

Aelurostrongilose felina – uma parasitose pulmonar subdiagnosticada

Wilson da Silva Lima^{1*}, Ana Caroline Lima da Cruz¹, Barbara Perdome Machado Nunes¹, Deborah de Oliveira Soares¹, Patrícia Fernandes Nunes da Silva Malavazi², Acácio Duarte Pacheco², Soraia Figueiredo de Souza²

¹Discente do Curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal do Acre, Rio Branco, Brasil

²Docente do Centro de Ciências Biológicas e da Natureza, Universidade Federal do Acre, Rio Branco, Brasil. *wilisonsilvalima@gmail.com

Recebido em: 23/07/2020

Aceito em: 30/02/2020

Publicado em: 24/08/2020

RESUMO

A aelurostrongilose é uma importante parasitose pulmonar que acomete felinos domésticos e silvestres, cujo agente etiológico é o nematódeo *Aelurostrongylus abstrusus*. O quadro clínico pode variar de subclínico à tosse grave e angústia respiratória. A infecção por *A. abstrusus* vem considerada subdiagnosticada e negligenciada pelos médicos veterinários no mundo, em razão de poucos relatos nos últimos anos. Portanto, o objetivo desta revisão foi reunir dados sobre o conhecimento da etiologia, epidemiologia, aspectos clínicos, métodos diagnósticos e tratamentos atualmente disponíveis para a aelurostrongilose felina, bem como alertar sobre o impacto da doença na saúde animal.

Palavras-chave: Gatos. Parasitas pulmonares. Doenças respiratórias.

Feline aelurostrongylosis – an underdiagnosed pulmonary parasitosis

ABSTRACT

Aelurostrongylosis is an important pulmonary parasitic disease that affects domestic and wild cats, whose etiological agent is the nematode *Aelurostrongylus abstrusus*. The clinical features can vary subclinical to coughing and respiratory distress. *A. abstrusus* infection is considered underdiagnosed and neglected by veterinarians worldwide, due to few reports in recent years. Therefore, the aim of this review was to gather data on the knowledge of etiology, epidemiology, clinical aspects, diagnostic and used methods currently available for felines aelurostrongilose, as well as alerts on the impact of the disease on animal health.

Keywords: Cats. Pulmonary parasites. Respiratory diseases.

INTRODUÇÃO

Aelurostrongylus abstrusus (Metastrongyloidea, Angiostrongylidae) é o principal parasita do pulmonar de felinos domésticos e selvagens (BARR; BOWMAN, 2010; TRAVERSA; DI CESARE, 2016; SZATMÁRI, 2017). Os vermes adultos habitam nos

alvéolos, ductos alveolares e bronquíolos terminais dos gatos infectados (LITTLE, 2015; TRAVERSA; DI CESARE, 2016).

Em seu ciclo biológico, são necessários hospedeiros intermediários (HI), como caramujos e lesmas (SIMÕES et al., 2015). Roedores, anfíbios, pássaros e pequenos répteis podem atuar como hospedeiros paratênicos. Os gatos infectam-se ao ingerir um molusco ou hospedeiro paratênico ou ambos (NABAIS et al., 2013; EHLERS et al., 2013; MOSKVINA, 2018) contendo as larvas infectantes (L3), que são liberadas e migram até os pulmões pela cavidade peritoneal ou circulação venosa ou linfática (EHLERS et al., 2013; LITTLE, 2015).

A aelurostrongilose felina possui ampla distribuição mundial, sendo considerada endêmica nos países europeus (EHLERS et al., 2013; MOSKVINA, 2018). Não possui caráter zoonótico e acomete com maior frequência, gatos errantes e semidomiciliados com hábitos de caça (MESQUITA, 2011; MATOS, 2016). Não há predisposição racial, sexual e etária aparentes, contudo, observa-se que animais jovens e imunocomprometidos são mais susceptíveis à infecção por *A. abstrusus* (ELSHEIKHA et al., 2016; MATOS, 2016; TRAVERSA; DI CESARE, 2016).

Com relação aos sinais clínicos, a maioria dos gatos são assintomáticos. Nos animais enfermos, a tosse é o principal sinal clínico. Outros sinais respiratórios, como espirros, secreção nasal e taquipneia são comumente relatados. Em caso de infecções graves podem estar presentes letargia, perda de peso, efusão pleural e dispneia grave, podendo evoluir para o óbito (BARR; BOWMAN, 2010; EHLERS et al., 2013; LITTLE, 2015; ELSHEIKHA et al., 2019).

O diagnóstico da aelurostrongilose é frequentemente realizado por meio do teste de Baermann, o qual é considerado por muitos autores como método de eleição para detecção das larvas do parasito em amostras fecais (NABAIS et al., 2013; NELSON; COUTO, 2015). Contudo, podem ocorrer resultados falsos-negativos, devido à pouca concentração de larvas nas fezes ou análise diagnóstica incorreta. Desta forma, são necessárias outras técnicas laboratoriais, como histopatologia, sorologia e biologia molecular para complementação diagnóstica (NELSON; COUTO, 2015; TRAVERSA; DI CESARE, 2016; CAVALERA et al., 2019; ELSHEIKHA et al., 2019).

As parasitoses causadas por nematódeos pulmonares têm recebido maior atenção da comunidade científica, em virtude do emergente número de casos em populações de felinos domésticos e selvagens nas últimas décadas (TRAVERSA; GUGLIELMINI,

2008; LANGE et al., 2018). Novas investigações são necessárias para obtenção de dados atualizados e consistentes sobre a epidemiologia e o impacto da doença nos felinos (PENAGOS-TABARES et al., 2018). Diante disso, o objetivo desta revisão de literatura foi reunir dados recentes sobre o conhecimento da etiologia, aspectos clínicos, métodos diagnósticos e tratamentos atualmente disponíveis para a aelurostrongilose felina.

DISCUSSÃO

Etiologia

Aelurostrongylus abstrusus é considerado o principal parasita do parênquima pulmonar de felinos, sendo pertencente ao filo Nematoda, classe Secernentea, ordem Strongylida, superfamília Metastrongyloidea, família Angiostrongylidae (NABAIS et al., 2013; TAYLOR, 2017). A denominação *Aelurostrongylus abstrusus* deriva do latim, onde “*aeluro*” significa gato e “*strongylus*”, cilíndrico; redondo e “*abstrusus*”, oculto à vista (BOWMAN et al., 2002; FORTES, 2004).

Este helminto foi primeiramente encontrado e descrito por Mueller (1890) como *Strongylus pusillus*. Em 1898, Railliet alterou o nome para *Strongylus abstrusus*. Em 1907, Railliet e Henry erigiram o gênero *Syhetocaulus* para incluir este verme. Por fim, Cameron (1927) erigiu este verme para o gênero *Aelurostrongylus* e o nomeou para a designação científica utilizada até os dias de hoje (ANDERSON, 2000; BOWMAN et al., 2002; MOSKVINA, 2018).

