

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
FACULDADE DE VETERINÁRIA
CURSO DE ESPECIALIZAÇÃO EM CLÍNICA MÉDICA DE FELINOS

AELUROSTRONGIOSE EM GATOS

Elissandra da Silveira

Porto Alegre

2019

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
FACULDADE DE VETERINÁRIA
CURSO DE ESPECIALIZAÇÃO EM CLÍNICA MÉDICA DE FELINOS

Aelurostrongilose em gatos

Autor: Elissandra da Silveira

Trabalho apresentado à Faculdade de Veterinária como requisito parcial para obtenção do grau de Especialista em Clínica Médica de Felinos Domésticos.

Orientador: Prof^a. Dr^a Fernanda Vieira Amorim da Costa

Co-orientador: Dr^a Sandra Márcia Tietz Marques

PORTO ALEGRE

2019

CIP - Catalogação na Publicação

da Silveira, Elissandra
Aelurostrongilose em gatos / Elissandra da
Silveira. -- 2019.
37 f.
Orientador: Fernanda Vieira Amorim da Costa.

Coorientador: Sandra Maria Tietz Marques.

Trabalho de conclusão de curso (Especialização) --
Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Faculdade
de Veterinária, Especialização em Clínica Médica de
Felinos Domésticos, Porto Alegre, BR-RS, 2019.

1. Aelurostrongylus abstrusus. 2. Método de
Baermann. 3. Radiografia de tórax. 4. Tratamento. 5.
Prognóstico. I. Vieira Amorim da Costa, Fernanda,
orient. II. Tietz Marques, Sandra Maria, coorient.
III. Título.

Elissandra da Silveira
Aelurostrongilose em gatos

Aprovado em 03 de agosto de 2019

Aprovado por:



Prof. Dr^a Fernanda Vieira Amorim da Costa

Orientador e Presidente da Comissão



Dr^a Marcele Bandinelli

Membro da Comissão

Prof. Dr^a. Mariana Teixeira

Membro da Comissão

AGRADECIMENTOS

À minha orientadora professora Fernanda Vieira Amorim da Costa, que tive a chance de acompanhar desde 2013 no meu estágio curricular, que me orientou durante dois anos de residência, me oportunizando viver no setor de medicina felina da UFRGS. Lembro como se fosse hoje de toda a jornada no setor, durante esses quatro anos, período de muito aprendizado, amadurecimento e crescimento. Agradeço a oportunidade de poder fazer a especialização em medicina de felinos e doutorado nos próximos quatro anos. Além de incentivadora como profissional, me incentiva como ser humano;

Às minhas colegas de Pós-Graduação, medfelinas, Raquel Redaeli, Gabriela Schefer, Juliane Paz, Deisy Lerner, Mirela e Bárbara agradeço toda ajuda, parceria, momentos de conversa, discussões de casos e todo o conhecimento compartilhado;

Ao meu noivo Glauco, por estar ao meu lado desde o início da graduação, me incentivar a estudar, me dar apoio psicológico e financeiro, respeitar minhas decisões, escutar todos os dias minhas aflições e casos clínicos, ser meu amigo e parceiro em todos os momentos. Gratidão e amor por te ter na minha vida;

Ao meu sogro Iberê e sogra Vera Lúcia, por todo apoio desde a graduação, se disponibilizando a me ajudar prontamente em tudo que sempre precisei. Não tenho palavras para agradecer tudo que vocês fizeram por mim e, muito de eu ter chegado aonde cheguei, foi por auxílio de vocês!

Aos meus queridos pais, Elisabete e Sérgio, só nós sabemos tudo que passamos nos últimos anos. Obrigada pelo apoio, incentivo e principalmente pelo orgulho. Muito do que eu faço é por vocês! Agradeço por me estimular desde a infância a estudar, ler, ser uma pessoa correta no meu trabalho, honrar meus compromissos e, principalmente, amar e respeitar os animais, isso certamente reflete em muitas condutas hoje como profissional, na preocupação, respeito e zelo que tenho pelos meus pacientes;

À minha irmã Káren e sobrinhos Victória e Arthur, pelo amor, parceira e compreender todos os momentos de ausência. Mesmo com a distância física estou com vocês todos os dias. Amo vocês!

Aos meus filhos felinos Cindisleny Maria, Sebastião Baubau, Dipsi, e, afilhado William, agradeço a oportunidade de ter o amor de vocês todos os dias, de forma incondicional;

Ao meu amigo Marcus Ishigami pelo auxílio incansável nas aulas de inglês;

À minha amiga Débora Ramos, por confiar seus filhos a mim, e sempre me ajudar quando preciso de auxílio em informática e me aconselhar;

Aos funcionários e residentes do Hospital de Clínicas Veterinárias da UFRGS, por estarem sempre disponíveis a ajudar com meus pacientes, em especial Paula Gonzalez, Aline Gouveia, Lucas, Aline, Fabíola, Simone, Fábio, Jaques e Mariana;

À Sandra T.M., minha co-orientadora deste trabalho, por todo apoio, amizade e preocupação desde a graduação;

Ao setor de patologia da UFRGS por todas as dúvidas que me ajudaram, em especial à Marcele, que é um ser humano e veterinária que admiro muito; e, ao Luan, por toda a ajuda e disponibilidade sempre.

“O tempo gasto com gatos nunca é um desperdício de tempo.”

Sigmund Freud

RESUMO

As doenças broncoalveolares associadas a verminoses pulmonares em gatos são citadas como comuns, porém são pouco diagnosticadas na rotina clínica. *Aelurostrongylus abstrusus* é um nematódeo heteroxeno que causa infecção broncopulmonar em gatos domésticos. Os parasitos adultos residem no interior dos bronquíolos, no parênquima pulmonar e nos alvéolos. A sintomatologia inclui tosse de baixa intensidade, sibilos pulmonares graves e angústia respiratória. Dessa forma, a sintomatologia dessa verminose é semelhante à bronquite felina. Assim como a bronquite felina, as verminoses pulmonares também cursam com resposta favorável à terapêutica sintomática e anti-inflamatória, logo o diagnóstico terapêutico não deve ser utilizado, pois mascarará os sinais de inflamação, porém a causa primária não estará sendo tratada. São utilizados para o diagnóstico, exames complementares de triagem como radiografia de tórax e hemograma; além destes, exames mais específicos como o parasitológico de fezes para identificação de larvas de primeiro estágio de *A. abstrusus*, reação em cadeia da polimerase (PCR) e lavado broncoalveolar (LBA) estão disponíveis na rotina clínica. Existem diversos protocolos terapêuticos descritos com o uso de fármacos anti-helmínticos, como fembendazol, moxidectina, ivermectina e selamectina. Em pacientes sintomáticos o uso de corticosteroides e broncodilatadores se faz necessário. O prognóstico é bom quando os pacientes são tratados, porém o ideal é que haja um acompanhamento diário da resposta terapêutica durante o tratamento através de exames de fezes. O objetivo deste estudo foi realizar uma revisão de literatura sobre o parasito *A. abstrusus*, mais comum na nossa região do país como causador de verminose pulmonar em gatos, abrangendo sintomatologia clínica, diagnóstico, tratamento e prognóstico dos pacientes acometidos por esta afecção.

Palavras-chave: felinos, doença pulmonar, metastrongilídeo pulmonar, lavado broncoalveolar, método de Baermann.

ABSTRACT

Bronchoalveolar diseases associated with pulmonary worms in cats are cited as common, but are rarely diagnosed in clinical routine. *Aelurostrongylus abstrusus* is a heteroxene nematode that causes bronchopulmonary infection in domestic cats. Adult parasites reside within the bronchioles, lung parenchyma, and alveoli. Symptoms include low-intensity cough, severe pulmonary wheezing, and respiratory distress. Thus, the symptomatology of this vermin is similar to feline bronchitis. Like feline bronchitis, pulmonary worms also have a favorable response to symptomatic and anti-inflammatory therapy, so the therapeutic diagnosis should not be used, as it will mask the signs of inflammation, but the primary cause will not be treated. Complementary screening tests such as chest radiography and blood count are used for diagnosis; In addition, more specific tests such as fecal parasitology for the identification of *A. abstrusus* first stage larvae, polymerase chain reaction (PCR) and bronchoalveolar lavage (BAL) are available in the clinical routine. There are several therapeutic protocols described with the use of anthelmintic drugs such as fenbendazole, moxidectin, ivermectin and selamectin. In symptomatic patients the use of corticosteroids and bronchodilators is necessary. The prognosis is good when patients are treated, but ideally there is a daily monitoring of the therapeutic response during treatment through stool tests. The aim of this study was to perform a literature review on the parasite *A. abstrusus*, more common in our region of the country as a cause of pulmonary worms in cats, covering clinical symptomatology, diagnosis, treatment and prognosis of patients with this disease.

