



Programa de Pós-Graduação *Stricto Sensu* em Biociência Animal

ANGELA MARIA DA SILVA

**PARASITOS GASTROINTESTINAIS DE ANIMAIS SILVESTRES CATIVOS E DE
VIDA LIVRE DO ESTADO DE MATO GROSSO DO SUL**

Cuiabá
2024

ANGELA MARIA DA SILVA

**PARASITOS GASTROINTESTINAIS DE ANIMAIS SILVESTRES CATIVOS E DE
VIDA LIVRE DO ESTADO DE MATO GROSSO DO SUL**

Tese apresentada à Universidade de Cuiabá (UNIC), como requisito parcial para a obtenção do título de Doutor em Biociência Animal.

Orientadora: Prof^{fa} Dr^a Andréia Lima Tomé
Melo

Co-Orientador: Prof. Dr. Dirceu Guilherme de
Souza Ramos

Cuiabá
2024

ANGELA MARIA DA SILVA

**PARASITOS GASTROINTESTINAIS DE ANIMAIS SILVESTRES CATIVOS E DE
VIDA LIVRE DO ESTADO DE MATO GROSSO DO SUL**

Tese apresentada à Universidade de Cuiabá – UNIC, no Programa de Pós-Graduação *Stricto Sensu* em Biociência Animal, área de concentração em Saúde e Produção Animal nos Biomas Pantanal, Cerrado e Amazônia, como requisito parcial para a obtenção do título de Doutor conferida pela Banca Examinadora formada pelos professores:

BANCA EXAMINADORA

Profa. Dra. Andréia Lima Tomé Melo
UNIVERSIDADE DE CUIABÁ (UNIC)

Profa. Dra. Glaucenyra Cecília Pinheiro da Silva
UNIVERSIDADE DE CUIABÁ (UNIC)

Profa. Dra. Tathiana Ferguson Motheo
UNIVERSIDADE DE CUIABÁ (UNIC)

Prof. Dr. Wendell Marcelo de Souza Perinotto
UNIVERSIDADE FEDERAL DO RECÔNCAVO DA BAHIA (UFRB)

Dra. Nayara Fonseca Carvalho
INSTITUTO DO MEIO AMBIENTE (IMAM) DE DOURADOS-MS

Cuiabá, 18 de novembro de 2024.

Dedico a Deus, a minha família, meu filho Augusto, meu marido Tairo, minha mãe Fatima e meu pai Darci, que são meu porto seguro e meus motivos de continuar.

AGRADECIMENTOS

Gostaria de agradecer a minha família, ao meu marido Tairo Forbat Araujo, meu filho Augusto Forbat Zanardi Araujo e todos que contribuíram com apoio e carinho e tiveram minha ausência em muitos momentos para me dedicar ao meu trabalho do doutorado. A minha mãezinha Fatima, que já não está mais aqui neste plano comigo, obrigada por sempre me incentivar a estudar, me apoiar em cada decisão, você faz muita falta. Ao meu pai Darci que sempre me cuidou e me educou desde pequena, obrigada.

Agradeço também a minha orientadora, Prof. Dra. Andréia Lima Tomé Melo, por me dar oportunidade de realizar o projeto e sempre me apoiar em cada etapa realizada, mesmo nos momentos de dificuldade, me motivando e me apoiando para que conseguisse obter êxito ao final disso tudo. Obrigada por nunca desistir de mim.

Agradeço ao meu Co-orientador do projeto, Prof. Dr. Dirceu Ramos por todo ensino e paciência para me ajudar com esse projeto, o qual foi focado em uma área totalmente diferente a que eu estava acostumada, obrigada pela ajuda em todo o projeto, na identificação dos parasitos, no auxílio para realizar a técnica adequada, a identificação adequada. Obrigada por todo tempo disponibilizado para meu crescimento.

Agradeço a Dra. Nayara Carvalho, bióloga do Instituto do Meio Ambiente (IMAM) de Dourados, pelo apoio com o projeto e auxílio na realização das coletas em Dourados.

Agradeço a toda equipe do Centro de Reabilitação de Animais Silvestres (CRAS-MS) de Campo Grande, que me receberam de braços abertos para a realização do meu projeto, em especial à Aline que me concedeu as coletas por um período maior que o inicialmente programado, à Jordana, médica veterinária que me ajudou em todas as coletas, me auxiliou com identificação das espécies dos animais, obrigada por toda ajuda. Agradeço ao IMASUL e IMAM pelas autorizações de coleta no Estado e municípios de Campo Grande e Dourados.