Os vermes adultos de *A. abstrusus* vivem nos alvéolos, ductos alveolares e bronquíolos terminais dos felinos (SZATMÁRI, 2017). São caracterizados por possuírem uma pequena bolsa copuladora, gubernáculo e espículos curtos e grossos. As fêmeas apresentam extremidade posterior em formato de ponta romba e abertura vulvar próxima ao orifício anal (ANDERSON, 2000; FORTES, 2004; PENAGOS-TABARES et al., 2018). Os ovos possuem uma casca delgada, medindo entre de 70-80 por 50-75 µm, que logo embrionam no parênquima pulmonar (TAYLOR, 2017). As dimensões dos vermes adultos podem ser observadas na Tabela 1.

Tabela 1 - Morfologia dos vermes adultos de *Aelurostrongylus abstrusus*.

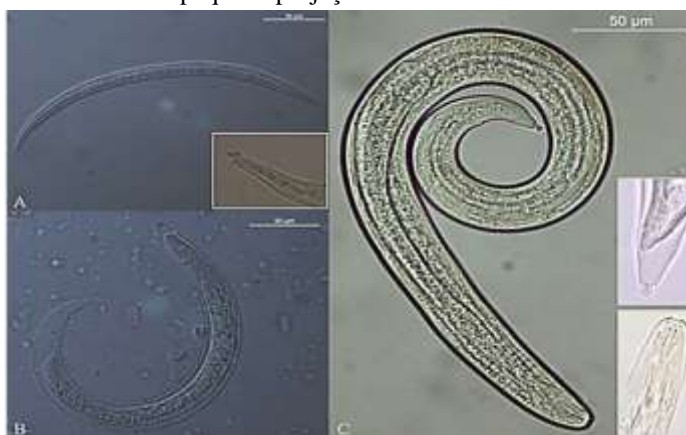
<i>A. abstrusus</i>	Macho	Fêmea
Comprimento	5-6 mm	9-10 mm
Largura	70 µm	80-100 µm

Fonte: Anderson, (2000); Fortes, (2004); Szatmári, (2017).

As larvas de primeiro estágio (L1) (Figura 1A) são liberadas após a eclosão dos ovos e excretadas posteriormente nas fezes. Medem aproximadamente 360–400 µm de comprimento e 17 µm de largura, possuem esôfago não-rabditiforme equivalendo a 1/2 ou 1/3 do seu comprimento, conteúdo granular ao longo do corpo e apresentam a extremidade anterior cônica, abertura oral curta e uma torção dorsal visível, com uma espinha subterminal na cauda em formato de “S” (GIANNELLI et al., 2014; TAYLOR, 2017; PENAGOS-TABARES et al., 2018).

As larvas de segundo estágio (L2) e de terceiro estágio (L3) se desenvolvem nos hospedeiros intermediários, como lesmas e caracóis. As L2 medem aproximadamente 479 µm de comprimento e 27 µm de largura e são caracterizadas por uma cutícula externa, com a extremidade anterior arredondada, corpo com presença de grânulos de alimentos reativos e cauda cônica (Figura 1B). Já as L3 apresentam o corpo estreito com aproximadamente 538 µm de comprimento por 26 µm de largura, esôfago muscular e cauda cônica com projeção arredondada (Figura 1C) (GIANNELLI et al., 2014).

Figura 1 - *Aelurostrongylus abstrusus*. (A) Larva de primeiro estágio (L1), com detalhe na cauda; (B) Larva de segundo estágio (L2); (C) Larva de terceiro estágio (L3) com detalhes na extremidade anterior e na cauda com uma pequena projeção arredondada.



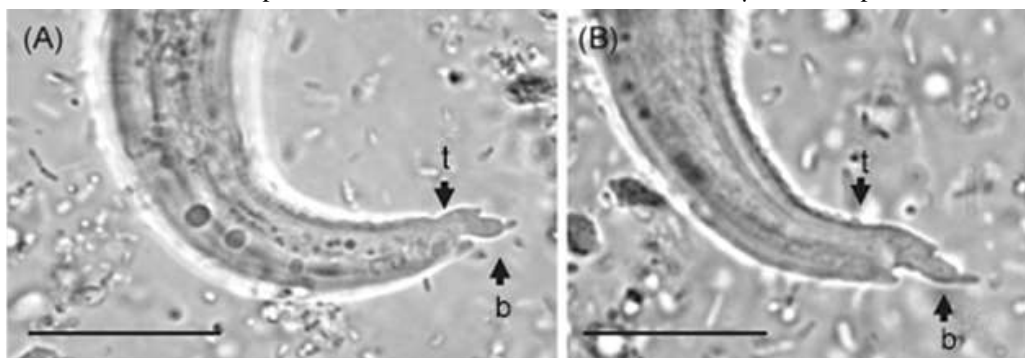
Fonte: Giannelli et al., (2014).

Apesar de *A. abstrusus* ser o parasito pulmonar mais comumente encontrado nas vias aéreas e parênquima pulmonar de felinos, outros metastrongilídeos pulmonares como *Troglostrongylus brevior* (Figura 2) e *Troglostrongylus subcrenatus* tem ganhado destaque na comunidade científica, embora tenham sido reportados somente no continente europeu e asiático (GIANNELLI et al., 2014; PENNISI et al., 2015).

O gênero *Troglostrongylus* é mais prevalente em felídeos selvagens, porém tem-se verificado aumento no número de casos em gatos domésticos (TRAVERSA; DI

CESARE, 2013). Em virtude de descrições inconsistentes e das características morfológicas das L1 de ambos serem bastante similares, foi sugerido que estes parasitos possam ter sido alvo de diagnósticos errôneos durante muito tempo (OTRANTO et al., 2013; SZATMÁRI, 2017).

Figura 2 - Microscopia óptica demonstrando as diferenças entre a morfologia das caudas da larva de primeiro estágio de *A. abstrusus* (A) e *T. brevior* (B). Notar que a larva de *A. abstrusus* possui uma torção dorsal (t) na cauda e a extremidade terminal em forma de botão (b), enquanto que a larva de *T. brevior* não possui essas características. A barra é de 20 µm de comprimento.



Fonte: Jefferies et al., (2010).

Ciclo Biológico

A. abstrusus possui um ciclo de vida indireto, ou seja, são necessários hospedeiros intermediários e hospedeiros paratênicos para a transmissão da parasitose (Figura 3) (FORTES, 2004; SANTOS, 2016). Os hospedeiros intermediários são moluscos gastrópodes terrestres e aquáticos, como por exemplo *Agriolimax agrestis*, *Ariolimax columbianus*, *Cornu aspersum*, *Helicella barbesiana*, *Levantina hierosolyma*, *Monacha syriaca*, *Limax flavus*, *Theba pisana* (ANDERSON, 2000), *Mesodon thyroidus*, *Neohelix albolabris*, *Biomphalaria glabrata* (RIBEIRO; LIMA, 2001; ZOTTLER; SCHNYDER, 2016), *Ceruella virgata* (LÓPEZ et al., 2005), *Arion lusitanicus* (JEZEWSKI et al., 2013), *Achatina fulica* (ANDRADE-PORTO et al., 2012), *Rumina decollata* (CARDILLO et al., 2018), entre outros.

