

Isabela de Oliveira Avelar

**IDENTIFICAÇÃO PARASITOLÓGICA E HISTOPATOLÓGICA DAS
ENDOPARASITOSE EM ANIMAIS SELVAGENS**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em
Ciência Animal da Universidade Federal de Minas
Gerais, como parte dos requisitos para a obtenção do
grau de Mestre em Patologia Animal.

Área de Concentração: Patologia Animal

Orientadora: Prof^a Dra. Roselene Ecco

Belo Horizonte
Escola de Veterinária-UFMG

2014

Avelar, Isabela de Oliveira, 1984
A948i Identificação parasitológica e histopatológica das endoparasitoses em animais selvagens / Isabela de Oliveira Avelar. – 2014.

76 p. : il.

Orientadora: Roselene Eco
Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Minas Gerais, Escola de Veterinária.
Inclui bibliografia

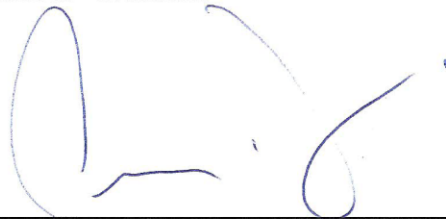
1. Animais selvagens – Parasitos – Teses. 2. Parasitologia veterinária – Teses.
3. Helminologia veterinária – Teses. I. Eco, Roselene. II. Universidade Federal de Minas Gerais. Escola de Veterinária. III. Título.

CDD – 639


Dissertação defendida e aprovada em 24 de fevereiro de 2014, pela Comissão Examinadora constituída por:

Roselene Ecco

Prof^ª. Roselene Ecco
Presidente - Orientador



Prof. José Luiz Catão Dias
Universidade de São Paulo



Prof. Walter dos Santos Lima
Instituto de Ciências Biológicas - UFMG

DEDICATÓRIA

Ao meu pai (em memória) pela coragem e exemplo de luta pelos seus sonhos e ideais.

À minha mãe por todo o seu amor, esforço e dedicação aos seus filhos.

AGRADECIMENTOS

À minha mãe Eloina por todo amor, carinho, dedicação e amizade. Por me apoiar nas minhas escolhas de vida e vibrar por minhas conquistas. Agradeço também ao meu irmão Gustavo, a minha amiga Sabrina por estarem sempre ao meu lado e ao meu querido Luciano pelo amor e companheirismo.

À Professora Roselene Ecco que me recebeu como sua orientada de uma forma aberta. Muito obrigada pela confiança, dedicação, interesse e por todo apoio dado desde os meus primeiros passos na pós-graduação.

Ao professor Walter dos Santos Lima do Laboratório de Helminologia (ICB/UFMG) pela disponibilidade, sugestões e interesse e todos os seus orientados que ajudaram de alguma forma na realização deste trabalho.

Ao Hudson Andrade dos Santos por todos os ensinamentos técnicos na preparação dos parasitos, inspirando tanta dedicação ao seu trabalho na parasitologia. E ao professor Marcos Pezzi Guimarães pela colaboração.

À aluna Lara Ribeiro por ter sido uma colega de projeto tão dedicada e que realmente gosta do que faz. Muito obrigada por toda a sua ajuda na identificação dos parasitos.

À aluna Mirella D'Elia e toda sua equipe do Laboratório de Epidemiologia. Muito obrigada pela parceria tão construtiva.

Ao professor Nelson Martins e o doutorando Marcus Vinicius Romero do Laboratório de Doenças das Aves pela colaboração e o fornecimento dos cracídeos e *Pionus* para estudos patológicos.

Aos residentes da patologia: Vitor, Matheus, Laís e Bruno. Muito obrigada pela ajuda na realização das necropsias e leitura das lâminas do projeto.

Aos amigos queridos da patologia, Juliana Fortes e Rodrigo Macedo pela amizade, apoio e ajuda em todos os momentos.

Aos meus colegas da patologia que tornaram o dia a dia no laboratório mais prazeroso: Amanda Gabrielle, Lorena, Carlos, Andréia, Michelle, Júnio, Sato, Talita, Luciana, Ana Patrícia, Auricélio, Amanda e Cíntia.

As técnicas do Laboratório de Histopatologia, Leimar e Natália por toda a ajuda na preparação das lâminas histológicas.

Às alunas de iniciação científica Tati Fiúza e Camila pelo companheirismo. E a MSc Ingrid Preis pelo apoio durante a convivência de um ano na patologia.

Aos professores do Setor de Patologia: Ernane Fagundes, Roberto Guedes, Rogéria Serakides e Natália Ocarino pelos ensinamentos durante todo o curso de pós-graduação.

Ao Centro de Triagem de Animais Selvagens de Belo Horizonte, em especial ao Veterinário Daniel Vilela (IBAMA) e ao Veterinário Marcos de Mourão Motta da Clínica Cães e Amigos pelo fornecimento dos animais e toda disponibilidade.

A todos os meus amigos, em especial às minhas queridas amigas veterinárias Nici, Tathi, Carol, Lílian, Andressa e Paulinha que tenho tanto admiração.

A CAPES pelo fornecimento da bolsa na metade do período do meu mestrado.

A todos aqueles que de alguma maneira possam ter contribuído com este trabalho, vida acadêmica e profissional.

“O correr da vida embrulha tudo.
A vida é assim: esquenta e esfria,
aperta e daí afrouxa,
sossega e depois desinquieta.
O que ela quer da gente é coragem.”
(João Guimarães Rosa)

SUMÁRIO

RESUMO	15
ABSTRACT	16
1 INTRODUÇÃO	17
2 REVISÃO DE LITERATURA	18
2.1 DOENÇAS PARASITÁRIAS EM ANIMAIS SELVAGENS	18
2.2 DISTRIBUIÇÃO, CARACTERÍSTICAS GERAIS E RISCO DE EXTINÇÃO DAS ESPÉCIES ESTUDADAS	18
2.2.1 Mamíferos	18
2.2.1.1 Família Canidae	18
2.2.1.1.1 <i>Chrysocyon brachyurus</i>	18
2.2.1.1.2 <i>Lycalopex vetulus</i>	19
2.2.1.2 Família Hydrochoeridae	19
2.2.1.2.1 <i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>	19
2.2.2 Aves	19
2.2.2.1 Família Ardeidae	19
2.2.2.1.1 <i>Nycticorax nycticorax</i>	19
2.2.2.2 Família Cracidae	20
2.2.2.2.1 <i>Crax blumendachii</i>	20
2.2.2.2.2 <i>Aburria jacutinga</i>	20
2.2.2.3 Família Rheidae	20
2.2.2.3.1 <i>Rhea americana</i>	20
2.2.2.4 Família Psittacidae	21
2.2.2.4.1 <i>Pionus fuscus</i>	21
2.2.2.4.2 <i>Ara chloroptera</i> e <i>Ara ararauna</i>	21
2.3 ENDOPARASITOS	21
2.3.1 Nematódeos (Metastroyloidea) do trato respiratório e circulatório de canídeos	21
2.3.2 Trematódeos do trato intestinal (ceco) da família Hydrochoeridae	22
2.3.3 Nematódeo (Dioctophymatoidea) do trato urinário	22
2.3.4 Trematódeos (Eucotylidae) do trato urinário de aves silvestres	23
2.3.5 Nematódeos do trato intestinal (intestino delgado) da família Psittacidae	23
2.3.6 Nematódeos do ventrículo de ciconiiformes	23

2.3.7 Nematódeos gastrointestinais do gênero <i>Rhea</i>	24
2.3.8 Cestódeo Ordem Pseudophyllidea	24
2.4 ESTRUTURAS QUE PERMITEM CLASSIFICAR HISTOLOGICAMENTE OS PARASITOS METAZOÁRIOS.....	24
2.4.1 Chave identificação dos grupos: Nematódeos, Trematódeos, Cestódeos	25
2.4.1.1 Nematódeos	25
2.4.1.1.1 Chave de identificação das grupos de nematódeos	29
2.4.1.2 Trematódeos	31
2.4.1.3 Cestódeos	32
3 MATERIAL E MÉTODOS	33
3.1 ANIMAIS.....	33
3.1.1 Estudo retrospectivo	34
3.1.2 Estudo prospectivo	34
3.2 NECROPSIA E COLETA DE MATERIAL	35
3.2.1 Análise dos órgãos	35
3.3 FIXAÇÃO E IDENTIFICAÇÃO DOS PARASITOS	36
3.4 HISTOPATOLOGIA	36
3.5 IDENTIFICAÇÃO DOS PARASITOS EM CORTES HISTOLÓGICOS.....	36
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	37
4.1 CAPIVARA (<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>)	37
4.2 RAPOSA-DO-CAMPO (<i>Lycalopex vetulus</i>) E LOBO-GUARÁ (<i>Chrysocyon brachyurus</i>).....	42
4.3 GARÇA-DA-NOITE(<i>Nycticorax nycticorax</i>)	51
4.4 ARARAS (<i>Ara chloropterus</i>) E (<i>Ara ararauna</i>)	54
4.5 MAITACA-DO-PEITO-ROXO (<i>Pionus fuscus</i>)	56
4.6 Cracídeos: MUTUM-DO-NORDESTE (<i>Crax blumendachii</i>) E JACUTINGA (<i>Aburria jacutinga</i>)	58
4.7 EMA (<i>Rhea americana</i>)	61
5 CONCLUSÃO	66
6 PERSPECTIVAS	66
7 REFERÊNCIAS	66

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Relação dos mamíferos e aves estudados	33
---	----

LISTA DE QUADROS

Quadro 1. Chave de identificação dos grupos de nematódeos. Fonte: (Chitwood e Lichtenfels, 1972; Gardiner e Poynton, 1999; Alcaraz e Eberhard, 2006).....31

Quadro 2. Comparação das características morfológicas e das dimensões dos paranfistomídeos do presente estudo com *Taxorchis schistocotyle* e *Hydrochoeristrema cabrali* (Faust, 1935; Travassos, 1950; Kawazoe et al., 1981; Sinkoc et al., 1998; Anãso e Martinez, 2006).....38

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. O esquema representa uma chave rápida usada na identificação de helmintos em secções histológicas, de acordo com Gardiner e Poynton (1999).....26

Figura 2. (A) Secção transversal de nematódeo Spirurida no ventrículo de passarinho da cauda longa (*Poephila acuticauda*) (Fonte: http://www.askjpc.org/wsc/wsc_showconference.phpid=296). (B) Secção transversal de nematódeo Metastrongylidae na traquéia de raposa-do-campo (*Lycalopex vetulus*).....26

Figura 3. (A) Secção transversal de nematódeo Spirurida no ventrículo de uma ema (*Rhea americana*). (B) Secção transversal de nematódeo Trichinelloidea no ventrículo de uma garça-da-noite (*Nycticorax nycticorax*).....27

Figura 4. (A) Secção transversal de nematódeo Spirurida no ventrículo de ema (*Rhea americana*). (B) Secção transversal de nematódeo Rhabditida no interior de folículo piloso em equino. (Fonte: <http://www.askjpc.org/wsc/wsc/wsc98/98wsc07.htm>).....28

Figura 5. Secção transversal de nematódeo Trichinelloidea no ventrículo de garça-da-noite (*Nycticorax nycticorax*). (l) lúmen e (g) Glândulas.....28

Figura 6. (A) Secção transversal de nematódeo Ascaridida no intestino de maitaca-do-peito-roxo (*Pionus fucus*). (B) Secção transversal de nematódeo Trichinelloidea no intestino de arara canindé (*Ara ararauna*). (C) Secção transversal de nematódeo Metastrongylidae no cérebro de caprino (Fonte: <http://www.askjpc.org/wsc/wsc/wsc95/95wsc05.htm>).....29

Figura 7. Secção transversal de três nematódeos Rhabditida no interior de folículo piloso em equino. (m) musculatura platimiariana. (Fonte: <http://www.askjpc.org/wsc/wsc/wsc98/98wsc07.htm>).....29

Figura 8. Secção transversal de Metastrongilidae no brônquio de suíno. (m) musculatura celomiariana, (i) intestino composto por poucas células multinucleadas, (o) ovário, (u) útero. (Fonte: http://www.askjpc.org/wsc/wsc_showcase2.phpid=535).....30

Figura 9. Secção transversal de nematódeo Ascaridida no cérebro de guaxinim. (cl) cordão lateral grande, (i) intestino central. (Fonte: <http://course1.winona.edu/kbates/images/BaylisascarisBrain.jpg>).....30

- Figura 10.** Secção transversal de um nematódeo Spirurida no pro-ventrículo de codorna. (c) cutícula com projeções, (m) musculatura celomiariana, (fe) fluido eosinofílico (Fonte: http://www.askjpc.org/wsc/wsc_showcase2.php?id=182).....30
- Figura 11.** Secção transversal de um nematódeo Trichinelloidea no pró-ventrículo de *Ardea herodias*. (c) cutícula delgada, (m) musculatura celomiariana, (bb) bandas bacilares, (i) intestino composto por células colunares com a borda em escova. (Fonte: http://www.askjpc.org/wsc/wsc_showcase2.php?id=174).....31
- Figura 12.** Secção longitudinal de um trematódeo no ducto biliar de um pônei. (Fonte: http://www.askjpc.org/wsc/wsc_showcase2.php?id=352).....32
- Figura 13.** (A) Secção longitudinal de larva de cestódeo no pulmão de *Lemur catta*. (B) Secção longitudinal mostrando os numerosos corpúsculos calcáreos. (Fonte: http://www.askjpc.org/wsc/wsc_showcase2.php?id=471).....33
- Figura 14.** (A) Parasitos paramfistomídeos aderidos a mucosa do ceco na capivara 1 e (B) pós fixação na capivara 2.....40
- Figura 15.** Formação de tecido de granulação (tg) na mucosa do ceco (m) da capivara, projetando-se para a ventosa ventral do parasito (vv). (A) Corte longitudinal na macroscopia e (B) na histopatologia, H.E., 4X.....40
- Figura 16.** Corte longitudinal do trematódeo da capivara 1 mostrando o tegumento espesso, testículo (t) e útero repleto de ovos (*). H.E., 10 X.....41
- Figura 17.** (A) Corte longitudinal do trematódeo da capivara 1, com compressão e discreto deslocamento dos órgãos internos do parasito, devido a projeção do tecido de granulação do hospedeiro (capivara) em direção a ventosa ventral do parasito. H.E., 4X. (B) Fibras colágenas e fibroplasia coradas em azul pelo Tricrômico de Masson, 4X.....41
- Figura 18.** Secção seqüencial longitudinal histológica do trematódeo paramfistomídeo. Capivara 2. Ceco. As estruturas podem ser visualizadas de acordo com a seguinte identificação: (t) Tegumento, (vo) Ventosa Oral, (bc) Bolsa do Cirro, (c) Ceco, (u) Útero, (te) Testículo, (o) Ovário, (fv) Folículos Vitelinos, (a) Acetábulo, (th) Tecido do Hospedeiro (capivara). H.E.....42
- Figura 19.** (A) *Oslerus osleri* no terço final da traquéia na espécie *Lycalopex vetulus*. (B e C) *Oslerus osleri* formando nodulações (seta preta) na região da carina da traquéia em *Chrysocyon brachyurus*.....48
- Figura 20.** (A) Mucosa estomacal de *C. brachyurus* 1. Áreas multifocais de erosões e úlceras com pseudomelanose. (B) Rim direito do *C. brachyurus* 1 com um exemplar de *D. renale*.....48
- Figura 21.** (A) Tecido subcutâneo, musculatura e (B) vísceras (rim) vermelho-pálidas no *C. brachyurus* 2 caracterizando anemia acentuada.....49

Figura 22. (A) Lúmen do intestino delgado do *C. brachyurus* 2 preenchido por conteúdo pastoso avermelhado e numerosos parasitos. (B) Cestódeo *Pseudophyllidea* recuperados do intestino delgado do *C. brachyurus* 2. (C) Evidência macroscópica central do sistema reprodutor (setas) dos parasitos *Pseudophyllidea*. (D) Parasitos encontrados no intestino delgado do *C. brachyurus* 2 compatíveis com acantocéfala. Notar na figura acima que os parasitos enquanto vivos apresentam-se encolhidos e abaixo já mortos e distendidos.....49

Figura 23. (A a D). Secções histológicas transversais de *Oslerus osleri*. (A) Espessamento da mucosa traqueal em *Lycalopex vetulus* devido ao parasitos (cortes transversais e longitudinais) e ao infiltrado inflamatório. H.E.5X. (B e C) Mucosa bronquial espessada pela presença de parasitos e infiltrado inflamatório em dois *Chrysocyon brachyurus*. H.E.20X e 10X. (D) Aproximação da traqueia mostrada na figura A. Infiltrado linfo-histioplasmocitário intenso ao redor das estruturas parasitárias. As estruturas podem ser visualizadas de acordo com a seguinte identificação: (u) útero repleto de ovos embrionados, (o) ovário, (i) intestino.....50

Figura 24. Numerosas estruturas parasitárias nas células endoteliais da mucosa do intestino delgado compatíveis com *Rangelia vitalli* no *C. brachyurus* 2. H.E.40X.....50

Figura 25. (A) Secção histológica longitudinal lateral do *Pseudophyllidea* no lúmen do intestino delgado do *C. brachyurus* 2, H.E.4X (B) O aparelho reprodutor feminino se encontra centralizado. (t) tegumento, (fv) folículos vitelíneos, (u) útero, (te) testículo, H.E.20X.....51

Figura 26. Cestóda da família Diphylobothriidae em lobo-guará. As estruturas internas podem ser visualizadas de acordo com a seguinte identificação: (c) cirro, (pu) poro uterino, (u) útero, (o) ovário, (t) testículo. Acetocarmin de Semichon, 4X.....51

Figura 27. (A) Extremidade posterior fêmea *Oslerus osleris* com ovos embrionados na espécie *Lycalopex vetulus*. (B) Extremidade posterior do macho com a presença de espículos (setas) na primeira espécie de *Chrysocyon brachyurus*.....51

Figura 28. (A) Garça-da-noite (*Nycticorax nycticorax*). (B) Musculatura peitoral com uma área focalmente extensa hemorrágica decorrente de trauma.....53

Figura 29. Secção histológica transversal de *Eustrongylides* sp. no centro de uma área de necrose circundada por fibroplasia e células gigantes multinucleadas. As estruturas podem ser vistas de acordo com a seguinte identificação: (n) necrose, (cgm) células gigantes multinucleadas, (c) cutícula, (m) musculatura celomiária, (cc) cavidade corporal, (bb) bandas bacilares, (p) pseudomembranas, (cnv) cordão nervoso ventral, (e) esôfago. H.E. 10X.....54

Figura 30. Ovo operculado de nematódeo da família Capillariidae em arara vermelha 1. 20X.....56

Figura 31. (A) Secção histológica transversal de capilarídeo de *Ara ararauna*. As estruturas internas podem ser visualizadas de acordo com a seguinte identificação: (c) cutícula, (m) musculatura celomariana, (bb) bandas bacilares, (cc) cavidade corporal, (i) intestino, (u) útero repleto de ovos. H.E. 40X. (B) Secção histológica transversal capilarídeo de *Ara* híbrida. (e) esôfago, (s) esticossoma. H.E.40X.....56

Figura 32. Ascarídeos encontrados em *Pionus fuscus*.....57

- Figura 33.** Intestino delgado do *Pionus fuscus*. (A) Dilatação lúmen intestinal notada pelo achatamento da mucosa contendo numerosos parasitos em secções transversais. H.E 5X. (B) Maior aumento da secção transversal de Ascarídeo da Figura A. As estruturas internas podem ser visualizadas de acordo com a seguinte identificação: (cc) cavidade corporal, (c) cutícula, (m) musculatura celomiariana, (cl) cordão lateral, (hl) halo lateral, (i) intestino, (o) ovário. H.E 20X.....58
- Figura 34.** (A) Corte transversal do rim de um *Crax blumendachii* após ser fixado em formol 10%. O ureter está dilatado (seta branca) e alguns parasitos foram removidos e depositados sobre a cápsula (seta preta). (B) Trematódeos foliáceos recuperados dos túbulos renais e ureteres.....60
- Figura 35.** (A) Secções longitudinais de *P. bragai* no interior de túbulos renais dilatados de *C. blumendachii* H.E. 4X. (B) Notar hiperplasia das células do epitélio tubular de *A. jacutinga*. Secção logitudinal *P.bragai*, onde observa-se tegumento com projeções (t), e ovos pardacentos (ov), H.E., 40X.....60
- Figura 36.** *Paratanaisia bragai*. (VO) ventosa oral, (O) ovário, (T) testículos, (FV) folículos vitelíneos, (U) útero. Acetocarmin de Semichon, 4X.60
- Figura 37.** *Sicarius uncinipenis* inserido entre a membrana coilina e a mucosa do ventrículo de *Rhea americana*. (A) Antes de destacar a membrana coilina. (B) Após destacar a membrana.....64
- Figura 38.** Secção histológica transversal de *Sicarius uncinipenis* inserido na membrana coilina de *Rhea americana*. Podem ser observadas cutícula (c), musculatura celomiária (m), halo lateral (hl), cavidade corporal (cc), esôfago (e), útero repleto de ovos embrionados (u), ovário (o) e fluido eosinofílico no pseudoceloma (fe). H.E.10X.....64
- Figura 39.** *Sicarius uncinipenis* do ventrículo de *Rhea americana*. (A) Cápsula bucal da extremidade anterior de um exemplar fêmea. 20X (B) Espículo maior (seta branca) e espículo menor (seta preta) da extremidade posterior de um exemplar macho. 10X.....65
- Figura 40.** *Deletrocephalus cesarpinto* no intestino grosso (ceco) de *Rhea americana*. (A) Cavidade bucal da extremidade anterior de um exemplar fêmea com elementos quitinizados denticuliformes (setas) 20X. (B) Espículos (setas) da extremidade posterior de um exemplar macho, 20X. (C) Bolsa copulatória apresentando o raio dorsal com três divisões (setas) na extremidade posterior de um macho. 10X.....65

LISTA DE ANEXOS

- Anexo 1.** Protocolo nº 21/2013 do Comitê de Ética em Experimentação Animal.....76

RESUMO

O estudo das doenças infecciosas em animais silvestres, em especial as causadas por helmintos, são pouco relatadas relacionando sua patologia, incidência e a distribuição dos diversos agentes etiológicos nas populações em cativeiro e nas de vida livre. O objetivo deste trabalho foi identificar os helmintos e as lesões macroscópicas e histológicas causadas por endoparasitos em mamíferos e aves silvestres de cativeiro e vida livre no estado de Minas Gerais, além de descrever as características morfológicas dos helmintos em secções histológicas. Durante a necropsia foram avaliados órgãos parasitados de 11 aves e 5 mamíferos provenientes do Centro de Triagem de Animais Selvagens de Belo Horizonte (CETAS) e criatórios conservacionistas e comerciais da região metropolitana em Minas Gerais. Os órgãos foram avaliados separadamente e analisados cuidadosamente. O conteúdo dos órgãos era colocado em um recipiente, passado por uma peneira de malha fina de 150 µm, lavados em água e examinados em microscópio estereoscópico. Os nematódeos recuperados foram fixados com formol 10% aquecido e clarificados no Lactofenol de Amann, enquanto os trematódeos e cestódeos foram comprimidos entre placas de vidro, fixados em formol 10% frio e corados pelo Acetocarmin de Semichon e diafanizados no creosoto. Foram encontrados trematódeos paranfistomídeos parasitando o ceco de duas capivaras, causando enterite crônica. *Oslerus osleri* foi encontrado na traquéia e nos brônquios principais de uma raposinha-do-campo e dois lobos-guará, sendo descrito pela primeira vez na espécie *Lycalopex vetulus* (raposinha-do-campo). *Diocotophyme renale* também foi encontrado no rim direito do primeiro lobo-guará causando perda total do parênquima renal e sua função. E o cestódeo *Pseudophyllidea* (causador de anemia megaloblástica) foi encontrado em intensa quantidade no intestino delgado do segundo lobo-guará. Nematódeos *Eustrongylides* foram encontrados em uma garça da noite provocando ventriculite granulomatosa difusa intensa. *Paratanaisia bragai* foi descrita pela primeira vez nos rins de um mutum-do-sudeste e uma jacutinga, causando ectasia de túbulos e ureteres e levando a uma reação inflamatória discreta. Nos psitacídeos, *Pionus fuscus* morreram devido à obstrução intestinal pelo intenso parasitismo por *Ascaridia* e as araras apresentaram um parasitismo moderado por nematódeos capilarídeos, causando enterite apenas na arara híbrida. *Sicarius uncinipenis* foi encontrado no ventrículo de duas emas, causando ventriculite parasitária, enquanto, *Deletocephalus cesarpintoii* estava presente no intestino delgado e grosso. Histologicamente, nas células endoteliais de vários órgãos do lobo-guará 2 foram observadas numerosas estruturas parasitárias compatíveis com *Rangelia vitalli*. Os resultados obtidos neste estudo permitem aprofundar o conhecimento a respeito dos endoparasitos, em animais selvagens de vida livre e cativeiro e alertam para a necessidade do uso de anti-helmínticos como medida profilática nos animais que são recebidos nos CETAS e também em clínicas mantenedoras de fauna e criatórios conservacionistas.

Palavras-chave: animais selvagens, helmintos, histopatologia, parasitologia.

ABSTRACT

Studies of infectious diseases in wild animals, especially those caused by helminths, relating its pathology, incidence and distribution of etiological agents in captivity and free populations of wild animals are little reported. The objective of this study was to identify helminths and gross and histological lesions caused by endoparasites in free and captive wild mammals and birds, and describe the morphological characteristics of helminths in histological sections. Parasitized organs obtained from necropsy of 11 birds and 5 mammals from the Centro de Triagem de Animais Selvagens of Belo Horizonte and conservationists and sponsoring entities in the metropolitan area of Minas Gerais were evaluated. The organs were assessed separately and analyzed carefully. The contents of the organs were retained in a container, passed through a fine mesh sieve of 150 µm and examined under a stereomicroscope. Nematodes recovered were fixed with heated 10% formalin and clarified in Lactophenol Amann. Trematodes and cestodes were compressed between glass slides, fixed with cold 10% formalin, stained by the Acetocarmin Semichon and diaphanized in creosote. Trematodes paramphistomes were found parasitizing the cecum of two capybaras, causing chronic enteritis. *Oslerus osleri* was found in the trachea and main bronchi of a Hoary Fox and two Maned Wolves, being the first report in the *Lycalopex vetulus* (Hoary Fox). *Dioctophyme renale* was also found in the right kidney of the first Maned Wolf causing total loss of renal parenchyma and function. A severe infection by cestode Pseudophyllidea (causing megaloblastic anemia) was found in the small intestine of the Maned Wolf two. *Eustrongylides* nematodes were found in a Black-crowned Night Heron causing marked diffuse granulomatous ventriculitis. *Paratanaisia bragai* was first described in the kidney of a Red-billed Curassow and a Black-fronted Piping-Guan, causing ectasia of tubules and ureters, and leading to a mild inflammatory reaction. In psittaciformes, *Pionus fuscus* died due to intestinal obstruction by intense parasitism by Ascaridia and macaws had a moderate infestation by nematodes of capillariidae family, causing enteritis only in hybrid macaw. *Sicarius uncinipenis* was found in the ventricle of two Rheas, causing a parasitic ventriculitis, while *Deletrocephalus cesarpintoii* was present in the small and large intestine. Histologically, endothelial cells of various organs maned wolf two were observed numerous parasitic structures compatible with *Rangelia vitalli*. The results obtained in this study allow us increase the knowledge about the helminths, in captivity and free-living wild animals. Also, the results alert for prescription of anthelmintics as prophylactic measure in animals that are received in CETAS and also in clinical and conservationists places.

Keywords: wild animals, helminths, histopatology, parasitology.

1. INTRODUÇÃO

No Brasil, a fauna selvagem é constituída de animais pertencentes às espécies nativas ou migratórias, aquáticas ou terrestres, de ocorrência natural em território brasileiro ou em águas jurisdicionais brasileiras (Ibama, 2008). A criação de animais selvagens em cativeiro vem ganhando importância na conservação de espécies. No entanto, a manutenção desses animais em um ambiente artificial pode trazer sérios problemas para sua saúde, geralmente relacionados a condições estressantes do cativeiro (Orsini e Bondan, 2006).

Fatores globais, como as alterações climáticas, o comércio internacional e introduções de espécies exóticas contribuem para o surgimento de doenças emergentes (Liu et al., 2012). Como agravante, tem-se ainda as atuais pressões ambientais que causam a extinção das espécies e o comércio ilegal de animais selvagens, o qual é considerado o terceiro maior tráfico do mundo, precedido apenas pelo tráfico de drogas e de armas (Rocha-Mendes et al., 2006). Em conjunto com as práticas da agropecuária, do extrativismo e urbanização, a introdução de espécies exóticas, a reintegração das espécies, a poluição, a pesca e caça excessiva, são causas de extermínio de espécies da fauna selvagem (Hernandez e Carvalho, 2006).

O manejo de fauna ameaçada corresponde a um conjunto de ações integradas que visam à manutenção do patrimônio genético de uma determinada espécie animal. As principais ferramentas que compõem este conjunto de ações são aquelas relacionadas com a propagação em cativeiro, a reintrodução ao habitat natural e a translocação entre habitats naturais de indivíduos da espécie animal em estudo (Catão-Dias, 2008).

As doenças em animais selvagens devem ser vistas como um processo patológico iniciada por fatores ambientais, fisiológicos ou genéticos prejudiciais à saúde (Cubas, 1996). Sabe-se que a ocorrência de doenças exerce uma marcante influência sobre o sucesso ou o fracasso de programas de manutenção de espécies selvagens em cativeiro (Catão-Dias, 2003). Nos animais selvagens, as infecções parasitárias são difíceis de serem diagnosticadas clinicamente, porque esses animais não apresentam sinais clínicos específicos. O cativeiro induz ao estresse, reduzindo a capacidade imunológica e conseqüentemente o surgimento das parasitoses que estão diretamente relacionadas à alimentação e ao hábito desses animais (Müller *et al.*, 2005).

As doenças, em especial as infecto-parasitárias introduzidas em um novo habitat, exercem impacto marcante sobre a manutenção da biodiversidade, podendo ser auto-limitantes em animais adultos, enquanto que em animais jovens e debilitados podem causar perdas consideráveis (Cubas, 1996; Catão-Dias, 2003). Apesar dos avanços na prática veterinária, parasitas ainda causam perdas significativas em animais de cativeiro, sendo necessárias como medidas de controle na redução da mortalidade a realização de exame físico neonatal. Exames de fezes devem ser feitos como um procedimento de rotina para detectar ovos de helmintos e formas evolutivas de protozoários. Além disso, recomenda-se a desinfecção periódica dos recintos, e deve-se ter em mente que alguns parasitos são extremamente resistentes e que a reinfecção pode ocorrer (Cubas, 1996). Devido ao estado delicado em que muitas espécies de animais silvestres se encontram, é urgente a implementação de pesquisas, além do apoio às já existentes, que investiguem a ocorrência natural de patógenos e suas doenças correspondentes nesses animais (Catão-Dias, 2003).