Key words: felines, pulmonary disease, pulmonary metastrongilide, bronchoalveolar lavage, Baermann method.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1** - Amostras de fezes de gatos domésticos sendo avaliadas através das técnicas de sedimentação de Baermann (à direita) e flutuação de Willis Mollay (à esquerda). Figura cedida por Sandra M. T. Marques.19
- Figura 2** - Fotomicroscopia de L1 de *A. abstrusus* identificada através da técnica coproparasitológica de Baermann. Notar cabeça arredondada e uma cauda torcida (em forma de "S") com projeções distintas em forma de "unha". Aumento de 100x. Cedida por Sandra M. T. Marques.19
- Figura 3** - Radiografias de tórax nas posições laterolateral esquerda (imagem à esquerda) e ventrodorsal (imagem à direita) de um gato acometido por *A. abstrusus*, evidenciando padrão broncointersticial. Figura cedida por Setor de Diagnóstico por Imagem HCV/UFRGS.....20
- Figura 4** - Fotomicroscopia de amostra de LBA: Nota-se infiltrado inflamatório misto moderado, composto predominantemente por eosinófilos. Observa-se moderado infiltrado inflamatório mononuclear, composto por macrófagos e linfócitos, imersos em fundo anfílico amorfo, Barra 50 µm, aumento de 40 X. Figuras cedidas por Setor de Patologia UFRGS.21
- Figura 5** - A: Avaliação histopatológica de paciente parasitado por *A. abstrusus*. A: macroscopia do pulmão mostrando áreas hemorrágicas e multinodulares esbranquiçadas difusas no tecido pulmonar. B: Fotomicrografia. Nota-se grande número de *A. abstrusus* (mórulas e larvas) em espaços alveolares, bem como discreto infiltrado de linfócitos e macrófagos. Coloração hematoxilina-eosina. Aumento 400 x. Figuras cedidas por Setor de Patologia, UFRGS.24

LISTA DE ABREVIATURAS

µm	Micrômetro
DNA	Ácido desoxirribonucleico
ECC	Escore de condição corporal
EPF	Exame parasitológico de fezes
FeLV	Vírus da leucemia felina
FIV	Vírus da imunodeficiência felina
HCV	Hospital de Clínicas Veterinárias
Kg	Quilograma
L1	Larva de primeiro estágio
LBA	Lavado broncoalveolar
mg/kg	Miligrama por quilograma
mL	Mililitro
mm	Milímetro
N	Número de pacientes
PCR	Reação em cadeia da polimerase
PIF	Peritonite infecciosa felina
RCP	Ressuscitação cardiopulmonar
rDNA	DNA ribossomal
RS	Rio Grande do Sul
SNC	Sistema nervoso central
UFRGS	Universidade Federal do Rio Grande do Sul

LISTA DE SÍMBOLOS

<	Menor
>	Maior
%	Percentual
=	Igual
®	Marca registrada
°C	Grau Celsius

SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO.....	13
2.	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	15
	2.1 DOENÇAS DO TRATO RESPIRATÓRIO INFERIOR	15
	2.1.1 VERMINOSE PULMONAR POR A. ABSTRUSUS	15
	2.1.1.1 DIAGNÓSTICO	17
	2.1.1.1.1 Exame parasitológico de fezes	17
	2.1.1.1.2 Radiografia de tórax	20
	2.1.1.1.3 Lavado Broncoalveolar	20
	2.1.1.1.4 Reação de Polimerase em Cadeira (PCR)	23
	2.1.1.1.5 Exame <i>pós mortem</i>	24
	2.1.1.2 TRATAMENTO	24
3.	CONCLUSÃO.....	27
	REFERÊNCIAS	28
	ANEXO 1.....	33

1. INTRODUÇÃO

Os felinos domésticos são acometidos por diversos parasitos que podem causar doença pulmonar, mas as verminoses primárias do pulmão incluem principalmente as causadas pelos agentes *Eucoleus aerophilus* (sinonímia *Capillaria aerophila*) e *Aelurostrongylus abstrusus*, sendo este último exclusivo dos felídeos e a espécie mais comum na região sul do Brasil (EHLERS et al., 2013). Existem outros parasitos pulmonares relatados de ocorrência mais rara, como *Crenosoma vulpis*, *Paragonimus kellicotti*, *Troglostrongylus* spp., *Oslerus rostratus* e *Angiostrongylus chabaudi* (DI CESARE, 2015; LITTLE, 2017). Além destes, *Toxocara cati*, *Toxocara canis*, *Strongyloides felis* e *Strongyloides stercoralis* são nematódeos intestinais que podem danificar as artérias pulmonares e parênquima pulmonar durante sua migração (SZATMÁRI, 2017).

O diagnóstico definitivo dos dois principais agentes da verminose pulmonar felina é realizado por meio da identificação dos ovos nas fezes de *E. aerophilus* e das larvas de primeiro estágio de *A. abstrusus* nas fezes ou no líquido do LBA, além de exames de triagem complementares como radiografia de tórax e hemograma (LITTLE, 2017).

Ambas as verminoses podem ser assintomáticas ou sintomáticas, podendo variar de tosse de baixa intensidade, até sibilos pulmonares graves e angústia respiratória. Podem ser auscultados sibilos e crepitações no exame físico. A sintomatologia da verminose é semelhante à bronquite ou asma felina (HAWKINS, 1997), o que causa diversos diagnósticos na rotina clínica errôneos, com o tratamento do sinal clínico de tosse, sem a busca do diagnóstico diferencial. Assim como a bronquite felina, as verminoses pulmonares também cursam com resposta favorável à terapêutica sintomática e anti-inflamatória, contudo o diagnóstico terapêutico não deve ser utilizado (SOUZA, 2003).

Casos de verminoses não tratadas podem perpetuar sinais clínicos, quando em alta carga parasitária, levando à tosse crônica, à dispneia e à caquexia. Além disso, infecções assintomáticas podem contribuir com mortes associadas a procedimentos anestésicos, por menor capacidade pulmonar (HAMILTON, 1967). Infecções graves e não tratadas podem levar a sopro cardíaco causado pela regurgitação em tricúspide como resultado de hipertensão pulmonar grave e, em raras ocasiões, até mesmo ascite (DIRVEN, 2012).

De acordo com a literatura encontrada, os índices de parasitoses variam dependendo da localização geográfica, método diagnóstico utilizado e população estudada (SOUZA, 2003). Existem apenas alguns relatos sobre o envolvimento de *A. abstrusus* nos problemas broncoalveolares em felinos na região de Porto Alegre, onde de 88 gatos atendidos no Hospital

de Clínicas Veterinárias da Universidade Federal do Rio Grande do Sul no período de dois anos, foi encontrada uma prevalência de L1 de 29,5% (24/88), o diagnóstico foi realizado exclusivamente pelo método de Baermann (EHLERS et al., 2013), sem correlação com sinais clínicos ou outros exames diagnósticos, como radiografia torácica e lavado broncoalveolar. Apesar de ser relatados casos de felinos acometidos por *E. aerophilus*, esse tipo de infecção ainda é considerado esporádico, além disso, os gatos podem estar infectados e não apresentarem sintomatologia, o que acaba reduzindo os diagnósticos realizados (BURGESS et al., 2008).

Dessa forma, o objetivo geral deste trabalho de pesquisa foi realizar uma revisão bibliográfica sobre a principal verminose pulmonar da nossa região, causada por *A. abstrusus*, abrangendo desde anamnese, exame clínico, exames complementares e terapêutica.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 DOENÇAS DO TRATO RESPIRATÓRIO INFERIOR

As doenças do trato respiratório inferior interferem na oxigenação do sangue, podendo resultar em angústia respiratória, intolerância ao exercício, letargia, inapetência, fraqueza, cianose ou síncope (NELSON & COUTO, 2010; PALMA, 2017). Dentre estes sinais clínicos, a manifestação de tosse e dispneia são mais comuns (SOUZA, 2003). As causas podem ser de origem infecciosa, inflamatória ou neoplásica (ROZANSKI, 2013).

Há diferenças anatômicas e fisiológicas na árvore brônquica de felinos quando comparadas à espécie canina, como maior quantidade de músculo liso na parede bronquial e na região ductal alveolar, mais cartilagem elástica do que hialina nos bronquíolos, mais células globoides e glândulas submucosas e mais mastócitos pulmonares (HAWKINS, 1997). Frente a manifestações de doenças alérgicas, essas diferenças justificam a maior frequência de doenças broncopulmonares nessa espécie (SOUZA, 2003).