No Brasil, o caramujo-gigante-africano (*Achatina fulica*) possui grande importância epidemiológica, visto sua distribuição em quase todos os estados do país. Devido a facilidade de adaptação a diversos habitats, altas taxas de reprodução e ausências de predadores naturais, o molusco é uma considerado como uma espécie altamente invasora e que oferece grande risco de saúde pública (FISCHER; COLLEY 2004; THIENGO et al. 2007; LIMA; GUILHERME, 2018). Além da aelurostrongilose, o molusco atua na transmissão de diversas outras parasitoses importantes, como a

angiostrongilose, esquistossomose e fasciolose (THIENGO et al., 2008; DURÇO et al., 2013; LIMA; GUILHERME, 2018).

As formas adultas de *A. abstrusus* residem nos bronquíolos terminais, ductos alveolares e alvéolos pulmonares de gatos infectados (FORTES, 2004; BARR; BOWMAN, 2010). Após o acasalamento, as fêmeas produzem ovos que eclodem, liberando as L1, que ascendem da árvore brônquica até a faringe e são expectoradas ou deglutidas e eliminadas nas fezes (FORTES, 2004; LITTLE, 2015). Para que o ciclo se complete, é necessária a presença de HI (caracóis e lesmas) e/ou de hospedeiros paratênicos, como roedores, anfíbios, pássaros e pequenos répteis (lagartos e cobras) (THIENGO et al., 2008; BARR; BOWMAN, 2010; LITTLE, 2015; SIMÕES et al., 2015).

As L1 são ingeridas ou penetram ativamente no tecido dos HI e nestes, há o desenvolvimento da larva de segundo estágio (L2) e posteriormente, a larva de terceiro estágio (L3) ou forma infectante durante um período de duas a cinco semanas a depender da espécie de molusco e das condições climáticas (FORTES, 2004; BARR; BOWMAN, 2010; JEZEWSKI et al., 2013). Nos HI, as L3 situam-se especialmente no ligamento gastroesplênico, mas também em outras partes do corpo, onde formam pequenos cistos amarelados que podem se manter viáveis por cerca de três meses (FORTES, 2004).

A infecção nos felinos ocorre após a ingestão dos HI com os cistos de *A. abstrusus* ou principalmente pelo consumo de HP, que atuam como potenciais dispersores da doença. Logo após a ingestão, as formas infectantes são liberadas no sistema digestivo do animal, posteriormente atravessam a parede do esôfago, estômago e intestino, alcançam a circulação sanguínea ou linfática, vão para os pulmões onde mudam para larva de quarto estágio (L4), com cerca de cinco a seis dias pós infecção e por fim, desenvolvem-se os vermes adultos após oito a nove dias de infecção (FORTES, 2004; LITTLE, 2015; TAYLOR, 2017).

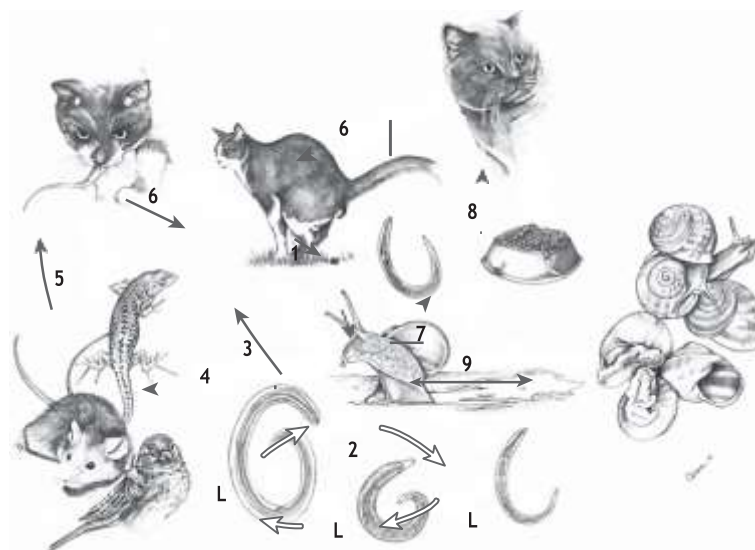
O período pré-patente de *A. abstrusus* varia entre um a dois meses (FORTES, 2004; SANTOS, 2016), mas pode durar até três meses, especialmente em casos de reinfecção. O pico de liberação das larvas nas fezes ocorre entre 2º e o 4º mês pós-infecção e em casos de reinfecção, a carga de L3 liberada tende a ser menor. Após esse período, a carga parasitária diminui gradativamente e finalmente, as larvas desaparecem com cerca de seis meses. Uma pequena quantidade de larvas adultas pode permanecer nos pulmões ainda por muitos meses e até mesmo por anos, porém não há produção de

novas larvas, a menos que o animal esteja sob condições de estresse (RIBEIRO; LIMA, 2001; CHANDLER et al., 2006).

Foram descobertas novas formas transmissão das larvas de *A. abstrusus*. Em um estudo experimental, foi evidenciado que as L3 deste parasito pulmonar podem ser liberadas no ambiente por meio do muco excretado dos hospedeiros intermediários ou podem emergir destes moluscos após a sua morte em ambiente aquático, representando assim vias alternativas de contaminação ambiental e novas fontes de infecção. Outra investigação revelou que as L3 de *A. abstrusus* depois de excretadas no muco dos moluscos gastrópodes são capazes de infectar novos hospedeiros intermediários susceptíveis. Tal fenômeno foi nomeado de “*intermediesis*” e aumenta potencialmente o risco de infecção para os felinos, através da infecção de um maior número de moluscos em diferentes nichos ecológicos (GIANNELLI et al., 2015; SANTOS, 2016).

A transmissão transplacentária de *A. abstrusus* ainda está por ser elucidada, porém já foi levantada esta hipótese em uma infecção mista de *A. abstrusus* e *Troglostrongylus brevior* em dois gatos com cerca de dois meses de idade provenientes da mesma ninhada (DI CESARE et al., 2015).

Figura 3 - Os felinos infectados liberam as L1 nas fezes (1) que podem ser ingeridas pelos hospedeiros intermediários ou podem penetrar ativamente seu tegumento. No HI, as L1 se transformam em L2 e posteriormente em L3 (2). Os moluscos infectados podem ser ingeridos por um outro gato (3) ou por hospedeiros paratênicos, como répteis, roedores e aves (4,5), completando-se o ciclo biológico (6). Alternativamente, as L3 deste parasito pulmonar podem ser liberadas no muco dos moluscos (7) e desta forma, contaminam o alimento dos animais (8) ou infectam outros moluscos (9), fenômeno conhecido por “*intermediesis*”, aumentando a quantidade de hospedeiros intermediários disponíveis no ambiente para infecção dos hospedeiros definitivos e paratênicos. Ilustração de Viviana Domenica Tarallo.



Fonte: Giannelli et al., (2015).