Há uma escassez de trabalhos que investiguem a patologia macroscópica e a histopatologia associada às endoparasitoses em animais selvagens. E a identificação de parasitos em cortes histológicos é um desafio, uma vez que é necessário reconhecer as diferentes estruturas de cada classe dos helmintos. Além disso, devem-se identificar as lesões nos diferentes tecidos de cada espécie de animais selvagens. Em vista da importância do conhecimento das parasitoses nos animais silvestres e os trabalhos escassos com essa finalidade este trabalho teve como objetivo investigar os achados patológicos associados aos endoparasitas (identificados pela necropsia, histopatologia e por técnicas parasitológicas) em mamíferos e aves silvestres provenientes de cativeiro e vida livre no estado de Minas Gerais.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 DOENÇAS PARASITÁRIAS EM ANIMAIS SELVAGENS

Mudanças ambientais decorrentes de fenômenos naturais ou produzidas pela intervenção humana, podem alterar o equilíbrio ecológico e, conseqüentemente o surgimento de agentes patogênicos em seus hospedeiros silvestres (Lallo et al., 2009). Com o avanço da agricultura e da pecuária em áreas naturais, seres humanos e os animais domésticos têm entrado em maior contato com as populações de animais selvagens em seu habitat (Holsback et al., 2013). O desmatamento é uma das alterações que mais afetam os nichos ecológicos de doenças, favorecendo a transmissão (Lallo et al., 2009). Vias de infecção estão diretamente relacionadas com os agentes causais, o que significa que o conhecimento da cadeia da transmissão das doenças pode proporcionar uma oportunidade para verificar como estes agentes atingem novos hospedeiros susceptíveis (Holsback et al., 2013). As infecções parasitárias são intimamente

relacionadas aos alimentos e hábitos dos animais (Muller et al., 2005). A água, o solo e a veiculação alimentar constituem a principal via de transmissão de doenças parasitárias (Slifko et al., 2000).

A criação em cativeiro de animais selvagens geralmente envolve o confinamento de animais em espaços reduzidos. Isto leva a coabitação de animais de sexos, idades e até mesmo espécies diferentes (Correa et al., 2012). O cativeiro de animais induz ao estresse, diminuindo a capacidade imunológica e propiciando o surgimento das parasitoses. Uma frequência elevada de parasitoses intestinais em cativeiro ressalta a importância da implantação de medidas de controle, na tentativa de melhorar as condições de vida dos animais e evitar a disseminação para outros recintos (Muller et al., 2005). Já em animais selvagens em vida livre, estudos sobre a fauna de endoparasitos e a detecção da infecção nestes animais sugerem que há uma proximidade e interação com animais domésticos e/ou seres humanos (Holsback et al., 2013).

2.2 DISTRIBUIÇÃO, CARACTERÍSTICAS GERAIS E RISCO DE EXTINÇÃO DAS ESPÉCIES ESTUDADAS

2.2.1 Mamíferos

2.2.1.1 Família Canidae

2.2.1.1.1 *Chrysocyon brachyurus*

Chrysocyon brachyurus, Illiger 1815, o lobo guará, habita campos sujos e florestas de matagal na região central da América do Sul, desde o rio Paranaíba no nordeste do Brasil até os pampas do Rio Grande do Sul, Peru, Paraguai e Argentina (Dietz, 1985). É o maior canídeo da América do Sul, com uma pelagem vermelho-alaranjada, comprimento por volta de 1,47 m, sendo que apenas a cauda mede 45cm. A altura dos ombros mede aproximadamente 90cm e um

adulto pode pesar por volta dos 23Kg (Dietz, 1984). Apresentam atividades noturnas com picos crepusculares. É uma espécie onívora que se alimenta de frutos e pequenos mamíferos, principalmente o roedor silvestre *Clyomys bishopi*, além de tatus (Dasypodidae) e fruta-de-lobo ou lobeira (*Solanum lycocarpum*) (Dietz, 1984; Bueno et al., 2002). São solitários e monogâmicos observando apenas o casal em épocas reprodutivas ocupando um território permanente em média de 27 Km² (Dietz, 1984). A espécie está incluída na lista vermelha da International Union for Conservation of Nature (IUCN) como ameaçada (Rodden et al., 2008), enquanto no Brasil é classificada como vulnerável (Machado et al., 2005).

2.2.1.1.2 *Lycalopex vetulus*

A raposa-do-campo (*Lycalopex vetulus*) (Lund 1842) (Canivora: Canidae) é uma espécie encontrada apenas no Brasil. Ocorre em áreas de campo aberto no Centro-sul do cerrado (mosaico de pastagens e vegetação xerófila), raramente observado em cerrado densamente arborizado e planícies de inundação. Este animal apresenta atividade noturna e é comumente encontrado sozinho. A dieta baseia-se principalmente em insetos, mas também pode incluir pequenos roedores, aves e frutas (Dalponte, 1997; Courtenay et al., 2006; Ferreira-Silva e Lima, 2006; Dalponte, 2009). A raposa-do-campo é um canídeo pequeno, pesando em torno de 3 a 4 Kg, possui o focinho curto e as orelhas grandes. O comprimento da cabeça mais o corpo variam de 49 a 71 centímetros e a cauda mede de 25 a 38 centímetros (Dalponte e Courtenay, 2004; Courtenay et al., 2006). A pelagem apresenta uma coloração variável, a região superior do corpo é cinza-clara enquanto a região inferior varia de amarelo-pardo a castanho, a parte inferior das mandíbulas é quase preta e também ponta e base da cauda (Dalponte e Courtenay, 2004). A espécie é classificada pela IUCN como deficiente de

dados e listada como pouco preocupante em relação à ameaça de extinção (Dalponte e Courtenay, 2008).

2.2.1.2 Família Hydrochoeridae

2.2.1.2.1 *Hydrochoerus hydrochaeris*

A capivara é um roedor de hábitos semi-aquáticos, a qual constitui um grupo de animais herbívoros pertencentes à ordem Rodentia e à família Hydrochoeridae (Bonuti, 2002). A espécie ocorre na América Central e do Sul, do Panamá ao Nordeste da Argentina (Emmons, 1990 citado por Pereira e Eston, 2007). No Brasil a única subespécie encontrada é a *Hydrochoerus hydrochaeris hydrochaeris* L., 1766 (Bonuti, 2002). Trata-se de uma espécie de grande potencial de exploração zootécnica. Vivem em bandos de cerca de 20 animais com um macho dominante e várias fêmeas. Consomem vegetais, especialmente gramíneas que buscam nas várzeas e plantas aquáticas (Lange e Schmidt, 2007). O território de um grupo é formado pelas áreas onde esse desenvolve suas atividades de descanso, banho, defecação e pastoreio. Geralmente os limites territoriais não são bem definidos, havendo brigas entre grupos de capivaras em condições naturais, ou quando há formação de novos grupos, ocorrem lutas para definir a nova hierarquia (Jiménez, 1995). Segundo a lista vermelha de espécies ameaçadas da IUCN, a capivara é listada como pouco preocupante, pois apresenta ampla distribuição e sua população é grande, principalmente em áreas de proteção ambiental (Queirolo et al., 2008).

2.2.2 Aves

2.2.2.1 Família Ardeidae

2.2.2.1.1 *Nycticorax nycticorax*

O savacu, *Nycticorax nycticorax* (Linnaeus, 1758), também conhecido como socó-dorminhoco ou garça-da-noite, é uma

espécie de hábitos noturnos e crepusculares, com ampla distribuição geográfica ocorrendo desde o Canadá à Terra do Fogo e Velho Mundo (Sick, 1997). Nos países frios são migratórias e formam grupos grandes, enquanto nos países tropicais são geralmente solitárias (Santiago, 2006). Apresenta 60 centímetros de comprimento, bico e pernas maciças, olhos grandes e vermelhos, alto da cabeça e dorso negros, asas cinzentas e penas nuais brancas (Sick, 1997). Pode ser encontrada em locais onde possuem peixes, como pequenos lagos artificiais até costões rochosos no mar, seu canto é muito abrupto, quase sempre emitido enquanto a ave está voando a noite (Santiago, 2006). A espécie é classificada como pouco preocupante segundo a lista vermelha de espécies ameaçadas da IUCN (BirdLife International, 2012).

2.2.2.2 Família Cracidae

2.2.2.2.1 *Crax blumenbachii*

Crax blumenbachii (Spix, 1825), conhecido como mutum-do-sudeste é endêmico da Mata Atlântica, restrito ao Sudeste do Brasil (Sick, 1997; Bianchi, 2006). Pertencem à ordem Galliformes, à família Cracidae e ao gênero *Crax* (Azeredo et al., 2001). Apresentam 84cm de comprimento e pesam 3,5 Kg (Sick, 1997). Alimentam-se de sementes, frutas, folhas, brotos e insetos (Azeredo et al., 2001). São sexualmente dimórficos, o macho possui a base do bico vermelha, abdômen branco e as pernas pretas, já as fêmeas apresentam o topete grande ricamente barrado de branco, abdômen ferrugíneo, bico cinzento com a base negra e pernas vermelhas (Sick, 1997).

Um programa de propagação ex situ tem reduzido o declínio da espécie, porém segundo a lista vermelha da IUCN a espécie é classificada como em perigo de extinção (BirdLife International, 2012).

2.2.2.2.2 *Aburria jacutinga*

A jacutinga, *Aburria jacutinga* (Spix, 1825) é endêmica na Mata Atlântica do Brasil oriental, nordeste da Argentina e Paraguai oriental (São Bernardo e Clay, 2006). Apresenta 74cm de comprimento, pesa de 1,1 Kg a 1,4 Kg. A coloração das penas é negra brilhante e branca, a base do bico é azul-esbranquiçada. A região perioftálmica é nua e de coloração branco-gesso, a barbel é larga e vermelha em sua porção posterior. O macho é mais robusto e de bico e barbel mais exuberante e colorido, sendo sua barbel maior e mais arredondada. Os frutos dos palmitos são seus alimentos prediletos (Sick, 1997).

O desflorestamento extenso e a caçada eliminaram a espécie de grande parte de sua distribuição original, e causou um declínio intenso na população, a qual é praticamente inexistente fora de áreas de proteção. No Brasil a espécie desapareceu dos estados da Bahia, Espírito Santo e Rio de Janeiro, com poucas espécies em Minas Gerais (São Bernardo e Clay, 2006). Portanto, é classificada como em perigo de extinção (Machado et al., 2005).

2.2.2.3 Família Rheidae

2.2.2.3.1 *Rhea americana*

A Ema pertence à ordem Struthioniforme, família Rheidae e a espécie *Rhea americana* (Linnaeus, 1758) e encontra-se distribuída na região do nordeste e sudeste do Brasil, concentrada nos estados de Mato Grosso e Goiás, como também nos cerrados das regiões oeste e nordeste do estado de Minas Gerais (Almeida, 2007). É a maior e mais pesada ave brasileira, com a altura variando de 134 a 170 cm e o macho pode atingir 34,4 Kg e a fêmea 32 Kg (Sick, 1997). A plumagem da ema é acinzentada e as penas do dorso inferior e do ventre são brancas, no entanto o dimorfismo sexual nas emas é muito discreto e o macho distingue-se por ter a base do pescoço, o peito anterior e parte mediana do dorso anterior negro (Sick,

1997; Almeida, 2007). Em vida livre comem folhas, frutas, sementes, insetos e pequenos mamíferos (Sick, 1997). A ema pode ser considerada como quase ameaçada de extinção, de acordo com a lista vermelha de espécies ameaçadas da IUCN (BirdLife International 2012).

2.2.2.4 Família Psittacidae

2.2.2.4.1 *Pionus fuscus*

Pionus fuscus (Muller, 1776), conhecido como maitaca-roxa está distribuída nos estados do Maranhão, Pará e Amazonas e também na Colômbia e Venezuela. Apresenta 27 cm de comprimento, é notável pelo colorido das penas, a região auricular apresenta um desenho branco marcante, a base do bico é amarela e o lado inferior da asa é azul (Sick, 1997). A dieta dos psitacídeos pode ser à base de sementes, frutos e flores, de acordo com a disponibilidade nas diferentes estações climáticas (Godoy, 2007). A espécie é classificada como pouco preocupante na lista vermelha da IUCN (Internacional Birdlife, 2012).

2.2.2.4.2 *Ara chloroptera* e *Ara ararauna*

Ara chloroptera (Gray, 1859), conhecida como arara-vermelha-grande é encontrada em áreas de floresta no Brasil, Panamá, Paraguai e Argentina. Apresenta a face branca atravessada por fileiras de penas vermelhas, um peso de 1,5 Kg e 90 cm de comprimento (Sick, 1997). Os psitacídeos alimentam-se de sementes, frutos e flores, porém em cativeiro existem rações balanceadas que suprem as necessidades nutricionais dessas aves, evitando carências ou excessos de nutrientes (Godoy, 2007). Classificada como pouco preocupante segunda a lista vermelha da IUNC (Birdlife International, 2012). Enquanto a *Ara ararauna* (Linnaeus, 1758) está distribuída da América Central ao Brasil, Bolívia e Paraguai. Com 80 cm de comprimento, as

partes superiores azuis, partes inferiores amarelas, garganta e fileiras de penas faciais negras (Sick, 1997). A espécie também é classificada como pouco preocupante na lista da IUCN, uma vez que há uma gama grande da espécie em relação ao critério de tamanho populacional e extensão territorial (BirdLife International, 2012).

2.3 ENDOPARASITOSE

2.3.1 Nematódeos (Metastrongyloidea) do trato respiratório e circulatório de canídeos

Oslerus osleri Cobbold, 1876, anteriormente classificado como *Filaroides osleri*, é um parasita da superfamília Metastrongyloidea e família Filaroididae, com ampla distribuição mundial, capaz de causar doença respiratória em canídeos domésticos e selvagens (Dorrington, 1968). Os nematódeos adultos residem em nódulos traqueo-brônquicos da lâmina própria, na maior parte das vezes concentrados na bifurcação da traquéia (Yao et al., 2011). É um nematódeo transmitido por contato direto e/ou pela ingestão da larva de primeiro estágio, não possui hospedeiro intermediário e a infecção intra-uterina não ocorre (Dorrington, 1968; Clayton e Lindsay, 1979). Os cuidados maternos após o nascimento do filhote são assumidos como sendo a principal via de transmissão em cães domésticos, enquanto a alimentação regurgitativa dos jovens pelos pais é o principal meio de infecção em canídeos selvagens (Clayton e Lindsay, 1979).

Angiostrongylus vasorum Baillet, 1866, pertence à superfamília Metastrongyloidea, família Angiostrongyloidea. É um parasito nematódeo, sendo que os cães domésticos e os canídeos silvestres são os hospedeiros definitivos (Bolt et al., 1993). *A. vasorum* tem um ciclo de vida indireto. Parasitos adultos vivem no coração e na artéria pulmonar e seus ramos. Enquanto vermes adultos realizam sua reprodução e oviposição no sistema cardiorrespiratório

destes carnívoros, diferentes moluscos aquáticos e terrestres agem como hospedeiros intermediários em seu ciclo (Mozzer et al., 2011). Quando hospedeiros intermediários são ingeridos pelo hospedeiro definitivo, larvas de *A. vasorum* migram via vasos linfáticos ou vasos hepáticos portais para o lado direito do coração onde se desenvolvem até a maturidade sexual (Bolt et al., 1993).

Crenosoma vulpis Dujardin, 1945 é um nematódeo da superfamília Metastrongyloidea de distribuição mundial, encontrado nos brônquios, bronquíolos e traquéia de canídeos (Bihl e Conboy, 1999). Espécies de caramujo são hospedeiros intermediários, enquanto canídeos domésticos e selvagens atuam como hospedeiros definitivos (Stockdale e Hulland, 1970). A transmissão para os canídeos ocorre ao ingerirem o caramujo infectado com a larva de terceiro estágio (Conboy et al., 2013).

2.3.2 Trematódeos do trato intestinal (ceco) da família Hydrochoeridae

O gênero *Taxorchis* foi estabelecido em 1901 por Fischöder, para nele ser incluído *Taxorchis schistocotyle*, descrito como parasito intestinal de capivara sul-americana (*Hydrochoerus hydrochoeris*). Este trematódeo localiza-se no ceco (Bonuti et al., 2002; Salas e Herrera, 2004; Sinkoc et al., 2004; Corriale et al., 2013), o caramujo é descrito como hospedeiro intermediário e a capivara o hospedeiro definitivo que se infectam ao ingerir as metacercárias presentes na água (Faust, 1935). *Taxorchis schistocotyle*, alimenta-se principalmente de ciliados que existem em abundância no ceco desse roedor através de um mecanismo de espoliação (Travassos, 1950).

A revisão do gênero *Hippocrepis* foi realizada por Travassos em 1922 para ser incluída a espécie *Hippocrepis hippocrepis*, encontrada na porção terminal do intestino

grosso de capivara com distribuição geográfica no Brasil (Konh e Pereira, 1970). Acredita-se que em animais jovens o parasito se encontre no ceco e em animais adultos em outros segmentos do intestino grosso (Salas e Herrera, 2004).

Hydrochoeristrema cabrali é encontrado no ceco de capivaras e deve ser um diagnóstico diferencial de *T. schistocotyle* (Sinkoc et al., 2004). O novo gênero *Hydrochoeristrema* descrito em capivaras oriundas da região do “Banhado do Taim”, no estado do Rio Grande do Sul, caracteriza-se por possuir acetábulo terminal, com constituição muscular bem desenvolvida, cecos longos que se estendem a zona acetabular, contornando o mesmo e glândulas vitelínicas que se distribuem da zona acetabular a zona testicular (Sinkoc et al., 1998).

2.3.3 Nematódeo (Dioctophymatoidea) do trato urinário

Dioctophyme renale Goeze, 1782 é conhecido como verme gigante do rim, frequentemente encontrado na pelve renal do hospedeiro definitivo, podendo chegar até 100 cm de comprimento (Duarte et al., 2013). Seu tamanho e sua localização de predileção são suficientes para identificação (Taylor et al., 2010). É um parasito de ocorrência mundial descrito em animais silvestres como quatis (*Nasua nasua*), lobo-guará (*Chrysocyon brachyurus*), macaco prego (*Cebus apella*), furão (*Galictis cuja*) (Varzone et al., 2008; Ishizaki et al., 2010; Zabott et al., 2012; Duarte et al., 2013) e animais domésticos como cães e gatos (Monteiro et al., 2002; Kano et al., 2003; Leite et al., 2005; Nakagawa et al., 2007; Verocai et al., 2009). O parasito localiza-se principalmente no rim direito, ou livre na cavidade abdominal de seus hospedeiros, levando a destruição progressiva das camadas cortical e medular, reduzindo o órgão a uma cápsula fibrosa (Leite et al., 2005). No ciclo de vida de *D. renale*, o hospedeiro intermediário é um anelídeo que

ingere ovos contendo larvas de primeiro estágio, enquanto os hospedeiros definitivos se infectam ao ingerirem água contendo o anelídeo ou o hospedeiro paratênico, o qual pode ser um peixe ou anfíbio (Taylor et al., 2010). Quanto às infecções em humanos, *D. renale* é um problema de saúde pública, pois casos inequívocos em humanos têm sido relatados (Nakagawa et al., 2007).

2.3.4 Trematódeos (Eucotylidae) do trato urinário de aves silvestres

O gênero *Paratanaisia* apresenta poucos relatos, mas sua ocorrência nos rins e ureteres não é incomum. É representado pelas espécies *Paratanaisia bragai* (Santos, 1934) Freitas, 1959, *Paratanaisia robusta* Freitas, 1951, *Paratanaisia confusa* Freitas, 1951 e *Paratanaisia* spp. (Travassos e Freitas, 1969). Os hospedeiros definitivos são aves domésticas como galinhas e pombo domésticos (Portugal et al., 1972; Costa et al., 1975; Mena et al., 1986) e aves silvestres como piciformes, psittaciformes e tinamiformes (Mapeli et al., 2003; Rotstein et al., 2005; Luppi et al., 2007). No Brasil, os hospedeiros intermediários da *Paratanaisia* descritos são caramujos terrestres das espécies *Leptinaria unilamellata* e *Subulina octona* (Keller and Araújo, 1992; Brandolini et al., 1997). A transmissão ocorre pela ingestão do caramujo infectado pelo hospedeiro definitivo e após 35 dias a ave já elimina os ovos do parasito nas fezes (Keller and Araújo, 1992).

2.3.5 Nematódeos do trato intestinal (intestino delgado) da família Psittacidae

O gênero *Capillaria* e *Ascaridia* são os nematódeos mais comuns que infectam o intestino delgado de psitacídeos de vida livre e cativo (Godoy, 2007). *Ascaridia hermafrodita* (Froelich, 1789) Railliet e Henry, 1914 é relatada como a espécie mais comum que acometem psitacídeos do gênero *Amazona*, *Ara*, *Aratinga*, *Pyrrhura* e *Pionus*

(Pinto et al., 1993). Outras espécies descritas são *Ascaridia platyceri*, *Ascaridia ornata* e *Ascaridia sergiomeirai* Pereira, 1933 (Pinto et al., 1993; Hodová et al., 2008; González-Hein et al., 2012). O ciclo do parasito é direto e a larva torna-se infectante no ovo após 2 a 3 semanas e, ao serem ingeridos, as larvas eclodem e migram pela mucosa, retornando ao lúmen nas formas maduras (Godoy, 2007). Os ovos são extremamente resistentes às agressões físicas e químicas, sobretudo após haverem atingido o estágio infectante, logo podem permanecer infectantes no solo por muitos anos (Bowman, 2006).

Grande parte dos psitacídeos e piciformes são afetados por *Capillaria* sp. que podem ser mortais para estes animais (Cubas, 1996; Sierra et al., 2013). Estudo de parasitos gastrointestinais em variadas famílias de aves silvestres em cativeiro demonstrou que *Capillaria* spp. foi o parasito mais prevalente (Freitas et al., 2002). Isto pode estar relacionado a um manejo inadequado, com contaminação de alimentos e água com material fecal, medidas incorretas de desinfecção de recinto e contato com aves silvestres de vida livre (Corredor et al., 2013). Algumas espécies apresentam um ciclo direto, mas outras espécies possuem poliquetas como hospedeiros intermediários (Godoy, 2007). Aves que tem acesso a terra, a alimentos e água contaminados com os ovos tendem a serem sujeitas a reinfecção e medidas devem ser tomadas para a destruição dos ovos no ambiente (Cubas, 1996).

2.3.6 Nematódeos do ventrículo de ciconiiformes

Espécies de helmintos do gênero *Eustrongylides* e *Contraecaecum* infectam aves aquáticas e possuem potencial zoonótico, pois a infecção em humanos ocorre após a ingestão de carne de peixe crua ou mal cozida, desde que estes atuem como hospedeiros intermediários (Barros et

al., 2004; Pinto et al., 2004). *Eustrongylides ignotus* Jagerskiold, 1909 e *Contracaecum multipapillatum* (Drasche, 1882) Baylis, 1920 são relatados com alta prevalência no ventrículo de ciconiiformes, sendo o primeiro o mais patogênico (Pinto et al., 2004).

Eustrongylides ignotus e as espécies do gênero *Contracaecum* apresentam um ciclo de vida semelhante, com hospedeiro definitivo representado principalmente por aves piscívoras ciconiiformes (Vicente et al., 1995; Coyner et al., 2001). Os hospedeiros intermediários são várias espécies de pequenos peixes, enquanto peixes predadores maiores podem ser hospedeiros paratênicos (Coyner et al., 2001). No caso do *Contracaecum* os hospedeiros intermediários se infectam ao ingerirem copépodos, moluscos, gastrópodos, celenterados e ctenóforos infectados ou mesmo a larva no seu estágio de vida livre (Madi e Silva, 2005).

2.3.7 Nematódeos gastrointestinais do gênero *Rhea*

Sicarius uncinipenis Molin, 1860 é um parasito do ventrículo de Emas (Nemejc e Lukesova, 2012). *Deletrocephalus dimidiatus* Diesing, 1851, *Deletrocephalus cesarpintoi* Vaz, 1936 e *Paradeletrocephalus minor* Molin, 1861 são strongilídeos do intestino delgado e grosso de Emas (Freitas e Lent, 1947; Taylor et al., 2010; Nemejc e Lukesova, 2012). O nematódeo mais freqüente presente no ventrículo de Emas é *Sicarius uncinipenis*, enquanto que no trato intestinal é *Deletrocephalus dimidiatus* (Zettermann et al., 2005).

Deletrocephalus dimidiatus é um parasito específico de emas, membro da família Deletrocephalidae pertencente à super família Strongyloidea (Monteiro et al., 2002). O ciclo de vida é direto com a ingestão das larvas pela ave (Nemejc e

Lukesova, 2012). Já *Sicarius uncinipenis* pertence à família Spiruridea e se localiza na submucosa do ventrículo das espécies do gênero *Rhea* (Freitas e Lent, 1947).

2.3.8 Cestódeo Ordem Pseudophyllidea

A ordem Pseudophyllidea é representada por cestódeos que parasitam o intestino de vertebrados, especialmente espécies psicívoras (Martinez et al., 2000). Esta ordem contém apenas dois gêneros de importância veterinária, *Diphyllobothrium* e *Spirometra* (Taylor et al., 2010). O gênero *Diphyllobothrium* tem sido relatado infectando o ser humano, peixes de água doce, carnívoros silvestres e aves na Argentina, Chile, Alaska, Estados Unidos, Suécia, Rússia, Finlândia, Noruega e Canadá, enquanto o gênero *Spirometra* tem sido relatado infectando canídeos silvestres, domésticos, gatos e o homem (Martinez et al., 2000; Taylor et al., 2010). Um crustáceo é o primeiro hospedeiro intermediário do parasito desenvolvendo no seu interior uma larva procercóide, enquanto o peixe é o segundo hospedeiro intermediário que se infecta ao ingerir o crustáceo com a larva (Jimenez et al., 2012). A infecção ocorre quando o hospedeiro definitivo, seja o homem ou o animal, ingere peixe com o segundo estágio larvário plerocercóide (Martinez et al., 2000; Jimenez et al., 2012). Infecções massivas podem resultar em anemia megaloblástica (macrocítica), devido ao consumo de vitamina B12 do hospedeiro pelo parasito (Scholz et al., 2009).

2.4 ESTRUTURAS QUE PERMITEM CLASSIFICAR HISTOLOGICAMENTE OS PARASITOS METAZOÁRIOS

A identificação microscópica dos parasitos em cortes histológicos é um desafio, pois é necessário estar familiarizado com os tipos de parasitos mais prováveis para o hospedeiro em questão e no tecido sob estudo (Alcaraz e Eberhard, 2006). Por outro lado, parasitos relativamente pequenos para

serem identificados macroscopicamente, podem ser primeiramente visualizados pela histopatologia em uma espécie animal ou tecido. Cortes seriados histológicos do parasito muitas vezes são necessários para que se tenham as principais estruturas características para a identificação, utilizando secções transversais (preferenciais) e longitudinais como o corte de escolha para o estudo. Os grupos de metazoários com as estruturas características para a chave de identificação devem ser adultos, entretanto, algumas formas larvais também possuem estruturas que permitem a identificação da família ou até mesmo do gênero. A cavidade corporal pode estar presente ou ausente. Quando ausente são denominados acelomados e quando presentes são denominados pseudocelomados ou celomados. Para identificar a cavidade corporal deve-se procurar por músculos que a sustentam. Nos nematódeos e acantocéfalos, os músculos estão geralmente associados com a hipoderme (epiderme) que combinada com a cutícula forma a parede. Acantocéfalos possuem mais hipoderme do que musculatura, ao contrario dos nematódeos que possuem a camada muscular mais espessa que a hipoderme. Hemidesmossomos conectam a hipoderme a cutícula. Nos nematódeos a hipoderme divide a musculatura somática em secções (chamados cordões laterais) para o interior da cavidade. Nos trematódeos e cestódeos, os músculos são encontrados dispersos no parênquima esponjoso. O aparelho digestório não está presente nos cestódeos e acantocéfalos. Nos grupos de parasitas que possuem aparelho digestório, estes se apresentam em forma de tubos revestidos por epitélio. Alguns grupos de parasitas possuem estruturas únicas para aquele grupo. Como exemplo, tem-se os corpúsculos calcáreos (ovais, concêntricos e basofílicos) encontrados somente nos cestódeos (Gardiner e Poynton, 1999). Um esquema que facilita a identificação do

grupo a que pertence o metazoário pode ser observado na figura 1.

2.4.1 Chave de identificação dos grupos: nematódeos, trematódeos e cestódeos

2.4.1.1 Nematódeos

Para a avaliação histológica dos nematódeos, é importante observar e descrever várias características chaves em um formato consistente e organizado, algumas das quais permitirão a identificação do gênero e eventualmente da espécie. Nematódeos possuem órgãos tubulares, cavidade pseudocelomática e uma parede corpórea composta por uma cutícula (variável na espessura) (Figura 2) que pode ser lisa ou com projeções, conter cordões hipodermis laterais (Figura 3A) e células musculares (Chitwood e Lichtenfels, 1972; Alcaraz e Eberhard, 2006). Podem apresentar também cordões nervosos ventrais (Figura 3B) e dorsais que protruem para o interior da cavidade dividindo-a em quadrantes (Gardiner e Poynton, 1999). A musculatura (sob a hipoderme) pode ser descrita quanto a sua forma em celomiariana (Figura 4A) com uma aparência cilíndrica e projetada para o pseudoceloma e são classificadas como polimiariana por apresentarem mais de doze células musculares colunares (observada em cortes transversais) revestindo o pseudoceloma (Gardiner e Poynton, 1999; Alcaraz e Eberhard, 2006). Enquanto, a musculatura do tipo platimiariana (Figura 4B) não se projeta para o pseudoceloma, são achatadas e classificadas como meromiariana por apresentarem poucas fibras/células musculares (Gardiner e Poynton, 1999). Em corte transversal do trato digestivo, o lúmen do esôfago é trirradiado, revestido por cutícula e pode ser totalmente muscular ou apresentar uma porção distal glandular (Figura 5) (Alcaraz e Eberhard, 2006). A musculatura encontrada no esôfago e do tipo ciromiária (presente também na vagina e nas espículas) porque circunda as estruturas

(Gardiner e Poynton, 1999). Já o intestino, é revestido por uma camada única de células epiteliais que podem ser colunares (Figura 6A) ou cúbicas (Figura 6B), constituído de

poucas ou muitas células (Figura 6C) e por fim, uma borda em escova distinta pode ou não estar presente (Gardiner e Poynton, 1999; Alcaraz e Eberhard, 2006).