Agradeço as meninas da Clínica Provet e do Laboratório Hemathus por todo apoio durante a realização das análises laboratoriais, Maria Regina, Fernanda Tucci, Rosimeire Yada, Mariana Motta e Wesny.

“A verdadeira viagem de descobrimento não consiste em procurar novas paisagens, e sim em ver com novos olhos.”

Marcel Proust

RESUMO

O Brasil é conhecido mundialmente por abrigar uma grande diversidade de seres vivos, dentre os quais estão os animais silvestres, que são hospedeiros de uma grande variedade de parasitos, que podem atuar como oportunistas ou como agentes primários de doenças. O parasitismo constitui um dos mais sérios problemas na Medicina Veterinária da conservação. Sendo assim, considerando a importância do conhecimento sobre parasitos que afetam animais silvestres, este estudo teve como objetivo investigar a presença de endoparasitos gastrointestinais em animais cativos e de vida livre no Estado do Mato Grosso do Sul. Entre outubro de 2022 e junho de 2024, foram coletadas amostras fecais de animais silvestres de dois locais do Estado de Mato Grosso do Sul: o Centro de Reabilitação de Animais Silvestres (CRAS), em Campo Grande, e o Parque Natural Municipal do Paragem (PNMP), em Dourados. Um total de 109 amostras fecais foram coletadas, sendo 96 provenientes do CRAS e 13 do PNMP. Os animais amostrados foram aves, mamíferos e répteis. Essas amostras foram submetidas à técnica de flutuação e de sedimentação espontânea para pesquisa de parasito gastrointestinal. A ocorrência de parasitismo foi de 51,04% para animais de cativeiro e de 23,07% para animais de vida livre. Os parasitos identificados, tanto em infecções isoladas quanto mistas, incluíram nematódeos (*Strongylidae*, *Ancylostomatidae*, ordem *Ascaridíase*, *Ascaropsinae*, *Toxocara* spp., *Capillarinae*, *Trichuris* spp., *Ascaris suum*, *Oxyurida* e larva de nematódeo), cestódeos (*Dipilydium* spp., *Spirometra* spp.), trematódeos (*Paragonimus* spp.) e protozoários entéricos (*Entamoeba* spp., *Eimeria* spp., *Cystoisospora* spp. e coccídeos). Por meio destes achados foi possível obter informações relevantes à cerca da ecologia parasitária dos espécimes amostrados neste estudo. Conclui-se que há ocorrência de parasitismo gastrointestinal em animais silvestres do Estado de Mato Grosso do Sul, tanto em animais cativos quanto os de vida livre, sendo observado parasitos com potencial zoonótico nos animais analisados.

Palavras-chave: Animais selvagens. Parasitos. Helmintofauna. Técnica de sedimentação espontânea. Técnica de flutuação.

ABSTRACT

Brazil is known worldwide for being home to a wide diversity of living beings, including wild animals, which are hosts to a wide variety of parasites that can act as opportunists or as primary agents of disease. Parasitism is one of the most serious problems in Conservation Veterinary Medicine. Given the importance of knowing about the parasites that affect wild animals, this study aims to investigate the presence of endoparasites of the gastrointestinal tract in captive and free-living animals in the state of Mato Grosso do Sul. From October 2022 to June 2024, fecal samples were collected from wild animals in locations from this State: the Wildlife Rehabilitation Center (CRAS) in Campo Grande, and the Paragem Municipal Natural Park (PNMP) in Dourados. A total of 109 fecal samples were collected, 96 from CRAS and 13 from PNMP. The animals sampled were birds, mammals and reptiles. These samples were subjected to the flotation and spontaneous sedimentation technique to investigate gastrointestinal parasites. The occurrence of parasitism was 51.04% for captive animals and 23.07% for free-living animals. The parasites found alone or in mixed infections were nematodes (*Strongylidae*, *Ancylostomatidae*, order Ascariasis, *Ascaropsinae*, *Toxocara* spp., *Capillarinae*, *Trichuris* spp., *Ascaris suum*, *Oxyurida* and nematode larvae), cestodes (*Dipilydium* spp., *Spirometra* spp.), trematodes (*Paragonimus* spp.) and protozoa (*Entamoeba* spp., *Eimeria* spp., *Cystoisospora* spp. and coccidia). Through these findings it was possible to obtain relevant information about the parasitic ecology of the specimens sampled in this study. It is concluded that there is an occurrence of gastrointestinal parasitism in wild animals in the state of Mato Grosso do Sul, both in captive and free-living animals, with parasites collected with zoonotic potential in animals being used.