Sinais Clínicos

Na maior parte dos gatos, a aelurostrongilose é assintomática e autolimitante (PEREIRA et al., 2017). Nos animais que apresentam sinais clínicos, a doença é semelhante à bronquite felina (NELSON; COUTO, 2015; SIMÕES et al., 2015). A manifestação dos sinais clínicos varia conforme a carga parasitária, idade e status imunológico do animal (TRAVERSA; DI CESARE, 2016). Em infecções leves, alguns gatos mesmo em repouso, apresentam tosse como sinal mais consistente, intercalados com períodos assintomáticos (FORTES, 2004; BARR; BOWMAN, 2010; LITTLE, 2015; TAYLOR, 2017). Após exercício ou manuseio, os animais podem ter tosse produtiva, espirros, secreção nasal e acentuada dispneia (TAYLOR, 2017).

Em infecções graves, podem haver sinais clínicos exacerbados em virtude da grande quantidade de vermes e ovos no parênquima pulmonar (SZATMÁRI, 2017). Os gatos altamente infectados apresentam letargia, diarreia, anorexia, emagrecimento progressivo e tosse grave. Durante a auscultação pulmonar, identificam-se ruídos estridentes ou estertores úmidos, sibilos e crepitações (CHANDLER et al., 2006; NORSWORTHY; RESTINE, 2009). Em alguns casos, pode haver angústia respiratória, cianose, acidose respiratória e ocasionalmente, pneumonia bacteriana secundária, efusão pleural e pneumotórax (FORTES, 2004; TEXEIRA et al., 2008; BARR; BOWMAN, 2010; LITTLE, 2015; PENNISI et al., 2015; TAYLOR, 2017). Animais jovens, debilitados ou imunossuprimidos podem evoluir para o óbito em infecções severas (NELSON; COUTO, 2015; ELSHEIKHA et al., 2016).

As infecções maciças podem desencadear um quadro de hipertensão pulmonar grave, o que leva a doença cardíaca por insuficiência tricúspide (DIRVEN et al., 2012; SZATMÁRI, 2017). As infecções subclínicas tem sido associada a morte súbita de animais em processos anestésicos, apesar do mecanismo ainda não ter sido elucidado (GERDIN et al., 2011; PENNISI et al., 2015, MATSUI et al., 2018).

Diagnóstico Clínico

O diagnóstico com base nos sinais clínicos é complexo, tendo em vista que a maioria dos animais são assintomáticos (TRAVERSA, 2008a; NABAIS et al., 2013). Quando manifesta, a apresentação clínica da aelurostrongilose é semelhante à de outras parasitoses pulmonares, assim como de várias afecções que culminam em sinais respiratórios, como a bronquite idiopática felina, rinotraqueíte felina, dirofilariose,

cardiomiopatias, pólipos nasofaríngeos, corpos estranhos, hérnias diafragmáticas, doenças pleurais (piotórax, pneumotórax, quilotórax), além de neoplasias do trato respiratório e doenças inflamatórias (TRAVERSA; GUGLIELMINI, 2008; BARR; BOWMAN, 2010; NABAIS et al., 2013). Portanto, todos esses diagnósticos diferenciais devem ser considerados durante a avaliação do paciente felino (SANTOS, 2016).

No exame hematológico, os animais podem apresentar anemia, leucocitose com linfocitose, monocitose, eosinofilia e ocasionalmente basofilia (GRANDI et al., 2005; SCHNYDER et al., 2014). A eosinofilia é um achado importante encontrado através do sangue periférico ou em lavados traqueais ou broncoalveolares, porém nem sempre é observada de forma consistente (NELSON; COUTO, 2015; PENNISI et al., 2015; SIMÕES et al., 2015).

Comumente, animais infectados por *A. abstrusus* mimetizam os sinais respiratórios da bronquite felina, onde pode-se observar a melhora do quadro clínico com a utilização de glicocorticoides e broncodilatadores, tornando difícil o diagnóstico dessas patologias (NELSON; COUTO, 2015). O histórico do animal associado aos fatores de risco da parasitose pulmonar juntamente com a presença de eosinofilia absoluta ou relativa podem ajudar na condução do caso clínico (NORSWORTHY; RESTINE, 2009; BARR; BOWMAN, 2010).

Diagnóstico Parasitológico

O diagnóstico definitivo da aelurostrongilose se baseia na identificação das larvas de primeiro estágio em amostras fecais, obtidas através da técnica de Baermann (BARR; BOWMAN, 2010; NELSON; COUTO, 2015; SIMÕES et al., 2015). Esta técnica constitui o método de eleição ou *gold standard* para o diagnóstico da doença, visto a não-invasividade, baixo custo e uso de pequena quantidade de fezes para o exame (10-15 gramas). Baseia-se na característica das L1 vivas exibirem hidro e termotropismo positivos, permitindo a concentração das mesmas no fundo de um cálice de sedimentação com água morna, onde são facilmente recolhidas e observadas ao microscópio. (NORSWORTHY; RESTINE, 2009; NABAIS et al., 2013).

Apesar da técnica de Baermann ser o método de eleição para o diagnóstico de parasitoses pulmonares e apresentar uma alta sensibilidade (cerca de 90%) (TRAVERSA et al., 2008b; ALHO et al., 2013; TRAVERSA; DI CESARE, 2016) ainda assim, existem algumas desvantagens que podem limitar o seu uso, como o longo tempo

de realização da técnica (até 24 horas), a necessidade de amostras fecais frescas e individuais, a necessidade de conhecimento do pesquisador para correta identificação das espécies larvares e a liberação intermitente das L1 nas fezes (GIANNELLI et al., 2017; CAVALERA et al., 2019).

A infecção também pode ser identificada através de outras técnicas coprológicas, como o esfregaço fecal direto, a flutuação de Willis, utilizando solução hipersaturada de sulfato de zinco ou cloreto de sódio (NABAIS et al., 2013; TAYLOR, 2017). Contudo, elas são limitadas por não possuírem etapas de concentração dos parasitos, pela quantidade pequena de amostra utilizada e apresentam baixa sensibilidade (cerca de 67%), portanto, não são recomendadas como métodos rotineiros (PENAGOS; TABARES et al., 2018).

Alternativamente, o diagnóstico pode ser estabelecido com a observação das L1 em amostras das vias aéreas obtidas por meio de lavados transtraqueais ou broncoalveolares. Entretanto, a análise microscópica do líquido broncoalveolar é menos sensível quando comparada a técnica de Baermann, além disso, necessita-se de anestesia geral para realização do procedimento, o que pode comprometer ainda mais o quadro respiratório do animal (NELSON; COUTO, 2015; SZATMÁRI, 2017).