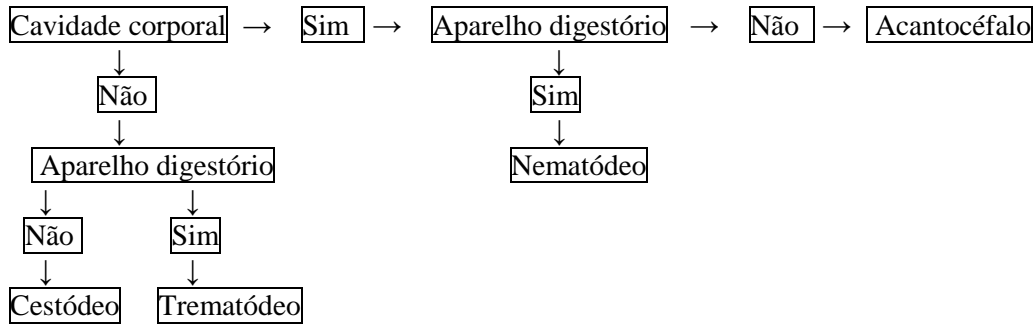


Figura 1. Esquema representando uma chave rápida usada na identificação de grupos de helmintos em secções histológicas, de acordo com Gardiner e Poynton (1999).

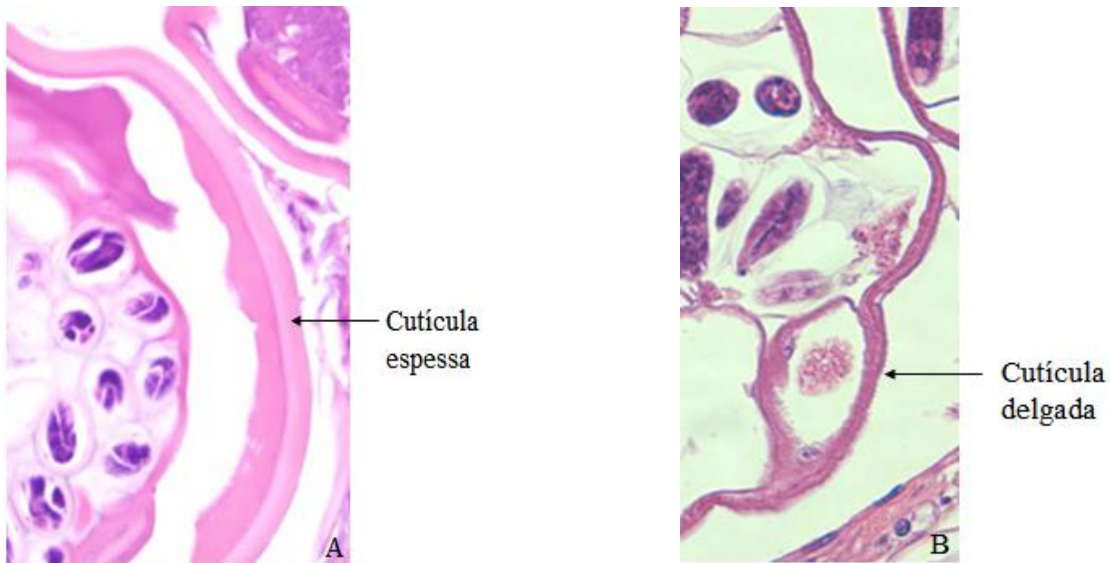


Figura 2. (A) Secção transversal de nematódeo Spirurida no ventrículo de passarinho da cauda longa (*Poephila acuticauda*) (Fonte: http://www.askjpc.org/wsc/wsc_showconference.php?id=296). (B) Secção transversal de nematódeo Metastrongylidae na traquéia de raposa-do-campo (*Lycalopex vetulus*).

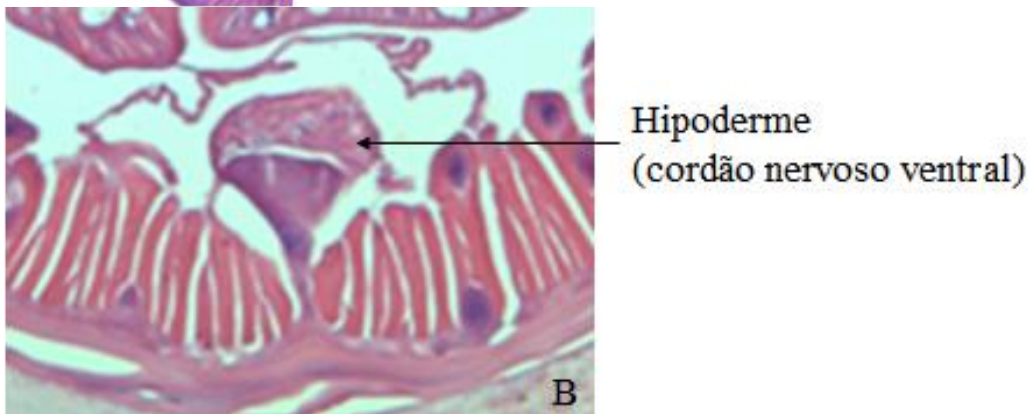
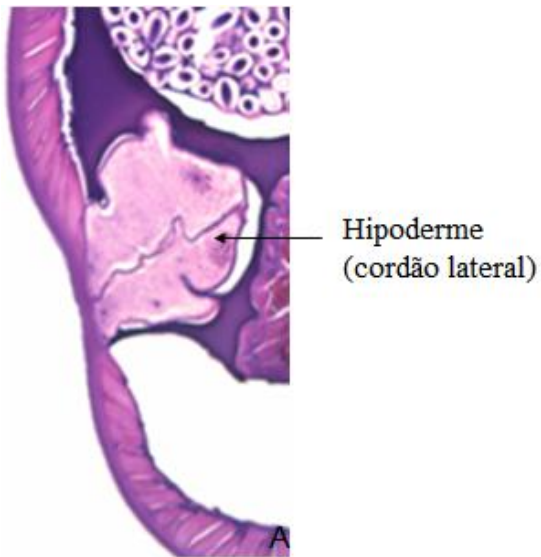


Figura 3. (A) Secção transversal de nematódeo Spirurida no ventrículo de uma ema (*Rhea americana*). (B) Secção transversal de nematódeo Trichinelloidea no ventrículo de uma garça-da-noite (*Nycticorax nycticorax*).

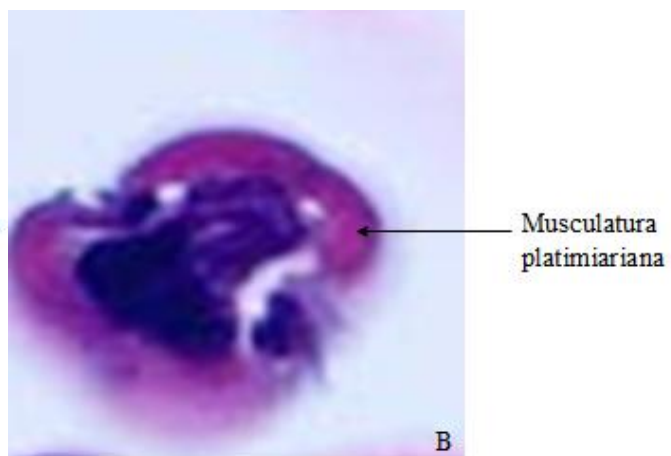
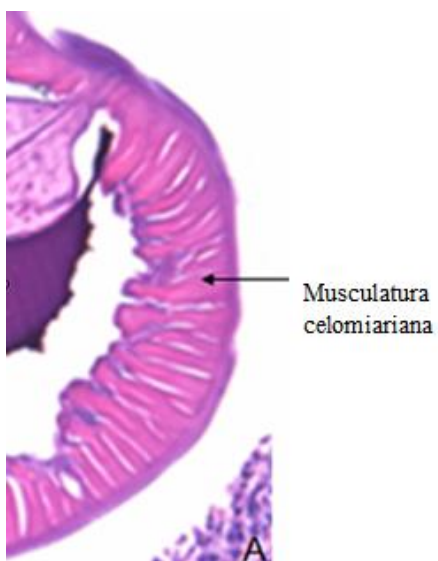


Figura 4. (A) Secção transversal de nematódeo Spirurida no ventrículo de ema (*Rhea americana*). (B) Secção transversal de nematódeo Rabditida no interior de folículo piloso em eqüino. (Fonte: <http://www.askjpc.org/wsc/wsc/wsc98/98wsc07.htm>).

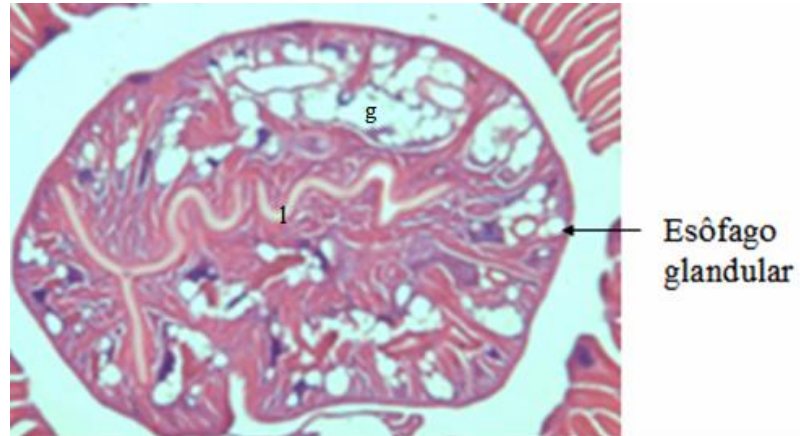
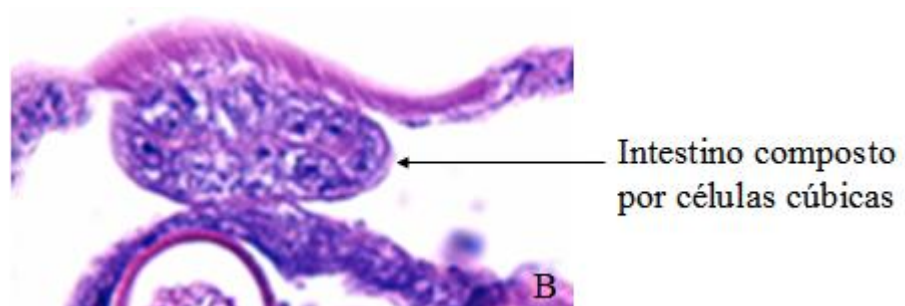


Figura 5. Secção transversal de nematódeo Trichinelloidea no ventrículo de garça-da-noite (*Nycticorax nycticorax*). (l) lúmen e (g) Glândulas.



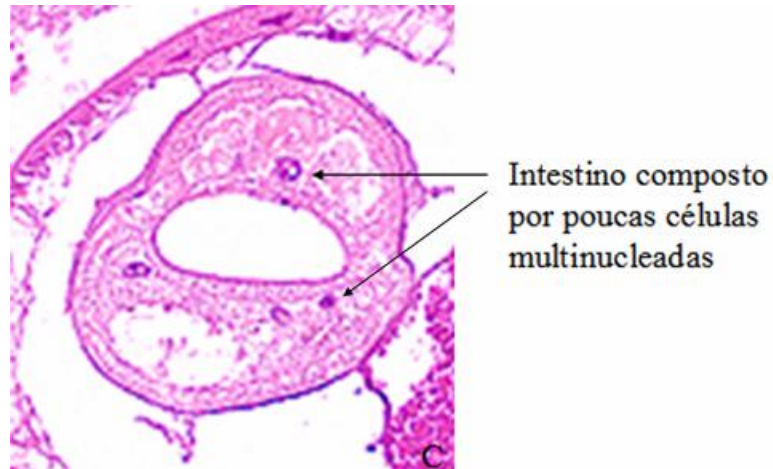
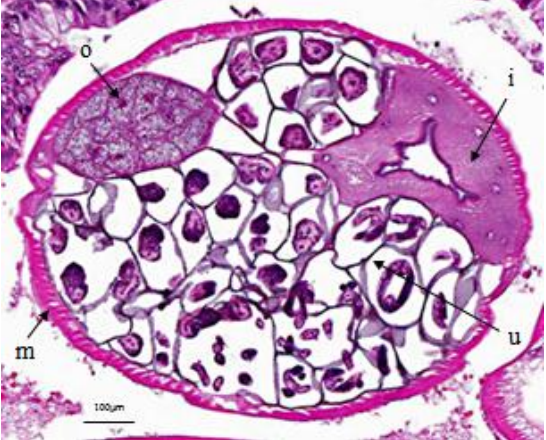
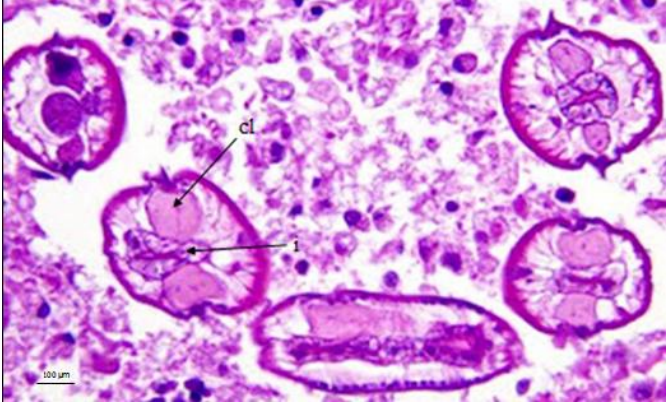



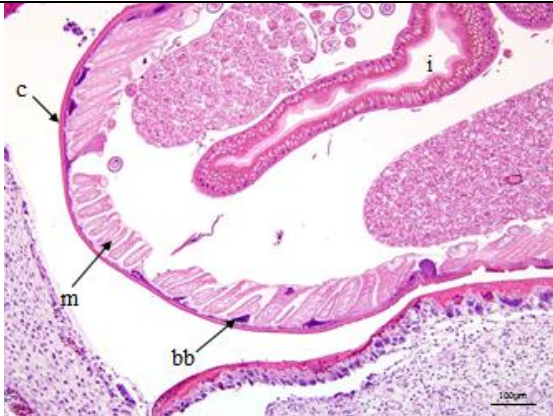
Figura 6. (A) Secção transversal de nematódeo Ascaridida no intestino de maitaca-do-peito-roxo (*Pionus fucus*). (B) Secção transversal de nematódeo Trichinelloidea no intestino de arara-canindé (*Ara ararauna*). (C) Secção transversal de nematódeo Metastrongylidea no cérebro de caprino (Fonte: <http://www.askjpc.org/wsc/wsc/wsc95/95wsc05.htm>).

2.4.1.1.1 Chave de identificação dos grupos de nematódeos

A descrição de cada grupo de nematódeos está representada no quadro 1.

Grupos	Descrição	Figura
Ordem Rabbitida (Figura 7)	-parede corpórea fina (as camadas não são distinguidas separadamente) -musculatura platimiariana -intestino composto por células unicelulares -esôfago rabbitóide -único tubo genital	<p>Figura 7. Secção transversal de três nematódeos Rabbitida no interior de folículo piloso em eqüino. (m) musculatura platimiariana. (Fonte: http://www.askjpc.org/wsc/wsc/wsc98/98wsc07.htm)</p>

<p>Ordem Strongylida (Figura 8)</p>	<p>-musculatura platimiariana: Superfamílias Trichostrongyloidea, Strongyloidea, Ancylostomatoidaea -musculatura celomiariana: Superfamília Metastrongilidea -intestino composto por poucas células multinucleadas</p>	 <p>Figura 8. Secção transversal de Metastrongilidea no brônquio de suíno. (m) musculatura celomiariana, (i) intestino composto por poucas células multinucleadas, (o) ovário, (u) útero. (Fonte: http://www.askjpc.org/wsc/wsc_showcase2.php?id=535)</p>
<p>Ordem Ascaridida (Figura 9)</p>	<p>-cutícula espessa -cordões laterais grandes -musculatura celomiariana -intestino composto por células colunares com a borda interna revestida por microvilosidades</p>	 <p>Figura 9. Secção transversal de nematódeo Ascaridida no cérebro de guaxinim. (cl) cordão lateral grande, (i) intestino central. (Fonte: http://course1.winona.edu/kbates/images/Baylisascaris_Brain.jpg)</p>
<p>Ordem Spirurida (Figura 10)</p>	<p>-cutícula com ornamentações (espinhos, protuberâncias, estriações transversais ou cristas longitudinais) -cordões laterais proeminentes -musculatura celomiariana</p>	 <p>Figura 10. Secção transversal de um nematódeo Spirurida no</p>

	-intestino composto por células colunares a cúbicas revestida internamente por microvilosidades -presença de fluido eosinofílico no pseudoceloma -ovos embrionados	pro-ventrículo de codorna. (c) cutícula com projeções, (m) musculatura celomiariana, (fe) fluido eosinofílico. (Fonte: http://www.askjpc.org/wsc/wsc_showcase2.phpid=182)
Superfamília Trichinelloidea (Figura 11)	-musculatura celomiariana -esôfago pequeno rodeado por um esticossoma -intestino composto por células colunares -presença de bandas bacilares	 <p>Figura 11. Secção transversal de um nematódeo Trichinelloidea no pró-ventrículo de <i>Ardea herodias</i>. (c) cutícula delgada, (m) musculatura celomiariana, (bb) bandas bacilares, (i) intestino composto por células colunares com a borda em escova. (Fonte: http://www.askjpc.org/wsc/wsc_showcase2.phpid=174)</p>

Quadro 1. Chave de identificação dos grupos de nematódeos.

Fonte: (Chitwood e Lichtenfels, 1972; Gardiner e Poynton, 1999; Alcaraz e Eberhard, 2006)

2.4.1.2 Trematódeos

Trematódeos não apresentam cavidade corporal e os órgãos estão distribuídos em uma matriz parenquimatosa. Externamente, é limitado por um tegumento o qual pode ou não conter espinhos, sendo que o número, tamanho e localização dos espinhos são de valor taxonômico (Gardiner e Poynton, 1999; Alcaraz e Eberhard, 2006). Abaixo do tegumento observam-se camadas circulares e longitudinais de fibras musculares (Chitwood e Lichtenfels, 1972). A maioria é hermafrodita, possuem os órgãos

reprodutivos, masculino e feminino no mesmo indivíduo (Gardiner e Poynton, 1999). O sistema reprodutor do macho inclui dois testículos, um cirro e bolsa do cirro, enquanto o trato reprodutivo feminino consiste de um ovário arredondado, útero e vitelária (Chitwood e Lichtenfels, 1972). Na coloração pela hematoxilina e eosina, as glândulas vitelinas são constituídas por grandes aglomerados de células eosinofílicas com citoplasma abundante (Alcaraz e Eberhard, 2006). Além disso, observa-se uma ventosa oral muscular e também uma ventosa ventral localizada abaixo da ventosa

oral ou na porção final do corpo, e um aparelho digestório constituído por uma ventosa oral, uma faringe (que pode ou não ser muscular), seguida por um intestino representado pelo ceco que se bifurca em um saco cego (Chitwood e Lichtenfels, 1972). O ceco frequentemente contém pigmento preto-amarronzado devido à lise das células sanguíneas do hospedeiro (Figura 12) (Gardiner e Poynton, 1999).

Por fim, as características usadas na classificação e identificação dos trematódeos incluem a posição e tamanho das ventosas, presença ou ausência de espinhos ou papilas no tegumento, presença ou ausência de ramificações e tamanho do ceco, tamanho e localização dos órgãos reprodutivos e a distribuição das glândulas vitelinas no corpo (Chitwood e Lichtenfels, 1972; Alcaraz e Eberhard, 2006).

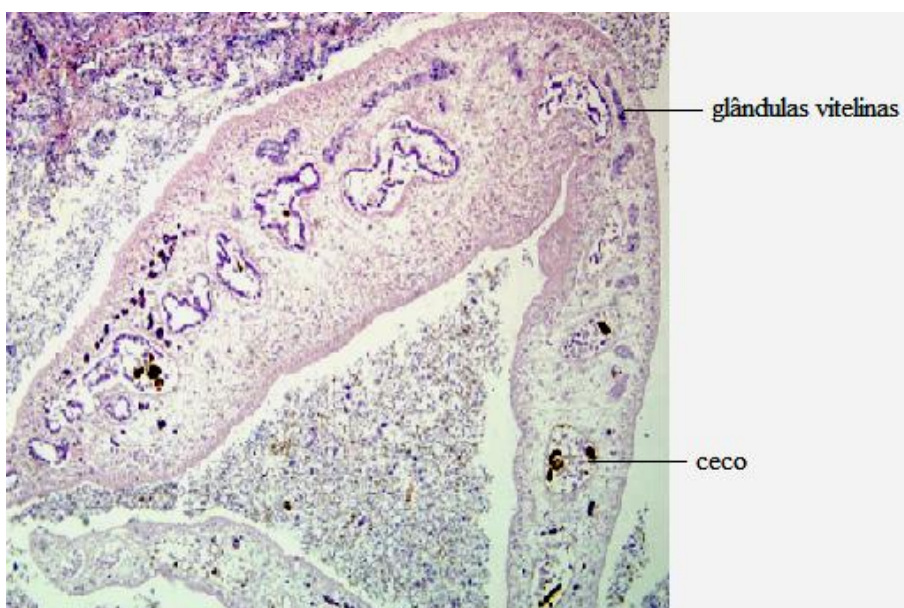


Figura 12. Secção longitudinal de um trematódeo no ducto biliar de um pônei. (Fonte: http://www.askjpc.org/wsc/wsc_showcase2.php?id=352)

2.4.1.3 Cestódeos

Histologicamente são semelhantes aos trematódeos, porém diferem por não apresentarem aparelho digestório, além disso, uma característica para a identificação no corte histológico é a presença dos corpúsculos calcáreos (Figura 13), que se encontram dispersos na matriz do corpo, são basofílicos e possuem formato redondo ou oval com formações concêntricas (Gardiner e Poynton, 1999). Os órgãos internos ficam imersos em uma matriz frouxa, externamente, possuem tegumento formado por projeções citoplasmáticas das células epidérmicas que aparecem na histologia

como uma camada externa acelular homogênea e espessa acima da membrana basal (Alcaraz e Eberhard, 2006). Os cestódeos adultos apresentam na extremidade anterior, um órgão de fixação, o escólex, o qual possui ventosas, botrias e ganchos para auxiliar na fixação no hospedeiro (Chitwood e Lichtenfels, 1972). O corpo de um adulto é segmentado por proglótides e estas características muitas vezes podem aparecer nas secções histológicas, sendo que cada proglótide contém ambos os órgãos reprodutivos, masculino e feminino (Gardiner e Poynton, 1999).

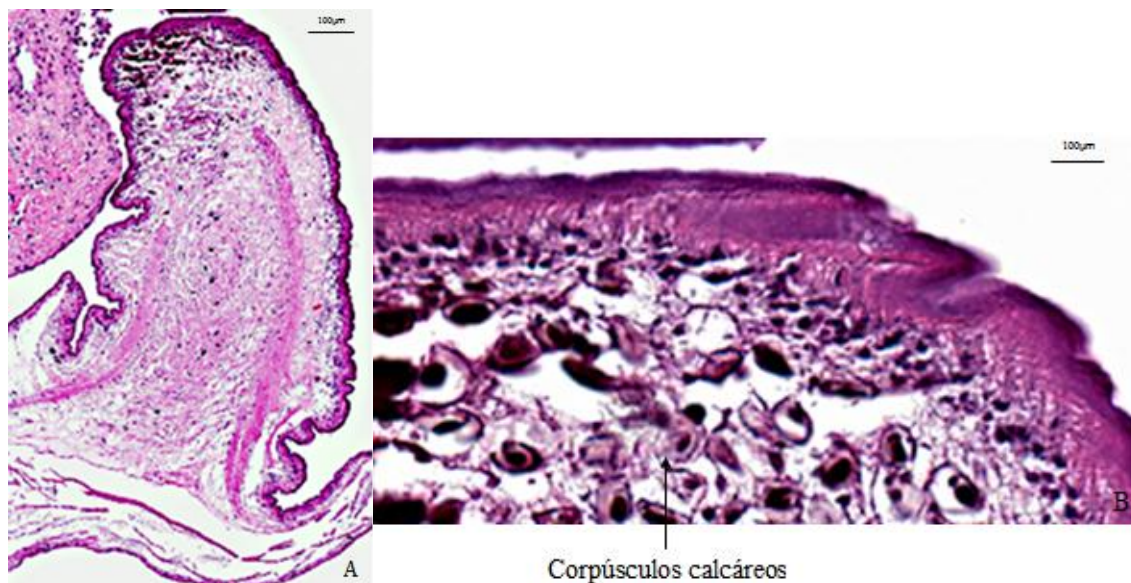


Figura 13. (A) Secção longitudinal de larva de cestódeo no pulmão de *Lemur catta*. (B) Secção longitudinal mostrando os numerosos corpúsculos calcáreos.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 ANIMAIS

Durante o período de 2007 a 2013, foram realizadas necropsias e examinadas amostras teciduais de animais selvagens no Setor de Patologia da Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais. Foram selecionados 16 animais selvagens

(11 aves e 5 mamíferos) que apresentavam intenso parasitismo por helmintos, a maioria levando a lesões macroscópicas e/ou histológicas. Os animais eram provenientes do Centro de Triagem de Animais Selvagens (CETAS) de Belo Horizonte, de clínica mantenedora de fauna e criatório conservacionista da cidade de Contagem, MG (Tabela 1).

Tabela 1. Relação dos mamíferos e aves estudados

Classe	Animais estudados		
	Ordem	Espécies	Nº de espécimes estudados
Mamíferos	Rodentia	<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>	2
	Carnivora	<i>Chrysocyon brachyurus</i>	2
		<i>Lycalopex vetulus</i>	1
Aves	Ciconiiformes	<i>Nycticorax nycticorax</i>	1
	Psitaciformes	<i>Ara ararauna</i>	1

	<i>Ara chloropterus</i>	2
	<i>Ara híbrida</i>	1
	<i>Pionus fuscus</i>	2
Galliformes	<i>Crax blumembachii</i>	1
	<i>Aburria jacutinga</i>	1
Struthioniformes	<i>Rhea americana</i>	2

3.1.1 Estudo retrospectivo

Duas fêmeas de capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) (Linnaeus 1766), que residiam em uma lagoa da área urbana de Belo Horizonte (19°51'11.8"S e 43°58'58.3"O), entre os anos de 2007 (capivara 1) e 2009 (capivara 2), foram capturadas pela polícia ambiental para cuidados veterinários. A capivara 1 foi encaminhada para o Cetar de Belo Horizonte, enquanto a capivara 2 foi enviada para uma clínica mantenedora de fauna da cidade. Os animais morreram e a necropsia foi realizada no Setor de Patologia da Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais.

Em outubro de 2008, uma espécime fêmea, adulta de garça-da-noite (*Nycticorax nycticorax*) (Linnaeus, 1758) proveniente da Lagoa da Pampulha (19°51'11.8"S e 43°58'58.3"O) morreu no Centro de Triagem de Animais Selvagens-IBAMA de Belo Horizonte e foi encaminhada no mesmo dia à Escola de Veterinária para a realização da necropsia.

3.1.2 Estudo prospectivo

Durante o período de 2012 a 2013 foram recebidas amostras teciduais parasitadas e necropsias foram realizadas em 11 aves e 5 mamíferos silvestres, no setor de Patologia da Escola de Veterinária.

Em novembro de 2012, um espécime adulto de *Crax blumembachii*, (Spix, 1825) conhecido popularmente como mutum-do-sudeste, proveniente de um criatório conservacionista da cidade de Contagem-MG (19°51'20.1"S e 44°03'58.5"O), foi necropsiado no setor de Doenças das Aves da Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais. Fragmentos de vários órgãos e os rins inteiros foram encaminhados para o laboratório de histopatologia. Neste mesmo mês, duas espécies de aves silvestres do mesmo criatório foram encaminhadas para necropsia. Uma espécime adulta de *Aburria jacutinga* (Spix, 1825), conhecida popularmente como jacutinga e duas espécimes de *Pionus fuscus* (Muller, 1776), conhecida como maitaca-roxa. Ambos os animais, foram necropsiados e fragmentos de vários órgãos encaminhados para o laboratório de histopatologia.

Em abril de 2013, dois espécimes fêmeas de *Ara chloropterus* (arara vermelha 1 e 2) e uma espécime fêmea de *Ara ararauna* (arara-canindé) recebidas pelo IBAMA-BH e encaminhadas para uma clínica mantenedora de fauna (19°51'11.8"S e 43°57'35.8"O) com sinais clínicos inespecíficos, foram necropsiadas. Em agosto do mesmo ano, uma *Ara* híbrida, macho, vinda do mesmo local também foi encaminhada para o setor de Patologia da Escola de Veterinária e necropsiada.

Em maio de 2013, uma raposa-do-campo (*Lycalopex vetulus*), fêmea, jovem, pesando aproximadamente 4 Kg foi encontrada atropelada na BR-040 próxima a cidade de Sarzedo (20°02'07" S e 44°08'41" O). O animal foi encaminhado ao Centro de Triagem de Animais Silvestres-IBAMA da cidade de Belo Horizonte para cuidados médico veterinário e morreu poucas horas após dar entrada ao CETAS-IBAMA. A necropsia foi realizada no Setor de Patologia da Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais.

Em junho de 2013, dois espécimes fêmeas de *Rhea americana* (ema 1 e 2) provenientes da Fazenda Escola de Veterinária e Zootecnia da UFMG em Pedro Leopoldo-MG (19°37'02.6"S e 44°02'22.5"O), morreram entre um a dois dias após serem encaminhadas para o Hospital Veterinário da UFMG e internadas. Uma Ema sofreu fratura exposta do fêmur do membro posterior direito após ser transportada para um novo recinto. Ambas foram encaminhadas para necropsia.