2.1.1 Verminose Pulmonar por *A. abstrusus*

A. abstrusus é considerado por muitos profissionais da Medicina Veterinária um parasito esporádico e relativamente não patogênico. Porém, nos últimos anos ocorreu uma crescente conscientização do seu impacto sobre a saúde dos gatos (NORSWORTHY et al., 2009).

A. abstrusus é um nematódeo da superfamília Metastrongyloidea, que causa infecção em gatos domésticos. Os parasitos adultos possuem menos de um centímetro e residem primariamente no interior dos bronquíolos, no parênquima pulmonar e nos alvéolos (HAWKINS, 1997; TAYLOR et al., 2007, NORSWORTHY et al., 2009). Esses nematódeos se tornam adultos e são capazes de produzir ovos após 25 dias, os quais evoluem e liberam larvas de primeiro estágio (L1) que migram dos brônquios para a traqueia e da traquéia para a faringe, sendo deglutidas e eliminadas nas fezes (NORSWORTHY et al., 2009).

A doença é cosmopolita e, embora a infecção seja bastante comum, a maior parte dos gatos permanece assintomática (CLARK, 2001; TAYLOR et al., 2007). É um parasito heteroxeno que necessita como hospedeiros intermediários um molusco, caracol ou lesma, e, hospedeiros paratênicos, como roedores, répteis e anfíbios, para evoluírem para L3. Os gatos são hospedeiros definitivos que se infectam ao ingerir o hospedeiro intermediário ou o hospedeiro paratênico contendo a L3 (HAWKINS, 1997; TAYLOR et al., 2007). Além desses,

a barata doméstica (*Periplaneta americana*) representa um potencial transmissor, atuando como hospedeiro intermediário (FALSONE, 2017).

As lesões causadas por *A. abstrusus* geralmente ficam restritas a cavidade torácica. Em infecções brandas, podem ocorrer nódulos acinzentados de tamanho puntiforme por todo pulmão; nas infecções mais graves, podem ser observados nódulos de até 10 mm de diâmetro, especialmente abaixo da pleura, tornando a sua superfície irregular. Os nódulos são amarelo acinzentados e firmes, que tendem a se unir quando numerosos (TREES, 2006).

Na análise microscópica, pode ser visualizada obstrução de alvéolos por vermes, ovos, larvas e agregados celulares, que podem progredir para a formação de granuloma. Uma alteração característica é a hipertrofia e hiperplasia da musculatura lisa, que não só afetam os bronquíolos e ductos alveolares, mas também a camada média das artérias pulmonares. Em infecções maciças, a cavidade pleural pode estar preenchida com um líquido de coloração esbranquiçada (TAYLOR et al., 2007). As lesões residuais podem permanecer por vários anos ou até perdurar por toda vida (TREES, 2006).

Os sinais clínicos podem variar de tosse de baixa intensidade, até sibilos pulmonares graves e angústia respiratória. Podem ser auscultados sibilos e crepitações no exame físico. A sintomatologia dessa verminose é semelhante à bronquite felina (HAWKINS, 1997). Nos gatos em repouso, a tosse é mais branda, já nos gatos ativos, além de tosse, podem haver espirros e secreção nasal com dispneia discreta e produção de escarro mucoide. Em infecções experimentais maciças, os sinais mais graves surgem seis a 12 semanas após a infecção, quando a deposição de ovos é máxima. Grandes infecções podem causar diarreia e perda de peso (TAYLOR, 2007), porém os sinais clínicos vão depender da gravidade da infecção e da magnitude da resposta do hospedeiro (BONAGURA, 2008).

Um trabalho realizado no Brasil (HEADLEY, 2005) indicou que animais livres e gatos jovens podem estar significativamente mais infectados com o metastrongilídeo, por terem maior acesso à caça. Outro levantamento realizado no Norte e centro da Itália envolvendo mais de 800 gatos, demonstrou que tanto os animais jovens quanto os adultos foram infectados por *A. abstrusus* (DI CESARE, 2015).

O nematoide pode infectar gatos independentemente do estilo de vida, idade, raça e sexo, mas animais sem acesso à rua são menos propensos a serem infectados por *A. abstrusus*. Em contraste, os animais com acesso à rua, em que seja permitido caçar, tem maiores oportunidades de ingerir os hospedeiros intermediários e paratênicos (TRAVERSA, 2013; GENCHI, 2014; DI CESARE, 2015).

A verminose tem caráter cosmopolita, entretanto, são poucos os relatos detalhados no Brasil. Uma revisão de relatos de casos de pneumonia causada por *A. abstrusus* descreve a ocorrência do parasito em Minas Gerais (MUNDIM et al., 2004), Rio de Janeiro (LANGENEGGER, 1963), São Paulo (CAMPEDELLI 1972; FENERICH et al., 1975; OHLWEILER et al., 2010), Mato Grosso (SOUZA et al. 2013) e Rio Grande do Sul (HEADLEY, 1997; EHLERS et al., 2013). No Rio Grande do Sul, relatos da ocorrência de *A. abstrusus* são encontrados em Santa Maria (HEADLEY, 1997) e Porto Alegre (EHLERS et al., 2013). Em Porto Alegre, de 88 gatos atendidos no Hospital de Clínicas Veterinárias da Universidade Federal do Rio Grande do Sul no período de 2008 e 2009, foi encontrada uma prevalência de L1 de 29,5% (24/88) e o diagnóstico foi realizado pelo método de Baermann (EHLERS et al., 2013). Porém, não se correlacionou esses achados a presença de doenças broncopulmonares nos pacientes.

2.1.1.1 Diagnóstico

O diagnóstico é realizado através de exames coprológicos (CASTRO et al., 1999; SHUSTER R. et al., 1999; TÜZER et al., 2002), radiografia de tórax (LOSONSKY et al. 1983; WILLARD et al., 1988; BARRS et al., 1999), lavado broncoalveolar (BARRS et al., 1999), diagnóstico molecular (TRAVERSA 2008a, TRAVERSA 2008b), histopatologia (WILLARD et al., 1988) e exame *post-mortem*.

2.1.1.1.1 Exame parasitológico de fezes

O exame de fezes para ovos ou larvas é um instrumento simples, não invasivo, que serve para diagnóstico de verminoses pulmonares. Entretanto, cabe ressaltar, que como a eliminação é intermitente, a doença parasitária não pode ser excluída somente com base nos resultados negativos dos exames. Exames múltiplos, no mínimo três consecutivos, podendo ser colhido no mínimo 2 g de fezes diariamente ou quando o paciente defecar, devem ser realizados em animais nos quais se suspeita de doença parasitária (NELSON & COUTO, 2010).

A técnica de sedimentação por Baermann é um método coprológico utilizado para isolar larvas infectantes de primeiro estágio (L1) de nematódeos pulmonares a partir de amostras fecais, sendo atualmente o método de eleição para o diagnóstico de *A. abstrusus* (HENDRIX & ROBINSON, 2006; LITTLE, 2017). É uma técnica simples, não invasiva e de baixo custo, consistindo na colocação de fezes envoltas por gaze em um recipiente cônico com água morna, com base no mecanismo de hidro e termotropismo positivo das larvas. O calor e a

umidade estimulam a motilidade larvar levando ao seu deslocamento para a superfície da massa fecal. No entanto, como as larvas são incapazes de nadar contra a gravidade, tendem a sedimentar e a se concentrar no fundo do copo. Já a técnica de flutuação pelo método de Willis Mollay é um método para identificação de ovos de *E. aerophilus*. Nessa técnica, é utilizado o princípio da flutuação em solução saturada, sendo importante para identificar coinfeções parasitárias (Figura 1) (HENDRIX & ROBINSON, 2006).

Em casos de infecções com alta carga parasitária, as larvas podem ser identificadas pelo exame de esfregaço fecal direto, porém, caso contrário, os exames tradicionais devem ser realizados. No caso de *A. abstrusus*, o método de Baermann é o mais indicado pois consegue larvas e não somente ovos (SZATMÁRI, 2017). A sobrevivência de larvas de primeiro estágio nas fezes foi avaliada, sendo de 36 dias quando a temperatura varia de -6 a 22°C, mesmo após congelamento e descongelamento das fezes (SZATMÁRI, 2017).

Para identificação da L1 de *A. abstrusus* deve-se utilizar como parâmetro o seu comprimento e as características morfológicas das extremidades anterior e posterior (cabeça e cauda). A maioria das descrições na literatura relata que a L1 de *A. abstrusus* tem aproximadamente 360–400 µm de comprimento, embora larvas mais curtas de até 300 µm tenham sido descritas em casos de elurostrongilose, confirmados em análises histológicas e genéticas (TRAVERSA, 2013). Essas larvas têm uma cabeça arredondada com abertura oral terminal e uma cauda torcida (em forma de "S") com projeções distintas em forma de “unha” (Figura 2) (TRAVERSA, 2013, BRIANTI, 2014, DI CESARE, 2015).