Keywords: Flotation technique. Helminths. Parasites. Spontaneous sedimentation technique. Wild animals.

LISTA DE TABELAS

ARTIGO – PARASITOS GASTROINTESTINAIS DE ANIMAIS SILVESTRES CATIVOS E DE VIDA LIVRE DO ESTADO DE MATO GROSSO DO SUL

Tabela 1 –	Fezes de animais cativos coletadas no CRAS de Campo Grande, Mato Grosso do Sul, e resultados das análises coproparasitológicas realizadas no período de 2022 a 2024.	51
Tabela 2 –	Fezes de animais de vida livre coletadas no Parque Natural Municipal do Paragem, no município de Dourados, Mato Grosso do Sul, e resultados das análises coproparasitológicas realizadas no período de 2022 a 2024.	55
Tabela 3 –	Resultados das análises coproparasitológicas realizadas nas fezes de animais silvestres cativos e de vida livre durante o período de 2022 a 2024.	56

LISTA DE FIGURAS

REVISÃO DE LITERATURA

Figura 1 –	Técnica de sedimentação espontânea: frascos com as amostras de fezes (tampa vermelha) e cálices cônicos contendo a solução de fezes e água em processo de sedimentação.	24
Figura 2–	Técnica de flutuação.	24
Figura 3 –	Identificação de fezes de mamíferos selvagens realizado no Estado do Piauí, Brasil.	26
Figura 4 –	Fezes de carnívoro silvestre coletadas no Parque Municipal do Paragem, Dourados, Mato Grosso do Sul.	27
Figura 5 –	Fezes de capivara (<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>) coletadas no Parque Municipal do Paragem, Dourados, Mato Grosso do Sul.	27

ARTIGO – PARASITOS GASTROINTESTINAIS DE ANIMAIS SILVESTRES CATIVOS E DE VIDA LIVRE DO ESTADO DE MATO GROSSO DO SUL

Figura 1 –	Ovos e oocistos de parasitos gastrointestinais em amostras fecais de animais silvestres do Estado de Mato Grosso do Sul. (A) Ovo de <i>Paragonimus</i> spp. (50µm), (B) Ovo de <i>Toxocara</i> spp. (50µm), (C) Ovo larvado de Strongylididae (50µm), (D) Ovo de Ascaropsinae (50µm), (E) Oocisto de <i>Eimeria</i> spp. (50µm), (F) Ovo de Cestoda (50µm), (G) Ovo de Ancylostomatidae (50µm), (H) Ovo de <i>Ascaris suum</i> (50µm), (I) Ovo de Cestoda (50µm), (J) Ovo de <i>Spirometra</i> spp. (50µm), (K) Ovo de <i>Trichuris</i> spp. (50µm), (L) Ovos de <i>Trichuris</i> spp. e Capillarinae (50µm).	51
-------------------	---	-----------

LISTA DE ABREVIATURAS

UNIC	Universidade de Cuiabá
UFRB	Universidade Federal do Recôncavo da Bahia
CDC	Center for Disease Control and Prevention
HPJ	Hofmann, Pons e Janer
ID	Identificação
PNI	Parque Nacional de Itatiaia
PCR	Reação em Cadeia pela Polimerase
CRAS	Centro de Reabilitação de Animais Silvestres
CEUA	Comissão de Ética no Uso de Animais
L1	Primeiro Estágio larval
L2	Segundo Estágio larval
L3	Terceiro Estágio larval
L4	Quarto Estágio larval
L5	Quinto Estágio larval
NaCl	Cloreto de Sódio
PNMP	Parque Natural Municipal do Paragem

