Deplazes P., Kircher P. R., Glaes T. M.: Thoracic computed tomography, angiographic computed tomography, and pathology findings in six cats experimentally infected with *Aelurostrongylus abstrusus*. *Vet. Radiol. Ultrasound* 2013, 54, 459-469.
- Diakou A., Di Cesare A., Barros L. A., Morelli S., Halos L., Beugnet F., Traversa D.: Occurrence of *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus brevior* in domestic cats in Greece. *Parasites and Vectors* 2015, 8, 4-9.
- Di Cesare A., Castagna G., Otranto D., Meloni S., Milillo P., Latrofa M. S., Paoletti B., Bartolini R., Traversa D.: Molecular detection of *Capillaria aerophila*, an agent of canine and feline pulmonary capillariasis. *J. Clin. Microbiol.* 2012, 50, 1958-1963.
- Di Cesare A., Iorio R., Crisi P., Paoletti B., Di Costanzo R., Dimitri C. F., Traversa D.: Treatment of *Troglostrongylus brevior* (Metastrongyloidea, Crenosomatidae) in mixed lungworm infections using spot-on emodepside. *J. Feline Med. Surg.* 2015, 17, 181-185.
- Di Cesare A., Veronesi F., Capelli G., Deuster K., Schaper R., Basano F. S., Nazzari R., Paoletti B., Traversa D.: Evaluation of the Efficacy and Safety of an Imidacloprid 10%/Moxidectin 1% Spot-on Formulation (Advocate®,

- Advantage® Multi) in Cats Naturally Infected with *Capillaria aerophila*. *Parasitol. Res.* 2017, 116, 55-64.
16. Di Cesare A., Veronesi F., Di Regalbono A. F., Iorio R., Traversa D.: Novel molecular assay for simultaneous identification of neglected lungworms and heartworms affecting cats. *J. Clin. Microbiol.* 2015, 53, 3009-3013.
 17. Di Cesare A., Veronesi F., Grillotti E., Manzocchi S., Perrucci S., Beraldo P., Cazzin S., De Liberato C., Barros L. A., Simonato G., Traversa D.: Respiratory nematodes in cat populations of Italy. *Parasitol. Res.* 2015, 114, 4463-4469.
 18. Dzimir S., Popiolek M.: Przypadek elurostrongylozy u kota domowego. *Med. Weter.* 2015, 61, 894-895.
 19. Elsheikha H. M., Schnyder M., Traversa D., Di Cesare A., Wright I., Lacher D. W.: Updates on feline aelurostrongylosis and research priorities for the next decade. *Parasites and Vectors* 2016, 9, 1-15.
 20. Gaglio G., Cringoli G., Rinaldi L., Brianti E., Giannetto S.: Use of the FLOTAC technique for the diagnosis of *Aelurostrongylus abstrusus* in the cat. *Parasitol. Res.* 2008, 103, 1055-1057.
 21. Genchi M., Ferrari N., Fonti P., De Francescoa I., Piazzac C., Viglietti C.: Relation between *Aelurostrongylus abstrusus* larvae excretion, respiratory and radiographic signs in naturally infected cats. *Vet. Parasitol.* 2014, 206, 182-187.
 22. Gerichter C. B.: Studies on the nematodes parasitic in the lungs of felidae in palestine. *Parasitology* 1949, 39, 251-262.
 23. Giannelli A., Brianti E., Varcasias A., Colella V., Tamponi C., Di Paola G., Knaus M., Halos L., Beugnet F., Otranto D.: Efficacy of Broadline® spot-on against *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus brevior* lungworms in naturally infected cats from Italy. *Vet. Parasitol.* 2015, 209, 273-277.
 24. Giannelli A., Capelli G., Joachim A., Hinney B., Losson B., Kirkova Z., René-Martellet M., Papadopoulos E., Farkas R., Napoli E., Brianti E., Tamponi C., Varcasia A., Alho A. M., Madeira de Carvalho L., Cardoso L., Maia C., Mircean V., Mihalca A. D., Miró G., Schnyder M., Cantacessi C., Colella V., Cavalera M. A., Latrofa M. S., Annoscia G., Knaus M., Halos L., Beugnet F., Otranto D.: Lungworms and gastrointestinal parasites of domestic cats: a European perspective. *Int. J. Parasitol.* 2017, 47, 517-528.