Figura 1 - Amostras de fezes de gatos domésticos sendo avaliadas através das técnicas de sedimentação de Baermann (à direita) e flutuação de Willis Mollay (à esquerda). Figura cedida por Sandra M. T. Marques.

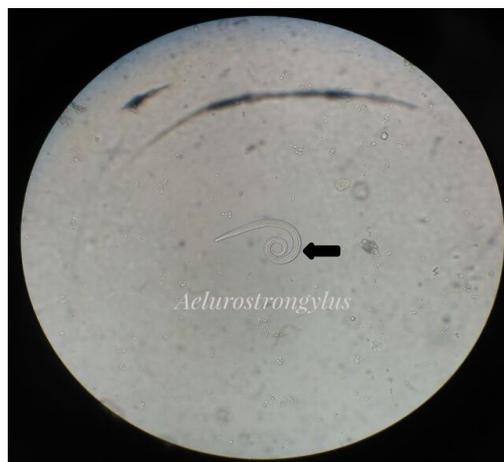


Figura 2 - Fotomicroscopia de L1 de *A. abstrusus* identificada através da técnica coproparasitológica de Baermann. Notar cabeça arredondada e uma cauda torcida (em forma de "S") com projeções distintas em forma de "unha" na seta preta. Aumento de 100x. Cedida por Sandra M. T. Marques.

Como limitações, o EPF necessita de um técnico treinado para identificar larvas de *A. abstrusus*, existem casos falso-negativos no período pré-patente, existem momentos em que pode ocorrer liberação intermitente de ovos ou larvas e pode haver contaminação da amostra

com nematódeos de vida livre, conduzindo a resultados falso positivos (LITTLE, 2017).

2.1.1.1.2 Radiografia de tórax

A realização de radiografia torácica é, geralmente, o primeiro passo diagnóstico na rotina clínica em qualquer gato com tosse crônica ou dispneia. Os achados radiográficos de infecção por *A. abstrusus* são inespecíficos e suas alterações dependem da duração da infecção, bem como da carga parasitária (DENNLER, 2013). As primeiras alterações se iniciam a partir de cinco a seis semanas após a infecção e variam desde espessamento brônquico com um padrão alveolar focal (nódulos mal definidos) a um padrão alveolar generalizado. Em casos graves, nódulos múltiplos ao longo dos pulmões estão presentes, com áreas de padrão alveolar (SZATMÁRI, 2017).

As radiografias torácicas podem demonstrar aumento de radiopacidade em padrão micronodular pouco definida em todos os campos pulmonares, achado semelhante a neoplasias metastáticas, afecções bacterianas e micóticas. Padrões brônquicos, intersticiais e alveolares resultam de reações inflamatórias (HAWKINS, 1997). Também são observadas alterações em gatos infectados como espessamento brônquico, opacidade brônquica, doença pulmonar generalizada ou alveolar e aumento na densidade focal e vascular do parênquima (Figura 3) (SORESCU et al.,2011).

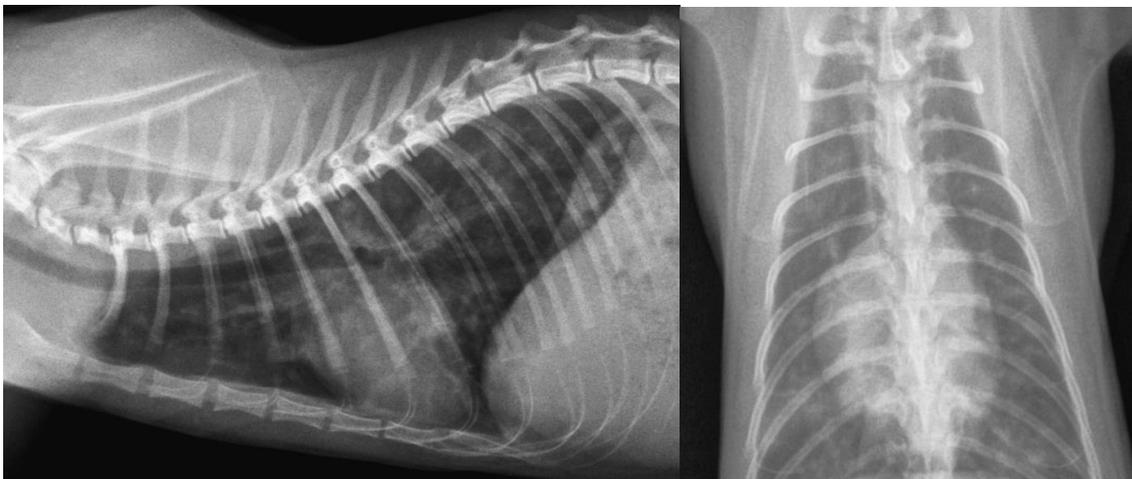


Figura 3 - Radiografias de tórax nas posições laterolateral esquerda (imagem à esquerda) e ventrodorsal (imagem à direita) de um gato acometido por *A. abstrusus*, evidenciando padrão broncointersticial. Figura cedida por Setor de Diagnóstico por Imagem HCV/UFRGS.

2.1.1.1.3 Lavado Broncoalveolar

O LBA é um método diagnóstico pelo qual o médico veterinário pode obter amostras provenientes das porções mais distais do trato respiratório por meio da infusão de fluido

isotônico e imediata aspiração do mesmo (FOSTER, 2004; JOHNSON, 2011). O LBA possibilita a colheita de amostra para citologia, cultura bacteriana e fúngica diretamente das vias aéreas (Figura 4).

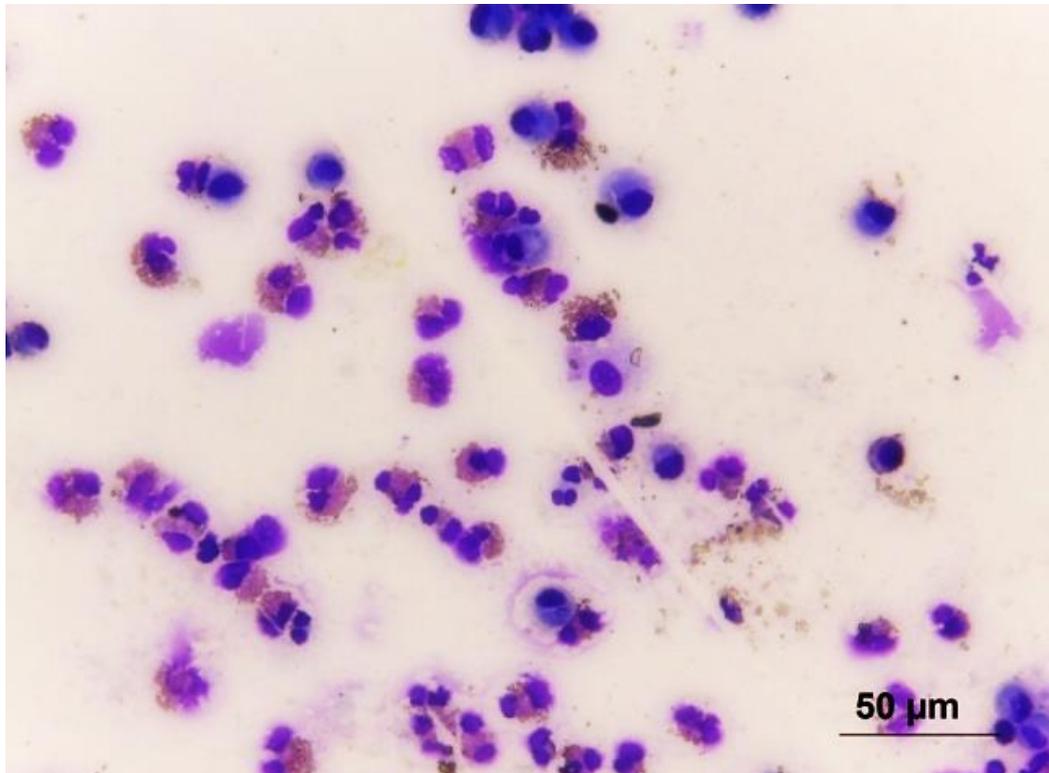


Figura 4 - Fotomicroscopia de amostra de LBA: Nota-se infiltrado inflamatório misto moderado, composto predominantemente por eosinófilos. Observa-se moderado infiltrado inflamatório mononuclear, composto por macrófagos e linfócitos, imersos em fundo anofílico amorfo, Barra 50 μm , aumento de 40 X. Figuras cedidas por Setor de Patologia UFRGS.

