

Научная статья

УДК 576.89, 576.895.132; 619:576.89

<https://doi.org/10.31016/1998-8435-2022-16-1-17-32>

Обзор легочных нематодозов домашних кошек с описанием первого случая элюростронгилеза у кошки на территории России

Ольга Александровна Панова¹, Александр Валерьевич Хрусталеv²,
Лариса Юрьевна Порфирьева³

^{1,2}Всероссийский научно-исследовательский институт фундаментальной и прикладной паразитологии животных и растений – филиал Федерального государственного бюджетного научного учреждения «Федеральный научный центр – Всероссийский научно-исследовательский институт экспериментальной ветеринарии имени К. И. Скрябина и Я. Р. Коваленко Российской академии наук», Москва, Россия

³Калининская участковая ветеринарная лечебница СБЖ ЮВАО г. Москвы ГБУ «Мосветобъединение», Москва, Россия

¹panova@vniigis.ru

²akhrustalev@yandex.ru

Аннотация

Цель исследований: обрисовать современное состояние проблемы легочных нематодозов у домашних кошек, обратить на неё внимание ветеринарных работников, повысить их осведомленность об особенностях методов диагностики данных гельминтозов.

Материалы и методы. Проанализированы современные литературные данные о распространении, видовом составе, дифференциальной морфологии, биологии, патогенном влиянии, методах диагностики возбудителей легочных нематодозов у кошек. При описании случая элюростронгилеза у животного наблюдали его клиническое состояние; были проведены общеклиническое и биохимическое исследование крови, диагностика вирусных инфекций, ультразвуковое исследование брюшной полости. Паразитологическое исследование фекалий проводили флотационным методом и по методу Бермана.

Результаты и обсуждение. Проведен обзор мировой литературы по легочным нематодозам домашних кошек. Большинство возбудителей представлено видами нескольких семейств метастронгилоидей; наиболее распространенными и клинически значимыми представителями являются: *Aelurostrongylus abstrusus* (сем. Angiostrongylidae), *Troglostrongylus brevior* (Crenosomatidae), *Oslerus rostratus* (Filaroididae). Также в дыхательной системе у кошек могут паразитировать *Eucoleus aerophilus* (Trichurida: Capillariidae) и *Metathelazia massinoi* (Spirurida: Pneumospiruridae). Впервые в России описан случай элюростронгилеза у домашней кошки. При копрологическом исследовании по методу Бермана у бездомного 3-месячного котенка из Московской области в 1 г фекалий обнаружено 104 экз. личинок первой стадии легочных нематод вида *Aelurostrongylus abstrusus*. Размеры личинок составили 360–380 мкм в длину; хвостовой конец имел характерное строение – двойной изгиб в форме буквы «S», дорсальный шипообразный вырост и вентральную вырезку. Для ветеринарной практики рекомендуется при наличии клинических признаков поражения респираторной системы у кошек из группы риска (свободно гуляющие животные, котята, уличные кошки) включать в дифференциальную диагностику легочные нематодозы с использованием надлежащих диагностических тестов.

Ключевые слова: легочные нематодозы, *Aelurostrongylus abstrusus*, элюростронгилез, домашняя кошка, легочные нематоды, *Troglostrongylus brevior*, *Oslerus rostratus*, *Eucoleus aerophilus*

Прозрачность финансовой деятельности: никто из авторов не имеет финансовой заинтересованности в представленных материалах или методах.

Конфликт интересов отсутствует



Контент доступен под лицензией Creative Commons Attribution 4.0 License.
The content is available under Creative Commons Attribution 4.0 License.

Для цитирования: Панова О. А., Хрусталеv А. В., Порфирьева Л. Ю. Обзор легочных нематодозов домашних кошек с описанием первого случая элюороstrongyлиза у кошки на территории России // Российский паразитологический журнал. 2022. Т. 16. № 1. С. 17–32.

<https://doi.org/10.31016/1998-8435-2022-16-1-17-32>

© Панова О. А., Хрусталеv А. В., Порфирьева Л. Ю., 2022

Original article

Review of pulmonary nematodoses of domestic cats with description of the first case of aelurostrongylosis in a cat in Russia

Olga A. Panova¹, Alexander V. Khrustalev², Larisa Y. Porfiryeva³

^{1,2}All-Russian Scientific Research Institute for Fundamental and Applied Parasitology of Animals and Plant – a branch of the Federal State Budget Scientific Institution “Federal Scientific Centre VIEV”, Moscow, Russia

³Kalininskaya District Veterinary Clinic of the Station for Combating Animal Diseases of the South-Eastern District of Moscow of the State Budgetary Institution “Mosvetobedinenie”, Moscow, Russia

¹panova@vniigis.ru

²akhrustalev@yandex.ru

Abstract

The purpose of the research is to outline the current state of the problem of pulmonary nematodoses of domestic cats, to draw the attention of veterinarians to it, to raise their awareness of the peculiarities of methods for diagnosing these helminthoses.

Materials and methods. The literature data on the distribution, species composition, differential morphology, biology, pathogenic influence, methods of diagnostics of the causative agents of pulmonary nematodes in cats are analyzed. When describing a case of aelurostrongylosis in a kitten, its clinical state was observed, general clinical and biochemical blood tests, diagnostics of viral infections, and ultrasound examination of the abdominal cavity were carried out. Parasitological examination of feces was carried out by the flotation method and by the method of Berman.

Results and discussion. The review of the world literature on pulmonary nematodes of domestic cats is carried out. Most pathogens are represented by species of several families of metastrongyloids, the most common and clinically significant representatives are: *Aelurostrongylus abstrusus* (family Angiostrongylidae), *Troglostrongylus brevior* (Crenosomatidae), *Oslerus rostratus* (Filaroididae). Also in the respiratory system of cats can be parasitized *Eucoleus aerophilus* (Trichurida: Capillariidae) and *Metathelazia massinoi* (Spirurida: Pneumospiruridae). The first Russian case of aelurostrongylosis in a domestic cat is described. The larvae of the first stage of pulmonary nematodes of the species *Aelurostrongylus abstrusus* were found in the study of feces according to the Berman method in a homeless 3-month-old kitten from the Moscow region. The number of larvae was 104 per gram of feces. The size of the larvae was 360–380 μm in length, the tail end had a characteristic structure – a double bend in the shape of the letter “S”, a dorsal spine-like outgrowth and a ventral notch. For veterinary practice, it is recommended that, in the presence of clinical signs of respiratory system damage in cats at risk (free-walking animals, kittens, street cats), pulmonary nematodes should be included in the differential diagnosis using appropriate diagnostic tests.

Keywords: pulmonary nematodoses, *Aelurostrongylus abstrusus*, aelurostrongylosis, domestic cat, pulmonary nematodes, *Troglostrongylus brevior*, *Oslerus rostratus*, *Eucoleus aerophilus*

Financial Disclosure: none of the authors has financial interest in the submitted materials or methods.

There is no conflict of interests

For citation: Panova O. A., Khrustalev A. V., Porfiryeva L. Y. Review of pulmonary nematodoses of domestic cats with description of the first case of aelurostrongylosis in a cat in Russia. *Rossiyskiy parazitologicheskiy zhurnal = Russian Journal of Parasitology*. 2022; 16(1): 17–32. (In Russ.).

<https://doi.org/10.31016/1998-8435-2022-16-1-17-32>

© Panova O. A., Khrustalev A. V., Porfiryeva L. Y., 2022

Введение

Респираторные паразиты, поражающие домашних кошек, привлекают все большее внимание в клинической практике [54]. Более частое выявление болезней легких паразитарной этиологии у кошачьих может быть связано с увеличением распространенности возбудителей, расширением их географического ареала, повышением осведомленности о возбудителях или сочетанием этих факторов [53]. Определенную роль в распространении паразитов может играть передача возбудителей между дикими и домашними животными, что приводит к появлению у домашних кошек паразитов, которыми, как считалось ранее, поражаются только дикие животные [22]. В качестве примеров можно привести нематод *Troglostrongylus brevior*, считавшихся типичными для лисиц или *Oslerus rostratus*, ранее регистрируемых лишь у европейских диких кошек. Эти гельминты оказывают серьезное влияние на здоровье животных, вызывая потенциально смертельные заболевания у домашних кошек [19, 22, 55].

На территории РФ легочные нематоды регистрируют до сих пор только у диких кошачьих. Сведения об их обнаружении у домашних кошек в известной нам литературе отсутствуют. Несмотря на то, что ареалы многих возбудителей респираторных паразитозов распространяются на территорию страны, данные заболевания на практике не диагностируются, что, очевидно, объясняется недостаточной осведомленностью ветеринарных работников, а также особенностями методов их диагностики.

Цель настоящей статьи – постараться восполнить этот пробел.