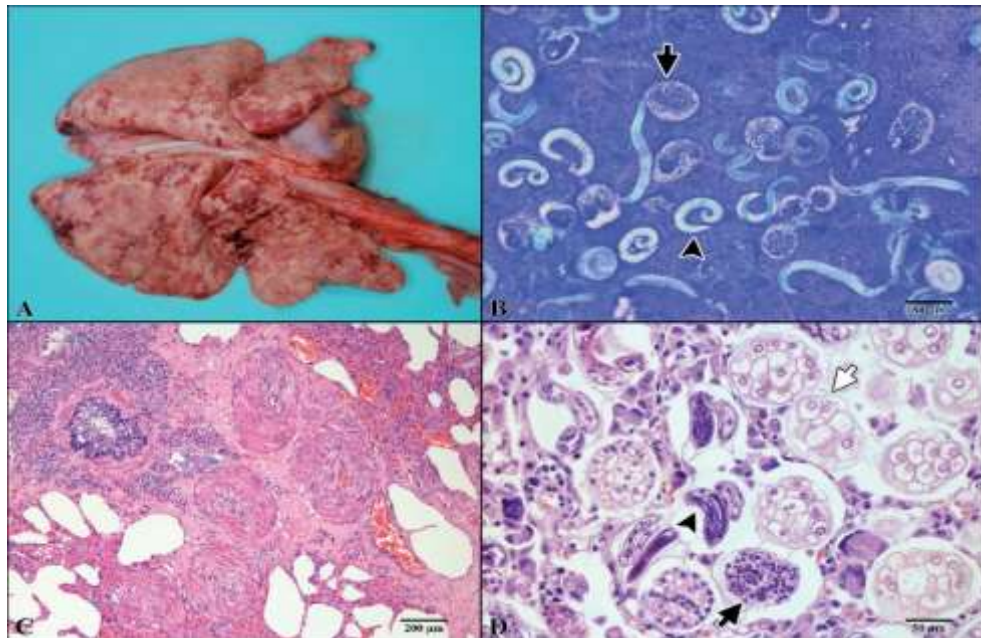
Diagnóstico anatomopatológico

O diagnóstico definitivo da aelurostrongilose também pode ser confirmado através de necropsia e análise histopatológica (Figura 4). Na necropsia, os pulmões apresentam-se consolidados e edematosos, com pequenos e múltiplos nódulos firmes subpleurais amarelo-acinzentados, onde são encontradas formas parasitárias de *A. abstrusus* em diferentes estágios de desenvolvimento (HEADLEY, 2005; GERDIN et al., 2011; TRAVERSA; DI CESARE, 2013). Ao corte, observa-se o parênquima pulmonar com coleções de nódulos de vários tamanhos, firmes, caseosos, solitários ou coalescentes (FORTES, 2004; HEADLEY, 2005). É possível visualizar a olho nu, as formas adultas do verme em formato filiforme, sendo que as fêmeas medem aproximadamente 10,0 a 10,4 mm e os machos e 5,2 a 6,0 mm (ANDERSON, 2000; TAYLOR, 2017).

Em relação ao diagnóstico histológico, este possui a vantagem de detectar infecções antes do período pré-patente. Porém, a maioria das investigações são realizadas com tecido pulmonar procedentes de animais mortos, sendo obtidas a partir das porções médias dos lobos pulmonares que não são correspondentes às porções obtidas por meio

de biopsia em animais vivos. A biopsia pulmonar é um processo invasivo e não é utilizado de forma rotineira na avaliação de afecções do trato respiratório (MATOS, 2016). Microscopicamente, observam-se broncopneumonia verminótica granulomatosa, com presença de infiltrado inflamatório e alterações na musculatura lisa, como hiperplasia e hipertrofia muscular reativas na parede dos vasos sanguíneos, brônquios, bronquíolos e sacos alveolares (HEADLEY, 2005).

Figura 4 - Pneumonia verminótica por *Aelurostrongylus abstrusus* em gatos. **A**- Pulmão. Lobos pulmonares não colabados, com projeções pálidas entremeadas por áreas hiperêmicas. **B**- Imprint pulmonar. Diferentes estágios de *A. abstrusus*, ovo em fase de desenvolvimento (seta) e larva de primeiro estágio (cabeça da seta) Panótico rápido. [Barra 80 µm]. **C**- Pulmão. Hipertrofia e hiperplasia da musculatura lisa alveolar e da parede de artérias (HE). [Barra 200 µm]. **D**- Pulmão. Mórulas contendo *A. abstrusus* (seta branca), ovos em fase de desenvolvimento (seta preta) e larvas de primeiro estágio (cabeça de seta) em espaços interalveolares. Presença de infiltrado inflamatório de linfócitos, plasmócitos, macrófagos e células gigantes multinucleadas (HE). [Barra 50 µm].



Fonte: Pereira et al., (2017).

Diagnóstico por imagem

As alterações radiológicas vão ser observadas conforme a carga parasitária presente no animal e o tempo de evolução da doença (TRAVERSA; GUGLIELMINI, 2008; TRAVERSA; DI CESARE, 2016), contudo, grande parte dos gatos com parasitos pulmonares não apresenta alterações radiográficas evidentes (BARR; BOWMAN, 2010).

Radiografias torácicas na fase inicial da doença exibem padrão alveolar, evoluindo posteriormente para um padrão brônquico com infiltrados alveolares (BARR;

BOWMAN, 2010; TRAVERSA; DI CESARE, 2016), caracterizados especialmente por aumento da opacidade intersticial, pequenos nódulos mal definidos e espessamento das paredes brônquicas. O padrão intersticial é mais frequentemente observado na fase de convalescência da doença. Em alguns animais, pode ocorrer o aumento de diâmetro da artéria pulmonar e efusão pleural (ELSHEIKHA et al., 2016; MATOS, 2016).

A ecocardiografia tem sido utilizada recentemente para diagnóstico de hipertensão pulmonar e de alterações cardíacas em gatos com a infecção por *A. abstrusus*. As principais alterações observadas são dilatação atrial, dilatação da artéria pulmonar e ventrículo direito com regurgitação sistólica da válvula tricúspide (DIRVEN et al., 2012; SZATMÁRI, 2017).

Diagnóstico molecular

A dificuldade na identificação e distinção das espécies de parasitos pulmonares tem levado ao desenvolvimento de métodos moleculares e sorológicos para auxílio no diagnóstico, juntamente aos métodos coprológicos (ANNOSCIA et al., 2014; PENNISI et al., 2015; ELSHEIKHA et al., 2016; CAVALERA et al., 2019; GUELDNER et al., 2019). O diagnóstico de *A. abstrusus* com a técnica de *nested* PCR (Reação em Cadeia da Polimerase) utilizando amostras biológicas como, fezes e *swabs* da faringe demonstrou sensibilidade maior do que a técnica de Baermann (96,6%) e especificidade de 100% para este metastrongilídeo, permitindo o diagnóstico assertivo e mais precoce, ainda no período pré-patente (TRAVERSA et al., 2008a; TRAVERSA; GUGLIELMINI, 2008; SZATMÁRI, 2017).

Outros estudos utilizando técnicas de PCR *Nested* (DI CESARE et al., 2014), PCR *Duplex* (ANNOSCIA et al., 2014;) e PCR *Multiplex* (DI CESARE et al., 2015) foram desenvolvidos e comprovaram a elevada sensibilidade e especificidade no diagnóstico simultâneo de diferentes espécies de metastrongilídeos pulmonares. Desta forma, esses métodos conseguem ultrapassar as limitações dos métodos coprológicos e fornecer maiores informações sobre a biologia e epidemiologia dos hospedeiros intermediários e dos parasitos pulmonares em felinos domésticos e selvagens (TRAVERSA et al., 2008a; TRAVERSA et al., 2008b; ANNOSCIA et al., 2014; DI CESARE et al., 2015). Apesar de existirem kits comerciais disponíveis na Europa, o elevado custo torna muitas vezes, inviável sua aplicação na rotina clínica (TRAVERSA et al., 2008a; CAVALERA et al., 2019).