Um estudo realizado em felinos por Johnson (2011), mostrou que os volumes médios de solução fisiológica utilizada para realizar o LBA devem ser de 2,62-5,05 mL/kg. A porcentagem média de fluido recuperado é de 51% a 73% e as contagens de células foram adequadas para avaliação citológica em 97% (61 / 64) dos gatos. Complicações ocorreram em 38% dos procedimentos, entretanto, estas foram leves em 24% dos gatos e associadas a episódios de hipoxemia. Nos LBA com complicações graves, os pacientes foram diagnosticados com neoplasia terminal. Assim, as complicações não foram associadas ao volume de fluido instilado ou recuperado, e sim à doença subjacente. A broncoscopia flexível com LBA foi bem tolerada na maioria dos gatos examinados. Em um estudo, os diagnósticos clínicos incluíram doença inflamatória das vias aéreas, compatível com asma, em 67% (46/68) dos gatos, pneumonia em 15% (10/68), doença neoplásica em 12% (8/68) e outras afecções em 6% (4/68), sendo as amostras colhidas significativas para determinar diagnósticos diferenciais

de verminose pulmonar. Neste trabalho não foi relatado nenhum parasito pulmonar (JOHNSON, 2011).

Amostras respiratórias de material expectorado, *swabs* faríngeais, lavado traqueal, LBA, efusões pleurais, citologia do aspirado por agulha fina de pulmão guiado por ultrassonografia podem ser examinados microscopicamente quanto à presença de L1 de *A. abstrusus* (GAMBINO, 2016). No entanto, esses métodos apresentam limitações inerentes aos riscos para a saúde do animal e exigência de anestesia geral, além da baixa sensibilidade na ausência de envolvimento significativo de tecido pulmonar (PEDERSEN, 1988).

Devido à excreção fecal intermitente de L1, o uso simultâneo de testes de Baermann e LBA são sugeridos pela literatura para a realização do diagnóstico definitivo de aerulostrongilose (TRAVERSA, 2008). Alguns trabalhos não experimentais mostram maior sensibilidade do teste de Baermann quando comparado ao LBA, pois estudos experimentais com recuperação de L1 através de LBA utilizaram uma carga parasitária elevada (800 larvas por gato), ocasionando um maior envolvimento pulmonar, com consequente maior recuperação por este exame (RIBEIRO, 2014).

O exame microscópico do fluido do LBA é menos sensível do que a técnica de Baermann para identificação de L1 de *A. abstrusus*. Em um estudo comparativo realizado por Lacorcia (2009) em 80 gatos, a prevalência da verminose foi de 13,8%, sendo a técnica de Baermann uma sensibilidade de 94,5% e o exame citológico do LBA de 90,8%. Além disso, requer anestesia geral em um paciente com alto risco de mortalidade relacionada ao procedimento por causa do comprometimento respiratório (LACORCIA, 2009).

Com relação ao LBA, há descrito alguns protocolos para realização do procedimento (ANEXO 1) (REINERO, 2010). É importante que o paciente expanda os pulmões de forma assistida por anestesista entre as infusões de solução salina e o excesso de fluido deve ser drenado das grandes vias aéreas e da sonda endotraqueal, por meio da elevação da parte caudal do gato (REINERO, 2010).

Complicações mais comuns decorrentes do LBA devem ser tratadas com suspensão do procedimento e ventilação, como em casos de hipoxemia, que é a intercorrência mais relatada. Em casos de broncoespasmo e broncoconstrição, são utilizados broncodilatadores endovenosos e corticoterapia com dexametasona. Em casos de parada cardiorrespiratória, o protocolo de ressuscitação cardiopulmonar utilizado deve se basear no *guideline* de ressuscitação cardiopulmonar (RCP) (REINERO, 2010).

2.1.1.1.4 Reação de Polimerase em Cadeira (PCR)

Ensaio moleculares foram desenvolvidos para diagnóstico baseados em amplificação de DNA de *A. abstrusus*. A primeira técnica desenvolvida foi uma *nested* PCR baseada em marcadores genéticos do rDNA deste nematódeo, com especificidade de 100% e sensibilidade de 97%, realizado nas fezes e amostras de *swabs* faríngeos de gatos infectados. É importante ressaltar que este tipo de diagnóstico foi capaz de revelar gatos que tiveram resultados negativos nos métodos diagnósticos clássicos (EPF por Baermann) e positivos na detecção gênica (TRAVERSA 2008a, TRAVERSA 2008b).

Foi descrita a técnica de PCR duplex, na qual há a diferenciação de *A. abstrusus* e *Troglostrongylus brevior*, outro parasito pulmonar (ANNOSCIA, 2014). Ambos têm uma biologia semelhante e compartilham nichos ecológicos, potencialmente infectando gatos, mas são difíceis de serem diferenciados devido às semelhanças morfológicas de suas larvas de primeiro estágio (L1), sendo diferenciados apenas por biologia molecular. Foi validado também um ensaio de PCR *triplex* para a discriminação simultânea de *A. abstrusus*, *T. brevior* e *Angiostrongylus chabaudi*, que da mesma forma tem biologia semelhante ao *A. abstrusus*, sendo diferenciadas por biologia molecular. Este método provou ser altamente promissor (DI CESARE, 2015).

Estabelecer o diagnóstico de *A. abstrusus* com um ensaio de PCR em amostras de esfregaço de faringe e amostras fecais mostrou ser 100% específico e mais sensível (96,6%) do que a técnica de Baermann (90%), mas esta ainda não está disponível comercialmente (TRAVERSA, 2008).

Há ainda outras espécies de vermes pulmonares, que cursam com a mesma sintomatologia clínica, porém de ocorrência rara, como *Oslerus rostratus*, que já foi registrado em gatos domésticos na Itália (TRAVERSA, 2013). Uma infecção mista de *A. abstrusus* e *O. rostratus* foi relatada em um gato doméstico da Espanha (JUSTE, 1992). No entanto, este último é um parasito de felídeos selvagens, havendo uma especulação de que o gato doméstico seja apenas um hospedeiro acidental (TRAVERSA, 2013, JEFFERIES, 2010). Outro metastrongilídeo, *Troglostrongylus subcrenatus*, também foi relatado recentemente na Europa apenas em um único gato doméstico (BRIANTI, 2014).

Por fim, cabe citar que poucos trabalhos investigaram técnicas sorológicas no diagnóstico de *A. abstrusus*. Devido à persistência de anticorpos por um longo período, as infecções presentes e passadas não podem ser diferenciadas, sendo que na rotina clínica não há nenhum ensaio sorológico disponível (BRIGGS, 2013).

2.1.1.1.5 Exame pós morte

A necropsia de gatos infectados revela nódulos pálidos de um a dois milímetros em todos os lobos pulmonares, a maioria deles contendo vermes. A mucosa bronquiolar é invadida por eosinófilos, linfócitos e plasmócitos (bronquiolite); além disso, os bronquíolos terminais e ductos alveolares apresentam hipertrofia de músculo liso. As artérias e arteríolas pulmonares mostram hipertrofia de músculo liso, o que pode causar obliteração da luz. A camada muscular é invadida por eosinófilos e podem ser vistas proliferação e vacuolização das células endoteliais. Além disso, pode ser vista fibrose perivascular e subendotelial. Vasoconstrição prolongada, em conjunto com as demais alterações citadas podem causar hipertensão pulmonar (SZATMÁRI, 2017). Através da colheita de fragmentos pulmonares e realização de exame histopatológico com coloração de hematoxilina-eosina são observados focos extensos de invasão dos alvéolos pulmonares por ovos embrionados e larvas de *A. abstrusus* e, citologia por *imprint* do parênquima pulmonar no momento da necropsia (Figura 5) (FERREIRA DA SILVA et al., 2005).

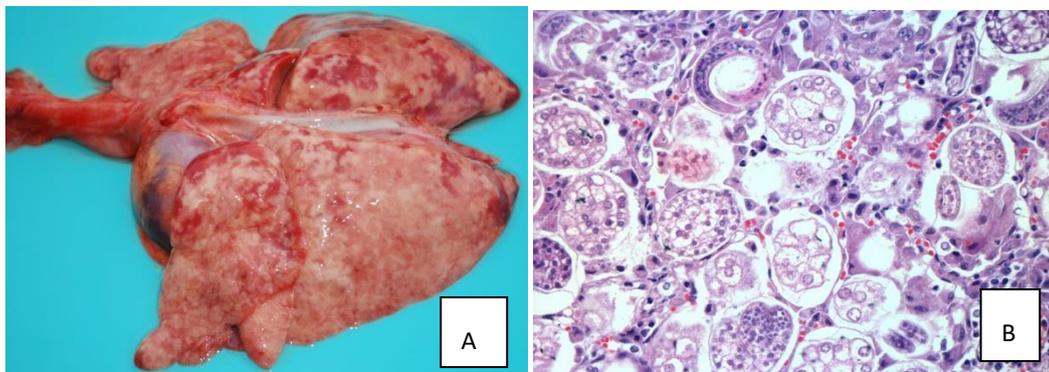


Figura 5 - A: Avaliação histopatológica de paciente parasitado por *A. abstrusus*. A: macroscopia do pulmão mostrando áreas hemorrágicas e multinodulares esbranquiçadas difusas no tecido pulmonar. B: Fotomicrografia. Nota-se grande número de *A. abstrusus* (mórulas e larvas) em espaços alveolares, bem como discreto infiltrado de linfócitos e macrófagos. Coloração hematoxilina-eosina. Aumento 400 x. Figuras cedidas por Setor de Patologia, UFRGS.