Em setembro de 2013, uma espécime fêmea de *Chrysocyon brachyurus* (Lobo-guará 1) foi encontrada em uma fazenda na zona rural da cidade de Pedralva-MG (22°15'09.9"S e 45°27'38.2"O). O animal foi encaminhado a uma clínica veterinária para cuidados intensivos devido ao seu estado crítico. No dia posterior a internação o animal morreu. A necropsia foi realizada no local e amostras das vísceras foram enviadas para o setor de Patologia da Escola de Veterinária da UFMG. Em dezembro de 2013, uma espécime também fêmea de *Chrysocyon brachyurus* (Lobo-guará 2) foi encontrada atropelada na região periurbana de Rio Acima-MG (20°04'54.1"S e 43°47'33.5"O) e encaminhada para uma clínica veterinária mantenedeoura de fauna com suspeita de fratura do membro torácico direito. O animal morreu e a necropsia foi realizada no setor de Patologia da Escola de Veterinária.

3.2 NECROPSIA E COLETA DE MATERIAL

No Setor de Patologia, após a abertura da cavidade abdominal e torácica em mamíferos e da cavidade celomática em aves, foi realizada uma inspeção visual à procura de helmintos ou qualquer anormalidade sugestiva de parasitismo, na superfície dos órgãos, no tecido muscular esquelético, no tecido subcutâneo e na própria cavidade abdominal e torácica. Os órgãos foram avaliados separadamente e analisados cuidadosamente. No caso de órgãos sólidos, como o fígado, baço e rins foram feitos diversos cortes em sua superfície e aprofundando o parênquima. Órgãos como pulmão, traquéia, esôfago, estômago e intestinos foram retirados, as extremidades amarradas com barbante e armazenados em câmara fria para posterior análise e coleta de parasitos no Laboratório de Helmintologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Minas Gerais.

Para o recebimento das amostras teciduais de necropsias realizadas por terceiros, foi solicitado aos executores que os procedimentos de necropsia e de coleta estivessem de acordo com as diretrizes expostas acima.

3.2.1 Análise dos órgãos

Nos animais de maior porte, os pulmões foram abertos dentro de um recipiente de vidro com tesoura cirúrgica desde a traquéia, seguindo o trajeto dos brônquios e bronquíolos tão profundamente quanto possível. O conteúdo de cada órgão retido no recipiente foi passado por uma peneira de malha fina com poros de 150 µm. Com relação ao esôfago, estômago e cada porção do intestino, estes foram abertos longitudinalmente e individualmente em um recipiente de vidro com uma tesoura cirúrgica e lavada. Todo o conteúdo retido no recipiente e o lavado dos órgãos foram

passados por uma peneira de malha fina com poros de 150 µm, lavados em água corrente e examinados no microscópio tipo estereoscópico.

Para os animais de menor porte e para as amostras teciduais recebidas, os órgãos foram separados individualmente em placas de Petri contendo solução salina 0,85% de NaCl e examinados em microscópio estereoscópico.

Este trabalho recebeu a aprovação do Comitê de Ética no Uso de Animais (CEUA) da Universidade Federal de Minas Gerais sob protocolo número 21/2013 (Anexo 1).

3.3 FIXAÇÃO E IDENTIFICAÇÃO DOS PARASITOS

De acordo com as características anatômicas, os endoparasitos encontrados foram coletados com pinças e lavados em solução salina de NaCl 0,85%. Os nematódeos foram fixados em formol comercial 10% a 80°C, embebidos em solução de Lactofenol de Amann para diafanização, postos entre lâmina e lamínula de vidro com lactofenol e observados em microscópio de luz e microscópio estereoscópico. As acantocéfalas foram fixadas em formol 10%. Os trematódeos e cestódeos comprimidos entre placas de vidro e fixados com formol 10% frio, posteriormente corado com acetocarmin de Semichon, desidratados em uma seqüência de álcoois em tempos variáveis, diafanizados em creosoto e montados em lâminas com bálsamo do Canadá.

As imagens dos parasitos foram capturadas com câmera digital (AxioCam ERc 5s, Carl Zeiss) acoplada aos equipamentos. As medidas foram realizadas por meio das imagens digitais, utilizando programa AxioVision 4.8 (Carl Zeiss Vision software). A classificação dos gêneros e espécies foi realizada através da mensuração e estudo morfológico dos principais caracteres com

auxílio de chaves específicas: Yamaguti (1961), Travassos e Freitas (1969) e Vicente et al (1995).

3.4 HISTOPATOLOGIA

Após necropsia e avaliação macroscópica dos órgãos, foram coletadas amostras de órgãos como encéfalo, pulmão, traqueia, coração, esôfago, estômago, intestino, rins, medula óssea e foram fixadas em formol tamponado a 10% por 48 horas. Para análise histopatológica, as amostras foram desidratadas em séries crescentes de etanol, diafanizadas em xilol, incluídas em parafina para obtenção de cortes seriados de 4µm de espessura, coradas pela hematoxilina e eosina e avaliadas em microscopia de luz clara. Para as amostras teciduais do ceco das capivaras foi realizada coloração especial de tricrômico de Masson. Imagens histopatológicas contendo os parasitos foram realizadas utilizando o fotomicroscópio (Leica DFC 500).

3.5 IDENTIFICAÇÃO DOS PARASITOS EM CORTES HISTOLÓGICOS

O uso da chave de identificação de parasitos em cortes histológicos foi usado como uma ferramenta auxiliar para classificar as classes, ordens e gêneros dos parasitos estudados. Esta chave foi baseada em Gardiner e Poyton (1999), levando em consideração inicialmente a presença ou ausência de cavidade corporal e do trato digestório. Reconhecer as características morfológicas dos nematódeos como, por exemplo, a cutícula, a hipoderme, o tipo de musculatura da parede corpórea, o tipo de célula do epitélio intestinal e as características do esôfago. Permite diferenciar também, um trematódeo de um cestódeo, ao saber reconhecer a presença de corpúsculos calcáreos que são estruturas chaves na identificação de cestódeos. Além disso, pode-se observar a presença de útero

(com ovos), ovário e/ou testículo, permitindo constatar o sexo dos parasitos.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 CAPIVARA (*Hydrochoerus hydrochaeris*)

Macroscopicamente, ambas as capivaras apresentaram múltiplas lacerações na pele causadas por mordidas. A capivara 1, necropsiada em 2007 apresentou estado corporal ruim e evidência de desidratação. O intestino grosso apresentava a serosa intestinal difusamente hiperêmica e a mucosa continha áreas cobertas por uma pseudomembrana fibrinosa e múltiplas petéquias. Em áreas multifocais da mucosa do ceco observaram-se vários parasitos redondos a ovalados, avermelhados, firmemente aderidos à mucosa (Figura 14A). Na capivara 2, necropsiada em 2009, a principal lesão foi encontrada no ceco que continha numerosos parasitos piriformes, pedunculares, avermelhados, firmes, aderidas fortemente à mucosa do ceco (Figura 14B). À secção longitudinal da estrutura, constatou-se que o parasito fixava-se firmemente a mucosa do ceco por uma ventosa ventral, havendo uma projeção do tecido do hospedeiro para o interior da ventosa do parasito (Figura 15A). A mucosa apresentava-se moderadamente hiperêmica e a serosa continha áreas multifocais lineares de hemorragia moderada, bilateral e simétrica, medindo aproximadamente 4 x 1 cm. Os linfonodos mesentéricos de ambas as capivaras estavam moderadamente aumentados de volume. Dez exemplares dos parasitos fixados e separados para a identificação parasitológica foram utilizados para medir o tamanho e apresentaram média de 14 mm de comprimento por 7 mm de largura.

Na histopatologia, o intestino grosso da capivara 1 apresentava enterite fibrinonecrótica aguda da mucosa superficial sugestiva de enterite bacteriana difusa

acentuada. Já as alterações relacionadas ao parasito foram similares em ambas as capivaras. No local de fixação dos parasitos havia um tecido que se projetava da mucosa do ceco e encontrava-se envolvido pela ventosa ventral do parasito (Figura 15B). A mucosa do local de fixação apresentava perda do epitélio de revestimento e parcialmente das glândulas, sendo substituído por restos celulares, células inflamatórias e fibroplasia. No ponto em que o parasito envolvia o tecido com a ventosa ventral, havia fibroplasia, neocapilares, alguns neutrofilos e vários plasmócitos e macrófagos, alguns destes contendo pigmento de hemossiderina. Esta reação em alguns locais era típica de tecido de granulação, o qual era abundante nos parasitos maiores, levando a compressão e deslocamento das estruturas internas dos parasitos. As áreas adjacentes aos locais de fixação dos parasitos, não apresentavam perda do epitélio, mas continha infiltrado inflamatório neutrofílico, eosinofílico e linfo-histio-plasmocitário intenso estendendo-se até a submucosa.

Nas secções histológicas longitudinais sequenciais do parasito pode-se observar um revestimento externo por tegumento, ausência de cavidade corpórea e os órgãos se encontravam dispostos em uma matriz parênquimatosa. Possuíam uma cavidade oral de tamanho moderado e uma ventosa ventral ou acetábulo proeminente, ambas com musculatura bem desenvolvida. Possuíam também ceco bilateral periférico, vitelária, testículos, ovário e útero repleto de ovos (Figura 16). Secções seriadas longitudinais foram realizadas em três parasitos para observar melhor a disposição dos órgãos. O tecido formado na mucosa do hospedeiro ao projetar-se para a ventosa ventral do parasito foi responsável pela compressão e o deslocamento moderado dos órgãos do parasito (Fig.17), porém pode-se observar que abaixo da cavidade oral havia o cirro com um material amorfo

eosinofílico no seu interior, um útero central proeminente intracecal, vitelárias lateralmente pós-testicular e extracecais, testículos proeminentes lateralmente ao útero apresentando-se ramificados e ovário pequeno próximo à ventosa ventral (Fig 18). As características morfológicas observadas nos cortes histológicas seriados permitiram classificar os parasitos encontrados no ceco de ambas as capivaras como um trematódeo paramfistomídeo.

Dentre os trematódeos parasitos de capivara, Travassos et al. (1969) citaram *Taxorchis schistotyle* (Fischoeder 1901), *Hippocrepis hippocrepis* (Diesing 1850), *Nudacotyle valdevaginatus* (Travassos 1922), *Nudacotyle tertius* (Travassos 1939) e *Neocotyle neocotyle* (Travassos 1922).

Paramfistomídeos com características semelhantes às encontradas neste trabalho foi descrito por Faust (1935) em capivaras da República do Panamá, classificados como *Taxorchis schistocotyle* Fischoeder, 1901. Foram descritos como parasitos piriformes, avermelhados, com medidas de 12.5 mm por 7.5 mm, fortemente aderidos pela ventosa

posterior à parede peritoneal de capivaras. Os parasitos do presente relato foram encontrados aderidos à mucosa do intestino grosso semelhante aos achados de Añasco e Martinez (2006), os quais descreveram a espécie *Taxorchis schistocotyle* utilizando a microscopia eletrônica. Também apresentavam o formato do corpo piriforme, avermelhados quando não fixados, tamanho de 14 mm de comprimento e 6 mm de largura, ventosa oral com divertículo e muscular bem desenvolvida, esôfago de fundo cego em posição lateral, poro genital e ventosa genital amplamente separados do ovário e presença de um acetábulo terminal. *Hydrochoeristrema cabrali* é um paramfistomídeo que parasita ceco intestinal de capivaras, apresenta o corpo piriforme, o tamanho oscila entre 180 e 225 mm de comprimento e de 65 a 110 mm de largura (Sinkoc et al., 1998). Deve ser considerado como o principal diferencial para *Taxorchis schistotyle*. As características morfológicas e a dimensão dos paramfistomídeos encontrados neste trabalho foram mais compatíveis com o *Taxorchis schistocotyle* do que com o *Hydrochoeristrema cabrali*, como pode ser observado no quadro 2.

<i>Taxorchis schistocotyle</i>	<i>Hydrochoeristrema cabrali</i>	Paramfistomídeos do presente estudo
Piriforme e avermelhado	Piriforme	Piriformes e avermelhados
Comprimento: 12,5 - 14 mm Largura: 6 – 7,5 mm	Comprimento: 18 – 22,5 mm Largura: 6,5 – 11 mm	Comprimento: 14 mm Largura: 7 mm
Acetábulo musculoso	Acetábulo bem musculoso	Acetábulo musculoso
Cecos longos pouco sinuosos	Cecos longos que contornam a zona acetabular	Cecos longos que não contornam a zona acetabular
Glândulas vitelinas se estendem desde a zona pós testicular	Glândulas vitelinas se estendem desde a zona testicular	Glândulas vitelinas se estendem desde a zona pós testicular

Quadro 2. Comparação das características morfológicas e das dimensões dos paramfistomídeos do presente estudo com *Taxorchis schistocotyle* e *Hydrochoeristrema cabrali* (Faust, 1935; Travassos, 1950; Kawazoe et al., 1981; Sinkoc et al., 1998; Añasco e Martinez, 2006).

O gênero *Taxorchis* foi estabelecido em 1901 por Fischoeder, para nele ser incluído *Taxorchis schistocotyle*, descrito como parasito intestinal de capivara sul-americana

(*Hydrochoerus hydrochoeris*). Os parasitos deste gênero possuem corpo espesso tendendo para piriforme, musculatura corpórea desenvolvida, acetábulo terminal

com abertura longitudinal e fortemente musculoso, cecos longos, largos, pouco sinuosos, poro genital abrindo-se no centro da ventosa genital, que se situa na bifurcação esofagiana ou na proximidade, bolsa do cirro presente, testículos ramificados com localização pré-equatorial, ovário próximo da ventosa ventral, útero intracecal com numerosos ovos e vitelinos situados nos campos extracecais, prolongando-se desde a zona pós-testicular até a zona pré-acetabular (Kawazoe et al., 1981). *Hydrochoeristrema* caracteriza-se por apresentar caracteres morfológicos que o aproximam do gênero *Taxorchis*, o que diferencia por possuir acetábulo com constituição muscular bastante desenvolvida, ocupando 1/3 do comprimento total do corpo, cecos longos que se estendem à zona acetabular a contornando e a distribuição das glândulas vitelínicas da zona testicular à zona acetabular (Sinkoc et al., 1998).

Alguns trabalhos relatam parasitos gastrintestinais em capivaras com o objetivo de estudar a prevalência, e graus de intensidade de infecção causada por helmintos nesta espécie. Os paramfistomídeos *Taxorchis schistocotyle* e *Hydrochoeristrema cabrali* foram encontrados na Reserva Ecológica de Taim, no Rio Grande com prevalência de 12,5% e 45,83%, respectivamente (Sinkoc et al., 2009) e na região de Araçatuba em São Paulo com uma taxa de 42,86% e 28,57%, respectivamente (Sinkoc et al., 2004). Isoladamente, o paramfistomídeo *Taxorchis schistocotyle* foi encontrado na região da Venezuela com prevalência de 83% (Salas e Herrera, 2004) e na sub-região de Paiaguás, Pantanal do Mato Grosso do Sul com prevalência e intensidade de 76,6% e 18,2%, respectivamente (Bonuti et al., 2002). Na Bolívia apresentou ocorrência de 12 % (Casas et al., 1995) e na Argentina ocorrência entre 13 a 19% (Corriale et al.,

2013). No entanto, não foram encontrados estudos que relacionam uma relação do parasitismo com sinais clínicos, lesões e mortalidade.

Apesar do ciclo de vida e a existência de um hospedeiro intermediário dos paramfistomídeos não serem bem esclarecidos, Ueta et al. (1981) verificaram experimentalmente a participação de moluscos no ciclo de vida de trematódeos paramfistomídeos. Miracídeos oriundos de ovos eliminados por roedores penetraram ativamente no tecido dos moluscos *B. tenagophila* e *B. glabrata*. Porém, a evolução experimental no hospedeiro intermediário apresentou-se lenta e ao fim de 40 dias pós-infecção, não se observou a formação de esporocistos, rédias e cercárias. Faust (1935) descreve as etapas prováveis para o desenvolvimento de *Taxorchis schistocotyle*, com eliminação dos ovos nas fezes de capivaras em terreno pantanoso, ocorrendo em seguida maturação e eclosão. Posteriormente, os miracídeos penetram no hospedeiro intermediário (caramujo), produzindo esporocistos, rédias e cercárias que emergem do caramujo e nadam através da água encistando na grama que será consumida pelas capivaras. No trato digestivo do hospedeiro definitivo, as metacercárias passam para o intestino delgado, atingindo o ceco.

O paramfistomídeo da capivara, *Taxorchis schistocotyle*, alimenta-se principalmente de ciliados que existem em abundância no ceco desse roedor através de um mecanismo de espoliação. O parasito desvia do organismo do hospedeiro uma parte da substância digerida por este para seu metabolismo. Esta espoliação não acarreta grandes prejuízos, a não ser que se trate de infecções intensas (Travassos, 1950). Na capivara 1, possivelmente a causa morte foi a enterite bacteriana e o parasitas foram achados incidentais, já que a quantidade encontrada foi pequena e aparentemente não suficiente para determinar alterações que

justificassem enterite, diarreia e morte. Já na capivara 2, a infestação foi intensa e não foram encontradas outras alterações que justificassem a causa morte, sendo possível que a inflamação causada pelos numerosos parasitos tenha contribuído para a morte.

Há uma escassez de informações sobre a parasitologia em capivaras, sendo importante investigar a fauna parasitária do aparelho digestório desses animais para

conhecer os parasitos que utilizam esse roedor como hospedeiro definitivo e estudar as lesões causadas por helmintos, relacionadas diretamente com as perdas econômicas. Com base neste estudo, *Hydrochoerus hydrochaeris* é um hospedeiro potencial para trematódeos parafistomídeos que dependendo da infecção parasitária pode causar enterites graves.

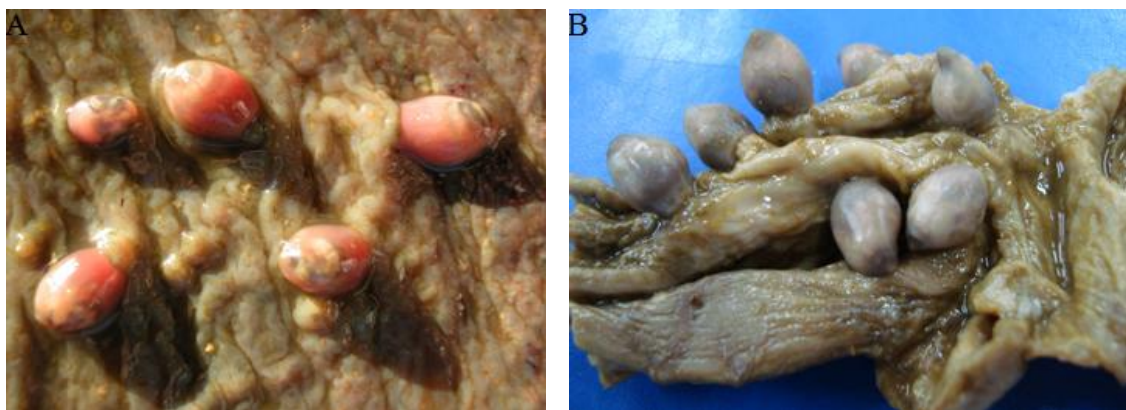


Figura 14. (A) Parasitos paramfistomídeos aderidos a mucosa do ceco na capivara 1 e (B) pós fixação na capivara 2.

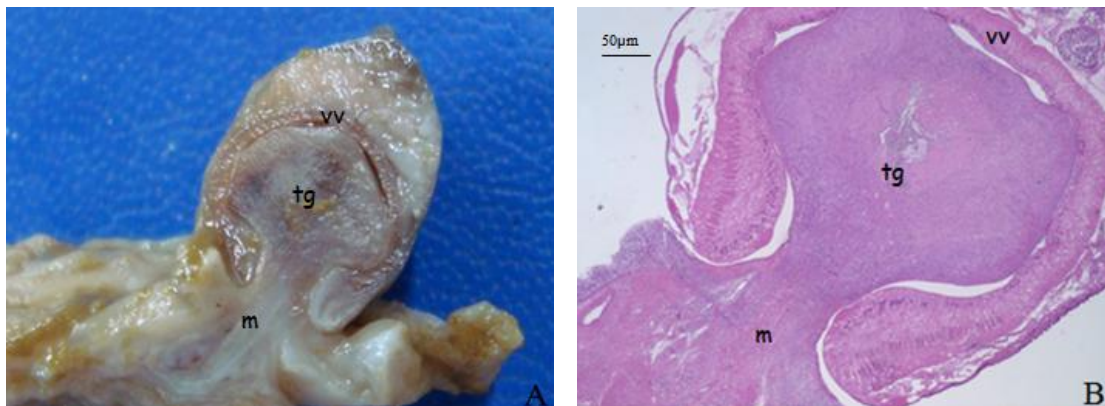


Figura 15. Formação de tecido de granulação (tg) na mucosa do ceco (m) da capivara 1, projetando-se para a ventosa ventral do parasito (vv). (A) Corte longitudinal na macroscopia e (B) na histopatologia, H.E., 4X.

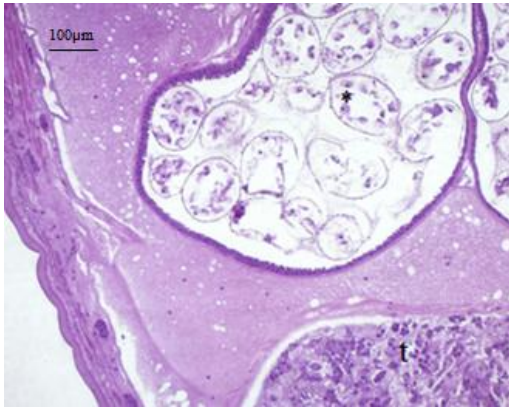


Figura 16. Corte longitudinal do trematódeo da capivara 1 mostrando o tegumento espesso, testículo (t) e útero repleto de ovos (*). H.E., 10 X.

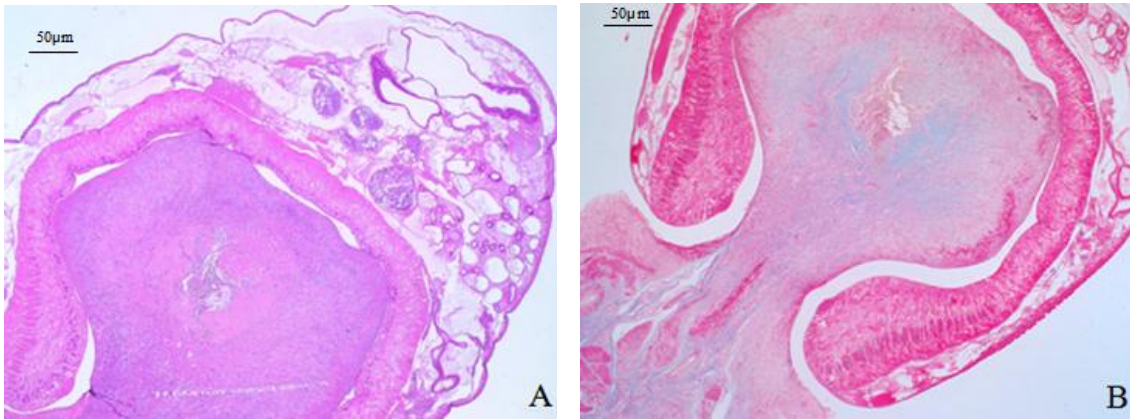


Figura 17. (A) Corte longitudinal do trematódeo da capivara 1, com compressão e discreto deslocamento dos órgãos internos do parasito, devido a projeção do tecido de granulação do hospedeiro em direção a ventosa ventral do parasito. H.E., 4X. (B) Fibras colágenas e fibroplasia corados em azul pelo Tricrômico de Masson, 4X.

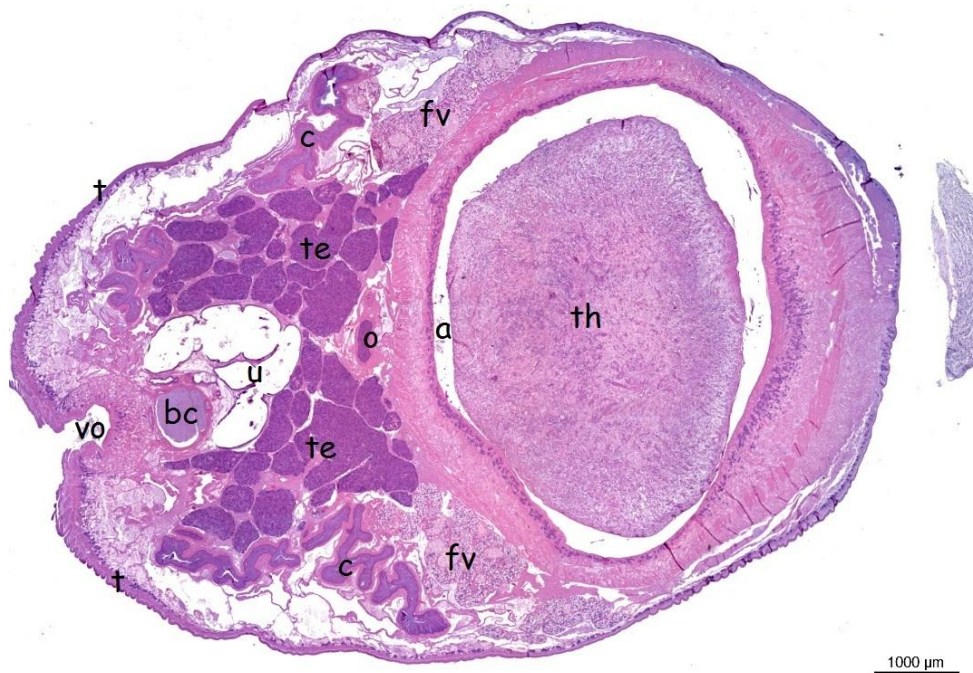


Figura 18. Secção seqüencial longitudinal histológica do trematódeo paramfistomídeo. Capivara 2. Ceco. As estruturas podem ser visualizadas de acordo com a seguinte identificação: (t) Tegumento, (vo) Ventosa Oral, (bc) Bolsa do Cirro, (c) Ceco, (u) Útero, (te) Testículo, (o) Ovário, (fv) Folículos vitelinos, (a) Acetábulo, (th) Tecido do hospedeiro. H.E.

4.2 RAPOSA-DO-CAMPO (*Lycalopex vetulus*) e LOBO-GUARÁ (*Chrysocyon brachyurus*)

A espécie *Lycalopex vetulus* ao exame clínico apresentou múltiplas fraturas e estado de choque (possivelmente neurogênico) foi detectado. O animal morreu logo após o atendimento, não sendo possível executar nenhum procedimento terapêutico. Macroscopicamente, o animal apresentava área difusa e intensa de hemorragia no subcutâneo e musculatura esquelética dos membros pélvicos, na região inguinal e sacral, com fraturas completas do fêmur, ísquio e púbis, além de ruptura de bexiga. Na mucosa do terço médio da traquéia havia duas áreas com 0,2 cm de diâmetro, avermelhadas com elevações esbranquiçadas. No terço distal, próximo à região de bifurcação, havia uma área de aproximadamente 0,7cm de diâmetro. Estas

elevações correspondiam a numerosos parasitos cilíndricos que formavam ninhos, aderidos firmemente à mucosa traqueal (Figura 19A). Os pulmões estavam rosados, crepitantes e havia pontos milimétricos multifocais discretos, firmes, esbranquiçados que rangiam ao corte.

À histopatologia, a raposinha revelou espessamento irregular difuso intenso da mucosa da traquéia devido à hiperemia, edema, inflamação e numerosos parasitos inseridos na lâmina própria (Figura 23A). Estes se encontravam envoltos por uma fina camada de fibroblastos e colágeno, além de infiltrado intenso de linfócitos, plasmócitos e histiócitos. Observaram-se também, áreas com leve proliferação vascular adjacente aos parasitos e algumas glândulas remanescentes. Áreas com perda do epitélio superficial e deposição de fibrina e hemácias também estavam presentes. Os parasitos, na

sua maioria fêmea, foram observados em cortes transversais e longitudinais em grupos formando elevações na mucosa. Havia locais em que alguns destes parasitos também foram encontrados inseridos na serosa da traquéia e na submucosa do brônquio primário e, em um dos cortes, secções transversais também foram observadas no seio linfático subcapsular do linfonodo adjacente. Nos pulmões, áreas de atelectasia, hemorragia e pneumonia intersticial histiocitária multifocal a coalescente moderada também foram observadas. Além disso, vários megacariócitos estavam presentes.

A primeira espécie de *Chrysocyon brachyurus* (Lobo-guará 1) recebeu na internação fluidoterapia, antibioticoterapia com enrofloxacina 10% IV e Flunixin Meglumine. Além disso, foi solicitado hemograma completo, perfil hepático e renal e uma ultrassonografia abdominal. Porém, o animal morreu sem que as medidas terapêuticas mostrassem efeitos. Macroscopicamente, encontrava-se em condição corporal ruim, com áreas extensas de alopecia por todo o corpo e nestas regiões a pele estava hiperpigmentada. Na região final da traquéia havia quatro nódulos esbranquiçados variando de 0,3 a 0,4 cm de diâmetro e dois nódulos com a mesma dimensão no brônquio principal esquerdo (Figura 19B). Estes nódulos correspondiam a parasitos cilíndricos com as mesmas características encontradas na raposinha. Além disso, o pulmão apresentava a superfície lisa e brilhante com áreas multifocais avermelhadas e ao corte fluía moderada quantidade de líquido esbranquiçado espumoso. Na mucosa do estômago havia erosões e úlceras agudas multifocais a coalescentes (Figura 20A). No rim esquerdo havia nefromegalia e no rim direito observou-se perda quase total do parênquima renal, com fibrose capsular e a presença de um exemplar de *Dioctophyma renale* causando a distensão do ureter direito (Figura 20B).

No lobo guará 1, a análise histopatológica foi dificultada pela autólise avançada dos fragmentos, porém no pulmão foi possível observar áreas multifocais a coalescentes moderadas com hiperemia e edema, além de áreas multifocais de atelectasia. A mucosa do brônquio principal apresentou uma área focal moderadamente espessada e irregular, devido à inserção de alguns parasitos na lamina própria. Estes se encontram envoltos por uma fina camada de fibroblastos e colágeno. Os parasitos, na sua maioria fêmea, foram observados em cortes transversais e longitudinais (Figura 23B).