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	12
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	14
2.1 ECOLOGIA E BIODIVERSIDADE ANIMAL NO ESTADO DE MATO GROSSO DO SUL.....	14
2.2 PARASITISMO EM ANIMAIS SILVESTRES.....	15
2.2.1 Helminthos.....	16
2.2.2 Protozoários.....	17
2.3 OCORRÊNCIA E DISTRIBUIÇÃO DAS PRINCIPAIS PARASIToses DE ANIMAIS SILVESTRES.....	18
2.4 MÉTODOS DIAGNÓSTICOS PARA DETECÇÃO DE ENDOPARASITOS DO TRATO GASTROINTESTINAL.....	23
2.5 IDENTIFICAÇÃO DE FEZES DE ANIMAIS SILVESTRES NO AMBIENTE.....	25
REFERÊNCIAS.....	28
3 OBJETIVOS.....	34
3.1 OBJETIVO GERAL.....	34
3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	34
4 ARTIGO.....	35
Parasitos gastrointestinais de animais silvestres cativos e de vida livre do Estado de Mato Grosso do Sul	
ABSTRACT.....	36
RESUMO.....	37
INTRODUCTION.....	37
MATERIAL AND METHODS.....	38
RESULTS.....	40
DISCUSSION.....	41
CONCLUSIONS.....	45
REFERENCES.....	45
ANEXOS.....	59
5 CONCLUSÕES GERAIS.....	63

1 INTRODUÇÃO

O Brasil é conhecido mundialmente por abrigar uma grande diversidade de seres vivos, representando aproximadamente 14% da biodiversidade mundial (Lewinsohn; Prado, 2002). Composto por seis biomas (Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica, Pampa e Pantanal), contém uma ampla variedade de *habitat* terrestre e aquático, sendo o Cerrado, um *hotspots*, área rica e prioritária para a conservação mundial (Myers *et al.*, 2000). E habitando esses locais estão os animais silvestres, que são hospedeiros de uma ampla variedade de parasitos, os quais podem atuar como oportunistas ou como agentes primários de doenças (Freitas *et al.*, 2001 e 2002; Godoy, Cubas; 2011).

São relatadas mais de 120 doenças parasitárias de animais silvestres, domésticos e humanos, causadas por artrópodes, insetos, helmintos e/ou protozoários, sendo alguns desses agentes conhecidos devido aos impactos ocasionados à saúde humana e dos animais parasitados (CDC, 2024a). Apesar dos grandes avanços tecnológicos e científicos, as doenças parasitárias ainda são consideradas um grave problema à saúde dos animais e dos seres humanos, especialmente quando se refere às espécies de parasitos zoonóticos (Joy *et al.*; 2008).

O parasitismo, decorrente da presença de macro e microparasitos, é considerado um dos principais desafios na Medicina Veterinária de conservação, uma vez que pode influenciar a estrutura das comunidades animais, afetando a abundância relativa das espécies de forma semelhante aos predadores. Assim, ele é reconhecido como uma força biótica capaz de determinar a biodiversidade das comunidades (Zapalski; Hubert, 2011; Poulin, 1999).

Por outro lado, os parasitos podem ter um papel benéfico no ecossistema, gerando equilíbrio entre hospedeiro e parasito, podendo ser um indicador da saúde local. O uso de bioindicadores como evidência da saúde ambiental ou do impacto de alterações ambientais tem sido amplamente estudado. Esses bioindicadores são espécies que respondem às mudanças no habitat por meio de variações em sua população, fisiologia ou composição química (Sures, 2003). Um exemplo relevante são os helmintos, parasitos de organismos terrestres e aquáticos, considerados bioindicadores eficazes, pois são influenciados tanto por condições naturais quando por impactos antropogênicos (Vidal-Martínez, 2006).

A identificação de parasitos em fezes é feita rotineiramente na parasitologia veterinária, sendo utilizada como método de diagnóstico rápido para a identificação e o tratamento de parasitoses de animais de companhia e de cativeiro (Sloss *et al.*, 1999). A coleta de amostras biológicas de animais silvestres de vida livre pode ser realizada de forma não invasiva, constituindo uma ferramenta importante para o estudo de espécies ameaçadas ou de difícil observação e captura (Chame, 2003). No caso das fezes, elas são o sinal mais evidente e mais facilmente reconhecível (Liebenberg, 2000). Entretanto, em algumas espécies raras, sua detecção pode ser dificultada por fatores como a prática de enterrar as fezes ou defecar dentro da água ou nos galhos das árvores (Chame, 2003).