2.1.1.2 Tratamento

As infecções por parasitos pulmonares respondem bem ao tratamento com anti-helmínticos descritos em literatura, com prognóstico bom (NORSWORTHY, 2010). Além disso, o tratamento da sintomatologia de tosse com oxigenioterapia, corticosteroides e broncodilatadores se faz necessário para o controle da reação inflamatória e melhora da

capacidade respiratória em casos mais graves (NORSWORTHY, 2010). Os sintomas de inflamação ocorrem pela presença de ovos e larvas nos alvéolos pulmonares e à irritação mecânica produzida pelas larvas ao migrarem. Estes sinais, costumam desaparecer quando é instaurado o tratamento antiparasitário (FERREIRA DA SILVA et al., 2005).

Os protocolos com o fármaco fembendazol são bastante variados com relação ao tempo de utilização. Um trabalho experimental utilizando este fármaco (50 mg/kg, a cada 24 horas, via oral, durante 5 dias) demonstrou ser eficaz na eliminação do parasito em oito filhotes. Os pacientes foram medicados oito semanas após a infecção experimental com 450 larvas de terceiro estágio, e duas a quatro semanas após o tratamento não foram encontradas larvas nas fezes. Os pacientes foram eutanasiados e não foram encontrados indícios da verminose pulmonar (HAMILTON, 1984).

Em um outro trabalho experimental com o fármaco fembendazol (50 mg/kg, a cada 24 horas, via oral, durante 3 dias) utilizando 15 gatos, mostrou que entre os dias 14 e 25 após o tratamento, cinco gatos começaram a eliminar larvas de primeiro estágio, não sendo eficaz na eliminação larvar (ROBERSON, 1980).

Outra pesquisa, com a administração de fembendazol por um período mais longo (50 mg/kg, a cada 24 horas, via oral, 14 dias) erradicou os parasitos com sucesso (GRANDI, 2005). Segundo Norsworthy (2010), a utilização de fembendazol na dose de 50 mg/kg, uma vez ao dia, por 21 dias é preconizada. O tratamento deve ser estendido se os exames fecais subsequentes permanecerem positivos. Contudo, a remissão espontânea sem nenhum tratamento pode ocorrer.

Um estudo utilizando moxidectina, uma lactona macrolítica, mostrou que não houve identificação de larvas de primeiro estágio nas fezes dos 12 pacientes tratados 28 dias após uma única aplicação da solução tópica na concentração de 1%. O estudo comparou este tratamento com outro utilizando o fármaco fembendazol em doze pacientes (50 mg/kg, a cada 24 horas, via oral, durante 3 dias) e, destes, onze foram negativos nos exames de fezes (TRAVERSA, 2009).

O fármaco emodepsida na concentração de 2,1% combinado com praziquantel a 8,6% tópicos foram testados em 24 gatos naturalmente infectados em um estudo controlado e multicêntrico. Doze gatos foram tratados com dose única tópica e doze gatos foram tratados com fembendazol (50 mg/kg, a cada 24 horas, via oral, durante 3 dias). Quatro semanas após o tratamento, o número de larvas reduziu em 99% em ambos os grupos (TRAVERSA, 2009).

Em um outro trabalho, utilizou-se selamectina tópica, aplicada duas vezes com intervalo

de 23 dias, testada em dez gatos infectados naturalmente. Dez dias após a primeira dose, nove gatos foram negativos no exame de fezes. Todos os pacientes foram negativos 37 dias após o segundo tratamento (IANNINO, 2013).

Há também a descrição do uso de ivermectina (400 mcg/kg, via oral ou via subcutânea) com duas a quatro repetições de tratamento, a cada 14 dias (NORSWORTHY, 2010).

3. CONCLUSÃO

Aerulostrongilose é uma importante causa de doença broncopulmonar em gatos, porém ainda subdiagnosticada, por ser tratada como asma/bronquite crônica por desconhecimento de clínicos de pequenos animais. Todos os gatos com sintomatologia de tosse ou assintomáticos com alteração radiográfica compatível com afecção broncopulmonar devem realizar EPF pelo método de Baermann de forma seriada para diagnóstico desta afecção.

REFERÊNCIAS

- ANNOSCIA, G. et al. Simultaneous detection of the feline lungworms *Troglostrongylus brevior* and *Aelurostrongylus abstrusus* by a newly developed duplex-PCR. **Veterinary Parasitology**, v. 199, p. 172–178, jun, 2014.
- BARRS, V.R. et al. Concurrent *Aelurostrongylus abstrusus* infection and salmonellosis in a kitten. **Australian Veterinary Journal**, v.77, n.4, p.229-232, April, 1999.
- BONAGURA J. D. Sistema Cardiopulmonar. In: BIRCHARD S. J.; SHERDING R.G. **Manual Saunders: Clínica de Pequenos Animais**. São Paulo: Editora Roca, 2008, p. 1732-1733.
- BOWMAN D. D. et al. Trematodes of the lungs. In: **Feline clinical parasitology**. Iowa: Ed. Iowa State University Press, Blackwell Science Company, USA, 2002, p.163–78.
- BURGESS, H. et al., *Eucoleus aerophilus* respiratory infection in a dog with Addison’s disease. **Canadian Veterinary Journal**, v.49, n.4, p. 389–392, 2008.
- BRIANTIE, GIANNETTO S, DANTAS-TORRES F, OTRANTO D. Lungworms of the genus *Troglostrongylus* (Strongylida: Crenosomatidae): neglected parasites for domestic cats. **Veterinary Parasitology**, v. 202, p. 3-4, 2014.
- BRIGGS, K.R.; YAROS, J.P.; LIOTTA, J.L. detecting *Aelurostrongylus abstrusus*- specific IgG antibody using na immunofluorescence assay. **Journal Feline Medicine and Surgery**, v. 15, p. 1114- 1118, 2013.
- CAMPEDELLI, O. Ocorrência de broncopneumonia verminótica em gatos causada por *Aelurostrongylus abstrusus* (Raillet, 18980 no Estado de São Paulo (Nematoda:Protostrongylidae). **O Biológico**, v. 38, n. 11, p. 398-400, 1972.
- CASTRO, J.M. Ocorrência de parasitos em felídeos de zoológicos do Estado de Minas Gerais - Brasil. **Seminário Brasileiro de Parasitologia Veterinária, Salvador- BA. Anais**. Ilhéus: Editora da Universidade Estadual de Santa Cruz, n.250 p.181, 1999.
- CLARK W.T . Doenças do Sistema respiratório. In: DUNN, J.K. **Tratado de Medicina de Pequenos Animais**. São Paulo: Editora Roca, 2001, p. 341-366.
- DENNLER M., BASS DA., GUTIERREZ- CRESPO B. Thoracic computed tomography, angiographic computed tomography, and pathology findings in six cats experimentally infected with *Aelurostrongylus abstrusus*. **Veterinary Radiology Ultrasound**, v 157, p. 163- 174, 2008.
- DI CESARE A, VERONESI F, TRAVERSA D. Felid lungworms and heartworms in Italy: more questions than answers? **Trends Parasitology** 31(12):665–75, 2015.
- DI CESARE A, VERONESI F, GRILLOTTI E, MANZOCCHI S, PERRUCCI S, BERBALDO P, et al. Respiratory nematodes in cat populations of Italy. **Parasitology Research Journal** 114(12):4463–9, 2015.