Diagnóstico sorológico

Recentemente, a sorologia vem sendo utilizada como método de triagem para rastreios epidemiológicos em populações felinas com parasitoses pulmonares (ALHO et al., 2018; GUELDNER et al., 2019). O método consiste na detecção de anticorpos *anti-A. abstrusus* em amostras sorológicas com base em um ensaio imunoabsorvente ligado à enzima (ELISA), utilizando a proteína principal do esperma recombinante de *Dictyocaulus viviparus* (Trichostrongyloidea, Dictyocaulidae) (CAVALERA et al., 2019).

Além de não possuir uma boa sensibilidade e especificidade (88,2% e 90%, respectivamente) quando comparado a outros métodos, o teste apresenta algumas limitações, como a possibilidade de reação cruzada com antígenos de outros parasitos e dificuldade em diferenciar infecções ativas ou passadas, devido a persistência dos anticorpos por um longo período (CHANDLER et al., 2006; TRAVERSA; GUGLIELMINI, 2008; SZATMÁRI, 2017).

Tratamento e profilaxia

Muitos antiparasitários têm se mostrado eficazes para o tratamento da aelurostrongilose (LITTLE, 2015). O fembendazol na dose de 20mg/kg, por via oral, a cada 24h durante 5 dias demonstrou-se eficaz na erradicação das L1 em gatos jovens (SZATMÁRI, 2017). A administração de fembendazol na dose de 50mg/kg, por via oral, a cada 24h durante 15 dias foi capaz de erradicar todos os vermes com sucesso em cinco animais jovens (GRANDI et al., 2005). Apesar de ser o fármaco mais utilizado e que apresenta melhor eficácia contra *A. abstrusus* (LITTLE, 2015; NELSON; COUTO, 2015, SZATMÁRI, 2017), alguns animais podem não apresentar resposta a esse tratamento (TRAVERSA et al., 2008a, 2008b).

As lactonas macrocíclicas, como a ivermectina e selamectina demonstraram resultados satisfatórios na eliminação do metastrongilídeo pulmonar. Foi relatado que a ivermectina na dose de 0,4 mg/Kg, por via subcutânea, repetida com intervalo de 14 dias foi eficaz em alguns casos (LITTLE, 2015). Duas aplicações de selamectina (6 mg/kg, tópica) foram eficazes em apenas um dentre três gatos (LITTLE, 2015). Outro estudo analisando a eficácia de selamectina 45 mg, tópica, administrada duas vezes com intervalo de 23 dias foi testado em 10 gatos naturalmente infectados. Com 10 dias após a

primeira dose, nove gatos foram negativos para o verme, e com 15 dias depois da segunda dose, somente um animal foi positivo. Todos os gatos tornaram-se negativos para o verme após 37 dias da última dose (IANNINO et al., 2013).

Um estudo avaliou a eficácia e segurança de dois parasiticidas em 24 felinos naturalmente infectados: um incluindo emodepside a 2,1% e praziquantel a 8,6% em formulação *spot-on* e outro com uma formulação oral de fembendazol. Doze gatos foram tratados com dose única da solução tópica e os demais com o fembendazol (50 mg/kg a cada 24 hours, via oral, durante três dias). Quatro semanas após o tratamento foi observado que a carga parasitária foi reduzida em 99% de ambos grupos, demonstrando serem seguros e eficazes no tratamento da aelurostrongilose (TRAVERSA et al., 2008a, 2008b; SZATMÁRI, 2017).

O tratamento antiparasitário pode ser associado ao uso de broncodilatadores, especialmente em pacientes com sinais respiratórios exacerbados (NELSON; COUTO, 2015). Infecções bacterianas secundárias devem ser tratadas utilizando antibióticos de amplo espectro e em casos de broncopneumonia, o tratamento anti-inflamatório com corticosteroides é recomendado. Quando ocorre o grave comprometimento respiratório, com presença de efusão pleural e pneumotórax, a abordagem do paciente deve ser realizada imediatamente por meio de toracocentese e oxigenoterapia (PENNISI et al., 2015).

Ao final da terapêutica, devem-se efetuar radiografias torácicas, assim como análises fecais consecutivas por meio da técnica de Baermann, para verificar se a infecção foi eliminada com sucesso (SZATMÁRI, 2017; ABBATE et al., 2019). Após a eliminação da infecção, há remissão completa dos sinais clínicos. A maioria das alterações radiográficas são parcialmente reversíveis, enquanto que as alterações ecocardiográficas são completamente reversíveis (SZATMÁRI, 2017). A repetição do tratamento poderá ser necessária em alguns animais. O prognóstico da doença é considerado excelente, quando o tratamento é realizado corretamente (NELSON; COUTO, 2015).

Quanto a profilaxia, gatos errantes e gatos semidomiciliados apresentam maior possibilidade de se infectarem com o metastrongilídeo pulmonar, especialmente em regiões endêmicas (IORIO; TRAVERSA, 2008). Evitar o contato e ingestão de HI e HP pelos animais é algo de difícil realização, principalmente quando os animais têm acesso livre ao ambiente externo (MESQUITA, 2011). Além disso, com as novas descobertas

sobre a transmissão do verme por meio do muco excretado pelos moluscos, torna-se necessária maior atenção por parte dos tutores em relação a higienização dos locais de alimentação e consumo de água dos animais, caso estejam em espaços abertos (GIANNELLI et al, 2015).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Aelurostrongylus abstrusus é um pequeno nematódeo capaz de provocar pneumonia verminótica, de gravidade variável. Recentemente, *A. abstrusus* tem sido descrito em diversas partes do globo, contudo, o maior conhecimento sobre o parasito e a melhoria nos métodos diagnósticos tem contribuído para o aparente aumento de sua prevalência e expansão no mundo.

Portanto, acredita-se que esta parasitose esteja subdiagnóstica e subestimada pelos médicos veterinários, uma vez que o diagnóstico parasitológico é pouco empregado na rotina clínica. Novos estudos são necessários para estabelecer a atual situação epidemiológica da doença e compreender os fatores que influenciam a transmissão para os hospedeiros intermediários e paratênicos, assim como a resposta imune causada por *A. abstrusus* nos hospedeiros definitivos.