Большинство возбудителей легочных нематодозов кошачьих представлено видами нескольких семейств метастронгилоидей. Наиболее распространенными и клинически значимыми их представителями являются *Aelurostrongylus abstrusus* (сем. *Angiostrongylidae*), *Troglostrongylus brevior*, *T. subcrenatus* (*Crenosomatidae*), *Oslerus rostratus* (*Filaroididae*). Также, в дыхательной системе у кошек могут паразитировать нематоды, принадлежащие другим систематическим группам: *Eucoleus aerophilus* (*Trichurida*: *Capillariidae*) и *Metathelazia massinoi* (*Spirurida*: *Pneumospiruridae*) [9, 11, 21, 49].

Элюростронгилез

Традиционно наиболее значимым респираторным паразитом домашних кошек с точки зрения географического распространения и клинической значимости во всем мире считается *Aelurostrongylus abstrusus* [54, 55].

Взрослые паразиты локализуются в терминальных бронхиолах и альвеолярных ходах окончательного хозяина. Самки *A. abstrusus* имеют длину от 9 до 12 мм; отверстие вульвы находится рядом с анальным отверстием. Самцы меньше по размеру, от 4 до 6 мм в длину, имеют небольшую бурсу и относительно короткие и толстые спиккулы. Толщина нематод 54–80 мкм. При наблюдении в свежей легочной ткани нематоды имеют цвет от темно-коричневого до черного. Самки откладывают яйца внутрь альвеолярных протоков и окружающих альвеол, где из яиц вылупляются личинки. Личинки с бронхиальной слизью поднимаются до гортани и глотки, проглатываются и выделяются с фекалиями. Личинки имеют размеры 360–415 мкм в длину, 18,5 мкм в ширину. Хвостовой конец с характерным дорсальным шипом [11, 54]; головной конец закруглен, имеет терминальное ротовое отверстие. Хвост личинок изогнут S-образно с шишковидными выступами [9, 15, 54].

Промежуточными хозяевами являются улитки и слизни, у которых личинки первой стадии (L1) развиваются до инфекционных личинок третьей стадии (L3) [9, 42]. В цикл развития гельминта включаются резервуарные (паратенические) хозяева, такие как лягушки, ящерицы, птицы или грызуны [3, 11], поедание которых кошками наиболее вероятно [11]. Проглоченные личинки третьей стадии мигрируют к легким через кровеносные сосуды [51]. Самки начинают откладывать яйца через 25 сут после заражения, а личинок в фекалиях обнаруживают через 39 сут после заражения хозяина [32].

Нематоды *A. abstrusus* распространены по всему миру и могут заражать домашних кошек независимо от их среды обитания, образа жизни, пола и породы. Животные, живущие в помещениях и не имеющие доступа в окружающую среду, находятся в положении меньшего риска заразиться. Кошки, имеющие возможность свободного выгула, особенно молодые и обладающие выраженными охотничьими инстинктами, имеют повышенный риск заражения *A. abstrusus* [18, 37, 60].

В Европе легочные нематоды *A. abstrusus* у домашних кошек хорошо известны. Их неоднократно отмечали в Болгарии [52], Хорватии [36], Румынии [44], Албании [40], Венгрии [18], Португалии [47, 48]. Зараженность кошек колеблется от 1% в Испании [45] до 35,9% в Италии [19]. Особенно часто инвазию регистрируют у бродячих кошек, зараженность которых может достигать 50% [40]. Элюростронгилез широко распространен среди европейских диких кошек (*Felis silvestris silvestris*) – 63%, также данный гельминтоз зарегистрирован у каракала, льва и сервала в заповедниках Южной Африки [31].

На территории РФ до настоящего времени нематоды *A. abstrusus* были отмечены только у диких кошачьих. У амурских тигров Дальнего Востока [1, 7, 8] зараженность ими достигает 13,6% [1]. При копрологическом обследовании амурских леопардов личинки гельминта были найдены в 2,5% проб [1, 29]. Также, *A. abstrusus* регистрировали у лесных котов Кавказского заповедника [6], у плотоядных Среднего Поволжья [5].

Элюростронгилез кошек может протекать бессимптомно или проявляться симптомами поражения респираторного тракта: кашлем, хрипом, чиханием, выделениями из носа, одышкой, дыханием с открытым ртом, летаргией, депрессией и анорексией [31, 54, 58, 59]. Иногда заболевание может оказаться опасным для жизни, особенно в отсутствие терапевтического вмешательства, у молодых кошек или кошек с ослабленным иммунитетом [25]. При экспериментальном заражении у кошек, зараженных 100 личинками, наблюдали ранние рентгенологические изменения через 2 недели после заражения. Наиболее тяжелые симптомы заболевания были отмечены через 5–15 недель после заражения. Однако, обычно клинические симптомы при элюростронгилезе незначительны и *A. abstrusus* описывают как возбудитель, способный к самоограничению – «self-limiting parasite» [50, 58].

Троглостронгилез

До недавнего времени считалось, что нематоды рода *Troglostrongylus* паразитируют исключительно у диких кошачьих. Однако, в последнее десятилетие выяснилось, что и домашние кошки могут заражаться, по крайней мере, двумя видами гельминтов этого рода, *T. brevior* и *T. subcrenatus*.

Взрослые троглостронгилы локализуются в бронхах и бронхиолах. В отличие от *A. abstrusus*, у самок *Troglostrongylus* вульва расположена близ середины тела, а самцы имеют длинные тонкие спиккулы. Размеры *T. brevior* составляют от 5 до 13 мм в длину, *T. subcrenatus* более крупные, от 10 до 23 мм [16, 54]. Цикл развития подробно изучен у вида *T. brevior*. Личинки L1 выделяются с фекалиями, они имеют в длину $339,3 \pm 14,1$ мкм, толщину $18,6 \pm 1$ мкм. Головной конец заостренный с субтерминально расположенным ротовым отверстием; хвост постепенно сужается, заостренный, с выраженным дорсальным кутикулярным шипом и более мелким вентральным [12, 32]. *T. brevior* имеет непрямой жизненный цикл, аналогичный жизненному циклу *A. abstrusus*, при этом наземные моллюски служат промежуточными хозяевами, а мелкие млекопитающие (например, мыши) – паратеническими [9]. Экспериментально доказано, что личинки *T. brevior* могут также напрямую передаваться от зараженной самки ее помету [13].

Эпидемиологические данные указывают на то, что *T. brevior* является второй по частоте диагностирования легочной нематодой у домашних кошек в Европе. Дикие кошки предполагаются как естественные хозяева, поддерживающие природный очаг заболевания [16].

В РФ *T. brevior* был найден у рыси в Кировской области [4]. Это наиболее северная зарегистрированная точка ареала вида. На территории бывшего СССР были описаны виды *T. assadovi* Sadykhov, 1952 от рыси и камышового кота в Азербайджане и Узбекистане, также *T. badanini* Muminov, 1964 от камышового кота в Узбекистане. В настоящее время данные виды рассматриваются в качестве синонимов *T. brevior* [2].

Другой вид троглостронгиллов *T. subcrenatus* (Railliet and Henry, 1913) Fitzsimmons, 1964 встречается гораздо реже; до сих пор он был зарегистрирован только у двух кошек: в Малави и на Сицилии [12]. Жизненный цикл *T. subcrenatus*, вероятно, схож с *T. brevior*. Описанные личинки первой стадии этого вида из фекалий имели в длину 280 ± 18 мкм, в ширину 16 ± 2 мкм, заостренный хвост с типичными дорсальными и вентральными кутикулярными шипами [12].

Клиническая картина при троглостронгилезах отличается повреждением большей части

легких, нарушением работы, т. е., клиническая картина более выражена и течение тяжелое [11]. Из-за большого размера взрослых гельминтов и их локализации *T. brevior* считают более патогенным, чем *A. abstrusus*. У естественно зараженных кошек были зарегистрированы тяжелые респираторные симптомы, включая кашель, одышку и чихание. Летальные исходы зарегистрированы, в основном, у котят [16, 35]. При этом регистрируют сочетанное протекание *A. abstrusus* и *T. brevior*: в Италии 12,5%, в Греции 2,7% случаев [19].

Ослероз

Возбудители заболевания, нематоды *Oslerus rostratus* (Gerichter, 1949) Anderson, 1978 (син. *Filaroides rostratus*, *Anafilaroides rostratus*), паразиты диких кошачьих, которые иногда заражают домашних кошек. Гельминты локализуются в подслизистой оболочке бронхов и в перибронхиальных тканях. Взрослые самцы имеют длину 28–37 мм, самки – 48–64 мм. Личинки L1 выделяются с фекалиями, их размер составляет 335–412 мкм; ротовое отверстие у них расположено терминально и окружено кутикулярным кольцом, имеющим дорсальный и вентральный выступы. Жизненный цикл сходен с другими представителями метастронгилоидей кошачьих, промежуточными хозяевами являются сухопутные моллюски, в которых развиваются инвазионные личинки третьей стадии. Для вида свойственен резервуарный паразитизм; в качестве паратенических хозяев выступают различные мелкие позвоночные. Развитие гельминтов в дефинитивном хозяине характеризуется длительным периодом созревания, составляющим 70–80 сут [11].