- DIRVEN, M.; SZATMÁRIO, V.; Reversible pulmonar hipertension associated with lungworm infection in a Young cat. **Journal of Veterinary Cardiology**. V. 14, p. 465- 474, 2012.
- EHLERS A.; MATTOS M. T.; MARQUES S.M.T. Prevalência *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda Strongylida) em gatos de Porto Alegre, Rio Grande do Sul. **Revista FZA, Uruguiana**, v.19, n.1, p. 97-104, 2013.
- FALSONE, L.; COLELLA, V.; NAPOLI, E.; BRIANTI, E.; OTRANTO, D.; The cockroach *Periplaneta Americana* as a potential paratenic host of the lungworm *Aelurostrongylus abstrusus*. **Journal Experimental Parasitology** v. 182, p. 54-57, 2017.
- FENERICH, F. L.; SANTOS, S. M.; RIBEIRO, L. O. C. Incidência de *Aelurostrongylus abstrusus* (Railliet, 1898) (Nematoda: Protostrongylidae) em gatos de rua da cidade de São Paulo, Brasil. **O Biológico**, São Paulo. v. 41, n. 2, p. 57-58, 1975.
- FERREIRA DA SILVA et al. Pneumonia em gato por *Aelurostrongylus abstrusus*—Necessidade de diagnóstico precoce. **Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias**, Lisboa, v.100 n.(553-554), p. 103-106, 2005.
- FOSTER S.F. et al. A retrospective analysis of feline bronchoalveolar lavage cytology and microbiology (1995–2000). **Journal of Feline Medicine and Surgery**, London, v. 6, n.3, p. 189-198, 2004.
- GAMBINO J, HIEBERT E, JOHNSON M, WILLIAMS M. Diagnosis of *Aelurostrongylus abstrusus* verminous pneumonia via sonography-guided fine-needle pulmonary parenchymal aspiration in a cat. **Journal of Feline Medicine and Surgery**. V. 17, p. 568–569, 2016.
- GENCHI M, FERRARI N, FONTI P, DE FRANCESCO I, PIAZZA C, VIGLIETTI A. Relation between *Aelurostrongylus abstrusus* larvae excretion, respiratory and radiographic signs in naturally infected cats. **Veterinary Parasitology**. 206(3-4):182–7, 2014.
- GRANDI, G., CALVI, L.E.; VENCO, L. *Aelurostrongylus abstrusus* (cat lungworm) infection in five cats from Italy. **Veterinary Parasitology**. V 134, p 177- 182, 2005.
- HAMILTON, J.M.; WEATHERLEY, A.; CHAPMAN, A.J. Treatment of lungworm disease in the cat with f mebendazol. **Veterinary Record**, v. 114, p. 40-41, 1984.
- HAWKINS, E. C. Afecções do sistema respiratório. In: ETTINGER S.J.; FELDMAN E. C. **Tratado de medicina interna veterinária: Moléstias do cão e do gato**. São Paulo: Editora Manole LTDA, 1997, p. 1080-1142.
- HEADLEY, S. A.; CONRADO, L. F. I. Pneumonia verminótica por *Aelurostrongylus abstrusus* em gatos. **Jornada Integrada de Pesquisa, Extensão e Ensino**, Santa Maria. p.692, 1997.
- HEADLEY SA. *Aelurostrongylus abstrusus* induced pneumonia in cats: pathological and epidemiological findings of 38 cases (1987-1996). **Semina: Ciências Agrárias Londrina**. 26:373–80, 2005.

HENDRIX, C.M.; ROBINSON, E. **Diagnostic parasitology of Veterinary Technicians**. St. Louis. Mosby Elsevier, p. 222-243, 2006.

IANNINO, F.; IANNETTI, L.; PAGANICO, D. Evaluation of the efficacy of selamectin spot on in cats infested with *Aelurostrongylus abstrusus* in Central Italy cat shelter. **Veterinary Parasitology** 197: 258-262, 2013.

JOHNSON, L.R.;VERNAU, W. Bronchoscopic Findings in 48 Cats with Spontaneous Lower Respiratory Tract Disease (2002 –2009). **Journal of Veterinary Internal Medicine**, 25:236–243, 2011.

JEFFERIES R, VRHOVEC MG, WALLNER N, CATALAN DR. *Aelurostrongylus abstrusus* and *Troglostrongylus* sp. (Nematoda: Metastrongyloidea) infections in cats inhabiting Ibiza, Spain. **Veterinary Parasitology**. 173(3-4):344–8, 2010.

JUSTE, R.; GARCIA, A.L.; MENCÍA, L. Mixed infestation of a domestic cat by *Aelurostrongylus abstrusus* and *Oslerus rostratus*. **Angewandte Parasitologie Journal** 33(1):56–60, 1992.

LACORCIA, L., GASSER, R.B., ANDERSON, G. Comparasion of bronchoalveolar lavage fluid examination and other diagnostic techniques with the Baermann technique for detection of naturally occutting *Aelurostrongylus abstrusus* infection in cats. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, Vol. 235, p. 43-49, 2009.

LANGENEGGER, J. & P.D. LANZIERI. 1963-1965. Incidência e intensidade de infestação por helmintos em *Felis catus domesticus* do Rio de Janeiro. **Veterinária**, v.16-18, p. 77-89, 1963.

LOSONSKY, J.M. et al. Radiographic evaluation of pulmonar abnormalities after *Aelurostrongylus abstrusus* inoculation in cats. **American Journal of Veterinary Research**, Chicago, v.44,p.478-482, 1983.

MUNDIM, T. C. D. et al. Frequência de helmintos em gatos de Uberlândia, Minas Gerais. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v.56, n.4, p. 562-563, 2004.

NELSON, R.W., COUTO, C.G. **Medicina interna de pequenos animais**, 4º Ed., Elsevier, Rio de Janeiro, p. 251-283, 2010.

NORSWORTHY, G.D. **O paciente felino**, 3º Ed. Rocca, São Paulo, p. 22-24; 55-62, 2009.

OHLWEILER F. P. et al., Current distribution of *Achatia fulica*, In the State of São Paulo including Records of *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda) Larvae infestation. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v.52, n.4, p.211-214, 2010.

PALMA, D. Common Pulmonary Diseases in Cats. PEER REVIEWED, The Animal Medical Center New York, P. 107-115, 2017.

PEDERSEN NC. Feline Infectious Diseases. California: **American Veterinary Publications**; 1988. p. 295–329.

REINERO, C.R. Bronchoalveolar Lavage Fluid Collection Using a Blind Technique. Procedures pro surgery, **Clinician's Brief**, p. 58-61, 2010.

RIBEIRO, V.M et al. Bronchoalveolar lavage as a tool for evaluation of cellular alteration during *Aelurostrongylus abstrusus* infection in cats. **Pesquisa Veterinária Brasileira** 34(10):990-995, 2014.

ROBERSON, E.L.; BURKE, T.M. Evaluation of granulated f mebendazole (22,2%) against induced and naturally occurring helminths infections in cats. **American Journal of Veterinary Research**, v. 41, p. 1499- 1502, 1980.

ROZANSKI, E. Aerosol Therapy in Dogs & Cats. Peer Reviewed, **Clinician's Brief**, p. 32-35, 2013.

SOUZA, H.J. M. **Coletâneas em medicina e cirurgia felina**. L.F Livros de Veterinária LTDA, Rio de Janeiro, p. 147-154, 2003.

SORESCU, I.D. et al. The first cases of infestation with *Aelurostrongylus abstrusus* in cats from Times County. **Scientific Works Series C. Veterinary Medicine**, n.1, p. 69-71, 2011.

SHUSTER, R. et al. *Opisthorchis felineus*, *Ancylostoma tubaeforme* and *Aelurostrongylus abstrusus* selten diagnostizi erte parasite beieinere inheimis chenhauskatze. **Kleintierpraxis**, v.2, p.73-148, 1999.

TAYLOR, M.A., COOP, R.L., WALL, R.L. **Veterinary Parasitology**. Third ed. Blackwell Publishing Ltd., Oxford, UK, p. 76-78, 2007.

TRAVERSA D, GUGLIELMINI C. Feline aelurostrongylosis and canine angiostrongylosis: a challenging diagnosis for two emerging verminous pneumonia infections. **Veterinary Parasitology**.157(3-4):163–74, 2008.

TRAVERSA, D.; LIA RP, IORIO R, BOARI A, PARADIES P, CAPELLI G, et al. Diagnosis and risk factors of *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda, Strongylida) infection in cats from Italy. **Veterinary Parasitology**;153:182–6, 2008 b

TRAVERSA, D.; DI CESARE A. Feline lungworms: what a dilemma. **Trends in Parasitology Journal**;29(9):423–30, 2013.

TRAVERSA, D.; DI CESARE; DI MILILLO. Efficacy and safety of imidacloprid 10% / moxidectin 1% spot- on formulation in the treatment of feline aelurostrongylosis. **Parasitology Research Journal** 105: p. 55-62, 2009.

TRAVERSA, D.; MILILLO, P., DI CESARE, A. Efficacy and safety of emodepside 2,1% / praziquantel 8,6% spot- on formulation in the treatment of feline aelurostrongylosis. **Parasitology Research Journal** 105: p. 83-89, 2009.