REFERÊNCIAS

- 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. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v. 10, p. 992-997, 2019.
- ALHO, A. M.; NABAIS, J.; CARVALHO, L. M. A importância da Técnica de *Baermann* na clínica de pequenos animais. **Clínica Animal**, v. 1, n. 3, p. 28-31, 2013.
- ANDERSON, R. C. **Nematode parasites of vertebrates, their development and transmission**. 2nd ed. Wallington, UK, 2000. 650 p.
- ANDRADE-PORTO, S.M.; SOUZA, K.C.P.; CÁRDENAS, M.Q.; ROQUE, R.A.; PIMPÃO, D.M.; ARAÚJO, C.S.; MALTA, J.C.O. Occurrence of *Aelurostrongylus abstrusus* (Railliet, 1898) larvae (Nematoda: Metastrongylidae) infecting *Achatina (Lissachatina) fulica* Bowdich, 1822 (Mollusca: Gastropoda) in the Amazon region. **Acta Amazonica**, v. 42, n. 2, p. 245-250, 2012.
- ANNOSCIA, G.; LATROFA, M.S.; CAMPBELL, B.E.; GIANNELLI, A.; RAMOS, R.; DANTAS-TORRES, F.; BRIANTI, E.; OTRANTO, D. Simultaneous detection of the feline lungworms *Troglostrongylus brevior* and *Aelurostrongylus abstrusus* by a newly developed duplex-PCR. **Veterinary Parasitology**, v. 199, n. 172-178, 2014.
- BARR, S. C.; BOWMAN, D. D. Verme Pulmonar Felino (*Aelurostrongylus*). In: BARR, S. C.; BOWMAN, D. D. **Doenças infecciosas e parasitárias do cão e do gato**: consulta em 5 minutos. 1. ed. Rio de Janeiro: Revinter. Cap. 102, p. 529-531, 2010.

BOWMAN, D. D.; HENDRIX, C. M.; LINDSAY, D. S.; BARR, S. C. The nematodes. In: **Feline Clinical Parasitology**. Ames: Iowa State University Press. p. 240-272, 2002. Disponível em: <https://doi.org/10.1002/9780470376805.ch4>. Acesso em: 16 jul. 2020.

CARDILLO, N. M.; ERCOLE, M.; FARIÑA, F.; PASQUALETTI, M.; LOIZA, Y.; PÉREZ, M.; BONBONI, A.; RIBICICH, M. Larval development of *Aelurostrongylus abstrusus* in experimentally infected *Rumina decollata* snails. **Veterinary Parasitology**, v. 251, p. 50-55, 2018.

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. **Parasitology Research**, v. 118, n. 8, p. 2377-2382, 2019.

CHANDLER, E. A., GASKELL, C.J., GASKELL, R.M. **Clínica e terapêutica em felinos**. 3.ed. São Paulo: Roca, 2006. p. 472-484.

DI CESARE, A.; REGALBONO, A. F.; TESSARIN, C.; SEGHETTI, M.; IORIO, R.; SIMONATO, G.; TRAVERSA, D. Mixed infection by *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus brevior* in kittens from the same litter in Italy. **Parasitology Research**, v. 113, p. 613-618, 2014.

DI CESARE, A.; DI FRANCESCO, G.; REGALBONO, A. F.; ELENI, C.; DE LIBERATO, C.; MARRUCHELLA, G.; IORIO, R.; MALATESTA, D.; ROMANUCCI, M.; BONGIOVANNI, L.; CASSINI, R.; TRAVERSA, D. Retrospective study on the occurrence of the feline lungworms *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus* spp. in endemic areas of Italy. **The Veterinary Journal**, v. 203, n. 2, p. 233-238, 2015.

DIRVEN, M.; SZATMÁRI V.; VAN DEN INGH, T.; NIJSSE, R. Reversible pulmonary hypertension associated with lungworm infection in a young cat. **Journal of Veterinary Cardiology**, v. 14, p. 465-474, 2012.

DURÇO, E. C.; SILVA, L. C.; VARGAS, T. S.; CARRARO, V. M. Conhecimento popular: impactos e métodos de controle de *Achatina fulica* em Valença-RJ, Brasil. **Biotemas**, v. 26, n. 1, p. 189-196, 2013.

EHLERS, A.; MATTOS, M. J. T.; MARQUES, S. M. T. Prevalência de *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda, Strongylida) em gatos de Porto Alegre, Rio Grande do Sul. **Revista da Faculdade de Zootecnia, Veterinária e Agronomia**, v. 19, n. 1, p. 97-104, 2013.

ELSHEIKHA, H. M.; WRIGHT, I.; WANG, B.; SCHAPER, R. Prevalence of feline lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* in England. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 16, p. 1-4, 2019.

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 & Vectors**, v. 9, n. 1, p. 389, 2016.

FISCHER, M. L.; COLLEY, E. Diagnóstico da ocorrência do caramujo gigante africano *Achatina fulica* BOWDICH, 1822 na Apa de Guaraqueçaba, Paraná, Brasil. **Estudos de Biologia**, v. 26, n. 54, p. 43-50, 2004.

FORTES, E. **Parasitologia Veterinária**. São Paulo: Ícone, 2004. 686 p.

GERDIN, J. A.; SLATER, M. R.; MAKOLINSKI, K. V.; LOONEY, A. L.; APPEL, L. D.; MARTIN, N. M.; MCDONOUGH, S. P. Post mortem findings in 54 cases of anesthetic associated death in cats from two spay-neuter programs in New York State. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v. 13, p. 959-966, 2011. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/21907603/>. Acesso em: 16 jul. 2020.

GIANNELLI, A.; RAMOS, R. A. N.; ANNOSCIA, G.; DI CESARE, A.; COLELLA, V.; BRIANTI, E.; DANTAS-TORRES, F.; MUTAFCHIEV, Y.; OTRANTO, D. Development of the feline lungworms *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus brevior* in *Helix aspersa* snails. **Parasitology**, v. 141, n. 4, p. 563-569, 2014.

GIANNELLI, A.; CANTACESSI, C.; COLELLA, V.; DANTAS-TORRES, F.; OTRANTO, D. Gastropodborne helminths: a look at the snail-parasite interplay. **Trends in Parasitology**, v. 28, p. 1-10, 2015.

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.; CARVALHO, L. M.; 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.; HALO, L.; BEUGNET, F.; OTRANTO, D. Lungworms and gastrointestinal parasites of domestic cats: a European perspective. **International Journal for Parasitology**, v. 47, n. 9, p. 517-528, 2017.

GRANDI, G.; CALVI, L. E.; VENCO, L.; PARATICI, C.; GENCHI, C.; MEMMI, D.; KRAMER, L. H. *Aelurostrongylus abstrusus* (cat lungworm) infection in five cats from Italy. **Veterinary Parasitology**, v. 134, n. 1-2, p. 177-182, 2005.

GUELDNER, E. K.; GILLI, U.; STRUBE, C.; SCHNYDER, M. Seroprevalence, biogeographic distribution and risk factors for *Aelurostrongylus abstrusus* infections in Swiss cats. **Veterinary Parasitology**, v. 266, p. 27-33, 2019.

HEADLEY, S. A. *Aelurostrongylus abstrusus* induced pneumonia in cats: pathological and epidemiological findings of 38 cases (1987-1996). **Semina: Ciências Agrárias**, v. 26, n. 3, p. 373-380, 2005.

IANNINO, F.; IANNETTI, L.; PAGANICO, D.; VULPIANI, M. P. Evaluation of the efficacy of selamectin spot-on in cats infested with *Aelurostrongylus abstrusus* (Strongylida, Filarioididae) in a central Italy cat shelter. **Veterinary Parasitology**, v. 197, p. 258-262, 2013.

IORIO, R.; TRAVERSA, D. New epidemiological and molecular insights into feline lungworm infection. *Animal Biodiversity and Emerging Diseases*. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 1149, n. 1, p. 174-176, 2008.