Распространение ослероза приурочено к регионам с теплым климатом. Первоначально вид *O. rostratus* был описан на Ближнем Востоке. У домашних кошек он впоследствии был зарегистрирован в США, Шри-Ланке на Гавайях, на островах Средиземного моря, также в странах Южной и Центральной Европы: Италии, Испании, Франции, Венгрии [11, 14, 32, 33, 38, 37, 43, 61].

В отличие от других легочных гельминтов кошек, ослероз регистрируют только у более взрослых животных не моложе 6 мес. При естественном заражении животные, как правило, не обнаруживают выраженных клинических симптомов. Патологоанатомические

изменения в легких проявляются в форме локального периллюминального фиброза, гиперплазии слизистой оболочки и железистой гипертрофии бронхов [15].

Эуколеоз (капилляриоз легких)

Возбудители легочного капилляриоза нематоды *Eucoleus aerophilus* (син. *Capillaria aerophila*, *Thominx aerophilus*) не являются специфическими паразитами кошачьих; они могут заражать очень широкий круг хозяев, преимущественно, хищных млекопитающих; известны случаи заражения людей.

Гельминты локализуются на слизистой оболочке трахеи и крупных бронхов. Взрослые нематоды нитевидные, белого цвета, длиной: самки 20–30 мм, самцы 15–20 мм; толщиной 60–150 мкм. Змеевидно извитые паразиты хорошо различимы при аутопсии на поверхности слизистой оболочки невооруженным глазом или при небольшом увеличении. Эуколеусы имеют прямой жизненный цикл, либо с факультативным участием промежуточных (или паратенических) хозяев – дождевых червей. Самки отрождают незембрионированные яйца, которые с фекалиями животного выделяются во внешнюю среду. Яйца размером 60-65 × 25-40 мкм, имеют бочкообразную форму и асимметричные биполярные пробочки без утолщения у основания; внешняя оболочка сетчатая [57]. Срок развития яиц до инвазионной стадии составляет 1–2 мес. Животные заражаются при проглатывании присутствующих в почве яиц или при поедании инвазированных дождевых червей [54].

Эуколеоз имеет глобальное распространение. На территории РФ гельминтоз регистрируют повсеместно, главным образом, у диких хищников. Как показали исследования, *E. aerophilus* одновременно заражаются домашние и дикие животные на одной и той же территории [21, 24].

При невысокой интенсивности инвазии заболевание протекает практически бессимптомно. В случае массового заражения наблюдают признаки трахеита, бронхита, сопровождающиеся одышкой, хроническим кашлем и исхуданием.

Редкие и малоизученные гельминтозы

Некоторые виды легочных нематод у кошек известны лишь по единичным находкам. Данные виды являются специфическими пара-

зитами кошачьих, и их распространение при более внимательных исследованиях может оказаться шире, чем принято считать сегодня.

Одним из таких видов является *Angiostrongylus chabaudi*. Это кардиопульмональный гельминт, локализующийся в легочных сосудах и в правом сердце. Впервые он был описан в 1957 г. у лесного кота в Центральной Италии, и до недавнего времени больше не регистрировался. Но, начиная с 2014 г. *A. chabaudi* были найдены у диких кошек в Германии, Италии, Греции, Румынии, Болгарии, Боснии и Герцеговине [19, 34]. Также было описано два случая инвазии у домашних кошек, где при вскрытии были обнаружены незрелые нематоды в легочных артериях без личинок L1 в фекалиях. Биология *A. chabaudi* изучена слабо. Известно, что личинки (L1) паразита выделяются с фекалиями, их размер 362-400 × 15-18,5 мкм, хвост S-образно изогнут, с дорсальным шипом [27, 28]. Развитие личинок до инвазионной стадии проходит в сухопутных моллюсках *Cornu aspersum* [20]. Участие в жизненном цикле паразитических хозяев неизвестно. Патологические изменения при ангиостронгилезе кошек выражаются в гранулематозной пневмонии, кровоизлияниях в паренхиме легких, альвеолярной эмфиземе, субэндотелиальных инфильтратах и отеках, тромбозе и гиперплазии легочных артерий.

Metathelazia massinoi (син. *Vogeloides massinoi*, *Osleroides massinoi*). В 1933 г. Давтян описал новый вид нематод, которых он обнаружил в бронхиолах у 30 из 100 исследованных домашних кошек в Армении [23]. По описанию автора, это нитевидные паразиты белого цвета длиной: самцы 8–14 мм, самки 26–40 мм. Зрелые яйца в матках самок содержат сформированную личинку. Повторно данный вид был зарегистрирован лишь однажды у лесной кошки в Болгарии [62]. Биология паразита не изучена.

Диагностика

Легочные гельминты кошек клинически проявляются схожими признаками с бактериальными инфекциями, респираторными микозами, бронхиальной астмой, инородными телами и новообразованиями в дыхательных путях. Кроме того, лечение некоторых легочных патологий кортикостероидами и/или

бронходилататорами (бронхиальная астма) может привести к клиническому улучшению при легочных нематодах, что терапевтически подтвердит ложный диагноз [46]. Рентгенографические исследования не являются патогномоничными [30, 49].

Основным и наиболее надежным способом диагностики гельминтозов является обнаружение расселительных стадий их возбудителей (личинок, яиц), выделяющихся во внешнюю среду. Выбор диагностического метода должен осуществляться с учетом особенностей биологии разных видов гельминтов. Для выявления свободных личиночных стадий нематод нативные мазки фекалий, методы осаждения и флотации, традиционно применяемые в качестве лабораторной диагностики гельминтозов кошек, в большинстве случаев ненадежны из-за недостаточного размера образца, низкой чувствительности и искажения морфологии личинок концентрированными растворами солей [11].

Золотым стандартом диагностики элюстронгилеза, троглостронгилеза, ангиостронгилеза и ослероза кошек, для которых характерно наличие свободных личинок L1, является исследование фекалий методом Бермана в различных модификациях [41]. Личинки могут быть обнаружены и в других образцах: транстрахеальном аспирате, мазках из трахеи, бронхоальвеолярном лаваже. Однако, для взятия проб из дыхательных путей требуется седация или анестезия, и эти процедуры могут не выявить личинок при низкой интенсивности инвазии [56]. Для дифференциации видов личинок принимают во внимание их размеры, а также детали морфологии головного и хвостового концов (табл., рис. 1). В мазках из трахеи могут быть обнаружены также яйца *E. aerophilus* (рис. 2).

Флотационный метод применяют для диагностики эуколеоза. Яйца *E. aerophilus*, обладая сравнительно небольшим удельным весом, хорошо поднимаются стандартными флотационными растворами. Однако, следует иметь в виду, что в связи с относительно малой плодовитостью данного вида нематод (по сравнению, например, с токсокарами) при низкой интенсивности инвазии есть вероятность ложноотрицательного результата анализа. Яйца *E. aerophilus* следует диффе-

Таблица [Table]

Морфометрические признаки личинок первого возраста (L1) основных видов легочных нематод кошек [39]
[Morphometric characters of first instar larvae (L1) of the main species of feline lung nematodes [39]]

Вид [Specie]	Длина, мкм [Length, μm]	Головной конец [Head end]	Хвост [Tail]
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	360–410	Закругленный, терминальное ротовое отверстие [Rounded, terminal mouth opening]	Изогнутый S-образно, с отчетливыми шишковидными выступами [Curved in an S-shape, with distinct pineal protrusions]
<i>Troglostrongylus brevior</i>	300–360	Заостренный, субтерминальное ротовое отверстие [Pointed, subterminal mouth opening]	С перетяжкой перед концом и двумя шиповидными выступами [With constriction in front of the end and two spike-like protrusions]
<i>Oslerus rostratus</i>	330–410	Терминальное ротовое отверстие, окруженное кутикулярным кольцом с дорсальным и вентральным выступами [Terminal mouth opening surrounded by a cuticular ring with dorsal and ventral projections]	Постепенно сужается к концу, глубокая дорсальная и более мелкая вентральная вырезка [Gradually tapering towards the end, deep dorsal and shallower ventral notch]