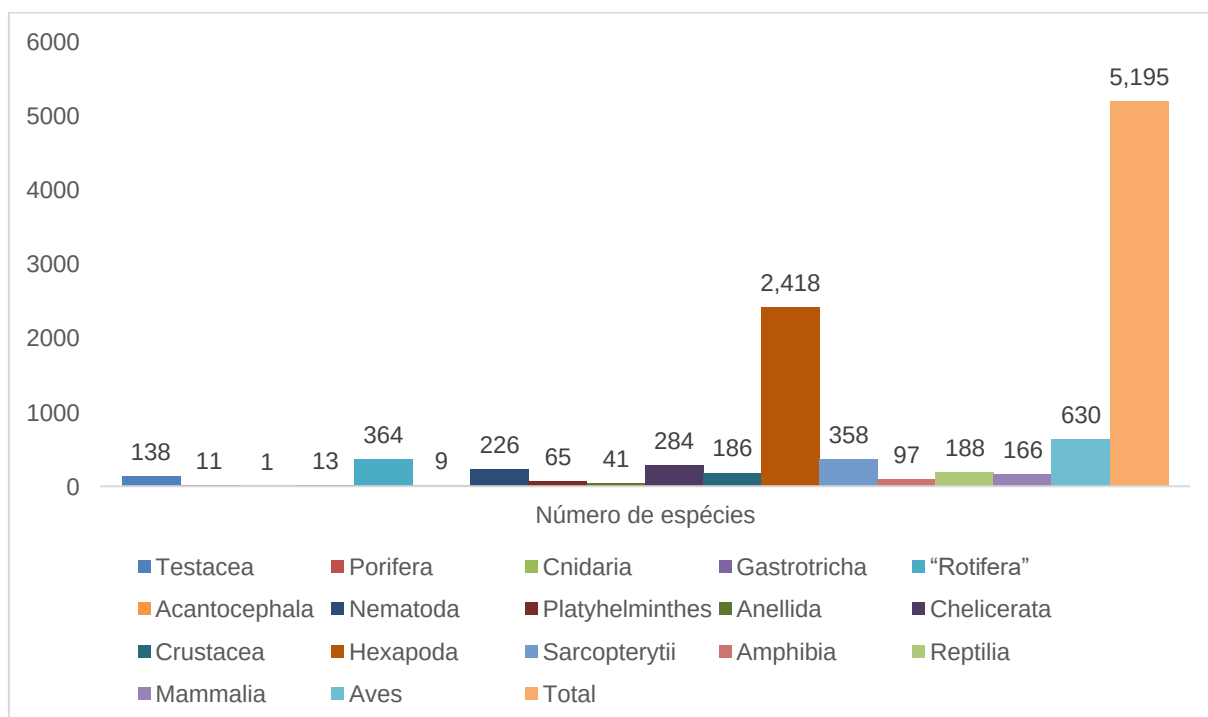
Para que se tenha maiores informações a respeito dos processos biológicos e patológicos do parasitismo, se faz necessário o conhecimento, a correta identificação e a categorização das espécies de parasitos (Vieira, 2011). Diante da importância de se conhecer sobre os parasitos que acometem os animais silvestres e da escassez de estudos sobre esse tema, este trabalho objetivou investigar a presença de endoparasitos do trato gastrointestinal encontrados em animais cativos e de vida livre do Estado do Mato Grosso do Sul e assim, gerar informações relevantes à cerca da ecologia parasitária dos espécimes amostrados neste estudo.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 ECOLOGIA E BIODIVERSIDADE ANIMAL NO ESTADO DO MATO GROSSO DO SUL

Os ecossistemas são compostos por organismos e populações e tem a propriedade de se autorregular e automanter (Odum, 1971). O Estado do Mato Grosso do Sul possui 357.145,532 km² (IBGE, 2013) e contém uma grande variedade de espécies animais, sendo ocupado pelos biomas Cerrado (61%) e Pantanal (25%), ambientes ameaçados por pressões antrópicas, especialmente associadas à expansão das fronteiras agropecuárias (Harris *et al.*, 2005; Klink; Machado, 2005). Trata-se de uma região com diferentes macroecossistemas, incluindo Cerrado, Chaco, Floresta Chiquitana, Floresta Atlântica e Floresta Amazônica, que alberga elevada biodiversidade distribuída entre os diferentes grupos taxonômicos (Gráfico 1) (Graciolli *et al.*, 2017).

Gráfico 1 – Grupos taxonômicos descritos em Mato Grosso do Sul, Brasil.



Fonte: adaptado de Graciolli *et al.* (2017).