 25. Gueltdner E. K., Gilli U., Strube C., Schnyder M.: Seroprevalence, biogeographic distribution and risk factors for *Aelurostrongylus abstrusus* infections in Swiss cats. *Vet. Parasitol.* 2019, 266, 27-33.
 26. Gundlach J. L., Sadzikowski A. B.: Parazytologia i parazytozy zwierząt. Państwowe Wydawnictwo Rolnicze i Leśne, Warszawa 2004.
 27. Hamilton J. M.: Studies on re-infestation of the cat with *Aelurostrongylus abstrusus*. *J. Comp. Pathol.* 1968, 78, 69-72.
 28. Hamilton J. M., Mccaw A. W.: The Output of First Stage Larvae by Cats Infested with *Aelurostrongylus abstrusus*. *J. Helminthol.* 1968, 42, 295-298.
 29. Hamilton J. M., Roberts R. J.: Immunofluorescence as a diagnostic procedure in lungworm disease of the cat. *Vet. Rec.* 1968, 83, 401-403.
 30. Hansen A. P., Skarbye L. K., Vinther L. M., Willesen J. L., Phipper C. B., Olsen C. S., Mejer H.: Occurrence and clinical significance of *Aelurostrongylus abstrusus* and other endoparasites in Danish cats. *Vet. Parasitol.* 2017, 234, 31-39.
 31. Jeżewski W., Buńkowska-Gawlik K., Hildebrand J., Perec-Matysiak A., Laskowski Z.: Intermediate and paratenic hosts in the life cycle of *Aelurostrongylus abstrusus* in natural environment. *Vet. Parasitol.* 2013, 198, 401-405.
 32. Knaus M., Shukullari E., Rapti D., Rehbein S.: Efficacy of Broadline® against *Capillaria aerophila* lungworm infection in cats. *Parasitol. Res.* 2015, 114, 1971-1975.
 33. Morelli S., Diakou A., Di Cesare A., Schnyder M., Colombo M., Strube C., Dimzas D., Latino R., Traversa D.: Feline lungworms in Greece: copromicroscopic, molecular and serological study. *Parasitol. Res.* 2020, 119, 2877-2883.
 34. Olsen C. S., Willesen J. L., Phipper C. B., Mejer H.: Occurrence of *Aelurostrongylus abstrusus* (Railliet, 1898) in Danish cats: A modified lung digestion method for isolating adult worms. *Vet. Parasitol.* 2015, 210, 32-39.
 35. Payo-Puente P., Botelho-Dinis M., Carvaja Uruen A. M., Payo-Puente M., Gonzalo-Orden J. M., Rojo-Vázquez F. A.: Prevalence study of the lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* in stray cats of Portugal. *J. Feline Med. Surg.* 2008, 10, 242-246.
 36. Pennisi M. G., Hartmann K., Addie D. D., Boucraut-Baralon C., Egberink H., Frymus T., Gruffydd-Jones T., Horzinek M. C., Hosie M. J., Lloret A., Lutz H., Marsilio F., Radford A. D., Thiry E., Truyen U., Möst K.: Lungworm disease in cats: ABCD guidelines on prevention and management. *J. Feline Med. Surg.* 2015, 17, 626-636.
 37. Raue K., Rohdich N., Hauck D., Zschiesche E., Morelli S., Traversa D., Di Cesare A., Roepke R. K. A., Strube C.: Efficacy of Bravecto® Plus spot-on solution for cats (280 mg/ml fluralaner and 14 mg/ml moxidectin) for the prevention of aelurostrongylosis in experimentally infected cats. *Parasites and Vectors* 2021, 14, 1-20.