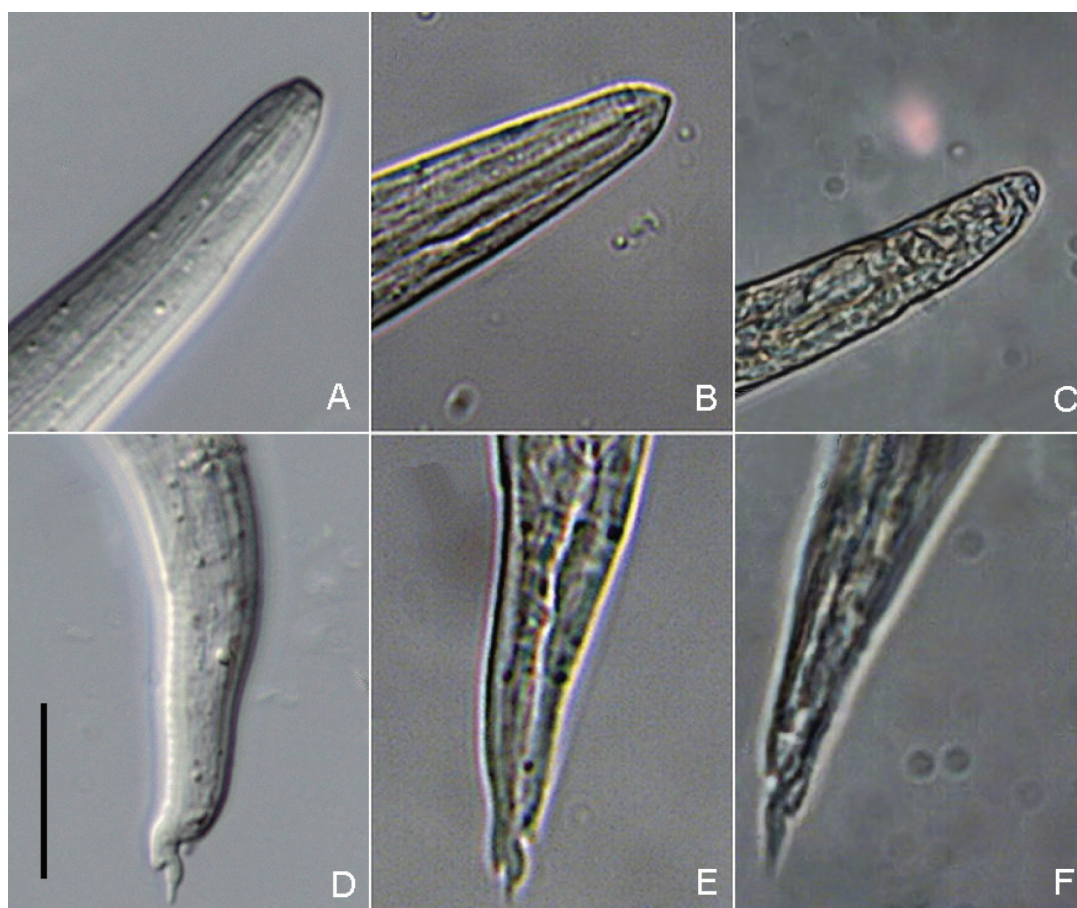


Рис. 1. Морфология головных (A, B, C) и хвостовых (D, E, F) концов личинок первой стадии основных видов легочных нематод кошек:

A, D – *Aelurostrongylus abstrusus*; B, E – *Troglostrongylus brevior*; C, F – *Oslerus rostratus* (масштабная линейка 20 мкм). Фото B, C, E, F из [33] по лицензии CC BY.

Fig. 1. Morphology of the head (A, B, C) and tail (D, E, F) ends of the larvae of the first stage of the main species of feline pulmonary nematodes:

A, D – *Aelurostrongylus abstrusus*; B, E – *Troglostrongylus brevior*; C, F – *Oslerus rostratus* (scale bar 20 μm). Photo B, C, E, F from [33] under license CC BY.



Рис. 2. Яйцо *Eucoleus aerophilus*
(масштабная линейка 20 мкм)

Fig. 2. Egg of *Eucoleus aerophilus*
(scale bar 20 µm)

ренцировать от случайно попавших с мочой яиц *Pearsonema feliscati* (= *Capillaria feliscati*), паразитирующих в мочевом пузыре, а также от яиц, изредка встречающихся у кошек *Aonchotheca putorii* (= *Capillaria putorii*).

Относительно прижизненной диагностики заражения метателазиями литературные данные отсутствуют. По аналогии с другими спинуридами можно предположить, что яйца этого вида гельминтов достаточно тяжелые, и для их обнаружения может потребоваться применение методов седиментации, либо использование флотационных растворов с высокой плотностью.

В последние годы для диагностики легочных нематодозов кошек был предложен ряд дополнительных специфических диагностических тестов. Разработанный иммунофлуоресцентный тест на антитела к *A. abstrusus* в сыворотках как экспериментально, так и спонтанно инвазированных кошек, показал многообещающую чувствительность и специфичность [17].

Генетическая идентификация дуплексной полимеразной цепной реакцией (ПЦР), основанная на маркерах внутреннего транскрибируемого спейсера 2 (ITS2) рДНК, была разработана для идентификации L1 *A. abstrusus* и *T. brevior* в фекалиях и показала свою эффективность при смешанных инвазиях [10]. ПЦР-анализ, специфичный для *A. abstrusus*, был изучен на разных образцах фекалий (фекалии; надосадочная жидкость после флотации; осадок, полученный мето-

дом Бермана) и мазков из глотки инвазированных кошек. Метод показал 100%-ную специфичность и 97%-ную чувствительность и позволил выявить инвазированных кошек, которые копромикроскопически показали отрицательный результат [59]. Эти данные продемонстрировали, что мазок из глотки является наиболее подходящим образцом для молекулярной диагностики элюоростронгилеза как с точки зрения экспериментальной чувствительности, так и с точки зрения практичности (сбора материала и его последующей обработки) [26, 59]. Однако, в настоящее время окончательная диагностика легочных нематод возможна только с применением копромикроскопии или исследования смывов с дыхательных путей [54].

Случай элюоростронгилеза у домашней кошки

Бездомный котенок 3-месячного возраста из Московской области в течение двух недель содержался в приюте для кошек. Поступил в ветклинику с жалобами на исхудание и жидкий стул. При осмотре у котенка температура в норме, отмечено вздутие живота, при аускультации хрипов нет. Было назначено исследование фекалий на паразитозы, сдача крови на стандартное общеклиническое и биохимическое исследования, панель вирусных инфекций кошек, ультразвуковое исследование брюшной полости.



Рис. 3. Личинка *A. abstrusus* из фекалий котенка
(масштабная линейка 50 мкм)

Fig. 3. Larva of *A. abstrusus* from kitten feces
(scale bar 50 µm)

При паразитологическом исследовании фекалий методом нативного мазка случайно обнаружено большое число личинок. При последующем копрологическом исследовании по методу Бермана были обнаружены личинки нематод в большом количестве; их число составило 104 экз. в 1 г фекалий. Размеры личинок составили 360–380 мкм в длину; хвостовой конец имел характерное строение – двойной изгиб в форме буквы «S», дорсальный шипообразный вырост и вентральную вырезку (см. рис. 1А, 1D, 3). Личинки были идентифицированы как личинки первой стадии (L1) легочных нематод вида *Aelurostrongylus abstrusus*.

Других возбудителей паразитозов обнаружено не было. В анализе крови котенка отклонений не наблюдали. Вирусные инфекции не подтверждены. При инструментальных исследованиях отклонений от нормы не обнаружено.

Данный клинический случай является первым случаем элуроstrongилеза у домашней кошки на территории России.

Заклучение

Анализ современной глобальной эпизоотологической ситуации по легочным нематодозам кошек позволяет сделать вывод о том, что данные паразитозы следует расценивать как недооцененные заболевания. Исследования последних лет, проведенные в странах Южной и Центральной Европы, указывают на гораздо более широкую их распространенность, чем было принято считать ранее. Отсутствие сведений о подобных заболеваниях в России, очевидно, связано с несовершенством их диагностики и недостаточной осведомленностью ветеринарных специалистов. Практикующим ветеринарным врачам рекомендуется при наличии клинических признаков поражения респираторной системы у кошек из группы риска (свободно гуляющие животные, котята, уличные кошки) включать в дифференциальную диагностику легочные нематодозы с использованием надлежащих диагностических тестов.

Список источников

1. Есаулова Н. В., Найденоко С. В., Рожнов В. В., Эрнандес-Бланко Х. А., Василевич Ф. И. Фауна гельминтов крупных кошачьих Дальнего Востока России // Материалы V научно-практической конферен-

ции Международной ассоциации паразитологов «Паразитарные системы и паразитоценозы животных». Изд-во: Витебская государственная академия ветеринарной медицины, 2016. С. 64-66.