Já no lobo-guará 2, o animal apresentava estado nutricional médio, com o membro anterior direito imobilizado, devido a uma discreta luxação e havia fezes vermelho - escuras a enegrecidas ao redor do ânus. As mucosas encontravam-se intensamente pálidas e também a carcaça, além de pouca quantidade de sangue com a viscosidade diminuída (Figura 21). Os linfonodos superficiais e os mesentérios estavam moderadamente aumentados de volume. Na traquéia, próximo a bifurcação dos brônquios principais, havia um nódulo esbranquiçado de 0,3 cm de diâmetro e dois nódulos com a mesma dimensão e coloração na mucosa dos brônquios principais (Figura 19C). Estes nódulos eram formados por parasitos cilíndricos com as mesmas características encontradas na raposinha e no primeiro lobo-guará. A cavidade abdominal continha aproximadamente 50 mL de um líquido avermelhado (hidroperitônio). O baço apresentava-se moderadamente aumentado de volume e ao corte observou aumento de volume de polpa vermelha, o fígado e os rins estavam vermelho-pálidos. O lúmen do intestino delgado e grosso estava preenchido por conteúdo pastoso vermelho-escuro, além de numerosos helmintos compatíveis com nematódeos, acantocéfalos e cestódeos característicos da Ordem Pseudophyllidea (Figura 22). A mucosa intestinal estava moderadamente espessada e áreas multifocais de petéquias e

equimoses foram observadas particularmente no intestino delgado. A medula óssea estava avermelhada e preenchia todo o canal medular dos ossos longos.

Na histopatologia do lobo-guará 2, o brônquio principal apresentava espessamento da mucosa associado a intenso infiltrado linfocitoplasmocitário na lâmina própria, fibras colágenas em moderada quantidade e numerosas estruturas parasitárias com cavidade corporal (Figura 23C). Nos três canídeos selvagens, morfologicamente estes parasitas possuíam características de nematódeos contendo cavidade corpórea, uma parede externa fina, uma cutícula delicada quase que não perceptível e uma musculatura celomiariana. Além disso, possuíam intestino largo com poucas células multinucleadas e útero com numerosos ovos larvados (Figura 23D). No lobo-guará 2 foi observada uma área focal com infiltrado neutrofílico e no pulmão áreas multifocais de atelectasia e enfizema. Nas células endoteliais do pulmão, linfonodo, rins, fragmento de pele pilosa, baço, coração e intestino haviam numerosas estruturas parasitárias arredondadas de aproximadamente 3µm de diâmetro, com o citoplasma claro e o núcleo basofílico, compatíveis com *Rangelia vitalii* (Figura 24). Na mucosa do intestino delgado a parasitose foi intensa sendo caracterizada por miríades de protozoários no citoplasma das células endoteliais da lamina própria e submucosa. No lúmen intestinal foram observadas várias secções longitudinais de parasitos. Estes não apresentavam cavidade corporal, externamente eram revestidos por tegumento e os órgãos encontravam-se dispostos em uma matriz parenquimatosa. Além disso, não continham tubo digestivo, havia corpúsculos calcáreos, os órgãos reprodutivos masculinos e femininos dispostos centralizados no mesmo indivíduo e os ovos eram operculados e embrionados. Os cortes histológicos mostraram estruturas características nos parasitos permitindo

classificá-los como cestódeos (Figura 25). Na colaração de carmim, suas características morfológicas por apresentar órgãos genitais em cada proglote, testículos numerosos distribuídos medularmente, presença de bolsa do cirro, ovário medular e ventral, folículos vitelinos corticais, útero com abertura denominada poro uterino e ovos operculados, permitem classificar o parasito na família Diphylobothriidae de acordo com Yamaguti (1959) (Figura 26).

Na avaliação parasitológica, as características morfológicas e a dimensão métrica das estruturas dos parasitos na traquéia e brônquios, tanto de machos como de fêmeas foram compatíveis com *Oslerus osleri*, como descrito por Urquhart et al., (1954) e Seneviratna (1959) (Figura 27). Na espécime *Lycalopex vetulus*, na amostragem dos 14 parasitos clarificados, os espécimes machos mediram $7,2 \pm 0,73$ mm de comprimento e as fêmeas, que são maiores, mediram $13,2 \pm 1,22$ mm. Ambos apresentaram cavidade bucal vestigial com um rostro protusível e um colar cuticular localizado na região cervical, $13,1 \pm 0,71\mu\text{m}$ posterior a cavidade bucal do macho e $16,1 \pm 0,71\mu\text{m}$ da fêmea. O sistema excretor apresentou três vesículas que se abriam em um ducto comum próximo a cavidade bucal. O esôfago era claviforme medindo $216,7 \pm 14,56\mu\text{m}$ no macho e $238,7 \pm 14,89\mu\text{m}$ na fêmea. A extremidade posterior do macho não apresentou bolsa copuladora, o gubernáculo era bem evidente medindo $37,2 \pm 1,22\mu\text{m}$ e os espículos eram pequenos e iguais com medida de $100,9 \pm 4,80\mu\text{m}$. A distância entre a abertura da coacla e o final da extremidade posterior era de $26,4 \pm 1,90\mu\text{m}$. As fêmeas são ovovivíparas, sendo possível visualizar as larvas no útero desde a extremidade posterior até próximo à junção esôfago – intestino. A vulva localizava-se no final da extremidade posterior juntamente a abertura anal e não apresentava esfíncter vaginal. Já na espécime *Chrysocyon brachyurus* 1 foram recuperados seis parasitos machos inteiros para a realização

da morfometria. Esses mediram em média $9,58 \pm 0,89$ mm de comprimento. A extremidade posterior do macho não apresentava bolsa copuladora, o gubernáculo era bem evidente, medindo $38,6 \pm 4,8$ μm e os espículos eram pequenos e iguais com medida de $101,29 \pm 13,16$ μm .

Este é o primeiro relato de *Oslerus osleri* na espécie *Lycalopex vetulus* no estado de Minas Gerais e no Brasil. Até o presente momento, dois achados de *O. osleri* em canídeos selvagens brasileiros, ambos descritos em Lobo-Guará (*Chrysocyon brachyurus*) foram encontrados (Vieira, 2011; Dias et al., 2012).

Macroscopicamente, nodulações proeminentes na região de terço distal da traquéia e bifurcação dos brônquios foram evidentes apenas nos dois lobos-guará como descrito em outros relatos em canídeos domésticos e selvagens (Dorrington, 1968; Yao et al., 2011; Verocai et al., 2013). Na raposinha-do-campo do presente relato, havia espessamento difuso da mucosa na região distal da traquéia com inúmeros parasitos aderidos. Histologicamente, as lesões indicaram um processo agudo a subagudo, o qual não possuía constituintes celulares suficientes para formar nodulações evidentes. Segundo Dorrington (1968), em um período de 2 a 3 meses os parasitos estimulam uma resposta granulomatosa no hospedeiro, produzindo uma lesão nodular. Nos três animais os parasitos estavam presentes na lâmina própria da mucosa da traquéia e brônquios, porém apenas na raposinha-do-campo e no lobo-guará 2 estavam envoltos por infiltrado linfocitário. Outros estudos relataram intenso infiltrado eosinofílico associado ao mononuclear envolvendo os parasitos (Outerbridge e Taylor, 1998; Yao et al., 2011; Verocai et al., 2013) e traqueíte purulenta com metaplasia da mucosa (Reagan e Aronsohn, 2012).

Não foram relatados sinais clínicos referentes ao trato respiratório. Alguns relatos descrevem que os animais podem não apresentar sinais respiratórios ou podem apresentar tosse esporádica não produtiva que se intensifica quando há esforço físico, além de dispnéia e estertores (Clayton e Lindsay, 1979; Outerbridge e Taylor, 1998; Yao et al., 2011). A presença deste parasito em canídeos domésticos e selvagens é subdiagnosticado por duas razões: os estudos de parasitos em canídeos selvagens são voltados para o trato gastrointestinal, pouco se examinando o trato respiratório (Verocai et al., 2013) e a maioria dos estudos parasitológicos de análise fecal não são adequadas para detectar o baixo número de larvas de *O. osleri* eliminado juntamente com as fezes (Yao et al., 2011). Na raposinha foi realizado o exame das fezes pela técnica de Baermann, com resultado negativo. O exame fecal mais eficiente neste caso é o de flutuação em solução de sulfato de zinco (Travesa et al., 2010).

O diagnóstico clínico de infecções por *O. osleri* pode ser obtido por broncoscopia utilizando biópsia pela endoscopia seguida de análise histológica (Outerbridge e Taylor, 1998; Yao et al., 2011). Canídeos com sinais clínicos de tosse esporádica com reflexo de tosse positivo durante o exame clínico devem ser considerados suspeitos para a doença em questão. Infecções por *O. osleri* deveria ser incluído como diagnóstico diferencial em cães que apresentem sinais clínicos de traqueobronquite, particularmente em cães jovens com menos de 2 anos de idade (Yao et al., 2011). Em relação aos achados macroscópicos e histopatológicos, *Crenosoma vulpis* deve ser considerado como o diagnóstico diferencial, porém diferentemente dos achados de *O. osleri*, *C. vulpis* são encontrados principalmente no lúmen de brônquios (Unterer et al., 2002). Em relação à medicação, várias classes de anti-helmínticos, principalmente os

benzimidazóis e lactonas macrocíclicas tem sido usados no tratamento (Yao et al., 2011).

Oslerus osleri é um nematódeo transmitido por contato direto e/ou pela ingestão da larva de primeiro estágio, não possui hospedeiro intermediário e a infecção intra-uterina não ocorre (Dorrington, 1968; Clayton e Lindsay, 1979). Os ovos e larvas de primeiro estágio são carregados através do batimento dos cílios do aparelho muco-ciliar, da bifurcação da traquéia até a orofaringe aonde são deglutidas e eliminadas nas fezes ou permanecem na saliva (Clayton e Lindsay, 1979; Lappin e Prestwood, 1988). A maioria dos cães torna-se infectado devido ao comportamento social de limpeza das ninhadas ou pela regurgitação de alimento (Dorrington, 1968; Lappin e Prestwood, 1988). Depois da ingestão das larvas de primeiro estágio estas atravessam a parede do intestino e chegam ao átrio direito do coração via linfática ou via porta-hepática. Posteriormente, as larvas entram nos capilares pulmonares e alvéolos e migram para o tecido traqueobrônquico. Os cinco estágios da larva do parasito desenvolvem-se no pulmão de canídeos. Depois de um período de 10 a 21 semanas, as fêmeas adultas do parasito depositam ovos embrionados no lúmen da traquéia (Dorrington, 1968; Lappin e Prestwood, 1988).

Um estudo de *O. osleri* na Austrália em raposas infectadas naturalmente e experimentalmente sugere que este seja um hospedeiro acidental, infectando-se pela ingestão de larvas de *O. osleri* em alimentos regurgitados por outros canídeos (Dunsmore e Spratt, 1979). Acredita-se que a raposa-do-campo e as duas espécimes de lobo-guará, por terem sido encontradas em áreas peri-urbanas, tenham se infectado pela ingestão de larvas de *O. osleri* oriundas de canídeos domésticos.

No lobo-guará 1 necropsiado, o parasitismo por *Dictyophyme renale* foi um achado

importante. Em canídeos, esse parasito é frequentemente encontrado no rim direito devido sua proximidade com o duodeno, mas o parasita também pode migrar para a cavidade abdominal. Pode causar dilatação da pelve, fibrose, atrofia renal, obstrução ureteral, inflamação crônica ou destruição total do parênquima renal (Duarte et al., 2013), como observado no lobo-guará 1 do presente estudo. Nos exames complementares realizados, o hemograma estava dentro da normalidade (hemácias 5,660 milhões/mm³, hemoglobina 14,300 g%, hematócrito 43,800 %, leucócitos totais 9.600 cel/mm³, plaquetas 274000 mil/mm³), e também a creatinina (1,100 mg/dL (0,37 a 1,11)) e a ALT (55,000 UI/mL (12 a 52)). Entretanto, a uréia (162,000 mg/dL (22,46 a 71,84)) e a AST (229,000 UI/mL (19 a 54)) estavam elevadas. Neste caso como a concentração séria de AST estava elevada, clinicamente suspeitou-se de lesão hepática, porém não foram observadas alterações macroscópicas do fígado e fragmentos não foram submetidos para análise histopatológica. Gomes (2007) alerta para a falta de sinais da infecção por *D. renale* em canídeos selvagens, mesmo havendo consumo total do parênquima renal pelo parasito, principalmente nos casos de infecção unilateral. Neste relato não foram informados possíveis sinais clínicos, porém a maioria dos animais acometidos não apresenta sinais clínicos (Monteiro et al., 2002; Kano et al., 2003; Leite et al., 2005; Varzone et al., 2008; Duarte et al., 2013). Quando presentes, os principais sinais são disúria, hematúria, dor lombar e, na cavidade abdominal, os parasitos podem causar peritonite crônica (Taylor et al., 2010). A infecção por *D. renale* em lobo-guará é relatada pela ingestão de água contendo o anelídeo ou pela ingestão de um hospedeiro paratênico (peixe ou anfíbio), contendo larvas de terceiro estágio (Duarte et al., 2013). No hospedeiro definitivo, as larvas infectantes penetram na parede intestinal, entram na cavidade peritoneal e por fim penetram nos rins (Taylor et al.,

2010). Não foi possível realizar o histopatológico do rim parasitado. Porém, segundo Leite et al. (2005) e Nakagawa et al. (2007) a análise histopatológica permite observar espessamento da cápsula com neovascularização, hiperemia, infiltrado histiolinfoplasmocitário, perda da camada cortical com necrose tubular e atrofia de glomérulos e intensa proliferação de tecido conjuntivo fibroso e fibras colágenas. A alta prevalência deste parasito no Brasil é devido a grande diversidade do ecossistema tropical que pode facilitar a adaptação do hospedeiro intermediário e paratênico, aumentando as chances de infecção (Nakagawa et al., 2007).

As lesões constatadas no lobo-guará 2 indicam que o animal morreu devido a anemia intensa, possivelmente pela combinação da infestação pelos cestódeos *Pseudophyllidea* associada a infecção aguda pelo protozoário *Rangelia vitalii*. Miríades desses protozoários foram observadas nas células endoteliais da mucosa do intestino delgado, justificando a perda de sangue aguda pela mucosa. A ordem *Pseudophyllidea* é representada por cestódeos que parasitam o intestino de vertebrados, especialmente espécies piscívoras (Martinez et al., 2000). No ciclo, os ovos são eliminados nas fezes do hospedeiro, amadurecem na água, emergindo um coracídio ciliado, que são ingeridos por crustáceos de água doce. O coracídio perde o epitélio ciliado no intestino do crustáceo e transforma em uma larva procercóide. Um novo hospedeiro,

geralmente um peixe, ingere o crustáceo e a larva é liberada e migra para os músculos e se transforma em plerocercóide que é o estágio infectante para o hospedeiro definitivo. A infecção ocorre quando o hospedeiro definitivo ingere o peixe infectado (Martinez et al., 2000; Taylor, 2010). No Brasil há relatos deste parasito em *Cerdocyon thous* (Santos et al., 2004; Santos et al., 2012), porém ainda não descrito em *Chrysocyon brachyurus*. No homem infecções massivas podem resultar em obstrução intestinal, migração de segmentos levando a colangite e anemia megaloblástica, pois aproximadamente 80% de vitamina B12 são consumidas pelo parasito (Scholz et al 2009). A redução da absorção de vitamina B12 é o principal mecanismo patofisiológico na anemia megaloblástica. A variação no tamanho do parasito também pode estar relacionada com o aumento da competição de vitamina B12 e ácido fólico no hospedeiro (Jimenez et al., 2012). Apesar de não ter sido realizado um hemograma deste animal, os achados de necropsia foram consistentes com anemia acentuada. O parasitismo pelo cestódeo pode ter contribuído para a anemia crônica e a condição nutricional ruim. Já a infecção pela *Rangelia vitalli* (infecção intensa particularmente no intestino delgado) determinou anemia hemorrágica aguda devido à lesão na mucosa intestinal. Uma manifestação atípica da doença, diferentemente da descrita em cães em que cursa com hemólise extravascular e com algum grau de hemorragia (Figuera et al., 2010).

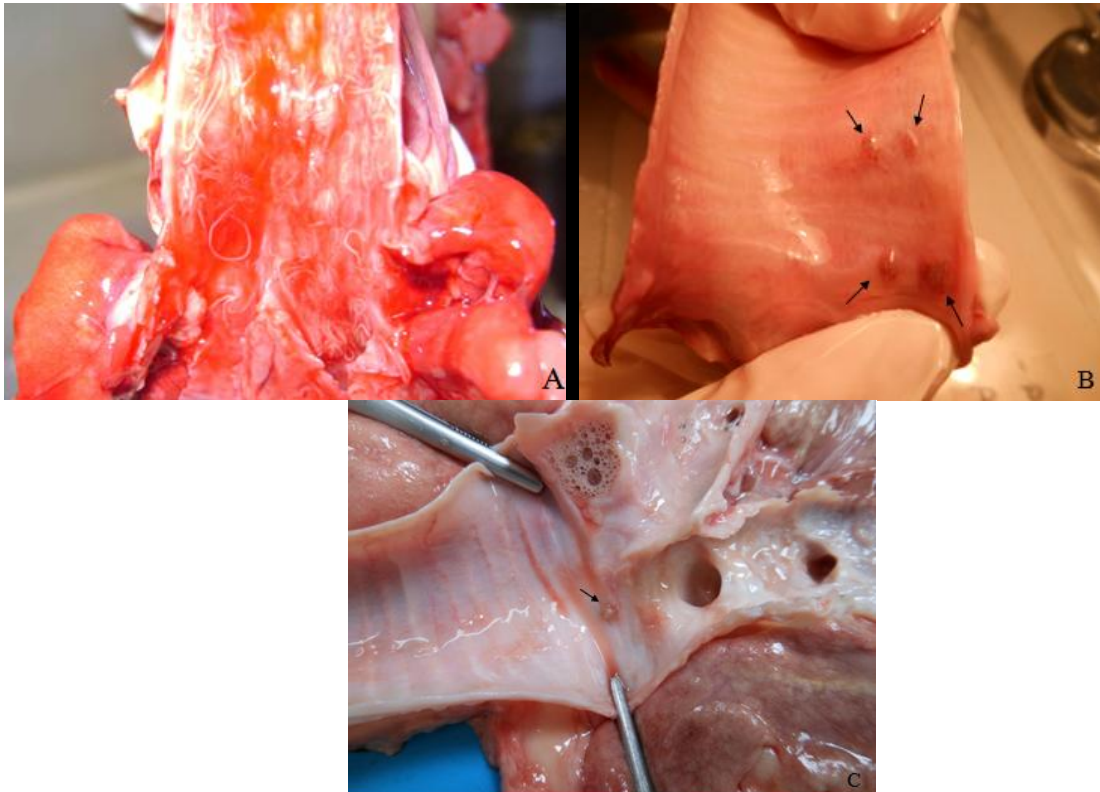


Figura 19. (A) *Oslerus osleri* no terço final da traquéia na espécie *Lycalopex vetulus*. (B e C) *Oslerus osleri* formando nodulações (seta preta) na região da carina da traquéia em *Chrysocyon brachyurus*.



Figura 20. (A) Mucosa estomacal de *C. brachyurus* 1. Áreas multifocais de erosões e úlceras com pseudomelanose. (B) Rim direito do *C. brachyurus* 1 com um exemplar de *D. renale*.



Figura 21. (A) Tecido subcutâneo, musculatura e (B) vísceras (rim) vermelho-pálidas no *C. brachyurus* 2 caracterizando anemia acentuada.

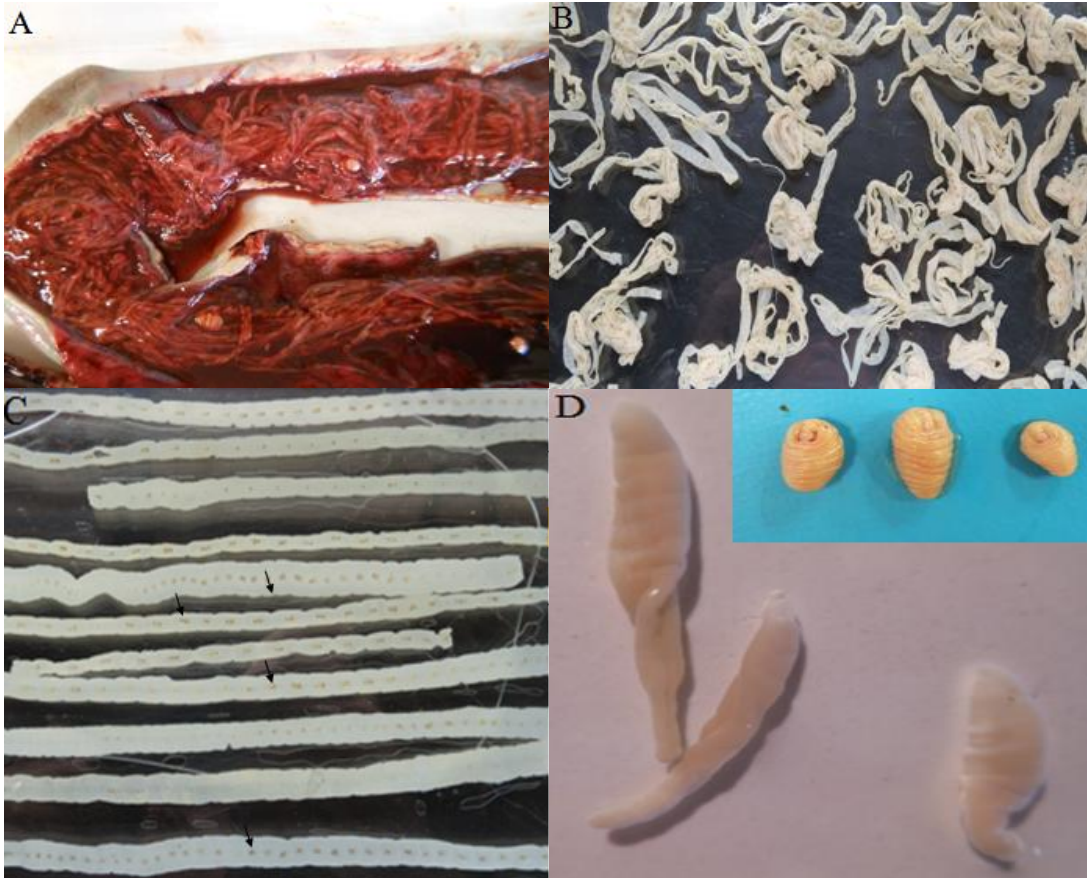
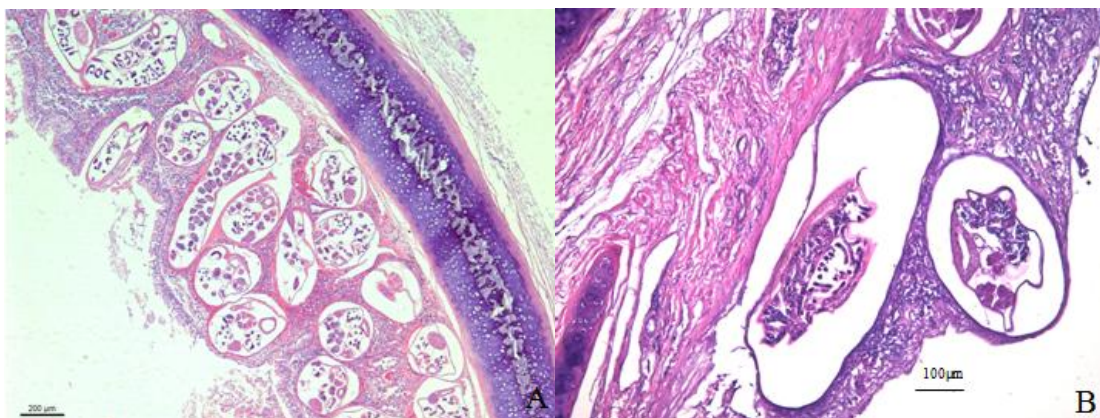


Figura 22. (A) Lúmen do intestino delgado do *C. brachyurus* 2 preenchido por conteúdo pastoso avermelhado e numerosos parasitos. (B) Cestódeo Pseudophyllidea recuperados do intestino delgado do *C. brachyurus* 2. (C) Evidência macroscópica central do sistema reprodutor (setas) dos parasitos Pseudophyllidea. (D) Parasitos encontrados no intestino delgado do *C. brachyurus* 2 compatíveis com acantocéfala. Notar na figura acima que os parasitos enquanto vivos apresentam-se encolhidos e abaixo já mortos e distendidos.



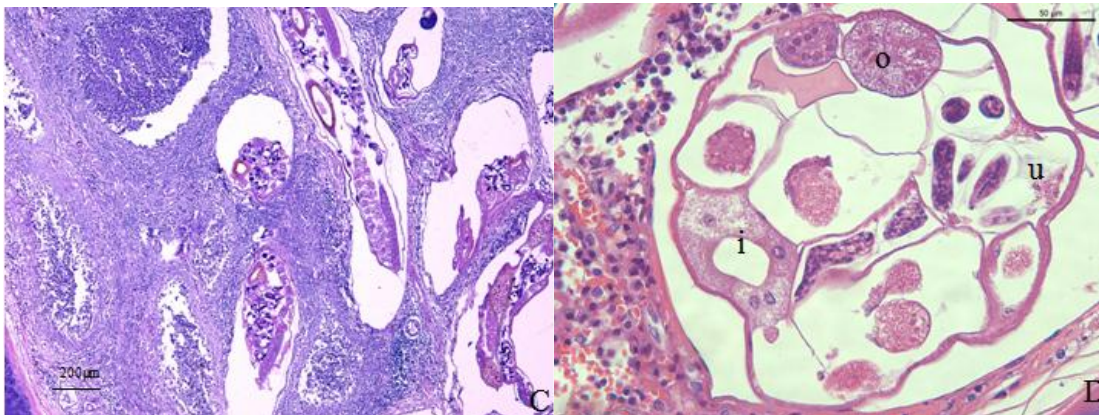


Figura 23 (A a D). Secções histológicas transversais de *Oslerus osleri*. **(A)** Espessamento da mucosa traqueal em *Lycalopex vetulus* devido ao parasito (cortes transversais e longitudinais) e ao infiltrado inflamatório. H.E.5X. **(B e C)** Mucosa bronquial espessada pela presença de parasitas e infiltrado inflamatório em *Chrysocyon brachyurus*. H.E. 20X e 10X, respectivamente. **(D)** Aproximação da traquéia mostrada na figura A. Infiltrado linfo-plasmocitário moderado ao redor dos cortes transversais dos parasitos. As estruturas podem ser visualizadas de acordo com a seguinte identificação: (u) útero repleto de ovos embrionados, (o) ovário, (i) intestino.

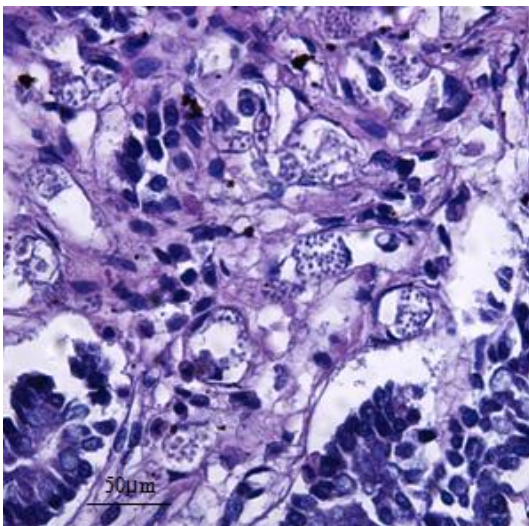


Figura 24. Numerosas estruturas parasitárias nas células endoteliais da mucosa do intestino delgado compatíveis com *Rangelia vitalli* no *C. brachyurus* 2.H.E.40X

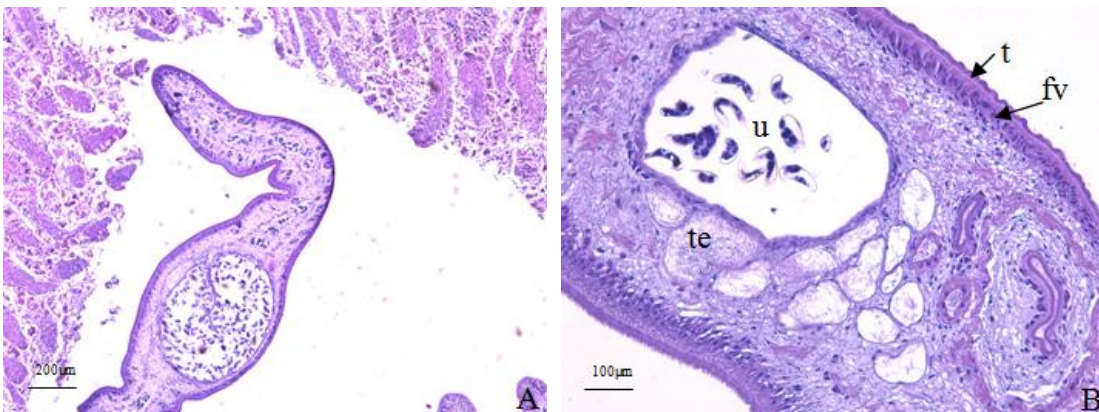


Figura 25. (A) Secção histológica longitudinal lateral do Pseudophyllidea no lúmen do intestino delgado do *C. brachyurus* 2, H.E.4X (B) O aparelho reprodutor feminino se encontra centralizado. (t) tegumento, (fv) folículos vitelíneos, (u) útero, (te) testículo, H.E.20X.

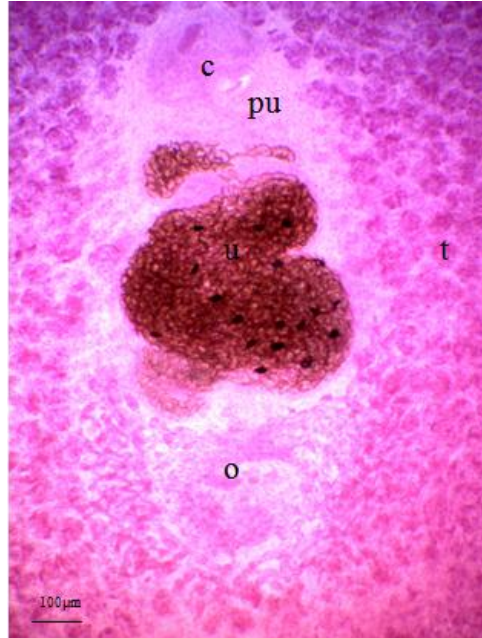


Figura 26. Cestóda da família Diphylobothriidae no *C. brachyurus* 2 . As estruturas internas podem ser visualizadas de acordo com a seguinte identificação: (c) cirro, (pu) poro uterino, (u) útero, (o) ovário, (t) testículo. Acetocarmin de Semichon, 4X.



Figura 27. (A) Extremidade posterior fêmea *Oslerus osleris* com ovos embrionados na espécie *Lycalopex vetulus*. (B) Extremidade posterior do macho com a presença de espículos (setas) na primeira espécie de *Chrysocyon brachyurus*.