JEFFERIES, R.; VRHOVEC M. G.; WALLNER N.; CATALAN D. R. *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus* spp. (Nematoda: Metastrongyloidea) infections in cats inhabiting Ibiza, Spain. **Veterinary Parasitology**, v. 173, p. 344-348, 2010.

JEZEWSKI, 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. **Veterinary Parasitology**, v. 198, n. 3-4, p. 401-405, 2013.

LANGE, M. K.; PENAGOS-TABARES, F.; HIRZMANN, J.; FAILING, K.; SCHAPER, R.; VAN BOURGONIE, Y. R.; BACKELJAU, T.; HERMOSILLA, C.; TAUBERT, A. Prevalence of *Angiostrongylus vasorum*, *Aelurostrongylus abstrusus* and *Crenosoma vulpis* larvae in native slug populations in Germany. **Vet Parasitol.** 254:120-130, 2018.

LIMA, M. S.; GUILHERME, E. Diagnosis, presence of endoparasites, and local knowledge on the infestation of the exotic giant *African snail* (gastropoda: pulmonata: achatinidae), in the urban zone of Rio Branco, Acre, Brazil. **Biota Neotropica**, v. 18, n. 3, 2018.

LITTLE, S. E. Medicina respiratória torácica. In: **O gato: medicina interna**. 1 ed. Rio de Janeiro: Roca. 2015. 849 p.

LÓPEZ, C.; PANADERO, R.; PAZ, A.; SÁNCHEZ-ANDRADE, R.; DÍAZ, P.; DÍEZ-BAÑOS, P.; MORRONDO, P. Larval development of *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda, Angiostrongylidae) in experimentally infected *Ceratomyxa virgata* (Mollusca, Helicidae). **Parasitology Research**, v. 95, p. 13-16, 2005.

MATOS, B. M. Parasitoses pulmonares e gastrointestinais em felinos domésticos no Minho, Portugal. 2016. 125 f. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) – Universidade de Lisboa, Lisboa. 2016. Disponível em: <https://www.repository.utl.pt/handle/10400.5/11914>. Acesso em: 16 jul. 2020.

MATSUI, A.; LUZZI, M. C.; FERREIRA, V. A.; SANTOS, P. C. D.; MOREIRA, P. R. R.; ANDRÉ, M. R. Lack of diagnosis leading to death of a cat with *Aelurostrongylus abstrusus*: Case report. **Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia do CRMV-SP**, v. 16, n. 1, p. 57-57, 2018.

MESQUITA, L. S. *Aelurostrongylus abstrusus* em gatos – Revisão de literatura. 2011. 23 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Medicina Veterinária) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2011.

MOSKVINA, T. V. Current knowledge about *Aelurostrongylus abstrusus* biology and diagnostic. **Annals of Parasitology**, v. 64, n. 1, p. 3-11, 2018.

NABAIS, J. ALHO, A. M.; VICENTE, G.; CARVALHO, L. M. Aelurostrongilose felina: uma parasitose de cortar a respiração. **Veterinary Medicine**, p. 51-56, 2013.

NELSON R. W.; COUTO C. G. In: **Medicina interna de pequenos animais**. 5ed. - Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2015.

NORSWORTHY, G. D; RESTINE, L.M. Lung Parasites. In: NORSWORTHY, G. D. (Ed.) **The Feline Patient**. 5. ed. New Jersey: Wiley-Blackwell, 2018. p. 379-380.

OTRANTO, D., BRIANTI, E.; DANTAS-TORRES, F. *Troglostrongylus brevior* and a nonexistent "dilemma". **Trends in Parasitology**, v. 29, n. 11, p. 517-518, 2013.

PENAGOS-TABARES, F.; LANGE, M. K.; CHAPARRO-GUTIÉRREZ, J. J.; TAUBERT, A.; HERMOSILLA, C. *Angiostrongylus vasorum* and *Aelurostrongylus abstrusus*: Neglected and underestimated parasites in South America. **Parasites & Vectors**, v. 11, n. 1, p. 208, 2018.

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.; MÖSTL, K. Lungworm disease in cats: ABCD guidelines on prevention and management. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v. 17, n. 7, p. 626-636, 2015.

PEREIRA, P. R.; ARGENTA, F.F.; ROLIM, V. M.; OLIVEIRA, E. C.; SONNE, L.; PAVARINI, S. P.; DRIEMEIER, D. Estudo retrospectivo de pneumonia por *Aelurostrongylus abstrusus* em gatos. **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 45, p. 1-8, 2017.

RIBEIRO, V. M.; LIMA, W. S. Larval production of cats infected and re-infected with *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda: Protostrongylidae). **Revue de Médecine Vétérinaire**, v. 152, n. 11, p. 815-820, 2001.

SANTOS, B. R. **Rastreo de Metastrongilídeos pulmonares em gatos domésticos (*Felis silvestris catus*) na área metropolitana de Lisboa, Portugal**. 2016. 100 f. Dissertação (Mestrado Integrado em Medicina Veterinária) – Universidade de Lisboa. 2016.

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*. **Parasitology Research**, v. 113, p. 1425-1433, 2014.

SIMÕES, D. M. N.; SILVA, R. D.; GIACON, M. S. Pneumonias parasitárias. In: **Tratado de Medicina Interna de Cães e Gatos**. 1 ed. Rio de Janeiro: Grupo Gen, 2015. p 1316-1320.

SZATMÁRI, V. Feline Lungworm Infection. In: **August's Consultations in Feline Internal Medicine, Volume 7**. WB Saunders, 2017. p. 379-386.

TAYLOR, M. A.; COOP, R. L.; WALL, R. **Parasitologia veterinária**. 4.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2017.

THIENGO, S. C.; FERNANDEZ, M. A.; TORRES, E. J. L.; COELHO, P. M.; LANFREDI, R. M. First record of a nematode Metastrongyloidea (*Aelurostrongylus abstrusus* larvae) in *Achatina (Lissachatina) fulica* (Mollusca, Achatinidae) in Brazil. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 98, n. 1, p. 34-39, 2008.

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. **Parasitology Research**, v. 103, n. 5, p. 1191-1196, 2008a.

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. **Veterinary Parasitology**, v. 153, n. 1-2, p. 182-186, 2008b.

TRAVERSA, D.; DI CESARE, A. Diagnosis and management of lungworm infections in cats: cornerstones, dilemmas and new avenues. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v. 18, n. 1, p. 7-20, 2016.

TRAVERSA, D.; DI CESARE, A. Feline lungworms: what a dilemma. **Trends in Parasitology**, v. 29, n. 9, p. 423-430, 2013.

TRAVERSA, D.; GUGLIELMINI, C. Feline aelurostrongylosis and canine angiostrongylosis: a challenging diagnosis for two emerging verminous pneumonia infections. **Veterinary Parasitology**, v. 157, n. 3-4, p. 163-174, 2008.

ZOTTLER, E. M.; SCHNYDER, M. Larval development of the cat lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* in the tropical freshwater snail *Biomphalaria glabrata*. **Open Parasitology**, 2. 2016.