2. Контримавичус В. Л., Делямуре С. Л., Боев С. Н. Основы нематодологии. Т. 26. Метастронгилоидеи домашних и диких животных. М.: Наука, 1976. 238 с.
3. Контримавичус В. Л., Делямуре С. Л. Основы нематодологии. Том. 29. Филяроидиды домашних и диких животных. М.: Наука, 1979. 156 с.
4. Масленникова О. В. Гельминтофауна промысловых животных в природных биоценозах Кировской области: дис. ... канд. биол. наук. М., 2005. 282 с.
5. Романов И. В. Эколого-фаунистическое изучение гельминтов плотоядных Среднего Поволжья с разработкой вопросов эпидемиологии важнейших гельминтозоонозов: автореф. дис. ... д-ра биол. наук. М., 1970. 31 с.
6. Рухлядев Д. П., Рухлядева М. И. Гельминтофауна кунных и других хищников Северо-Западного Кавказа // Тр. Кавказск. Заповедн. Майкоп, 1959. Вып. 5. С. 125-135.
7. Середкин И. В., Гудрич Д. М., Лыс Д., Микелл Д. Г., Есаулова Н. В., Коняев С. В. Инфекционные и эндопаразитарные заболевания амурского тигра // Вестник КрасГАУ. 2015. № 12. С. 185-191.
8. Серёдкин И. В., Есаулова Н. В., Транбенкова Н. А., Борисов М. Ю., Петруненко Ю. К., Мухачева А. С. Фауна гельминтов медведей и тигра на Дальнем Востоке России // Международная научно-практическая конференция «Инновационные технологии в ветеринарной медицине, животноводстве и природоохранном комплексе Дальневосточного региона». Уссурийск, 2012. С. 204-210.
9. Anderson R. C. Nematode parasites of vertebrates. Their development and transmission. Wallingford; CAB International, UK., 2000; 605-614. <https://doi.org/10.1079/9780851994215.0001>
10. Annoscia G., Latrofa M. S., Campbell B. E. Simultaneous detection of the feline lungworms *Troglostrongylus brevior* and *Aelurostrongylus abstrusus* by a newly developed duplex-PCR. *Vet Parasitol.* 2014; 199: 172-178. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.10.015>
11. Bowman D. D., Hendrix C. M., Lindsay D. S., Barr S. C. (Eds). *Feline Clinical Parasitology*. Wiley-Blackwell. 2008; 480.
12. Brianti E., Gaglio G., Giannetto S., Otranto D. et al. *Troglostrongylus brevior* and *Troglostrongylus subcrenatus* (Strongylida: Crenosomatidae) as agents of broncho-pulmonary infestation in domestic cats. *Parasites & Vectors.* 2012; 5(1): 178. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-5-178>.

13. Brianti E., Gaglio G., Napoli E. Evidence for direct transmission of the cat lungworm *Troglostrongylus brevior* (Strongylida: Crenosomatidae). *Parasitology*. 2013; 140: 821-824. <https://doi.org/10.1017/S0031182013000188>
14. Brianti E., Gaglio G., Napoli E. Feline lungworm *Oslerus rostratus* (Strongylida: Filaridae) in Italy: first case report and histopathological findings. *Parasitol Res*. 2014; 113: 3853-3857. <https://doi.org/10.1007/s00436-014-4053-z>
15. Brianti E., Giannetto S., Dantas-Torres F. Lungworms of the genus *Troglostrongylus* (Strongylida: Crenosomatidae): neglected parasites for domestic cats. *Vet. Parasitol*. 2014; 202: 104-112. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2014.01.019>
16. Brianti E., Varcasia A., Otranto D. *Troglostrongylus brevior*. *Trends in Parasitology*. 2021; 37 (6): 569-570. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2020.11.006>
17. Briggs K. R., Yaros J. P., Liotta J. L. Detecting *Aelurostrongylus abstrusus*-specific IgG antibody using an immunofluorescence assay. *J. Feline Med. Surg*. 2013; 15: 1114-1118. <https://doi.org/10.1177/1098612X13489977>
18. Capari B., Hamel D., Visser M., Winter R., Pfister K., Rehbein S. Parasitic infections of domestic cats, *Felis catus*, in western Hungary. *Veterinary Parasitology*. 2013; 192: 33-42. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2012.11.011>
19. Cesare A. D., Morelli S., Colombo M., Simonato G., Veronesi F., Marcer F., Diakou A., D'Angelosante R., Pantchev N., Psaralexi E., Traversa D. Is Angiostrongylosis a Realistic Threat for Domestic Cats? *Front Vet. Sci*. 2020; 7: 195. <https://doi.org/10.3389/fvets.2020.00195>
20. Colella V., Mutafchiev Y., Cavalera M. A., Giannelli A., Lia R. P., Dantas-Torres F., Otranto D. Development of *Crenosoma vulpis* in the common garden snail *Cornu aspersum*: implications for epidemiological studies. *Parasit. Vectors*. 2016; 9: 208. <https://doi.org/10.1186/s13071-016-1483-8>
21. Conboy G. A. Helminth parasites of the canine and feline respiratory tract. *Vet. Clin. North Am. Small Anim. Pract*. 2009; 39: 1109-1126. <https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2009.06.006>
22. Crisi P. E., Di Cesare A., Boari A. Feline troglostrongylosis: current epizootiology, clinical features, and therapeutic options. *Front Vet. Sci*. 2018; 5: 126. <https://doi.org/10.3389/fvets.2018.00126>
23. Davtian E. A. Ein neuer Nematode aus den Lungen der Hauskatze. *Osleroides massino*, nov. sp. *Deutsch. Tierarztl. Wochenschr*. 1933; 41 (24): 372-374.
24. Di Cesare A., Castagna G., Otranto D. Molecular detection of *Capillaria aerophila*, an agent of canine and feline pulmonary capillariosis. *J. Clin. Microbiol*. 2012; 50: 1958-1963. <https://doi.org/10.1128/JCM.00103-12>
25. Di Cesare A., Crisi P.E., Di Giulio E., Veronesi F., di Regalbono A.F., Talone T., Traversa D. Larval development of the feline lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* in *Helix aspersa*. *Parasitol. Res*. 2013; 112: 3101-3108. <https://doi.org/10.1007/s00436-013-3484-2>
26. Di Cesare A., di Regalbono A. F., Tessarin C. Mixed infection by *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus brevior* in kittens from the same litter in Italy. *Parasitol. Res*. 2014; 113: 613-618. <https://doi.org/10.1007/s00436-013-3690-y>
27. Diakou A., Migli D., Di Cesare A., Traversa D. et al. *Angiostrongylus chabaudi*: first description of the diagnostic stage and confirmation of European wildcat as definitive host. Conference: Fifth European Dirofilaria and Angiostrongylus Days, Parasites & Vectors. 2016; 10 (1): A39. 18-19.
28. Diakou A., Psalla D., Migli D., Di Cesare A., Youlatos D., Marcer F., Traversa D. First evidence of the European wildcat (*Felis silvestris silvestris*) as definitive host of *Angiostrongylus chabaudi*. *Parasitol. Res*. 2016; 115: 1235. <https://doi.org/10.1007/s00436-015-4860-x>
29. Esaulova N., Naidenko S., Rozhnov V., Vasilevich F., Hernandez-Blanco J. A., Poyarkov A., Karnaukhov A., Pavlova E. Helminths of rare feline species (Felidae) in Siberia and the Russian Far east. *Int. J. Res. Ayurveda Pharm*. 2017; 8 (2). <https://doi.org/10.7897/2277-4343.08267>
30. Foster S. F., Martin P. Lower respiratory tract infections in cats: reaching beyond empirical therapy. *J. Feline Med. Surg*. 2011; 3: 313-332. <https://doi.org/10.1016/j.jfms.2011.03.009>
31. Gavrilović P., Jovanović M., Gavrilović A., Nešić S. Fatal aelurostrongylosis in a kitten in Serbia. *Acta Parasitologica*. 2017; 62 (2): 488-491. <https://doi.org/10.1515/ap-2017-0058>
32. Gerichter C. B. Studies on the nematodes parasitic in the lungs of Felidae in Palestine. *Parasitology*. 1949; 39: 251-262. <https://doi.org/10.1017/s0031182000083827>
33. Giannelli A., Capelli G., Joachim A., Hinney B., Losson B. et al. Lungworms and gastrointestinal parasites of domestic cats: a European perspective. *International Journal for Parasitology*. 2017; 47: 517-528. <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijpara.2017.02.003>
34. Giannelli A., Kirkova Z., Abramo F., Latrofa M.S., Campbell B., Zizzo N., Cantacessi C., Dantas-