4.3 GARÇA-DA-NOITE (*Nycticorax nycticorax*)

A ave foi encontrada morta e sinais clínicos não foram relatados. Macroscopicamente, a ave apresentava bom estado nutricional, o subcutâneo da região peitoral estava com

acentuado enfisema e a musculatura desta região possuía uma área focalmente extensa de hemorragia (Figura 28). A cavidade celomática continha aproximadamente 10 mL de líquido sanguinolento, o fígado estava rompido e com coágulos. No ventrículo havia seis exemplares de parasitos

cilíndricos no lúmen e dois focos do parasito inserido na mucosa envolto por moderada quantidade de material amarelado e friável.

Na histopatologia lesões significativas foram observadas apenas no ventrículo cuja mucosa apresentava necrose difusa intensa, com a perda da camada de queratinóides, e substituição por numerosos restos celulares e fibroplasia focalmente extensa moderada na lâmina própria, também presente difusamente na submucosa. Nesta pode-se observar também, infiltrado multifocal intenso constituído por macrófagos e eosinófilos e várias células gigantes multinucleadas. Este infiltrado também se encontra presente em quantidade moderada na camada muscular e intensamente na serosa. Na mucosa e na camada muscular observaram-se cortes transversais e longitudinais de estruturas parasitárias envoltas por uma intensa área de necrose.

Secções transversais do parasito demonstraram mais externamente uma cutícula espessa e eosinofílica, logo abaixo uma musculatura celomiariana, com bandas bacilares, presença de uma cavidade corporal, um esôfago glandular aderido à parede do corpo por pseudomembranas e um cordão nervoso ventral (Figura 29). Em secções longitudinais pode-se observar um intestino revestido por células uninucleadas com proeminentes bordas em escova, além de gônadas feminina e masculina.

De acordo com a localização, as lesões encontradas e a característica histológica do parasito, concluíram-se os achados como uma ventriculite granulomatosa difusa intensa associada à presença de nematódeos intra lesionais consistentes com *Eustrongylides* sp.

Lesões significativas são frequentemente observadas em aves infectadas com *Eustrongylides* (Pinto et al., 2004). Macroscopicamente é possível observar a formação de grandes túneis tortuosos que

são visíveis na superfície da serosa do proventrículo, ventrículo ou intestino (Spalding e Forrester, 1993; Cole e Friend, 1999; Pinto et al., 2004). Os nematódeos residem dentro destes túneis envoltos por um material amarelado fibrinoso (Spalding e Forrester, 1993; Cole e Friend, 1999). *E. ignotus* resulta em perfuração da mucosa gástrica formando lesões circulares com a borda elevada distribuída na mucosa com áreas de hemorragia e hiperemia (Pinto et al., 2004), semelhante aos achados na ave desse estudo. Resultante da perfuração, muitas bactérias originadas do lúmen gástrico contaminam a cavidade celomática desenvolvendo peritonite fibrinosa que pode envolver diversos órgãos da cavidade (Spalding e Forrester, 1993). Em casos mais severos o parasito adulto e a larva migram na cavidade corporal causando lesões hemorrágicas com perfuração de fígado, intestino e pulmão (Pinto et al., 2004). Na ave do presente estudo não foi observado essas alterações, e o hemoperitônio consequente do rompimento do fígado foi decorrente de trauma. Na avaliação histopatológica a lesão foi caracterizada como uma ventriculite granulomatosa associada a vários nematódeos degenerados ou intactos envoltos pela necrose, restos celulares, infiltrado mononuclear, eosinofilo e células gigantes multinucleadas, similar ao descrito por Spalding e Forrester (1993), Ziegler et al. (2000) e Pinto et al. (2004).

O corte histológico do parasito permitiu classificá-lo como um *Eustrongylides* pelas características histológicas encontradas. Parasitos do grupo Trichinelloidea apresentam um esôfago pequeno rodeado por esticócitos distintos que compõem o esticossoma. Outra característica é a presença de faixas bacilares que são porções especializadas da cutícula e da hipoderme (Alcaraz e Eberhard, 2006). Os parasitos encontrados neste grupo inclui *Trichuris* sp., *Eustrongylides* sp., *Dioctyophyma* sp. e *Capillaria* sp. Nos cortes histológicos, *Eustrongylides* sp. e *Dioctyophyma* sp. são

os únicos que apresentam o esôfago glandular, cordões ventrais aumentados e intestino com borda em escova (Gardiner e Poynton, 1999).

As três espécies de *Eustrongylides* apresentam um ciclo de vida indireto e requer dois hospedeiros intermediários (Cole e Friend, 1999). Ciconiiformes são os hospedeiros definitivos eliminando os ovos no ambiente (Ziegler et al., 2000). Larvas de primeiro estágio são consumidas por vermes aquáticos (oligoquetas) que por sua vez são alimentos de pequenos peixes que se infectam com a larva de terceiro estágio, a qual se mantém encistada na musculatura do peixe onde se desenvolve até larva de quarto estágio (Cole e Friend, 1999). A ave pernalta consome o peixe e torna-se infectada e dentro de 3 a 5 horas a larva atinge o

proventrículo e o ventrículo, sendo que a eliminação dos ovos nas fezes ocorre com 14-23 dias pós infecção (Spalding e Forrester, 1993). Sinais clínicos não foram constatados pelo veterinário na ave em estudo. Porém, quando presentes a ave apresenta letargia, depressão e emagrecimento (Ziegler et al., 2000).

Esse parasito tem uma importância como potencial zoonótico, pois há relato de infecção humana por *Eustrongylides* sp. resultante do consumo de *sushi*, podendo levar a perfuração do trato intestinal (Wittner et al., 1989; Spalding e Forrester, 2008). Além disso, causam grandes conseqüências para as aves ciconiformes, resultando em morte por hemorragia, peritonite bacteriana e septicemia (Spalding e Forrester, 1993).



Figura 28. (A) Garça-da-noite (*Nycticorax nycticorax*). (B) Musculatura peitoral com uma área hemorrágica focalmente extensa decorrente de trauma.



Figura 29. Secção histológica transversal de *Eustrongylides* sp. no centro de uma área de necrose circundada por fibroplasia e células inflamatórias multinucleadas. As estruturas podem ser vistas de acordo com a seguinte identificação: (n) necrose, (cgm) células gigantes multinucleadas, (c) cutícula, (m) musculatura celomiariana, (cc) cavidade corporal, (bb) bandas bacilares, (p) pseudomembranas, (cnv) cordão nervoso ventral, (e) esôfago. H.E. 10X.

4.4 ARARAS (*Ara chloropterus* e *Ara ararauna*)

Macroscopicamente, as araras vermelhas 1 e 2 e a arara canindé 3 apresentavam estado corporal ruim, opacidade moderada de sacos aéreos e a arara vermelha 1 tinha aderências no saco aéreo. O pró-ventrículo encontrava-se discretamente dilatado nas três aves e havia no intestino delgado numerosos parasitos cilíndricos. A arara 4 era híbrida e foi observada uma área focalmente extensa de hemorragia na região peitoral lateral direita, os sacos aéreos estavam moderadamente opacos, o fígado apresentava aumento de volume moderado e áreas esbranquiçadas multifocais. O baço tinha aumento de volume moderado, no pró-ventrículo foi observada hiperemia focal moderada e no lúmen do intestino delgado havia numerosos parasitos cilíndricos.

Os fragmentos coletados das araras 1, 2 e 3 estavam em avançada autólise, não permitindo a identificação de lesões histológicas, porém foram visualizados numerosos parasitos no lúmen do intestino delgado. Estes possuíam cavidade corpórea, tubo digestivo e ovos operculados (Figura 30). Na arara 4, o fígado apresentava micro vacúolos no citoplasma de hepatócitos difuso intenso, áreas multifocais moderadas de necrose com picnose nuclear e próximo a essas áreas observaram-se infiltrado linfocitário multifocal discreto. Rins e pulmões continham hiperemia multifocal moderada. No intestino delgado havia desprendimento de células epiteliais para o lúmen, áreas multifocais com intenso infiltrado linfoplasmocitário na lâmina própria e numerosos parasitos com as mesmas características das araras 1, 2 e 3.

Nas secções histológicas observou-se que os parasitos apresentavam cavidade corpórea, parede corporal composta por uma cutícula fina sem projeções, hipoderme com bandas bacilares basofílicas, musculatura do tipo celomiariana, intestino com células cúbicas, ao redor do esôfago uma estrutura intensamente basofílica, denominado de esticossoma e útero repleto de ovos embrionados que apresentaram dois opérculos (Figura 31). Tais características histológicas permitiram classificar os parasitos na superfamília Trichinelloidea. Foram realizadas as medidas dos ovos nos cortes histológicos que apresentaram um comprimento médio de 0,049mm (0,045 mm – 0,056 mm) e largura média de 0,023mm (0,019mm – 0,027mm). Segundo Vicente et al. (1995) as medidas foram compatíveis com ovos da família Capillariidae.

Nematódeos da família Capillariidae apresentam vinte quatro gêneros descritos. São pequenos, semelhantes a fio de cabelo e parasitam o trato gastrointestinal de todas as classes de vertebrados (Yabsley, 2008). O estudo de nematódeos da família Capillariidae em aves selvagens é desafiador pela falta de conhecimento do ciclo de vida e da taxonomia de muitas espécies, porém muitas espécies de *Capillaria* (algumas reclassificadas para o gênero *Eucoleus*) podem infectar o trato gastrointestinal das aves e são bastante comuns em psitacídeos (Godoy, 2007; Yabsley, 2008). Por exemplo, nas aves silvestres, *Eucoleus annulatus* e *Eucoleus contortus* são encontrados no papo e esôfago, *Pterothominx caudinflata*, *Pterothominx bursata*, e *Baruscapillaria obsignata* são encontrados no intestino delgado, e *Capillaria anatis* é encontrada no ceco (Yabsley, 2008). Neste estudo não foram relatados sinais clínicos e lesões macroscópicas não foram observadas no intestino das quatro araras. No entanto, apresentaram estado nutricional ruim. Os

achados de necropsia mais frequentes em aves parasitadas são enterite hemorrágica de intensidade variada, associada à atrofia de musculatura peitoral e plumagem descolorida decorrente da má absorção dos nutrientes pela mucosa lesionada (Godoy, 2007). Sinais clínicos, severidade das lesões macroscópicas e microscópicas, dependem da intensidade da infecção, da espécie do hospedeiro e da espécie de parasito (Yabsley, 2008). A falta de sinais clínicos nas aves pode estar relacionada com o baixo número de parasitos e a baixa intensidade de infecção (Pinto et al., 2004). Assim como os achados de Menezes et al. (2001) as lesões microscópicas intestinais encontradas na arara híbrida foram de pouca extensão e gravidade. A resposta inflamatória foi mononuclear, o que caracteriza um processo crônico. Grande número de parasitos adultos e ovos podem estar presentes na lâmina própria e rodeados por grande quantidade de infiltrado mononuclear e também heterofílico (Pinto et al., 2008; Yabsley, 2008; Park e Shin, 2010). Nos quatro casos os parasitos foram encontrados no lúmen. Para as espécies com o ciclo de vida direto, ovos contendo L1 são infectantes para a ave hospedeira, já para as espécies com o ciclo de vida indireto, espécies de minhocas são hospedeiros intermediários e a ave se infecta ao ingerir a minhoca com a forma larval infectante (Yabsley, 2008). O diagnóstico é feito pelo exame de fezes por flutuação, que indicam ovos bipolares e o tratamento é realizado com combinações de anti-helmínticos como mebendazol, fembendazol e ivermectina em doses elevadas e por vários dias (Godoy, 2007). Em locais como zoológico e criatórios há uma grande densidade de aves e para que a capilariose não se torne um problema, medidas profiláticas como vermifugação dos animais associada às altas condições higiênico-sanitárias são necessárias, uma vez que o controle é difícil e a reinfecção pode ocorrer.

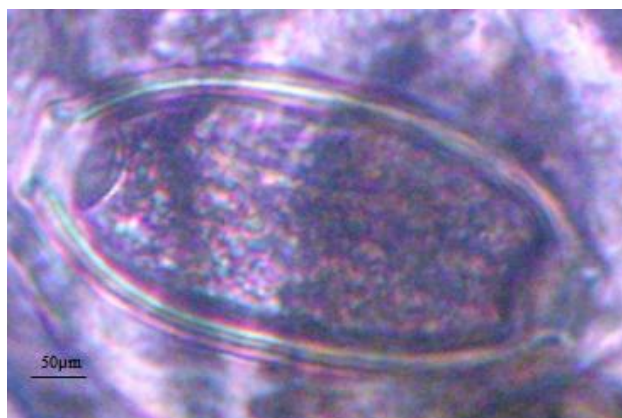


Figura 30. Ovo bioperforado de nematódeo da família Capillariidae na arara vermelha 1. 20X.

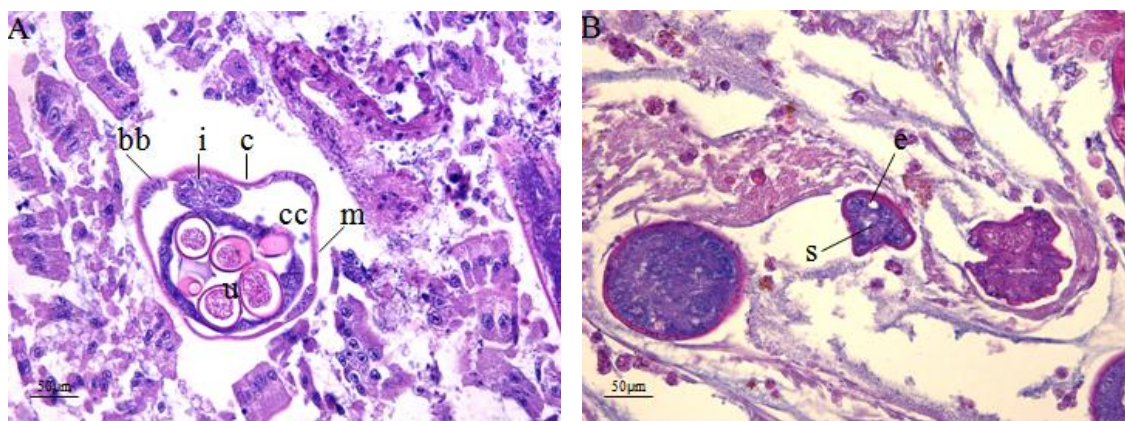


Figura 31. (A) Secção histológica transversal de capilarídeo de *Ara ararauna*. As estruturas internas podem ser visualizadas de acordo com a seguinte identificação: (c) cutícula, (m) musculatura celomiariana, (bb) bandas bacilares, (cc) cavidade corporal, (i) intestino, (u) útero repleto de ovos. H.E. 40X. (B) Secção histológica transversal capilarídeo de *Ara* híbrida. (e) esôfago, (s) esticossoma. H.E.40X.

4.5 MAITACA-DO-PEITO-ROXO (*Pionus fuscus*)

As maitacas-do-peito-roxo 1 e 2 foram encontradas mortas e sinais clínicos não foram observados pelo veterinário do criatório. Durante a necropsia foi observada distensão intensa das alças intestinais do intestino delgado com obstrução intestinal decorrentes de um grande número de parasitos cilíndricos (Figura 32). Na histopatologia, não foram observadas lesões nos fragmentos dos órgãos coletados (intestino, fígado e pulmão), pois apresentavam avançada autólise. Porém, o lúmen intestinal estava dilatado e continha numerosos parasitos que apresentavam cavidade corporal, cutícula externa,

musculatura celomiariana, dois cordões laterais e alguns com 2 halos laterais. Contínham também um intestino grande e central composto por uma única camada de células colunares, além de ovário e testículo, caracterizando nematódeos do grupo Ascarídeos (Figura 33). O gênero *Ascaridia* é representado por nematódeos membros da ordem Ascaridida, um grupo relativamente grande de parasitos com o ciclo de vida direto e ocorre principalmente no trato gastrointestinal de seus hospedeiros (Fedynich, 2008). A infecção por *Ascaridia* é relativamente comum em psitacídeos, principalmente em aves de vida livre (Godoy, 2007). Neste estudo, ascaridíase aparentemente foi responsável pela morte das aves por obstrução intestinal. Segundo

Melo et al. (2013) foi encontrado no intestino delgado a frequência de 97.6% de *A. hermaphrodita* na espécie *Amazona aestiva* de um CETAS na Paraíba e a obstrução intestinal foi à causa da morte de 14 das 40 aves. No Zoológico Nacional do Parque Metropolitano de Santiago, no Chile, foram encontrados dois psitacídeos (*Enicognathus leptorhynchus*), mortos pelo nematódeo *Ascaridia hermaphrodita*. Na necropsia é possível observar enterite hemorrágica associada aos parasitos adultos, congestão da mucosa intestinal, hepatomegalia, esplenomegalia, condição corporal pobre e dilatação das alças intestinais em casos de obstrução (Godoy, 2007; González-Hein et al., 2012), esse último observado no presente estudo. Na histopatologia, encontra-se enterite hemorrágica eosinofílica leve e, além disso, pode existir proliferação dos ductos biliares, fibrose portal e metaplasia óssea (Wilson et al., 1999; Godoy, 2007). Devido ao avançado estado de autólise não foi possível observar lesões microscópicas nos órgãos avaliados nas aves do presente estudo.

Sinais clínicos não foram descritos pelo veterinário do criatório e quase não há informações na literatura. Teixeira et al. (2012) observaram doença severa em pavões jovens por *A. galli*, com sinais clínicos de

diarréia, desidratação, diminuição do consumo de ração e progressiva perda de peso. *Ascaridia* competem com o hospedeiro pelos nutrientes levando a prostração e caquexia grave (Greve, 1986). No ciclo de vida a fase parasitária não é migratória, consistindo em uma fase histotrófica transitória na mucosa intestinal, após a qual os parasitos adultos passam a habitar o lúmen do intestino. Por vezes, os ovos são ingeridos por minhocas, que podem agir como hospedeiros transportadores (Taylor, 2010). Em sistemas intensivos de aves a transmissão ocorre de ave para ave ou através do meio ambiente, por exemplo, pela água contaminada (Teixeira et al., 2012). O tratamento é feito com piperazina, pamoato de pirantel e fembendazol, porém recomenda-se o uso inicial de vermífugos leves, como a piperazina, para que os helmintos não sejam todos eliminados de uma vez e causem obstrução intestinal, intussuscepção e morte (Godoy, 2007). As infecções por ascarídeos em aves selvagens mantidas em cativeiro devem ser evitadas, uma vez que, esses parasitos em grandes quantidades podem ser letais para estes animais. Portanto, devem ser tomadas medidas profiláticas com o uso de anti-helmínticos associada à limpeza diária dos recintos e exames rotineiros de fezes.



Figura 32. Ascarídeos encontrados em *Pionus fuscus*

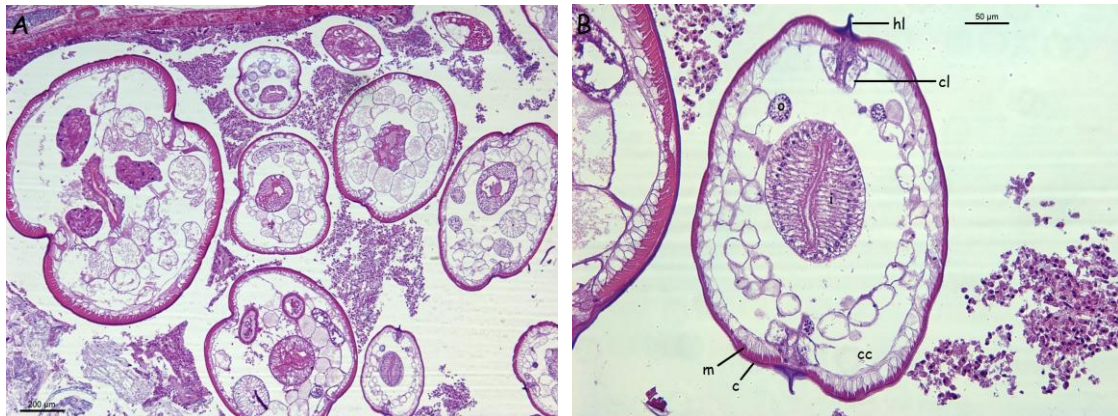


Figura 33. Intestino delgado do *Pionus fuscus*. **(A)** Dilatação do lúmen intestinal notada pelo achatamento da mucosa, contendo numerosos parasitos em secções transversais. H.E.,5X. **(B)** Maior aumento da secção transversal de um Ascarídeo da Figura A. As estruturas internas podem ser visualizadas de acordo com a seguinte identificação: (cc) cavidade corporal, (c) cutícula, (m) musculatura celomiariana, (cl) cordão lateral, (hl) halo lateral, (i) intestino, (o) ovário. H.E.,20X.

4.6 CRACÍDEOS: MUTUM-DO-NORDESTE (*Crax blumembachii*) e JACUTINGA (*Aburria jacutinga*)

À necropsia da espécie *Crax blumembachii*, a ave apresentava condição corporal muito ruim. Na parede da região intercostal esquerda da cavidade celomática e na região ventral direita da cavidade observaram-se nódulos amarelados e friáveis de 2 cm e 2,5 cm de diâmetro, respectivamente. Havia também, pontos amarelados de 1mm de diâmetro nos sacos aéreos. Sobre a superfície da traquéia na região do terço final observou-se um material esbranquiçado a esverdeado e encapsulado. Os pulmões apresentavam-se edemaciados e ao corte fluía líquido espumoso cinza-esverdeado. Não foram observadas lesões macroscópicas nos rins, porém foram recuperados setenta e seis parasitos de aspecto achatado e foliáceo presentes na pelve e nos túbulos renais (Figura 34).

A espécie *Aburria jacutinga* apresentava boa condição corporal e a mucosa intestinal com áreas multifocais hiperêmicas. Foi analisado um lobo renal que não apresentava lesões macroscópicas, porém puderam-se recuperar

cinco parasitos nos túbulos renais com os mesmos aspectos descritos anteriormente.

À histopatologia, em ambas as espécies, observou-se dilatação multifocal intensa de túbulos renais com achatamento das células tubulares e estruturas parasitárias no lúmen (Figura 35). Havia também, hiperplasia das células do epitélio tubular e infiltrado linfocitário discreto a moderado ao redor destes túbulos renais. Cortes longitudinais dos parasitos permitiram caracterizá-los como trematódeos hermafroditas. Apresentaram tegumento com espículas, órgãos dispostos em uma matriz parenquimatosa, ventosa oral, testículo, ovário, e um útero longo repleto de ovos com medidas variando de 0,036mm a 0,029mm x 0,015mm a 0,009mm.

Outras lesões de maior importância encontradas no mutum foram pneumonia e arossaculite granulomatosa focalmente extensa intensa associada a numerosas hifas septadas ramificadas com angulação de 45° e também esporos e conidióforos, compatíveis com *Aspergillus* spp. A traquéia apresentava área focalmente extensa com espessamento da mucosa e acúmulo na lâmina própria de infiltrado linfoplasmocitário moderado e no

lúmen observou-se material necrótico com restos celulares e infiltrados inflamatório. Na Jacutinga, o pulmão apresentava hiperemia difusa acentuada e testículo com hemorragia multifocal moderada na superfície da cápsula associado a infiltrado linfocitário focal discreto.

Morfologicamente, os helmintos apresentaram corpo achatado e alongado, com 1,79mm a 1,83mm x 0,55mm a 0,72mm e ventosa oral com 0,12mm a 0,17mm x 0,14mm a 0,19mm. O acetábulo e a bolsa do cirro não foram observados. O esôfago estava presente e possuíam cecos intestinais laterais fusionados posteriormente. Os testículos eram lobados, pré-equatoriais, pós-ovarianos e intra-cecais. O ovário era lobado, pré-testicular, intra-cecal. A glândula de *Mehlis* também foi observada, além de vitelinos com folículos extracecais. Os ovos eram pardos, operculados, com casca espessa e lisa medindo 0,031mm a 0,036mm x 0,011mm a 0,018mm. Segundo Travassos e Freitas (1969), os parasitos foram caracterizados como *Paratanaisia bragai* (Figura 36).

Nos cracídeos avaliados as lesões macroscópicas renais eram ausentes como descritos em estudos prévios em outras aves (Menezes et al., 2001; Mapeli et al., 2003; Gomes et al., 2005; Rotstein et al., 2005). Porém, os rins podem se apresentar aumentados, pardo-amarelados e com formações arredondadas amareladas e firmes (Portugal et al., 1972; Mena et al., 1986; Luppi et al., 2007; Abdo e Sultan, 2013).

A ausência ou discreta a moderada reação inflamatória observada neste estudo, indica que o atrito causado pelo parasito era mínimo, apesar de apresentar em seu tegumento várias espículas (Pinto et al., 2004). A hiperplasia do epitélio tubular e o infiltrado inflamatório sub epitelial são causados principalmente pelo tegumento dos parasitos adultos e a presença dos ovos

livres (Abdo e Sultan, 2013). Porém, nos rins do presente estudo, não foi observado ovos livres, logo as lesões encontradas foram causadas apenas pelo atrito do tegumento do parasito adulto. Reação inflamatória intensa com granulócitos, macrófagos epitelióides, alguns heterofílios e numerosos eosinófilos ao redor dos túbulos com os parasitos também podem ser observados (Menezes et al., 2001; Mapeli et al., 2003; Gomes et al., 2005; Rotstein et al., 2005; Luppi et al., 2007; Abdo e Sultan, 2013). Além de degeneração tubular, pigmento de hemossiderina no epitélio tubular e esclerose (Menezes et al., 2001; Abdo e Sultan, 2013) também podem ser observados. Este parasito é aparentemente pouco patogênico, pois não produz lesões macroscópicas e histológicas significantes (Mapeli et al., 2003).

No Brasil, *Leptinaria unilamellata* e *Subulina octona* são caramujos terrestres hospedeiros intermediários do ciclo de vida de *P. bragai* em condições experimentais (Keller e Araújo, 1992; Brandolini et al., 1997). A infecção do hospedeiro definitivo ocorre após a ingestão do caramujo parasitado com as metacercárias. O início do aparecimento dos ovos nas fezes da ave se dá com vinte e cinco dias, constatados por exames de fezes diários, o que significa que este seria o período pré-patente do parasito (Keller e Araújo, 1992). Caramujos não fazem parte da dieta em cativeiro de cracídeos, logo acredita-se que ambas as aves tenham se infectado de forma acidental.

Esta é a primeira descrição de parasitismo por *P. bragai* em cracídeos que podem então ser considerados como um novo hospedeiro. Segundo Pinto et al. (2004) a dilatação dos túbulos renais pelos parasitos pode ser compensatória, permitindo o fluxo da urina. Dessa forma, os achados patológicos indicam que os parasitos possuem um baixo potencial patogênico não levando os animais à morte pela retenção de catabólitos.

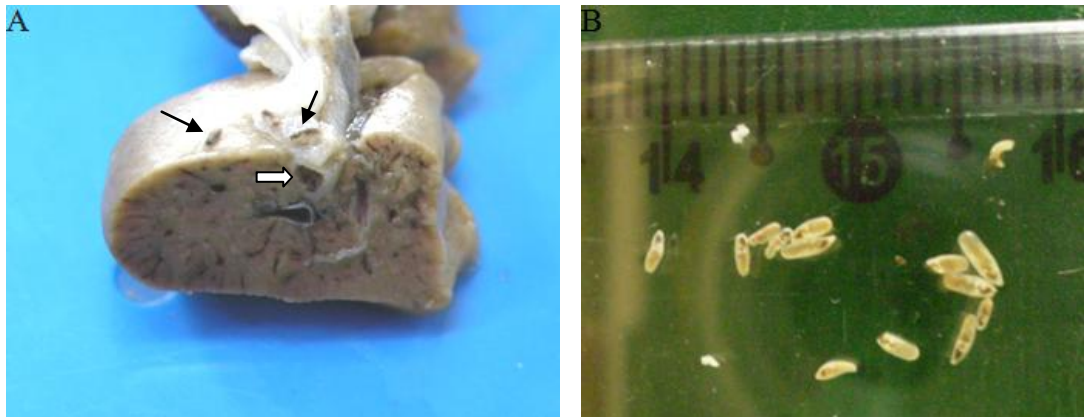


Figura 34. (A) Corte transversal do rim de um *Crax blumendachii* após ser fixado em formol 10%. O ureter está dilatado (seta branca) e alguns parasitos foram removidos e depositados sobre a cápsula (seta preta). (B) Trematódeos foliáceos recuperados dos túbulos renais e ureteres.

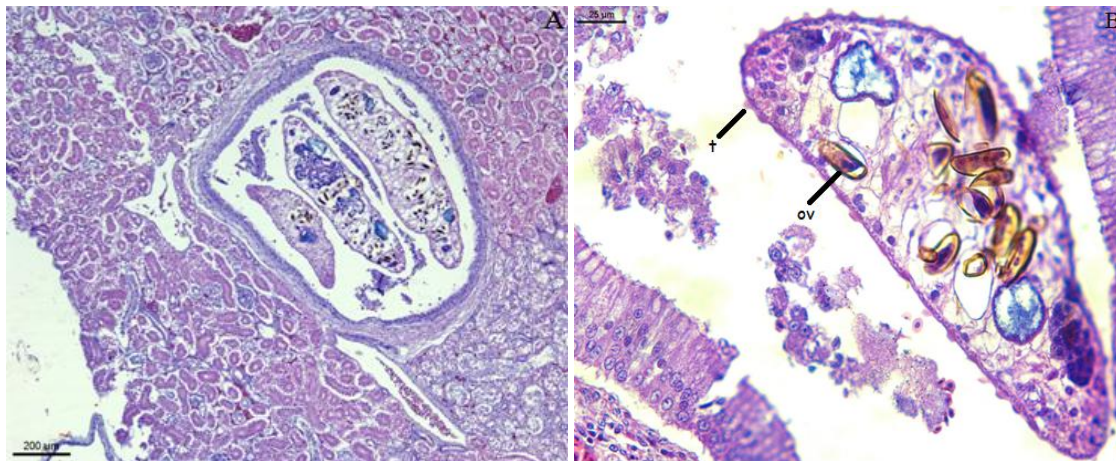


Figura 35. (A) Secções longitudinais de *P. bragai* no interior de túbulos renais dilatados de *C. blumendachii* H.E. 4X. (B) Notar hiperplasia das células do epitélio tubular de *A. jacutinga*. Secção longitudinal de *P. bragai*, mostrando tegumento com projeções (t), e ovos pardacentos (ov), H.E., 40X.