 38. Schnyder M., Di Cesare A., Basso W., Guscetti F., Riond B., Glaus T., Crisi P., Deplazes P.: Clinical, laboratory and pathological findings in cats experimentally infected with *Aelurostrongylus abstrusus*. *Parasitol. Res.* 2014, 113, 1425-1433.
 39. Traversa D., Della Saldà L., Diakou A., Sforzato C., Romanucci M., Frangipane di Regalbono A., Iorio R., Colaberardino V., Di Cesare A.: Fatal patent troglostrongylosis in a litter of kittens. *J. Parasitol.* 2008, 94, 1442.
 40. Traversa D., Di Cesare A.: Cardio-pulmonary parasitic nematodes affecting cats in Europe: Unraveling the past, depicting the present, and predicting the future. *Front. Vet. Sci.* 2014, 1.
 41. Traversa D., Di Cesare A.: Diagnosis and management of lungworm infections in cats: Cornerstones, dilemmas and new avenues. *J. Feline Med. Surg.* 2016, 18, 7-20.
 42. Traversa D., Di Cesare A.: Feline lungworms: What a dilemma. *Trends Parasitol.* 2013, 29, 423-430.
 43. Traversa D., Di Cesare A., Conboy G.: Canine and feline cardiopulmonary parasitic nematodes in Europe: Emerging and underestimated. *Parasites and Vectors* 2010, 3, 1-22.
 44. Traversa D., Di Cesare A., Di Giulio E., Castagna G., Schaper R., Braun G., Lohr B., Pampurini F., Milillo P., Strube K.: Efficacy and safety of imidacloprid 10%/moxidectin 1% spot-on formulation in the treatment of feline infection by *Capillaria aerophila*. *Parasitol. Res.* 2012, 111, 1793-1798.
 45. Traversa D., Di Cesare A., Milillo P., Iorio R., Otranto D.: *Aelurostrongylus abstrusus* in a feline colony from central Italy: Clinical features, diagnostic procedures and molecular characterization. *Parasitol. Res.* 2008, 103, 1191-1196.
 46. Traversa D., Guglielmini C.: Feline aelurostrongylosis and canine angiostrongylosis: A challenging diagnosis for two emerging verminous pneumonia infections. *Vet. Parasitol.* 2008, 157, 163-174.
 47. Traversa D., Iorio R., Otranto D.: Diagnostic and clinical implications of a nested PCR specific for ribosomal DNA of the feline lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda, Strongylida). *J. Clin. Microbiol.* 2008, 46, 1811-1817.
 48. Traversa D., Lia R. P., Iorio R., Boari A., Paradies P., Capelli G., Avolio S., Otranto D.: Diagnosis and risk factors of *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda, Strongylida) infection in cats from Italy. *Vet. Parasitol.* 2008, 153, 182-186.
 49. Traversa D., Morelli S., Cassini R., Crisia P. E., Russi I., Grillotti E., Manzocchi S., Simonato G., Beraldo P., Viglietti A., De Tommaso C., Pezzuto C., Pampurini F., Schaper R., Frangipane di Regalbono A.: Occurrence of canine and feline extra-intestinal nematodes in key endemic regions of Italy. *Acta Trop.* 2019, 193, 227-235.
 50. Ulrich S. A., Lehnert K., Siebert U., Strube C.: A recombinant antigen-based enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) for lungworm detection in seals. *Parasites and Vectors* 2015, 8, 1-8.
 51. Vezzosi T., Perrucci S., Parisi F., Morelli S., Maestrini M., Mennuni G., Traversa D., Poli A.: Fatal pulmonary hypertension and right-sided congestive heart failure in a kitten infected with *aelurostrongylus abstrusus*. *Animals* 2020, 10, 1-11.
 52. Zottler E. M., Strube C., Schnyder M.: Detection of specific antibodies in cats infected with the lung nematode *Aelurostrongylus abstrusus*. *Vet. Parasitol.* 2017, 235, 75-82.

Adres autora: lek. wet. Karolina Mizera, Aleja Mickiewicza 24/28, 30-059 Kraków