- Torres F, Otranto D. *Angiostrongylus chabaudi* in felids: New findings and a review of the literature. *Vet. Parasitol.* 2016; 228: 188-192. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2016.09.007>
35. Giannelli A., Passantino G., Ramos R.A., Lo Presti G., Lia R. P., Brianti E., Dantas-Torres F., Papadopoulos E., Otranto D. Pathological and histological findings associated with the feline lungworm *Troglostrongylus brevior*. *Vet. Parasitol.* 2014; 204: 416-419. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2014.05.020>
 36. Grabarevic Z., Curic S., Tustonja A., Artukovic B., Šimec Z., Ramadan K., Zivicnjak T. Incidence and regional distribution of the lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* in cats in Croatia. *Veterinarski Arhiv.* 1999; 69: 279-287.
 37. Headley S. A. *Aelurostrongylus abstrusus* induced pneumonia in cats: pathological and epidemiological findings of 38 cases (1987–1996). *Semin Ciênc Agrár.* 2005; 26: 373-380. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2005v26n3p373>.
 38. Juste R. A., Garcia A. L., Mencia L. Mixed infestation of a domestic cat by *Aelurostrongylus abstrusus* and *Oslerus rostratus*. *Angew Parasitol.* 1992; 33: 56-60.
 39. Kiszely S., Gyurkovszky M., Solymosi N., Farkas R. Survey of lungworm infection of domestic cats in Hungary. *Acta Veterinaria Hungarica.* 2019; 67 (3): 407-417. <https://doi.org/10.1556/004.2019.041>
 40. Knaus M., Kusi I., Rapti D., Xhaxhiu D., Winter R., Visser M., Rehbein S. Endoparasites of cats from the Tirana area and the first report on *Aelurostrongylus abstrusus* (Railliet, 1898) in Albania. *The Wiener Klinische Wochenschrift.* 2011; 123: 31-35. <https://doi.org/10.1007/s00508-011-1588-1>
 41. Lacorcia L., Gasser R. B., Anderson G. A. Comparison of bronchoalveolar lavage fluid examination and other diagnostic techniques with the Baermann technique for detection of naturally occurring *Aelurostrongylus abstrusus* infection in cats. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 2009; 235: 43-49. <https://doi.org/10.2460/javma.235.1.43>.
 42. López C., Panadero R., Paz A. Larval development of *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda, Angiostrongylidae) in experimentally infected *Cerneuella (Cerneuella) virgata* (Mollusca, Helicidae). *Parasitol. Res.* 2005; 95: 13-16. <https://doi.org/10.1007/s00436-004-1244-z>.
 43. Millán J., Casanova J. C. High prevalence of helminth parasites in feral cats in Majorca Island (Spain). *Parasitol. Res.* 2009; 106: 183-188. <https://doi.org/10.1007/s00436-009-1647-y>
 44. Mircean V., Titilincu A., Vasile C. Prevalence of endoparasites in household cat (*Felis catus*) populations from Transylvania (Romania) and association with risk factors. *Vet. Parasitol.* 2010; 171: 163-166. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.03.005>
 45. Miro G., Montoya A., Jimenez S., Frisuelos C., Mateo M., Fuentes I. Prevalence of antibodies to *Toxoplasma gondii* and intestinal parasites in stray, farm and household cats in Spain. *Vet. Parasitol.* 2004; 126: 249-255. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2004.08.015>
 46. Murad B., Yankova S., Shiron M., Tonev A., Iliev P., Kirkova Z., Tsachev I. Clinical cases of *Aelurostrongylus abstrusus* and feline immunodeficiency virus co-infection in cats. *Tradition and modernity in veterinary medicine.* 2019; 4: 1(6): 46-50.
 47. Nabais J., Margarida A.A., Gomes L., da Silva J. F., Nunes T., Vicente G., de Carvalho L. M. *Aelurostrongylus abstrusus* in cats and *Angiostrongylus vasorum* in dogs from Lisbon, Portugal. *Acta Parasitológica Portuguesa.* 2014; 20 (1/2): 35-40.
 48. Payo-Puente P., Botelho-Dinis M., Carvaja Uruena A. M., Payo-Puente M., Gonzalo-Orden J. M., Rojo-Vazquez F. A. Prevalence study of the lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* in stray cats of Portugal. *Journal of Feline Medicine and Surgery.* 2008; 10: 242-246. <https://doi.org/10.1016/j.jfms.2007.12.002>
 49. Pechman R. D. Respiratory parasites. In: Shering R. G. (eds). *The cat: diseases and clinical management.* 2nd ed. New York: Churchill Livingstone, 1994; 613-622.
 50. Pennisi M. G., Netta P. P., Giannetto S. Lungworm disease in cats caused by *Aelurostrongylus abstrusus*. *Tijdschr Diergeneeskd.* 1995; 120: 263-266.
 51. Rassouli M., Ghaderi J., Goudarzi A., Sabouri S. *Aelurostrongylus abstrusus* in a stray cat's blood stream. *Comparative Clinical Pathology.* 2014; 24 (4). <https://doi.org/10.1007/s00580-014-1979-6>
 52. Stoichev I., Sherkov S., Halachev M. Pathology of cats from a region of Bulgaria with human endemic nephropathy. *Journal of Comparative Pathology.* 1982; 92: 99-107. [https://doi.org/10.1016/0021-9975\(82\)90045-7](https://doi.org/10.1016/0021-9975(82)90045-7)
 53. 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; <https://doi.org/10.3389/fvets.2014.00011>

54. *Traversa D., Di Cesare A.* Diagnosis and management of lungworm infections in cats. Cornerstones, dilemmas and new avenues. *Journal of Feline Medicine and Surgery*. 2016; 18: 7-20. <https://doi.org/10.1177/1098612X15623113>
55. *Traversa D., Di Cesare A.* Feline lungworms: what a dilemma. *Trends Parasitol.* 2013; 29: 423-430. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2013.07.004>
56. *Traversa D., Di Cesare A., Conboy G.* Canine and feline cardiopulmonary parasitic nematodes in Europe: emerging and underestimated. *Parasit. Vectors.* 2010; 3: 62. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-3-62>
57. *Traversa D., Di Cesare A., Lia R. P.* New insights into morphological and biological features of *Capillaria aerophila* (Trichocephalida, Trichuridae). *Parasit. Res.* 2011; 109 (1): S97-104. <https://doi.org/10.1007/s00436-011-2406-4>
58. *Traversa D., Guglielmini C.* Feline aelurostrongylosis and canine angiostrongylosis: a challenging diagnosis for two emerging verminous pneumonia infections. *Vet. Parasitol.* 2008; 157: 163-174. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2008.07.020>
59. *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. <https://doi.org/10.1128/JCM.01612-07>
60. *Traversa D., Lia R. P., Iorio R.* Diagnosis and risk factors of *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda, Strongylida) infection in cats from Italy. *Vet. Parasitol.* 2008; 153: 182-186. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2008.01.024>
61. *Varcasia A., Brianti E., Tamponi C.* Simultaneous infection by four feline lungworm species and implications for the diagnosis. *Parasitol. Res.* 2015; 114: 317-321. <https://doi.org/10.1007/s00436-014-4207-z>
62. *Yanchev Y., Genov T.* Helminth fauna of the wild cat, *Felis silvestris* Schreb., in Bulgaria. *Khel'mintologiya.* 1978; 6: 81-101 (in Bulg. Russ, arid Engl, summ.)
63. *Zajac A. M., Conboy G. A.* *Veterinary clinical parasitology.* 8rd edn. Wiley-Blackwell, Chichester., 2012; 368.

Статья поступила в редакцию 15.11.2021; принята к публикации 15.01.2022

Об авторах:

Панова Ольга Александровна, Всероссийский научно-исследовательский институт фундаментальной и прикладной паразитологии животных и растений – филиал Федерального государственного бюджетного научного учреждения «Федеральный научный центр – Всероссийский научно-исследовательский институт экспериментальной ветеринарии имени К. И. Скрябина и Я. Р. Коваленко Российской академии наук» (117218, г. Москва, ул. Б. Черемуш-кинская, 28), Москва, Россия, кандидат биологических наук, e-mail: panova@vniigis.ru

Хрусталеv Александр Валерьевич, Всероссийский научно-исследовательский институт фундаментальной и прикладной паразитологии животных и растений – филиал Федерального государственного бюджетного научного учреждения «Федеральный научный центр – Всероссийский научно-исследовательский институт экспериментальной ветеринарии имени К. И. Скрябина и Я. Р. Коваленко Российской академии наук» (117218, г. Москва, ул. Б. Черемуш-кинская, 28), Москва, Россия, e-mail: akhrustalev@yandex.ru

Порфирьева Лариса Юрьевна, Калининская участковая ветеринарная лечебница СБЖ ЮВАО г. Москвы ГБУ «Мос-ветобъединение» (111020, г. Москва, Юрьевский пер., 19), Москва, Россия

Вклад соавторов:

Панова Ольга Александровна – исследование материала, обзор публикаций по теме статьи, написание текста рукописи.

Хрусталеv Александр Валерьевич – определение возбудителя, анализ полученных данных, подготовка фотоматериалов, разработка дизайна рукописи, написание текста рукописи.

Порфирьева Лариса Юрьевна – получение материала для анализа, первичное определение возбудителя, подготовка разделов рукописи.

Авторы прочитали и одобрили окончательный вариант рукописи.