Figura 36. *Paratanaisia bragai*. (VO) ventosa oral, (O) ovário, (T) testículos, (FV) folículos vitelíneos, (U) útero. Acetocarmin de Semichon, 4X.

4.7 EMA (*Rhea americana*)

As Emas 1 e 2 apresentavam condição corporal ruim, a carcaça encontrava-se moderadamente pálida, os pulmões estavam hiperêmicos e continham alguns nódulos multifocais esbranquiçados e firmes de aproximadamente 0,5cm de diâmetro. O fígado apresentava-se moderadamente hiperêmico. Na Ema 1 havia uma massa nodular focal esbranquiçada e firme de aproximadamente 1cm de diâmetro na região de hipófise. O principal achado de necropsia foi encontrado no ventrículo de ambos os animais que apresentavam numerosos parasitos cilíndricos avermelhados inseridos entre a membrana coilina e a mucosa (Figura 37). Era possível observar também os parasitos na transição ventrículo – pró-ventrículo. Na mucosa do ventrículo havia áreas multifocais moderadas de hemorragia (equimoses) e observava-se desprendimento intenso da membrana coilina. Áreas de hemorragia multifocais também estavam presentes na mucosa do final do intestino delgado, no qual foram encontrados parasitos cilíndricos esbranquiçados em quantidade moderada, também observados no intestino delgado e grosso.

Na histopatologia, em ambas as emas o fígado encontrava-se em autólise avançada, porém foi possível observar degeneração microvacuolar e hiperemia moderada. A musculatura esquelética apresentava áreas de necrose de coagulação de rabiomiócitos multifocais. Na Ema 1 havia uma área focal de mineralização da túnica interna da artéria do coração. O pulmão apresentava hiperemia e edema difuso intenso, além de dois focos de necrose caseosa com restos celulares e hifas filamentosas septadas e ramificadas compatíveis com *Aspergillus* spp. Ambas as emas tinham uma ventriculite parasitária, porém na Ema 1 a lesão era mais intensa. Foi observado no ventrículo infiltrado linfo-histioplasmocitário leve a moderado na lâmina própria e na

submucosa, este infiltrado encontrava-se em maior quantidade na transição ventrículo – pró-ventrículo e também em locais com ovos livres desses parasitos. Nas áreas de transição e na mucosa do pró-ventrículo havia moderada quantidade de eosinófilos. Secções de parasitos adultos com cavidade corpórea foram observados inseridos entre a membrana de coilina e a mucosa (Figura 38). Os parasitos apresentavam cavidade corporal, uma parede composta por cutícula sem projeções, hipoderme com dois halos laterais e musculatura do tipo celomiariana. Na maioria das secções transversais observou-se fêmeas com o útero repleto de ovos embrionados e ovário. O intestino era composto por células cilíndricas, e em outros cortes observava-se esôfago e também fluido eosinofílico no pseudoceloma. Todas as características histológicas do parasito descritas permitem classificá-lo como um nematódeo da superfamília Spiruroidea.

Na morfometria dos helmintos do ventrículo, os espécimes machos mediram em média $21,57 \pm 2,14$ mm de comprimento e $0,63 \pm 0,05$ mm de largura e as fêmeas, que são maiores, mediram em média respectivamente $27,53 \pm 2,75$ mm e $0,68 \pm 0,07$ mm. Ambos apresentaram boca circundada por dois lábios laterais e dois interlábios um dorsal e outro ventral. Capsula bucal presente, de paredes quitinizadas, medindo em média $0,059 \pm 0,005$ mm de comprimento por $0,076 \pm 0,005$ mm de largura nos machos e $0,056 \pm 0,004$ mm por $0,081 \pm 0,003$ mm nas fêmeas. Apresentou esôfago longo dividido em duas porções: uma anterior glandular medindo em média $0,33 \pm 0,02$ mm de comprimento por $0,07 \pm 0,003$ mm de largura nos machos e $0,38 \pm 0,02$ mm por $0,1 \pm 0,007$ mm nas fêmeas e um posterior muscular medindo em média $3,33 \pm 0,23$ mm de comprimento por $0,23 \pm 0,03$ mm nos machos e $3,67 \pm 0,17$ mm por $0,22 \pm 0,01$ mm nas fêmeas. Papilas cervicais muito pequenas estão presentes e situadas a $0,31 \pm$

0,02 da extremidade anterior dos machos em média e $0,31 \pm 0,03$ nas fêmeas. A abertura vulvar nas fêmeas é arredondada distando em média $11,7 \pm 1,83$ mm da extremidade posterior do corpo, sendo ovíparas apresentando ovos maduros com casca espessa e lisa, larvado, medindo em média $0,046$ mm de comprimento e $0,026$ mm de largura. Ânus situado a $0,23 \pm 0,01$ mm da ponta da cauda. Os machos apresentam espículos desiguais e dessemelhantes medindo o maior em média $3,47 \pm 0,21$ com ponta afilada e base alargada e o menor $0,76 \pm 0,11$ mm com base alargada e ponta arredondada. O gubernáculo é complexo em forma de anel e a parte posterior do corpo enrolada com asas caudais espessadas, não apresentando bolsa copuladora. As características morfológicas e a dimensão métrica das estruturas dos parasitos, tanto de machos como de fêmeas foram compatíveis com *Sicarius uncinipenis*, como descrito por Freitas e Lent, (1947) (Figura 39).

Em relação aos parasitos do intestino, os espécimes machos mediram em média $14,67 \pm 0,63$ mm de comprimento e $0,48 \pm 0,008$ mm de largura e as fêmeas, que são maiores, mediram em média respectivamente $20,7 \pm 1,7$ mm e $0,59 \pm 0,025$ mm. Ambos apresentaram cápsula bucal ampla medindo em média $0,18 \pm 0,009$ mm de comprimento por $0,22 \pm 0,01$ mm de largura nos machos e $0,25 \pm 0,015$ mm por $0,29 \pm 0,019$ mm nas fêmeas. Apresenta coroa radiata externa, constituída por 6 lobos estriados e internamente constituída por vários elementos quitinizados denticuliformes. Suas paredes apresentam cristas serrilhadas com comprimentos variáveis. Apresentou esôfago claviforme dilatado anterior e posteriormente, medindo em média $1,42 \pm 0,018$ mm de comprimento por $0,19 \pm 0,016$ mm de largura nos machos e $1,65 \pm 0,056$ mm por $0,24 \pm 0,008$ mm nas fêmeas. Papilas cervicais muito pequenas estão presentes e situadas a $0,88 \pm 0,12$ mm da extremidade anterior dos machos em média e $0,98 \pm 0,063$ mm nas fêmeas e o anel

nervoso está situado em média a $0,53 \pm 0,023$ mm da extremidade anterior dos machos e $0,57 \pm 0,018$ mm das fêmeas. A abertura vulvar nas fêmeas está situada em uma saliência cuticular distando em média $0,75 \pm 0,044$ mm da extremidade posterior do corpo, sendo ovíparas apresentando ovos relativamente grandes com casca fina, medindo em média $0,157$ mm de comprimento e $0,081$ mm de largura. Ânus situado a $0,44 \pm 0,019$ mm da ponta da cauda que é afilada. Os machos apresentam bolsa copuladora relativamente pequena, sem estriação aparente e fechada ventralmente. Os raios ventrais apresentam um tronco comum assim como os laterais e dorsais. Os raios dorsais externos nascem dos dorsais e são dirigidos para fora sem ultrapassar o raio dorsal, que é dividido em três pontas de dimensões aproximadas, sendo as externas simples e a mediana bifurcada distalmente. Os espículos são delgados com extremidade proximal mais larga e a distal afilada, medindo em média $4,81 \pm 0,27$ mm. O gubernáculo é pouco quitinizado e de difícil visualização, com $0,038 \pm 0,005$ mm de comprimento. As características morfológicas e a dimensão métrica das estruturas dos parasitos, tanto de machos como de fêmeas foram compatíveis com *Deletrocephalus cesarpintoii*, como descrito por Freitas et al (1947) (Figura 40).

Sicarius uncinipenis é uma espécie habitante da moela de emas, porém pode ser encontrada na porção inicial do intestino delgado, até o ponto em que a mucosa do estômago mecânico recobre o intestino (Freitas e Lent, 1947). Neste trabalho encontramos os parasitos no ventrículo e na transição ventrículo e pró-ventrículo, poucos parasitos foram recuperados no intestino delgado, provavelmente ocorreu uma migração pós-morte. Um estudo da fauna parasitária de emas de vida livre e em cativeiro do Pantanal e da região de Jaboticabal constatou que o mais prevalente helminto em emas de cativeiro foi *S. uncinipenis* no ventrículo (Zettermann et al.,

2005). A ema 1 apresentava uma intensidade de infecção maior que a ema 2 e a parasitose possivelmente foi a causa morte dessas aves. Não foram encontradas outras alterações que justificassem a causa morte. A alta densidade desses animais associado ao estresse em cativeiro também pode ter favorecido a parasitose. Achados de necropsia e a histopatologia foram semelhantes ao encontrados por Zettermann et al. (2005) que observou parasitos avermelhados inseridos entre a membrana de coilina e a mucosa do ventrículo. A mucosa estava espessada, congestionada e com petéquias, em alguns animais a membrana de coilina podia ser removida facilmente. Na histopatologia, observou-se infiltrado leve de células mononucleares e eosinófilos ou heterófilos próximo aos parasitos. A patogenicidade é pouco esclarecida e não há relatos referentes a sinais clínicos. Acredita-se que a patogenicidade está associada com a espoliação da ingesta e a interferência com a função do ventrículo (Zettermann et al., 2005).

Deletrocephalus cesarpintoi é encontrado no intestino grosso e reto de *Rhea americana* e da subespécie *Rhea americana intermedia* (Freitas e Lent, 1947; Vicente et al., 1995; Zettermann et al., 2005). Neste estudo encontramos o parasito tanto em intestino delgado como em intestino grosso, particularmente no ceco. Não há relatos da sua patogenia e sinais clínicos em emas, todos os estudos são voltados para a espécie *Deletrocephalus dimidiatus*. Zettermann et al. (2005) encontraram uma intensidade média baixa de infecção por *D. cesarpintoi* em emas de vida livre da região do Pantanal do Mato Grosso do Sul. Para a espécie *D. dimidiatus*, na necropsia, pode ser encontrada áreas de hemorragia no intestino e fezes escuras líquidas (Monteiro et al., 2002). Nas duas emas do estudo não foram encontradas fezes líquidas, apenas áreas multifocais de petéquias na mucosa do intestino delgado. Na histopatologia, o

intestino não apresentava reação inflamatória o que condiz com o estudo de Ewing et al. (1995) para *D. dimidiatus*. Não há estudos da patogenicidade de *D. cesarpintoi* e pouco se sabe sobre a espécie *D. dimidiatus*. Acredita-se que infecções maciças de *D. dimidiatus* possam causar fraqueza e diarreia em aves jovens (Ewing et al., 1995; Taylor et al., 2010). Segundo Craig e Diamond (1996) essa espécie de parasito é considerada relevante devido a hábitos hematófagos, podendo causar anemia. A identificação de larvas de terceiro estágio pela coprocultura fornece a evidência para um ciclo de vida direto, o qual a ave se infecta ao ingerir a larva durante a forragem (Taylor et al., 2000). Já a incidência de migração larval destes nematódeos é desconhecida (Ewing et al., 1995). Não há informação sobre o tratamento deste parasito em emas. O uso de benzimidazóis e ivermectina tem sido usado no combate a nematódeos de avestruzes, logo se acredita que podem ser benéficos (Taylor et al., 2010). Para o controle de *D. dimidiatus* é importante realizar práticas de incubação artificial, separação dos filhotes dos adultos e alojamento destes filhotes em locais descontaminados para ajudar a diminuir ou prevenir a transmissão deste parasito (Ewing et al., 1995). É necessária a investigação desta parasitose no criatório de proveniência de ambas as emas para a obtenção de dados mais precisos sobre a patogenicidade e a prevalência. Além disso, devem-se realizar testes de medicamentos anti-helmínticos e estratégias para o controle do parasito.

Ambas as emas passaram por um estresse de transporte para serem alocadas na Fazenda Escola de Pedro Leopoldo, associado ao parasitismo e ao início de uma pneumonia fúngica no caso da Ema 1 e a submissão da correção de uma fratura na Ema 2. Possivelmente, estes fatores em conjunto contribuíram para a morte das emas.

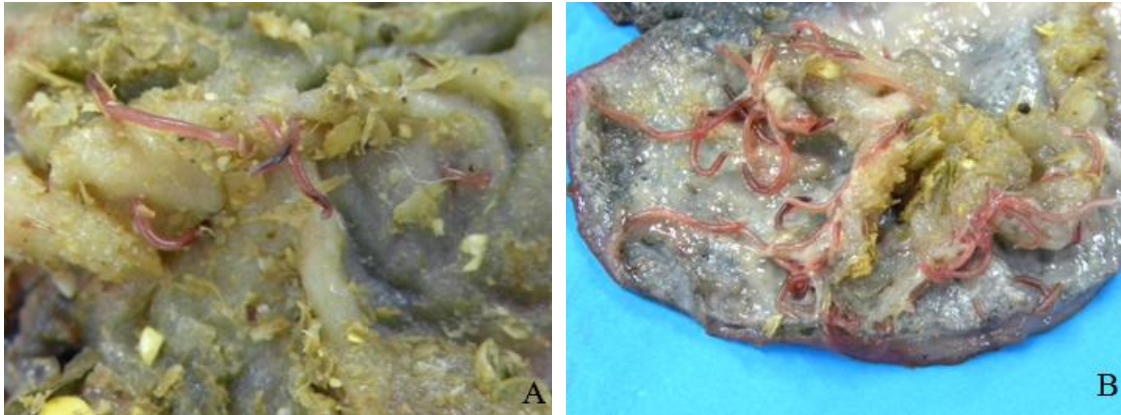


Figura 37. *Sicarius uncinipenis* inserido entre a membrana coilina e a mucosa do ventrículo de *Rhea americana*. (A) Antes de destacar a membrana coilina. (B) Após destacar a membrana.

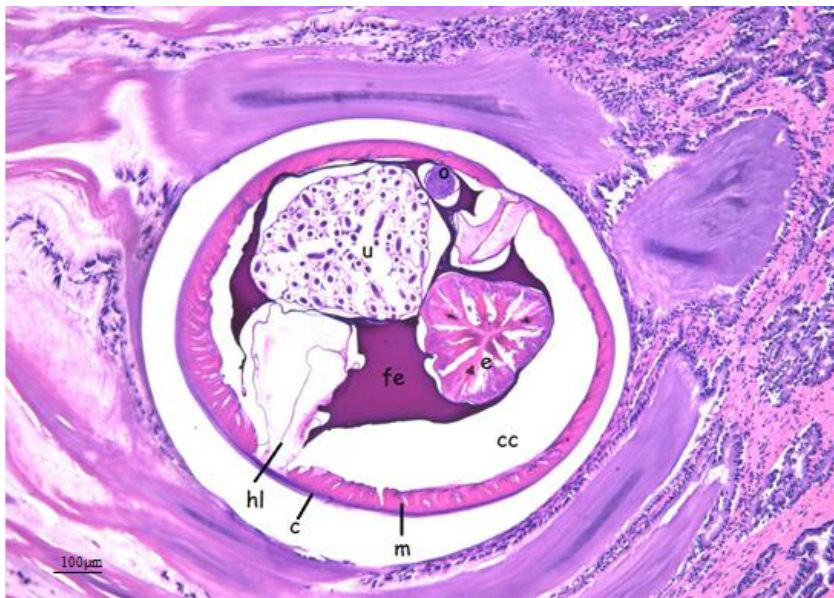


Figura 38. Secção histológica transversal de *Sicarius uncinipenis* inserido na membrana coilina de *Rhea americana*. Podem ser observadas cutícula (c), musculatura celomiariana (m), halo lateral (hl), cavidade corporal (cc), esôfago (e), útero repleto de ovos embrionados (u), ovário (o) e fluido eosinofílico no pseudoceloma (fe). H.E.10X.

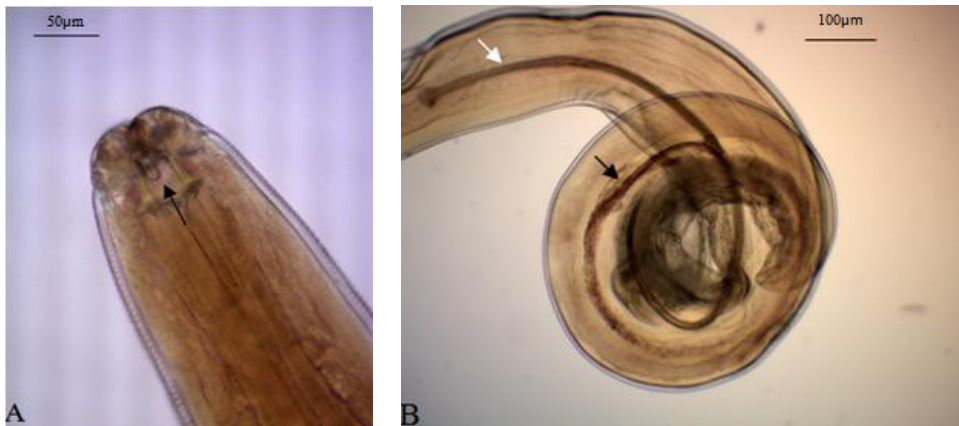


Figura 39. *Sicarius unicipenis* do ventrículo de *Rhea americana* (A) Cápsula bucal (seta) da extremidade anterior de um exemplar fêmea. 20X (B) Espículo maior (seta branca) e espículo menor (seta preta) da extremidade posterior de um exemplar macho. 10X.

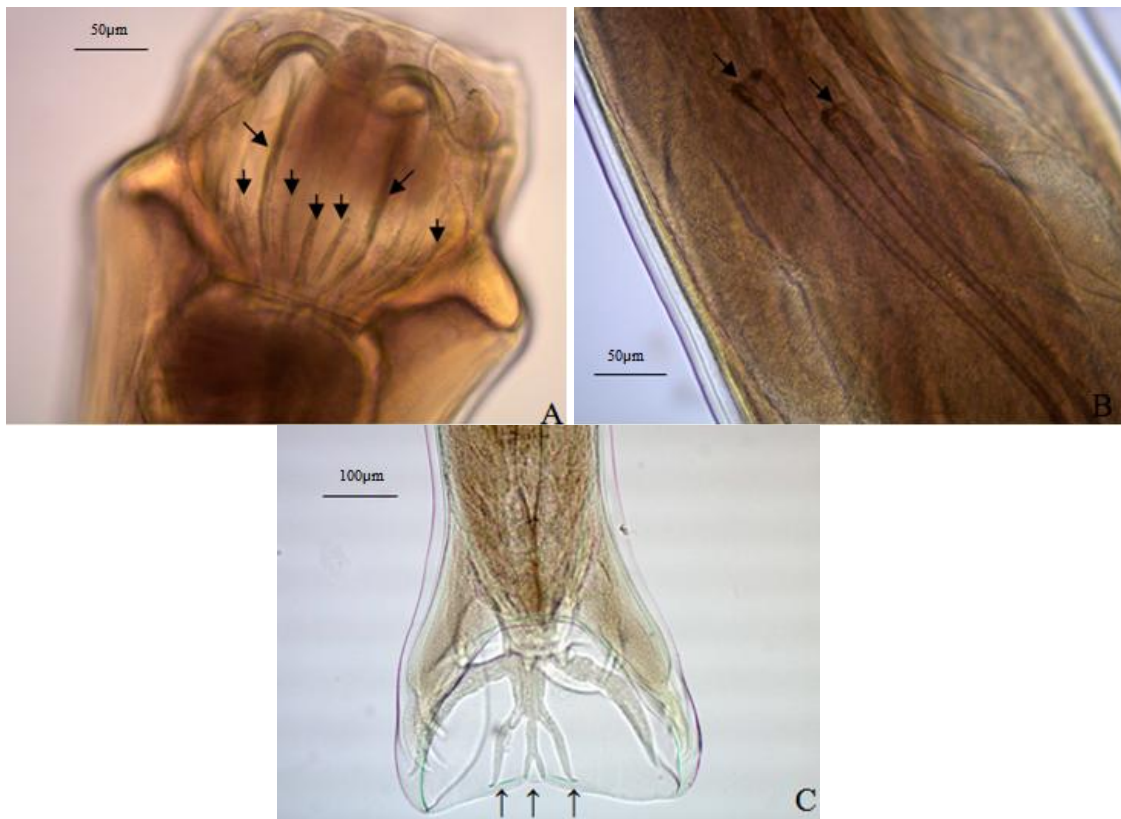


Figura 40. *Deletrocephalus cesarpintoi* do intestino grosso (ceco) de *Rhea americana* (A) Cavidade bucal da extremidade anterior de um exemplar fêmea com elementos quitinizados denticuliformes (setas), 20X. (B) Espículos (setas) da extremidade posterior de um exemplar macho, 20X. (C) Bolsa copulatória, apresentado o raio dorsal com três divisões (setas), na extremidade posterior de um macho. 10X.

5. CONCLUSÃO

Os resultados obtidos no presente estudo permitiram concluir que:

- Os trematódeos paramfistomídeos de capivara quando em grande intensidade são patogênicos.
- *Oslerus osleris* ocorre na traquéia e brônquios principais em canídeos selvagens brasileiros. Descrito pela primeira vez em *Lycalopex vetulus*.
- Infecções intensas por cestódeos Pseudophyllidea e pelo protozoário *Rangelia vitalli* levam ao quadro de anemia, sendo a primeira descrição desses parasitos na espécie *Chrysocyon brachyurus*.

6. PERSPECTIVAS

Os resultados obtidos neste estudo permitem aprofundar o conhecimento a respeito dos helmintos, em animais silvestres de vida livre e cativo. Faz-se necessário a realização de mais estudos, pois a variedade de espécies recepcionadas, principalmente em Centros de Triagem é significativa e são escassos os conhecimentos sobre as doenças parasitárias em animais silvestres. Com estes achados faz-se necessário o uso de anti-helmínticos como medida profilática nos animais que são recebidos nos CETAS e também em clínicas mantenedoras de fauna e criatórios conservacionistas.

7. REFERÊNCIAS

ABDO, W.; SULTAN, K. Histopathological findings of the kidney Trematoda *Paratanaisia* spp. (Digenea: Eucotylidae) in cattle egret (*Bubulcus ibis*). *Rev. Bras. Parasitol. Vet.*, v. 22, n. 2, p. 312-313, 2013.

ALCARAZ, A.; EBERHARD, M.L. Diagnóstico Histopatológico. In: BOWMAN, D.D. *Parasitologia Veterinária*

- *Paratanaisia bragai* ocorre no rim de *Crax blumenbachii* e *Aburria jacutinga*, sendo a primeira descrição nas duas espécies.

- Lesões significativas no ventrículo de aves ciconiformes ocorrem na infecção por *Eustrongylides*.

- Nematódeos do gênero *Ascaridia* em infecções intensas podem causar obstrução intestinal, levando a morte em psitacídeos.

- Nematódeos capilarídeos são encontrados no intestino delgado de Araras, sendo pouco patogênicos.

- *Sicarius uncinipenis* e *Deletrocephalus cesarpintoii* são patogênicos para a espécie *Rhea americana*.

de Georgis. 8ed. Barueri, SP: Manole, 2006, cap.6, p. 359-394.

ALMEIDA, M.A. Struthioniformes (Ema, Avestruz). In: CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO-DIAS, J.L. *Tratado de Animais Selvagens*. 1.ed. São paulo: Roca, 2007, cap.11, p.136-157.

AÑASCO, L.G.; MARTÍNEZ, F.A. Breve descripción de *Taxorchis schistocotyle* Beddard 1914 (Trematoda, Cladorchiidae) por microscopia electrónica de barrido. *Parasitol. Latinoam.*, v.61, p.168-171, 2006.

AZEREDO, R.M.A.; SIMPSON, J.G.P.; BARROS, L.P. Order Galliformes, Family Cracidae. In: FOWLER, M.E.; CUBAS, Z.S. *Biology, Medicine, and Surgery of South American Wild Animals*, 2001, cap 15, p.136-138.

BARROS, L.A.; TORTELLY, R.; PINTO, R.M.; et al. Effects of experimental infections with larvae of *Eustrongylides ignotus* Jäegerskiöld, 1909 and *Contracaecum multipapillatum* (Drasche, 1882) Baylis, 1920 in rabbits. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.*, v.56, n.3, p.325-332, 2004.

BIANCHI, C.A. Cracídeos ameaçados. In: PEREIRA, S.L.; BROOKS, D.M. *Conservando os cracídeos: a família de aves mais ameaçadas das américas*. D.M. Brooks, 2006, cap.4, p.29-39.

BIRDLIFE INTERNATIONAL 2012. *Nycticorax nycticorax*. In: IUCN 2013. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2013.1. <www.iucnredlist.org>. Acesso em: 19 Nov. 2013.

BIRDLIFE INTERNATIONAL 2012. *Crax blumenbachii*. In: IUCN 2013. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2013.1. <www.iucnredlist.org>. Acesso em: 20 Nov. 2013.

BIRDLIFE INTERNATIONAL 2012. *Pionus fuscus*. In: IUCN . IUCN Red List of Threatened Species. Version 2013.1. <www.iucnredlist.org>. Acesso em: 21 Nov. 2013.

BIRDLIFE INTERNATIONAL 2012. *Ara chloropterus*. In: IUCN 2013. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2013.2. <www.iucnredlist.org>. Acesso em: 06 Dez. 2013.

BIRDLIFE INTERNATIONAL 2012. *Ara ararauna*. In: IUCN 2013. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2013.2. <www.iucnredlist.org>. Acesso em: 08 Jan. 2014.

BIRDLIFE INTERNATIONAL 2012. *Rhea americana*. In: IUCN 2013. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2013.2. <www.iucnredlist.org>. Acesso em: 08 Jan. 2014.

BIHR, T.; CONBOY, G.A. Lungworm (*Crenosoma vulpis*) infection in dogs on Prince Edward Island. *Can. Vet J.*, v.40, n.8, p.555-559, 1999.

BOLT, G.; MONRAD, J.; FRANDBSEN, F.; et al. The common frog (*Rana temporaria*)

as a potential paratenic and intermediate host for *Angiostrongylus vasorum*. *Parasitol. Res.*, v. 79, n. 5, p. 428-430, 1993.

BONUTI, M.R.; NASCIMENTO, A.A.; MAPELLI, E.B.; ARANTES, I.G. Helintos Gastrointestinais de capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) na sub-região de Paiaguás, Pantanal do Mato Grosso do Sul, Brasil. *Semin. Ci. Agr.*, v.23, n.1, p.57-62, 2002.

BOWMAN, D.D. *Parasitologia Veterinária de Georgis*, 8ed: Baueri, SP: Manole, 2006, 422p.

BRANDOLINI, S.P.B.; AMATO, S.; PEREIRA, A.A. Relacionamento de *Tanaisia bragai* (DIGENEA EUCOTYLIDAE) e seu hospedeiro intermediário *Subulina octona* (Gastropoda, Subulinidae) sob condições experimentais. *Parasitol. día*, v.21, p.109-113, 1997.

BUENO, A.A.; BELENTANI, S.C.S.; MOTTA-JUNIOR, J.C. Feeding ecology of the maned wolf, *Chrysocyon brachyurus* (Illiger, 1815) (Mammalia: Canidae), in the ecological station of Itirapina, São Paulo state, Brazil. *Biota Neotrop.*, v.2, n.2, p.1-9, 2003.

CATÃO-DIAS, J. L.; Doenças e seus impactos sobre a biodiversidade. *Cien. Cult.*, São Paulo, v. 55, n. (3), p. 32-34, 2003.

CATÃO-DIAS, J.L. Biossegurança na manipulação de animais silvestres- Biossegurança na reintrodução de animais silvestres na natureza. *Ciênc. Vet. Tróp.*, v.11, suplemento 1, p. 178-181, 2008.

CASAS, M. C.; ZALLES, L. M.; PATRICK, M. J.; et al. Intestinal helminths of capybara (*Hydrochaeris [Hydrochoerus] hydrochaeris*) from Bolivia. *J. Helminthol. Soc. Wash.*, v.62, n.1, p.87-88, 1995.

- CHITWOOD, M.; LICHTENFELS, J.R. Identification of parasitic in tissue sections. *Exp. Parasitol.*, v.32, n.3, p. 407-519, 1972.
- CLAYTON, H.M.; LINDSAY, F.E.F. Filaroides osleri infection in the dog. *J. Small Anim. Pract.*, v.20, p. 773-782, 1979.
- COLE, R.A.; FRIEND, M. Eustrongylidosis. *Parasites and parasitic diseases (Field manual of wildlife diseases)*. Cap.29, p.223-228, 1999. Disponível em: <digitalcommons.unl.edu/zoonoticpub/15> Acesso em: 23 de Nov. de 2013.
- CONBOY, G.; BOURQUE, A.; MILLER, L.; et al. Efficacy of Milbemax (milbemycin oxime + praziquantel) in the treatment of dogs experimentally infected with *Crenosoma vulpis*. *Vet. Parasitol.*, v.198, p.319-324, 2013.
- COSTA, J.O.; GUIMARÃES, M.P, GRISI, L.; et al. Helminthos parasitos de *Gallus gallus domesticus* (L.) no litoral do Espírito Santo. *Arq. Esc. Vet. UFMG*, v.27, p.45-46, 1975.
- COURTENAY, O.; MACDONALD, D.W.; GILLINGHAM, S.; et al. First observations on South Americas largely insectivorous canid: the hoary fox (*Pseudalopex vetulus*). *J Zool.*, v.268, p.45-54, 2006.
- CORREA, L.; ZAPATA, B.; SOTO-GAMBOA, M. Gastrointestinal and blood parasite determination in the guanaco (*Lama guanicoe*) under semi-captivity conditions. *Trop Anim Health Prod*, v.44, p.11-15, 2012.
- CORREDOR, D.J.G.; PARADA, O.J.S.; MEDELLÍN, M.O.P.; et al. Identificación de parasitos gastrointestinales en aves silvestres en cautiverio. *Rvt. Ci. FCV-LUZ*, v.23, n.3, p.254-258, 2013.
- CORRIALE, M.J., OROZCO, M.M., PEREZ, I.J. Parámetros oblaconales y estado sanitario de carpinchos (*Hydrochoerus hydrochaeris*) en lagunas artificiales de los esteros del iberá. *Mastozool. Neotrop.*, v.20, n.1, p.31-45, 2013.
- COYNER, D.F.; SCHAACK, S.R.; SPALDING, M.G.; et al. Altered predation susceptibility of mosquitofish infected with *Eustrongylides ignotus*. *J. Wildl. Dis.*, v.37, n.3, p. 556-560, 2001.
- CRAIG, T.M.; DIAMOND, P.L. Parasites of ratites. In: TULLY, Jr. T.N.; SHANE, S.M. *Ratite, Management Medicine and Surgery*. 1.ed. Malabar, Florida: Krieger Publishing, 1996, p.115-126.
- CUBAS, Z.S. Special challenges of maintaining wild animals in captivity in South America. *Rev. sci. tech. off .int. epiz.*, v.15, n. 1, p. 267-287, 1996.
- DALPONTE, J.C. Diet of the hoary fox, *Lycalopex vetulus*, in Mato Grosso, central Brazil. *Mammal.*,v. 61, n.4, p.537-546, 1997.
- DALPONTE, J.C. *Lycalopex vetulus* (Carnivora: Canidae). *Mamm. Species*, v847, p.1-7, 2009.
- DALPONTE, J.C.; COURTENAY, O. Hoary fox *Pseudalopex vetulus* (Lund, 1842). In: SILLERO-ZUBIRI, C.; HOFFMANN, M.; MACDONALD, D.W. eds., *Canids: Foxes, Wolves, Jackals and Dogs. Status Survey and Conservation Action Plan*. IUCN/SSC Canid Specialist Group, Gland, Switzerland and Cambridge, UK, p.72-76, 2004.
- DALPONTE, J.; COUTENAY, O., 2008. *Pseudalopex vetulus*. In: IUCN 2013. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2013.1. Disponível em <www.iucnredlist.org>. Acesso em: 15 Ago. 2013.