TREES A.J. Endoparasitas. In: CHANDLER E.A; GASKELL C.J; GASKELL R. **Clínica e Terapêutica em Felinos**. 3 ed. São Paulo: Roca, 2006. p. 568-578.

TÜZER, E. et al. A case of *Aelurostrongylus abstrusus* infection in a cat in Istanbul, Turkey and its treatment with moxidectin and levamisole. **Turk Journal Veterinary Animal Science**, v.26, p.411-414, 2002.

WILLARD, M.D. Diagnosis of *Aelurostrongylus abstrusus* and *Dirofilaria immitis* infections in cats from a humane shelter. **Journal of American Veterinary Medical Association**, Ithaca v.192, n.7, p.913- 916, 1988.

ANEXO 1

Roteiro de Lavado Broncoalveolar baseado em REINERO (2010)

Os pacientes devem passar por exames complementares pré- LBA, e, somente serão submetidos ao procedimento se estáveis. Os exames incluem radiografia de tórax nas vistas laterolateral direito, laterolateral esquerdo e ventrodorsal, hemograma e bioquímicos, ecocardiograma em pacientes com mais de cinco anos de idade ou com histórico de cardiopatia independente da idade, com alteração em ausculta ou com histórico que indique cardiopatia. Além disso, deve ser colhido sangue para sorologia de FIV/FeLV e fezes para exame parasitológico pelo método de Willis Mollay e Baermann para *Aelurostrongylus abstrusus* e *Capillaria aerophila*.

Os pacientes não podem ter feito uso de corticoterapia sistêmica durante 7 a 10 dias antes ao LBA, somente a utilização de broncodilatador inalatório com salbutamol (Aerolin®) em pacientes que estejam apresentados crises agudas de tosse. Em pacientes com tosse crônica, poder-se-á fazer uso prévio de Fluticasona + Salmeterol (Seretide Spray® 25mcg/125mcg), a cada 12 horas. Não podem também ter feito o uso de antimicrobianos nesse mesmo período, devido a alterações nos resultados da citologia e perfil de sensibilidade antimicrobiana.

1) Material necessário

- Laringoscópio de tamanho apropriado e boa fonte de iluminação;
- Traqueotubo novo e estéril com o tamanho adequado para o paciente;
- Lidocaína sem vasoconstritor;
- Solução salina estéril 0,9%;
- 3 seringas estéreis de 10 mL;
- Sonda uretral estéril tamanho 6;
- 3 tubos estéreis sem anticoagulante;
- 3 tubos estéreis com anticoagulante;
- Sugador de fluidos veterinário;
- Aparelho de anestesia e fármacos anestésicos;
- Monitor multiparamétrico e oxímetro;
- Terbutalina injetável (Brycanil®);
- Bombinha do fármaco Sulfato de Salbutamol (Aerolin Spray® 100 mcg) e

- espaçador infantil;
- Caixa de fármacos de emergência;
- Luvas estéreis;
- Campo cirúrgico estéril;
- Campo plástico estéril;
- Paramentação estéril (avental);
- Gorro e máscara para todos os presentes na sala cirúrgica;



2) Protocolo anestésico

- O protocolo anestésico para o procedimento de LBA pode ter como medicação pré-anestésica acepromazina 0,03 mg/kg e meperidina 4 mg/kg, por via intramuscular, no membro pélvico esquerdo, indução anestésica com Propofol (ao efeito), endovenoso e manutenção anestésica com Isoflurano, realizado de acordo com a avaliação do paciente e exames pré-operatórios, podendo o protocolo variar a paciente de acordo com a avaliação do anestesista veterinário.
 - Uma hora antes do procedimento deve ser administrado o fármaco broncodilatador Terbutalina (Bricanyl Injetável®) 0,1 mg/kg, que pode ser utilizado por vias endovenosa, subcutânea ou intramuscular, até a cada quatro horas, para tratar casos de broncoespasmo (ROZANSKI, 2013). Será avaliada a necessidade de realizar outras aplicações do fármaco de acordo com cada paciente.
 - Em alguns casos mais graves, como tratamento pré-anestésico, além da Terbutalina, poder-se-á fazer uso de broncodilatador inalatório para conforto respiratório do paciente com o fármaco sulfato de salbutamol (Aerolin Spray® 100 mcg), deixando com que o felino inale o produto através de 10 a 12 movimentos respiratórios.
- 3) Se o paciente estiver apto a realizar o procedimento anestésico, será medicado com Propofol (ao efeito) por via endovenosa até estar em condições para intubação

endotraqueal. A lidocaína tópica a 2% é colocada nos aritenoides para prevenir o laringoespasma e o tubo endotraqueal estéril é inserido, evitando-se encostá-lo na cavidade oral para não contaminar a sua extremidade.

- 4) A sonda uretral nº 6 será medida através do tubo endotraqueal antes de iniciar o procedimento para se certificar de que esta consegue passar através da extremidade do tubo durante a sua inserção.



- 5) Deve-se colocar o paciente em decúbito lateral com o pescoço estendido. É recomendado fornecer oxigênio suplementar antes e após a colheita de líquido do LBA. Durante todo procedimento, a oximetria do paciente será monitorada, se abaixo de 80% o procedimento do LBA é interrompido e o suporte de oxigênio será dado.



- 6) A sonda uretral nº 6 será inserida e avançada suavemente através do lúmen do tubo endotraqueal até sentir uma resistência firme (correspondente quando está alojado numa pequena via aérea). Deve-se tomar cuidado para não forçar o traqueotubo muito distante na via aérea, especialmente se de polipropileno rígido, pois, um pneumotórax iatrogênico pode ser induzido.



- 7) Uma seringa de 10 mL com solução salina estéril aquecida é ligada à extremidade proximal da sonda uretral nº 6 e uma alíquota de 10 mL é instilada de forma constante e rápida. O volume de solução salina deve ser de 5 a 10 mL por kg de peso do paciente. Usando a sucção suave da mão no êmbolo da seringa, o líquido é aspirado de volta para fora das vias aéreas. Durante a recuperação do fluido injetado, se houver um volume de recuperação menor do que 30% do injetado ou se o animal estiver mostrando evidência de compromisso respiratório, é prudente que o procedimento pare com o volume já recuperado, mesmo que baixo, e que não se repita a manobra de injetar mais conteúdo. Conforme necessário, os membros pélvicos do paciente podem ser elevados durante a aspiração para permitir que a gravidade ajude na recuperação do fluido ou pode ser feito o uso de aspirador de secreções, em baixa pressão para não haver barotrauma. A presença de espuma no líquido recuperado indica surfactante e um lavado alveolar profundo. O volume de solução salina recuperada varia de cerca de 30% a 50% da quantidade instilada.



- 8) Após a recuperação da solução salina, a sonda uretral deve ser completamente removida de dentro do tubo endotraqueal. Os membros pélvicos do animal podem novamente ser elevados ou a sucção com aparelhos para sucção de fluidos sob baixa pressão pode ser utilizada. A recuperação deve ser assistida por oxigênio suplementar e a monitorização de oximetria de pulso. Os animais devem ser monitorizados para evitar cianose ou dificuldade respiratória durante 30 minutos após o procedimento.

- 9) São colhidas duas amostras em tubo vermelho (sem EDTA) e 1 em tubo roxo (com EDTA), que serão destinadas ao laboratório de patologia veterinária, bacteriologia e micologia, a fim de realizar os exames de citologia, cultura e teste de sensibilidade a antimicrobianos e cultura fúngica.
- 10) Todos os pacientes após o procedimento de LBA receberão uma dose de corticoterapia, com dexametasona, na dose de 1 a 2 mg/kg, por via endovenosa, exceto em casos de cardiopatia ou endocrinopatias; Durante a internação pós LBA, os pacientes com tosse farão uso de tratamento com broncodilatador/corticoterapia inalatória com Fluticasona + Salmeterol (Seretide Spray® 25mcg/125mcg), a cada 12 horas e de sulfato de salbutamol (Aerolin®), nos momentos de crise respiratória, podendo ser repetido cada 4 horas, dependendo com a sintomatologia clínica do paciente. A aplicação de broncodilatador injetável, Terbutalina, dependerá da avaliação clínica do paciente.
- 11) Pacientes com tosses esporádicas até o diagnóstico definitivo farão uso apenas de bombinha a base de sulfato de salbutamol (Aerolin®), nas crises, podendo fazer o uso a cada 4 horas. Já os com tosse diária farão o uso de Fluticasona + Salmeterol (Seretide Spray® 25mcg/125mcg), a cada 12 horas.
- 12) Após o resultado das amostras colhidas, o paciente passará por retornos e sua conduta clínica será realizada de acordo com sua doença diagnosticada nos exames.