References

1. Esaulova N. V., Naidenko S. V., Rozhnov V. V., Hernandez-Blanco H. A., Vasilevich F. I. Fauna of large feline helminths of the Russian Far East. *Materialy V nauchno-prakticheskoy konferentsii Mezhdunarodnoy assotsiatsii parazitosenologov «Parazitarnyye sistemy i parazitotsenozy zhivotnykh» = Materials of the V scientific-practical conference of the International Association of Parasitocenologists "Parasitic systems and parasitocenosis of animals"*. Publisher: Vitebsk State Academy of Veterinary Medicine. 2016; 64-66. (In Russ.)
2. Kontrimavichus V. L., Delyamure S. L., Boev S. N. Fundamentals of nematology. Volume 26. Metastrongyloids of domestic and wild animals. Moscow, Nauka, 1976; 238 (In Russ.)
3. Kontrimavichus V. L., Delyamure S. L. Fundamentals of nematology. Filaroidids of domestic and wild animals. Ed. K. M. Ryzhikov. Moscow, Nauka, 1979; 29: 156 (In Russ.)
4. Maslennikova O. V. Helminth fauna of game animals in natural biocenoses of the Kirov region: diss. ... cand. biol. sciences. Moscow, 2005; 282. (In Russ.)
5. Romanov I. V. Ecological and faunistic study of carnivorous helminths of the Middle Volga region with the development of issues of the epidemiology of the most important helminthic zoonoses: authoref. dis. ... doc. biol. sciences. Moscow, 1970; 31. (In Russ.)
6. Rukhlyadev D. P., Rukhlyadeva M. I. Helminth fauna of mustelids and other predators of the Northwestern Caucasus. *Trudy Kavkazskogo Zapovednika = Proceedings of the Caucasian Reserve*. Maykop, 1959; 5: 125-135. (In Russ.)
7. Seredkin I. V., Goodrich D. M., Llis D., Mikell D. G., Esaulova N. V., Konyaev S. V. Infectious and endoparasitic diseases of the Amur tiger. *Vestnik KrasGAU = Bulletin of KrasGAU*. 2015; 12: 185-191. (In Russ.)
8. Seryodkin I. V., Esaulova N. V., Tranbenkova N. A., Borisov M. Yu., Petrunenko Yu. K., Mukhacheva A. S. Fauna of bears and tigers helminths in the Russian Far East. *Mezhdunarodnaya nauchno-prakticheskaya konferentsiya «Innovatsionnyye tekhnologii v veterinarnoy meditsine, zhivotnovodstve i prirodookhrannom komplekse Dal'nevostochnogo regiona» = International scientific and practical conference "Innovative technologies in veterinary medicine, animal husbandry and the environmental complex of the Far East region"*. Ussuriysk, 2012; 204-210. (In Russ.)
9. Anderson R. C. Nematode parasites of vertebrates. Their development and transmission. Wallingford; CAB International, UK., 2000; 605-614. <https://doi.org/10.1079/9780851994215.0001>
10. Annoscia G., Latrofa M. S., Campbell B. E. Simultaneous detection of the feline lungworms *Troglostrongylus brevior* and *Aelurostrongylus abstrusus* by a newly developed duplex-PCR. *Vet Parasitol*. 2014; 199: 172-178. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.10.015>
11. Bowman D. D., Hendrix C. M., Lindsay D. S., Barr S. C. (Eds). *Feline Clinical Parasitology*. Wiley-Blackwell. 2008; 480.
12. Brianti E., Gaglio G., Giannetto S., Otranto D. et al. *Troglostrongylus brevior* and *Troglostrongylus subcrenatus* (Strongylida: Crenosomatidae) as agents of broncho-pulmonary infestation in domestic cats. *Parasites & Vectors*. 2012; 5(1): 178. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-5-178>.
13. Brianti E., Gaglio G., Napoli E. Evidence for direct transmission of the cat lungworm *Troglostrongylus brevior* (Strongylida: Crenosomatidae). *Parasitology*. 2013; 140: 821-824. <https://doi.org/10.1017/S0031182013000188>
14. Brianti E., Gaglio G., Napoli E. Feline lungworm *Oslerus rostratus* (Strongylida: Filaridae) in Italy: first case report and histopathological findings. *Parasitol Res*. 2014; 113: 3853-3857. <https://doi.org/10.1007/s00436-014-4053-z>
15. Brianti E., Giannetto S., Dantas-Torres F. Lungworms of the genus *Troglostrongylus* (Strongylida: Crenosomatidae): neglected parasites for domestic cats. *Vet. Parasitol*. 2014; 202: 104-112. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2014.01.019>
16. Brianti E., Varcasia A., Otranto D. *Troglostrongylus brevior*. *Trends in Parasitology*. 2021; 37 (6): 569-570. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.pt.2020.11.006>
17. Briggs K.R., Yaros J.P., Liotta J.L. Detecting *Aelurostrongylus abstrusus*-specific IgG antibody using an immunofluorescence assay. *J. Feline Med. Surg*. 2013; 15: 1114-1118. <https://doi.org/10.1177/1098612X13489977>
18. Capari B., Hamel D., Visser M., Winter R., Pfister K., Rehbein S. Parasitic infections of domestic cats, *Felis catus*, in western Hungary. *Veterinary Parasitology*. 2013; 192: 33-42. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2012.11.011>
19. Cesare A.D., Morelli S., Colombo M., Simonato G., Veronesi F., Marcer F., Diakou A., D'Angelosante R., Pantchev N., Psaralexi E., Traversa D. Is Angiostrongylosis a Realistic Threat for Domestic Cats? *Front Vet. Sci*. 2020; 7: 195. <https://doi.org/10.3389/fvets.2020.00195>

20. Colella V., Mutafchiev Y., Cavalera M.A., Giannelli A., Lia R.P., Dantas-Torres F., Otranto D. Development of *Crenosoma vulpis* in the common garden snail *Cornu aspersum*: implications for epidemiological studies. *Parasit. Vectors*. 2016; 9: 208. <https://doi.org/10.1186/s13071-016-1483-8>
21. Conboy G.A. Helminth parasites of the canine and feline respiratory tract. *Vet. Clin. North Am. Small Anim. Pract.* 2009; 39: 1109-1126. <https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2009.06.006>
22. Crisi P. E., Di Cesare A., Boari A. Feline troglostrongylosis: current epizootiology, clinical features, and therapeutic options. *Front Vet. Sci.* 2018; 5: 126. <https://doi.org/10.3389/fvets.2018.00126>
23. Davtian E. A. Ein neuer Nematode aus den Lungen der Hauskatze. *Oslerooides massino*, nov. sp. *Deutsch. Tierarztl. Wochenschr.* 1933; 41 (24): 372-374.
24. Di Cesare A., Castagna G., Otranto D. Molecular detection of *Capillaria aerophila*, an agent of canine and feline pulmonary capillariosis. *J. Clin. Microbiol.* 2012; 50: 1958-1963. <https://doi.org/10.1128/JCM.00103-12>
25. Di Cesare A., Crisi P. E., Di Giulio E., Veronesi F., di Regalbono A.F., Talone T., Traversa D. Larval development of the feline lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* in *Helix aspersa*. *Parasitol. Res.* 2013; 112: 3101-3108. <https://doi.org/10.1007/s00436-013-3484-2>
26. Di Cesare A., di Regalbono A. F., Tessarin C. Mixed infection by *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus brevior* in kittens from the same litter in Italy. *Parasitol. Res.* 2014; 113: 613-618. <https://doi.org/10.1007/s00436-013-3690-y>
27. Diakou A., Migli D., Di Cesare A., Traversa D. et al. *Angiostrongylus chabaudi*: first description of the diagnostic stage and confirmation of European wildcat as definitive host. Conference: *Fifth European Dirofilaria and Angiostrongylus Days, Parasites & Vectors*. 2016; 10 (1): A39. 18-19.
28. Diakou A., Psalla D., Migli D., Di Cesare A., Youlatos D., Marcer F., Traversa D. First evidence of the European wildcat (*Felis silvestris silvestris*) as definitive host of *Angiostrongylus chabaudi*. *Parasitol. Res.* 2016; 115: 1235. <https://doi.org/10.1007/s00436-015-4860-x>
29. Esaulova N., Naidenko S., Rozhnov V., Vasilevich F., Hernandez-Blanco J. A., Poyarkov A., Karnaukhov A., Pavlova E. Helminths of rare feline species (Felidae) in Siberia and the Russian Far east. *Int. J. Res. Ayurveda Pharm.* 2017; 8 (2). <https://doi.org/10.7897/2277-4343.08267>
30. Foster S. F., Martin P. Lower respiratory tract infections in cats: reaching beyond empirical therapy. *J. Feline Med. Surg.* 2011; 3: 313-332. <https://doi.org/10.1016/j.jfms.2011.03.009>
31. Gavrilović P., Jovanović M., Gavrilović A., Nešić S. Fatal aelurostrongylosis in a kitten in Serbia. *Acta Parasitologica*. 2017; 62 (2): 488-491. <https://doi.org/10.1515/ap-2017-0058>
32. Gerichter C. B. Studies on the nematodes parasitic in the lungs of Felidae in Palestine. *Parasitology*. 1949; 39: 251-262. <https://doi.org/10.1017/s0031182000083827>
33. Giannelli A., Capelli G., Joachim A., Hinney B., Losson B. et al. Lungworms and gastrointestinal parasites of domestic cats: a European perspective. *International Journal for Parasitology*. 2017; 47: 517-528. <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijpara.2017.02.003>
34. Giannelli A., Kirkova Z., Abramo F., Latrofa M. S., Campbell B., Zizzo N., Cantacessi C., Dantas-Torres F., Otranto D. *Angiostrongylus chabaudi* in felids: New findings and a review of the literature. *Vet. Parasitol.* 2016; 228: 188-192. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2016.09.007>
35. Giannelli A., Passantino G., Ramos R. A., Lo Presti G., Lia R. P., Brianti E., Dantas-Torres F., Papadopoulos E., Otranto D. Pathological and histological findings associated with the feline lungworm *Troglostrongylus brevior*. *Vet. Parasitol.* 2014; 204: 416-419. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2014.05.020>
36. Grabarevic Z., Curic S., Tustonja A., Artukovic B., Šimec Z., Ramadan K., Zivicnjak T. Incidence and regional distribution of the lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* in cats in Croatia. *Veterinarski Arhiv*. 1999; 69: 279-287.
37. Headley S. A. *Aelurostrongylus abstrusus* induced pneumonia in cats: pathological and epidemiological findings of 38 cases (1987-1996). *Semin Ciènc Agrár.* 2005; 26: 373-380. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2005v26n3p373>
38. Juste R. A., Garcia A.L., Mencia L. Mixed infestation of a domestic cat by *Aelurostrongylus abstrusus* and *Oslerus rostratus*. *Angew Parasitol.* 1992; 33: 56-60.
39. Kiszely S., Gyurkovszky M., Solymosi N., Farkas R. Survey of lungworm infection of domestic cats in Hungary. *Acta Veterinaria Hungarica*. 2019; 67 (3): 407-417. <https://doi.org/10.1556/004.2019.041>
40. Knaus M., Kusi I., Rapti D., Xhaxhiu D., Winter R., Visser M., Rehbein S. Endoparasites of cats from the Tirana area and the first report on