- DIAS, R.G.S.; LEGATTI, E.; RAHAL, S.C.; et al. *Oslerus osleri* (COBBOLD, 1876) Infection in Maned Wolf (*Chrysocyon brachyurus*, ILLIGER, 1815). *J. Zoo Wildl. Med.*, v.43, n.3, p.674-677, 2012.
- DIETZ, J.M. Ecology and Social Organization of the Maned Wolf (*Chrysocyon brachyurus*). *Smithson. Contr. Zool.*, n.392, p.1-51, 1984.
- DIETZ, J.M. *Chrysocyon brachyurus*. *Mamm. Species.*, n.234, p.1-4, 1985.
- DORRINGTON, J.E. Studies on *Filaroides osleri* infestation in dogs. *J. Vet. Res.*, v.35, n.1, p.225-285, 1968.
- DUARTE, J.; COSTA, A.M.B.; KATAGIRI, S.; et al. Parasitism by *Diocotophyme renale* (Goeze, 1782) in maned wolf (*Chrysocyon brachyurus*), Brazil. *Vet. Zootec.*, v.20, n.1, p.52-56, 2013.
- DUNSMORE, J.D.; SPRATT, D.M. The life history of *Filaroides osleri* in wild and domestic canids in Australia. *Vet. Parasitol.*, v.5, p.275-286, 1979.
- EWING, M.L.; YONZON, Ma.E.; PAGE, R.K.; et al. *Deletrocephalus dimidiatus* infestation in an adult rhea (*Pterocnemia pennata*). *Avian Dis.*, v.39, p.441-443, 1995.
- FAUST, E.C. Notes on helminths from Panama. *Taxorchis schistocotyle* (Fischoeder, 1901) from the Panamanian capybara (*Hydrochoerus isthmius* Goldman, 1912). *J. Parasitol.*, V. 21, n. 5, p. 323-331, 1935.
- FERREIRA-SILVA, E.; LIMA, E.D. Termite predation by the hoary fox, *Pseudalopex vetulus* (Lund) (Carnivora, Canidae), in a pasture in Mato Grosso, Central Brazil. *Mammal.*, v.70, p.255-260, 2006.
- FEDYNICH, A.M. *Heterakis* and *Ascaridia*. In: ATKINSON, C.T.; THOMAS, N.J.; HUNTER, D.B. *Parasitic Diseases of Wild Birds*. 1ed. Wiley-Blackwell, cap.23, 2008, p.388-412.
- FIGHERA, R.A.; SOUZA, T.M.; KOMMERS, G.G.; IRIGOYEN, L.F.; BARROS, C.S.L. Patogênese e achados clínicos, hematológicos e anatomopatológicos da infecção por *Rangelia vitalii* em 35 cães (1985-2009). *Pesq. Vet. Bras.*, v.30, n.11, p.974-987, 2010.
- FREITAS, J.F.T.; LENT, H. "Spiruroidea" parasitos de "Rheiformes" (Nematoda). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, v.45, n.4, p.743-760, 1947.
- FREITAS, J.F.T.; LENT, H. Revisão da subfamília "Deletrocephalinae" Railliet, 1916 (Nematoda, Strongyloidea). *Ver. Brasil. Biol.*, v.7, n.1, p.73-100, 1947.
- FREITAS, M.F.L.; OLIVEIRA, J.B.; CAVALCANTI, M.D.B.; et al. Parasitos gastrointestinais de aves silvestres em cativeiro en el estado de Pernambuco, Brasil. *Parasitol. Latinoam.*, v.57, p.50-54, 2002.
- GARDINER, C.H.; POYNTON, S.L. *An Atlas of Metazoan Parasites en Animal Tissues*. Washington. Armed Forces Institute of Pathology, 1999. 64p.
- GODOY, S.N. Psittaciformes (Arara, Papagaio, Periquito). In: CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO-DIAS, J.L. *Tratado de Animais Selvagens*. 1.ed. São paulo: Roca, 2007, cap.16, p.222-251.
- GOMES, D.C.; MENEZES, R.C.; TORTELLY, R.; et al. Pathology and first occurrence of the kidney trematode *Paratanaisia bragai* (Santos, 1934) Freitas, 1959 (Digenea: Eucotylidae) in *Phasianus*

- colchicus* L., 1758, from Brazil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, v.100, n.3, p.285-288, 2005.
- GOMES, M.S. Carnívora- Canide (loboguará, cachorro-do-mato, raposa-do-campo) In: CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO-DIAS, J.L. *Tratado de Animais Selvagens*. 1.ed. São paulo: Roca, 2007, cap.30, p.492-504.
- GONZÁLEZ-HEIN, G.; FREDES, F.; KINSELLA, M.; et al. New reports of helminthes in captive exotic psittacine in Chile. *Arch Med Vet*, v.44, p.87-91, 2012.
- GREVE, J.H. Parasitic diseases. In: FOWLER, M.E. *Zoo & Wild Animal Medicine*. 2ed. Philadelphia: W.B. Saunders, 1986, p.233-253.
- HERNANDEZ, E.F.T.; CARVALHO, M.S. O tráfico de animais silvestres no Estado do Paraná. *Acta Sci. Human Soc. Sci.*, v.28, n.2, p.257-266, 2006.
- HODOVÁ, I.; BARUS, V.; TUKAC, V. Note on morphology of two nematode species *Ascaridia hermaphrodita* and *Ascaridia platyceri* (Nematoda): scanning electron microscope study. *Helminthol.*, V.45, P.109-113, 2008.
- HOLSBACK, L.; CARDOSO, M.J.L.; FAGNANI, R.; et al. Natural infection by endoparasites among free-living wild animals. *Rev Bras Parasitol Vet*, v.22, n.2, p.302-306, 2013.
- IBAMA. Instrução Normativa Nº 169, de 20 de Fevereiro de 2008. Disponível em <http://www.ibama.gov.br/index.php?option=com_phocadownload&view=category&download=66:1692008&id=1&Itemid=331&start=60>. Acesso em: 25 Nov. 2013.
- ISHIZAKI, M.N.; IMBELONI, A.A.; MUNIZ, J.A.P.C.; et al. *Dioctophyma renale* (Goeze, 1782) in the abdominal cavity of a capuchin monkey (*Cebus apella*), Brazil. *Vet.Parasitol.*, v.173, p.340-343, 2010.
- JIMÉNEZ, E. G. El capibara (*Hydrochoerus hydrochaeris*): estado actual de su producción. Roma: FAO, 1995. 110 p.
- JIMENEZ, J.A.; RODRIGUEZ, S.; GAMBOA, R.; et al. *Diphyllobothrium pacificum* Infection is Seldom Associated with Megaloblastic Anemia. *Am. J. Trop. Méd. Hyg.*, v.87, n.5, p.897-901, 2012.
- KANO, F.S.; SHIMADA, M.T.; SUZUKI, S.N.; OSAKI, S.C.; MENARIM, B.C.; RUTHES, F.R.V.; FILHO, M.A.L. Ocorrência da dioctofimose em dois cães no município de Guarapuava-PR. *Semina: Ci. Agr.*, v.24, n.1, p.177-180, 2003.
- KAWAZOE, U.; CORDEIRO, N.S.; ARTIGAS, P.T. *Taxorchis caviae* sp. N. (Trematoda, Paramphistomidae), parasito intestinal de *Cavia aperea aperea* Erxleben, 1777 (Rodentia, Caviidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, v.76, n.1, p.1-13, 1981.
- KELLER, D.G.; ARAUJO, J.L.B. Ciclo evolutivo de *Paratanaisia bragai* (Santos, 1934) (Trematoda, Eucotylidae) com novo hospedeiro intermediário no Brasil: *Leptinaria unilamellata* (D'Orbigny, 1835) (Gastropoda, Pulmonata, Subulinidae) em condições de laboratório. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.*, v.1, n.2, p. 89-92, 1992.
- KOHN, A.; PEREIRA, R.C.S. Revisão do gênero *Hippocrepis* Travassos, 1922 (Trematoda). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, v.68, n.1, p.1-7, 1970.
- LANGE, R.R.; SCHMIDT, E.M.S. Rodentia- Roedores Silvestres (Capivara, Cutia, Paca, Ouriço). In: CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO-DIAS, J.L. *Tratado de Animais Selvagens*. 1.ed. São paulo: Roca, 2007, cap.29, p.475-491.

- LALLO, M.A.; PEREIRA, A.; ARAÚJO, R.; et al. Ocorrência de *Giardia*, *Cryptosporidium* e microsporídios em animais silvestres em área de desmatamento no Estado de São Paulo, Brasil *Cienc. Rural*, v.39, n.5, p.1465-1470, 2009.
- LAPPIN, M.R.; PRESTWOOD, A.K. *Oslerus osleri*: Clinical case, attempted transmission and epidemiology. *J. Am. Anim. Hosp. Assoc.*, v.24, n.2, p.153-158, 1988.
- LEITE, L.C.; CÍRIO, S.M.; DINIZ, J.M.F.; et al. Lesões anatomopatológicas presentes na infecção por *Dioctophyma renale* (Goeze, 1782) em cães domésticos (*Canis familiaris*, Linnaeus, 1758). *Arch. Vet. Sci.*, v.10, n.1, p.95-101, 2005.
- LIU, X.; ROHR, J.R.; LI, Y. Climate, vegetation, introduced hosts and trade shape a global wildlife pandemic. *Proc. R. Soc.*, 2012 Disponível em <rsos.royalsocietypublishing.org>. Acesso em : 25 Nov. 2013.
- LUPPI, M.M.; MELO, A.L.; MOTTA, R.O.C.; MALTA, M.C.C.; GARDINER, C.H.; SANTOS, R.L. Granulomatous nephritis in psittacines associated with parasitism by the trematode *Paratanaisia* spp. *Vet. Parasitol.*, v. 146, p. 363-366, 2007.
- MACHADO, A.B.M.; MARTINS, C.S.; DRUMMOND, G.M. (eds). Lista da fauna Brasileira Ameaçada de Extinção: Incluindo as Espécies Quase Ameaçadas e Deficientes em Dados Belo Horizonte: Fundação Biodiversitas, 2005. 160pp.
- MADI, R.R.; SILVA, M.S.R. *Contraecaecum* Railliet & Henry, 1912 (Nematoda, Anisakidae): o parasitismo relacionado à biologia de três espécies de peixes piscívoros no reservatório do Jaguari, SP. *Rev. Bras. Zootecias*, v.7, n.1, p.15-24, 2005.
- MAPELI, E.B.; NASCIMENTO, A.A.; SZABÓ, M.P.J.; et al. Infecções naturais por helmintos em perdizes (*Rhynchotus rufescens* Temminck, 1815) de cativeiro, no município de Jaboticabal, estado de São Paulo. *Arq. Inst. Biol.*, v.70, n.4, p.415-418, 2003.
- MARTÍNEZ, F.A.; TROIANO, J.C.; AÑASCO, L.G.; et al. Frecuencia de infección por *Diphyllobothrium* sp. (Cestoda: Diphyllbothriidae) em carnívoros silvestres de Argentina. *Bol. Chil. Parasitol.*, v.55, n.3-4, p.100-103, 2000.
- MELO, C.M.F.; OLIVEIRA, J.B.; FEITOSA, T.F.; et al. Parasites of psittaciformes and accipitriformes in Paraíba state, northeastern Brazil. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.*, v.22, n.2, p.314-317, 2013.
- MENA, R.; MENDEZ, M.; AGUIRRE, R. Presencia en Cuba de la Trematodiasis renal de la paloma doméstica (*Columbia livia domestica*) por *Tamerlania bragai* Dos Santos, 1934. *Rvta. Cub. Cienc. Vet.*, v.17, n.1-2, p.25-28, 1986.
- MENEZES, R.C.; MATTOS Jr, D.G.; TORTELLY, R.; et al. Trematodes of free range reared guinea fowls (*Numida meleagris* Linnaeus, 1758) in the state of Rio de Janeiro, Brazil: morphology and pathology. *Avian Pathol.*, v.30, p.209-214, 2001.
- MENEZES, R.C.; JÚNIOR, D.G.M.; TORTELLY, R. Freqüência e patologia das infecções causadas por nematóides e cestóides em galinhas-d'angola (*Numida meleagris* Linnaeus, 1758) criadas extensivamente no estado do Rio de Janeiro, Brasil. *R. Bras. Ci. Vet.*, v.8, n.1, p.35-39, 2001.
- MONTEIRO, S.G.; SALLIS, E.S.V.; STAINKI, D.R. Infecção natural por trinta e quatro helmintos da espécie *Dioctophyma*

- renale* (Goeze, 1782) em um cão. *Rev. FZVA*, v.9, n.1, p.95-99, 2002.
- MONTEIRO, S.G.; FLORES, M.L.; SEGABINAZI, S.D.; et al. Ocorrência de *Deletrocephalus dimidiatus* (Diesing, 1851) Nematoda em ema (*Rhea amaricana*) criada em cativeiro no RS. *Rev. FZVA*, v.9, n.1, p.100-103, 2002.
- MOZZER, L.R.; MONTRESOR, L.C.; VIDIGAL, T.H.D.A.; et al. *Angiostrongylus vasorum*: Experimental Infection and Larval Development in *Omalonyx matheroni*. *J. Parasitol. Res.*, v. 2011, p. 1-4. 2011.
- MÜLLER, G.C.K.; GREINERT, J.A.; SILVAFILHO, H.H. Frequência de parasitas intestinais em felinos mantidos em zoológicos, *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.*, v.57, n.4, p.559-561, 2005.
- NAKAGAWA, T.L.D.R.; BRACARENSE, A.P.F.R.L.; REIS, A.C.F.; et al. Giant kidney worm (*Dioctophyma renale*) infections in dogs from Northern Parana, Brazil. *Vet. Parasitol.*, v.145, p. 366-370, 2007.
- NEMEJC, K.; LUKESOVA, D. Parasite fauna of ostriches, emus and rheas. *Agricul.Trop. Subtrop.*, v.45, n.1, p.45-50, 2012.
- ORSINI, H.; BONDAN, E.F. Fisiopatologia do estresse em animais selvagens em cativeiro e suas implicações no comportamento e bem-estar animal – revisão de literatura. *Rev Inst Ciênc Saúde*, v.24, n.1, p.7-13, 2006.
- OUTERBRIDGE, C.A.; TAYLOR, S.M. *Oslerus osleri* tracheobronchitis: Treatment with ivermectin in 4 dogs. *Can. Vet. J.*, v.39, n.4, p. 238-240, 1998.
- PARK, S-IK.; SHIN, S-S. Concurrent *Capillaria* and *Heterakis* infections in zoo rock partridges, *Alectoris graeca*. *Korean J. Parasitol.*, v.48, n.3, p.253-257, 2010.
- PEREIRA, H. F. A., ESTON, M.R. Biologia e manejo de capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) no parque estadual Alberto Löfgren, São Paulo, Brazil. *Rev. Inst. Flor.*, v. 19, n. 1, p.55-64, 2007.
- PINTO, R.M.; VICENTE, J.J.; NORONHA, D. Nematoda parasites of brazilian psittacid birds, with emphasis on the genus *Pelecitus* Railliet & Henry, 1910. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, v.88, n.2, p.279-284, 1993.
- PINTO, R.M.; MENEZES, R.C.; TORTELLY, R. Systematic and pathologic study of *Paratanaisia bragai* (Santos, 1934) Freitas, 1959 (Digenea, Eucotylidae) infestation in ruddy ground dove *Columbina talpacoti* (Temminck, 1811). *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.*, v.56, n.4, p.472-479, 2004.
- PINTO, R.M.; BARROS, L.A.; TORTELLY, L.; et al. Prevalence and pathology of helminths of ciconiiform birds from the Brazilian swamplands. *J.Helminthol.*, v.78, p.259-264, 2004.
- PINTO, R.M.; TORTELLY, R.; MENEZES, R.C.; et al. Trichurid nematodes in ring-necked pheasants from backyard flocks of the state of Rio de Janeiro, Brazil: frequency and pathology. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, v.99, n.7, p.721-726, 2004.
- PINTO, R.M.; BRENER, B.; TORTELLY, R.; et al. Capillariid nematodes in Brazilian turkeys, *Meleagris gallopavo* (Galliformes, Phasianidae): pathology induced by *Baruscapillaria obsignata* and *Eucoleus annulatus* (Trichinelloidea, Capillariidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, v.103, n.3, p.295-297, 2008.
- PORTUGAL, M.A.S.C.; OLIVEIRA, G.F.; FENERICH, F.L.; et al. Ocorrência de *Paratanaisia bragai* (Santos, 1934) Freitas,

- 1959 (TREMATODA EUCOTYLIDAE), em pomba doméstica (*Columbia lívia domestica*). *Arq. Inst. Biol.*, São Paulo, v.39, n.3, p.189-194, jul./set., 1972.
- QUEIROLO, D.; VIEIRA, E.; REID, F. 2008. *Hydrochoerus hydrochaeris*. In: IUCN 2013. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2013.2. Disponível em <www.iucnredlist.org>. Acesso em: 08 Jan. 2014.
- REAGAN, J.K.; ARONSOHN, M.G. Acute onset of dyspnea associated with *Oslerus osleri* infection in a dog. *J. Vet. Emerg. Crit. Care*, v.22, n.2, p.267-272, 2012.
- ROCHA-MENDES, F.; NAPOLI, R.P.; MIKICH, S.B. Manejo, reabilitação e soltura de mamíferos selvagens. *Arq. Ciênc. Vet. Zool.*, v.9, n.2, p.105-109, 2006.
- RODDEN, M.; RODRIGUES, F.; BESTELMEYER, S. 2008. *Chrysocyon brachyurus*. In: IUCN 2013. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2013.1. Disponível em <www.iucnredlist.org>. Acesso em: 12 Nov. 2013.
- ROTSTEIN, D.S.; FLOWERS, J.R.; WOLFE, B.A.; et al. Renal trematodiasis in captive double-toothed barbets (*Lybius bidentatus*). *J. Zoo Wildl. Med.*, v.36, n.1 p.124-126, 2005.
- SALAS, V.; HERRERA, E.A. Intestinal Helminths of Capybaras, *Hydrochoerus hydrochaeris*, from Venezuela. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, v.99, n.6, p.563-566, 2004.
- SANTIAGO, R. G. Socó-dorminhoco (*Nycticorax nycticorax*) *Biblioteca Digital de Ciências*, 16 dez. 2006. Disponível em: <<http://www.ib.unicamp.br/lte/bdc/visualizarMaterial.php?idMaterial=396>>. Acesso em: 19 Nov. 2013.
- SANTOS, K.R.; CATENACCI, L.S.; PESTELLI, M.M.; et al. First report of *Diphyllobothrium mansonii* (Cestoda, Diphyllbothridae) infecting *Cerdocyon thous* (Mammalia, Canidae) in Brazil. *Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.*, v.56, n.6, p.796-798, 2004.
- SANTOS, J.L.C.; MAGALHÃES, N.B.; SANTOS, H.A.; et al. Parasites of domestic and wild canids in the region of Serra do Cipó National Park, Brazil. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.*, v.21, n.3, p.270-277, 2012.
- SÃO BERNADO, C.S.; CLAY, R.P. Cracídeos ameaçados. In: PEREIRA, S.L.; BROOKS, D.M. *Conservando os cracídeos: a família de aves mais ameaçadas das américas*. D.M. Brooks, Ed. cap.4, 2006, p.29-39.
- SCHOLZ, T.; GARCIA, H.H.; KUCHTA, R.; et al. Update on the human broad tapeworm (Genus *Diphyllobothrium*), including clinical relevance. *Clin. Microbiol. Rev.*, v.22, n.1, p.146-160, 2009.
- SENEVIRATNA, P. Studies on the Family Filaroididae Schulz, 1951. *J. Helminthol.*, v.33, n.2/3, p. 123 – 144, 1959.
- SICK, H. *Ornitologia Brasileira*. Rio de Janeiro, Nova Fronteira, 1997, 862p.
- SIERRA, M.C.; RAMÍREZ, G.F.; OSORIO, J.H. Principales helmintos encontrados en un centro de fauna cautiva en Colombia. *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat.*, v.17, n.1, p.251-257, 2013.
- SINKOC, A.L.; MÜLLER, G.; BRUM, J.G.W. *Hydrochoeristrema cabrali* n.g., n. sp. (Trematoda: Paramphistomidae: Cladorchiini) parasito de capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris* Linnaeus, 1766) (Rodentia: Hydrochoeridae). *Arq. Inst. Biol.*, v.65, n.1, p.115-118, 1998.
- SINKOC, A.L.; BRUM, F.A.; MULLER, G.; et al. Helmintos parasitos de capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) na região de

- Araçatuba, São Paulo, Brasil. *Arq. Inst. Biol.*, v.71, n.3, p.329-333, 2004.
- SINKOC, A.L.; BRUM, J.G.W.; MULLER, G. Gastrintestinal Helminths of Capybara (*Hydrochoerus hydrochaeris*, Linnaeus, 1766) in Cattle Breeding Farm in Area of the Ecological Reserve of Taim, Rio Grande. *Braz. Arch. Biol. Technol.*, v.52, n.2, p.327-333, 2009.
- SLIFK, T.R.; SMITH, H.V.; ROSE, J.B. Emerging parasite zoonoses associated with water and food. *Int J Parasitol*, v.30, p.1379-1393, 2000.
- SPALDING, M.G.; FORRESTER, D.J. Pathogenesis of *Eustrongylides ignotus* (Nematoda: Dioctophymatoidea) in ciconniformes. *J. Wildl. Dis.*, v.29, n.2, p.250-260, 1993.
- SPALDING, M.G.; FORRESTER, D.J. Eustrongylidosis. In: ATKINSON, C.T.; THOMAS, N.J.; HUNTER, D.B. *Parasitic Diseases of Wild Birds*. 1ed. Wiley-Blackwell, cap.16, 2008, p.289-315.
- STOCKDALE, P.H.G.; HULLAND, T.J. The Pathogenesis, Route of Migration, and Development of *Crenosoma vulpis* in the Dog. *Vet. Pathol.*, v.7, p.28-42, 1970.
- TAYLOR, M.A.; HUNT, K.R.; SMITH, G.; et al. Deletrocephalus dimidiatus in greater rheas (*Rhea americana*) in the UK. *Vet. Rec.*, v.146, p.19-20, 2000.
- TAYLOR, M.A.; COOP, R.L.; WALL, R.L. *Parasitologia Veterinária*. 3ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2010, 742p.
- TEIXEIRA, M.; MONTEIRO, J.P.; CATENACCI, L.S.; et al. Ascariasis in peafowl *Pavo cristatus* (Phasianidae) due to *Ascaridia galli* Schrank, 1788. *J Zoo Wildl. Med.*, v.43, n.3, p.585-587, 2012.
- TRAVASSOS, L. Introdução ao Estudo da Helmintologia. *Rev. Bras. Biol.*, Rio de Janeiro, 1950.
- TRAVASSOS, L.; FREITAS, T.; KONH, A. Trematódeos do Brasil. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, v.67, n.1, p.1-886, 1969.
- TRAVERSA, D.; DI CESARE, A.; CONBOY, G. Canine and feline cardiopulmonary parasitic nematodes in Europe: emerging and underestimated. *Parasit. Vectors*, v.3, n.62, 2010.
- UETA, M.T.; DEBERALDINI, E.R.; CORDEIRO, N.S.; et al. Ciclo biológico de *Paraibatrema inesperata* n.g., n. sp. (Trematoda, Paramphistomidae), a partir de metacercárias desenvolvidas em *Biomphalaria tenagophila* (D'Orbigny, 1835) (Mollusca, Planorbidae). *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, v.76, n.1, p.15-21, 1981.
- UNTERER, S.; DEPLAZES, P.; ARNOLD, P.; et al. Spontaneous *Crenosoma vulpis* infection in 10 dogs: laboratory, radiographic and endoscopic findings. *Schweiz Arch Tierheilkd*, v.144, n.4, p. 174-179, 2002.
- UQUHUART, G.M.; JARRETT, W.F.H.; O'SULLIVAN, J.G. Canine traqueo-bronquitis due to infection with *Filaroides osleri*. *Vet. Record*, v.66, n.10, p.143 – 146, 1954.
- VARZONE, J.R.M.; AQUINO, L.P.C.T.; RODOVALHO, M.V. Achados macroscópicos de lesões resultantes do parasitismo por *Dioctophyma renale* em lobo-guará (*Chrysocyon brachyurus*) – Relato de Caso. *Ensaios e Ciência: Ci. Biol., Agr. Saúde*, v.12, n.2, p.171-178, 2008.
- VEROCAI, G.G.; MEASURES, L.N.; AZEVEDO, F.D.; et al. *Dioctophyma renale* (Goeze, 1782) in the abdominal cavity of a domestic cat from Brazil. *Vet. Parasitol.*, v.161, p.324–344, 2009.

- VEROCAI, G.G.; SCHOCK, D.M.; LEJEUNE, M.; et al. *Oslerus osleri* (Metastrongyloidea; Filaroididae) in Gray Wolves (*Canis lupus*) from Banff National Park, Alberta, Canadá. *J. Wildl. Dis.*, v.49, n.2, p.422-426, 2013.
- VICENTE, J.J.; RODRIGUES, H.O.; GOMES, D.C.; et al. Nematóides do Brasil. Parte IV: Nematóides de aves. *Revta. Bras. Zool.*, v.11, supl.1, p.1-273, 1995.
- VIEIRA, F.M. *Helminthos parasitos de mamíferos carnívoros silvestres no Município de Juiz de Fora, Zona da Mata do Estado de Minas Gerais, Brasil*. 2011. 97f. Tese (Curso de Pós-Graduação em Biologia Animal), Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, Rio de Janeiro.
- WILSON, G.H.; GREENACRE, C.B.; HOWETH, E.W.; et al. Ascariidosis in a group of psittacines birds. *J. Avian Med. Surg.* V.13, p.32-39, 1999.
- WITTNER, M.; TURNER, J.W.; JACQUETTE, G.; et al. Eustrongylidiasis - a parasitic infection acquired by eating sushi. *N. Engl. J. Med.*, v.320, p.1124-1126, 1989.
- YABSLEY, M.J. Capillarid Nematodes. In: ATKINSON, C.T.; THOMAS, N.J.; HUNTER, D.B. *Parasitic Diseases of Wild Birds*. 1ed. Wiley-Blackwell, cap.27, 2008, p.463-497.
- YAMAGUTI, S. *Systema Helminthum, Nematodes, Vol.III, Part I*, Interscience Publishers, New York & London, 1959.
- YAO, C.; O'TOOLE, D.; DRISCOLL, M.; MCFARLAND, W.; FOX, J.; CORNISH, T.; JOLLEY, W. *Filaroides osleri* (*Oslerus osleri*): Two case reports and a review of canid infections in North America. *Vet. Parasitol.*, v.179, p.123-129, 2011.
- ZABOTT, M.V.; PINTO, S.B.; VIOTT, A.M.; et al. Ocorrência de *Dioctophyma renale* em *Galictis cuja*. *Pesq. Vet. Bras.*, v.32, n.8, p.786-788, 2012.
- ZETTERMANN, C.D.; NASCIMENTO, A.A.; TEBALDI, J.A.; et al. Observations on helminth infections of free-living and captive rheas (*Rhea americana*) in Brazil. *Vet. Parasitol.*, v.129, p.169-172, 2005.
- ZIGLER, A.F.; SALLIE, C.W.; MILLER, E.A.; et al. Eustrongylidiasis in eastern great blue herons (*Ardea herodias*). *Avian Dis.*, v.44, p.443-448, 2000.

UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS

CEUA
COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS

CERTIFICADO

Certificamos que o Protocolo nº. 21 / 2013, relativo ao projeto intitulado “Identificação parasitológica e histopatológica das endoparasitoses de animais selvagens”, que tem como responsável Roselene Ecco, está de acordo com os Princípios Éticos da Experimentação Animal, adotados pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA/UFMG), tendo sido aprovado na reunião de 25/04/2013. Este certificado expira-se em 25/04/2018.

CERTIFICATE

We hereby certify that the Protocol nº. 21 / 2013, related to the Project entitled “Parasitological and histopathological identification of internal parasites of wild animals”, under the supervision of Roselene Ecco, is in agreement with the Ethical Principles in Animal Experimentation, adopted by the Ethics Committee in Animal Experimentation (CEUA/UFMG), and was approved in 25/04/2013. This certificate expires in 25/04/2018.

FRANCISNETE GRACIANE ARAUJO MARTINS

Coordenador(a) da CEUA/UFMG

Belo Horizonte, 25/04/2013.

Atenciosamente.

Sistema CEUA-UFMG

<https://www.ufmg.br/bioetica/cetea/ceua/>

Universidade Federal de Minas Gerais
Avenida Antônio Carlos, 6627 – Campus Pampulha
Unidade Administrativa II – 2º Andar, Sala 2005
31270-901 – Belo Horizonte, MG – Brasil
Telefone: (31) 3499-4516 – Fax: (31) 3499-4592
www.ufmg.br/bioetica/cetea - cetea@prpq.ufmg.br