- Aelurostrongylus abstrusus* (Railliet, 1898) in Albania. *The Wiener Klinische Wochenschrift*. 2011; 123. 31-35. <https://doi.org/10.1007/s00508-011-1588-1>
41. Lacorcía L., Gasser R.B., Anderson G.A. Comparison of bronchoalveolar lavage fluid examination and other diagnostic techniques with the Baermann technique for detection of naturally occurring *Aelurostrongylus abstrusus* infection in cats. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 2009; 235: 43-49. <https://doi.org/10.2460/javma.235.1.43>.
 42. López C., Panadero R., Paz A. Larval development of *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda, Angiostrongylidae) in experimentally infected *Ceratomyxa (Ceratomyxa) virgata* (Mollusca, Helicidae). *Parasitol. Res.* 2005; 95: 13-16. <https://doi.org/10.1007/s00436-004-1244-z>.
 43. Millán J., Casanova J. C. High prevalence of helminth parasites in feral cats in Majorca Island (Spain). *Parasitol. Res.* 2009; 106: 183-188. <https://doi.org/10.1007/s00436-009-1647-y>
 44. Mircean V., Titilincu A., Vasile C. Prevalence of endoparasites in household cat (*Felis catus*) populations from Transylvania (Romania) and association with risk factors. *Vet. Parasitol.* 2010; 171: 163-166. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.03.005>
 45. Miro G., Montoya A., Jimenez S., Frisuelos C., Mateo M., Fuentes I. Prevalence of antibodies to *Toxoplasma gondii* and intestinal parasites in stray, farm and household cats in Spain. *Vet. Parasitol.* 2004; 126: 249-255. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2004.08.015>
 46. Murad B., Yankova S., Shiron M., Tonev A., Iliev P., Kirkova Z., Tsachev I. Clinical cases of *Aelurostrongylus abstrusus* and feline immunodeficiency virus co-infection in cats. *Tradition and modernity in veterinary medicine*. 2019; 4. 1(6): 46-50.
 47. Nabais J., Margarida A.A., Gomes L., da Silva J. F., Nunes T., Vicente G., de Carvalho L. M. *Aelurostrongylus abstrusus* in cats and *Angiostrongylus vasorum* in dogs from Lisbon, Portugal. *Acta Parasitológica Portuguesa*. 2014; 20 (1/2): 35-40.
 48. Payo-Puente P., Botelho-Dinis M., Carvaja Uruena A. M., Payo-Puente M., Gonzalo-Orden J. M., Rojo-Vazquez F. A. Prevalence study of the lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* in stray cats of Portugal. *Journal of Feline Medicine and Surgery*. 2008; 10: 242-246. <https://doi.org/10.1016/j.jfms.2007.12.002>
 49. Pechman R. D. Respiratory parasites. In: Sherding R. G. (Eds.). *The cat: diseases and clinical management*. 2nd ed. New York: Churchill Livingstone, 1994; 613-622.
 50. Pennisi M.G., Netta P. P., Giannetto S. Lungworm disease in cats caused by *Aelurostrongylus abstrusus*. *Tijdschr Diergeneeskd.* 1995; 120: 263-266.
 51. Rassouli M., Ghaderi J., Goudarzi A., Sabouri S. *Aelurostrongylus abstrusus* in a stray cat's blood stream. *Comparative Clinical Pathology*. 2014; 24 (4). <https://doi.org/10.1007/s00580-014-1979-6>
 52. Stoichev I., Sherkov S., Halachev M. Pathology of cats from a region of Bulgaria with human endemic nephropathy. *Journal of Comparative Pathology*. 1982; 92: 99-107. [https://doi.org/10.1016/0021-9975\(82\)90045-7](https://doi.org/10.1016/0021-9975(82)90045-7)
 53. 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. <https://doi.org/10.3389/fvets.2014.00011>
 54. Traversa D., Di Cesare A. Diagnosis and management of lungworm infections in cats. Cornerstones, dilemmas and new avenues. *Journal of Feline Medicine and Surgery*. 2016; 18: 7-20. <https://doi.org/10.1177/1098612X15623113>
 55. Traversa D., Di Cesare A. Feline lungworms: what a dilemma. *Trends Parasitol.* 2013; 29: 423-430. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2013.07.004>
 56. Traversa D., Di Cesare A., Conboy G. Canine and feline cardiopulmonary parasitic nematodes in Europe: emerging and underestimated. *Parasit. Vectors*. 2010; 3: 62. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-3-62>
 57. Traversa D., Di Cesare A., Lia R. P. New insights into morphological and biological features of *Capillaria aerophila* (Trichocephalida, Trichuridae). *Parasit. Res.* 2011; 109 (1): S97-104. <https://doi.org/10.1007/s00436-011-2406-4>
 58. Traversa D., Guglielmini C. Feline aelurostrongylosis and canine angiostrongylosis: a challenging diagnosis for two emerging verminous pneumonia infections. *Vet. Parasitol.* 2008; 157: 163-174. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2008.07.020>
 59. 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. <https://doi.org/10.1128/JCM.01612-07>
 60. Traversa D., Lia R. P., Iorio R. Diagnosis and risk factors of *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda, Strongylida) infection in cats from Italy. *Vet.*

- Parasitol.* 2008; 153: 182-186. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2008.01.024>
61. Varcasia A., Brianti E., Tamponi C. Simultaneous infection by four feline lungworm species and implications for the diagnosis. *Parasitol. Res.* 2015; 114: 317-321. <https://doi.org/10.1007/s00436-014-4207-z>
 62. Yanchev Y., Genov T. Helminth fauna of the wild cat, *Felis silvestris* Schreb., in Bulgaria. *Khel'mintologiya.* 1978; 6: 81-101 (in Bulg. Russ, arid Engl, summ.)
 63. Zajac A.M., Conboy G.A. Veterinary clinical parasitology. 8rd edn. Wiley-Blackwell, Chichester., 2012; 368.

The article was submitted 15.11.2021; accepted for publication 15.01.2022

About the authors:

Panova Olga A., All-Russian Scientific Research Institute for Fundamental and Applied Parasitology of Animals and Plant – a branch of the Federal State Budget Scientific Institution “Federal Scientific Centre VIEV” (28, Bolshaya Cheremushkinskaya st., Moscow, 117218), Moscow, Russia, Candidate of Biological Sciences, e-mail: panova@vniigis.ru

Khrustalev Alexander V., All-Russian Scientific Research Institute for Fundamental and Applied Parasitology of Animals and Plant – a branch of the Federal State Budget Scientific Institution “Federal Scientific Centre VIEV” (28, Bolshaya Cheremushkinskaya st., Moscow, 117218), Moscow, Russia, e-mail: akhrustalev@yandex.ru

Porfiryeva Larisa Y., Kalininskaya district veterinary clinic of the station for combating animal diseases of the south-eastern district of moscow of the state budgetary institution "Mosvetobedinenie" (19, Yuryevsky per., Moscow, 111020), Moscow, Russia

Contribution of co-authors:

Panova Olga A. – research of the material, review of publications on the topic of the article, writing the text of the manuscript.

Khrustalev Alexander V. – identification of the pathogen, analysis of the data obtained, preparation of photographic materials, development of the design of the manuscript, writing the text of the manuscript.

Porfiryeva Larisa Y. – obtaining material for analysis, initial identification of the pathogen, preparation of sections of the manuscript.

All authors have read and approved the final manuscript.