Nesse contexto, considerando as peculiaridades geográficas há que se destacar que diferentes espécies ocorrem no país, de forma exclusiva ou quase exclusivamente, em Mato Grosso do Sul, como por exemplo *Pyrrhura devillei* Massena e Souance, 1854 (Aves, Psittacidae), *Eunectes notaeus* Cope, 1862 (Reptilia, Boidae) e *Melanophryniscus klappenbachii* Prigioni e Langone, 2000 (Amphibia, Bufonidae) (Graciolli *et al.*, 2017).

A importância desta biodiversidade estende-se também para outras áreas, sendo considerada a base econômica da região pantaneira, por exemplo, bem como a relação com aspectos socioculturais do Estado (Graciolli *et al.*, 2017). Contudo, apesar desta rica biota, estudos apontam que os riscos de extinção são preocupantes. O meio biótico possui efeitos que determinam a abundância das espécies, podendo diminuir a sobrevivência ou reprodução de membros de uma população através da eliminação de organismos por parasitos ou patógenos (Cain *et al.*, 2018).

Conforme Nunes *et al.* (2022), a fauna de aves do Estado é composta por 678 espécies, destas, trinta e uma espécies estão contidas em alguma categoria de ameaça em nível global (IUCN, 2021). Já em relação aos mamíferos ameaçados no Estado, Torrecilha *et al.* (2017) sistematizaram o registro de pelo menos 20 espécies presentes na lista nacional (Ibama, 2003). De acordo com a pesquisa feita por Uetanabaro *et al.* (2007), foram registradas 25 espécies de répteis e 38 espécies de anfíbios no Parque Nacional da Serra da Bodoquena, em Mato Grosso do Sul.

2.2 PARASITISMO EM ANIMAIS SILVESTRES

Os parasitos são reconhecidos como um componente importante da biodiversidade global e o esforço de pesquisa direcionado à documentação de espécies de parasitos aumentou nos últimos anos (Bray, 2005).

Além de fornecer informações sobre a saúde dos ecossistemas, o parasitismo em animais silvestres também atua como um indicador da saúde individual desses animais. Animais com altas cargas parasitárias podem apresentar problemas de saúde, afetando sua condição física, reprodução e sobrevivência (León *et al.*, 2011).

O impacto das infecções por helmintos na sobrevivência das populações selvagens e seus ecossistemas e na manutenção e conservação de animais em cativeiro, ressalta a importância do conhecimento sobre as doenças parasitárias de animais silvestres (Cubas *et al.*, 2014). A fauna de helmintos parasitos também

enfrenta ameaças significativas, mesmo apresentando uma ampla diversidade (Tavares *et al.*, 2017).

2.2.1 Helmintos

Os helmintos parasitos de importância veterinária são classificados em três filos: Nematelminthes, Platyhelminthes e Acanthocephala (Taylor *et al.*, 2017).

Os nematelmintos, devido ao seu aspecto transversal, são denominados vermes cilíndricos, afinando-se em cada extremidade (Urquhart *et al.*, 1996), podendo ser parasitos ou de vida livre (Taylor *et al.*, 2017). Em geral, o corpo dos nematódeos é simétrico bilateral e revestido por uma cutícula, possui um sistema digestivo completo e os machos são menores que as fêmeas (Monteiro, 2017).

Os sistemas reprodutores apresentam-se como tubos filamentosos. Nas fêmeas é composto por ovário, oviduto, útero, vagina e vulva, pode haver também o ovojetor e um apêndice vulvar. Já nos machos, os órgãos reprodutores consistem em um único testículo contínuo e um canal deferente terminando num ducto ejaculador na cloaca (Urquhart *et al.*, 1996). Em algumas espécies, os machos possuem espículas, estruturas quitinosas que se inserem na abertura genital da fêmea durante a cópula. O gubernáculo, localizado na parede dorsal, tem a função de guiar as espículas (Taylor *et al.*, 2017).

O ciclo envolve quatro mudas, com os estádios larvais denominados L1, L2, L3, L4 e L5, sendo este último o adulto imaturo. No ciclo de vida direto, as larvas L1 e L2 estão presentes no ambiente e a L3 é ingerida pelo hospedeiro ou penetra ativamente. No ciclo indireto, as duas primeiras mudas ocorrem em um hospedeiro intermediário e a infecção do hospedeiro final acontece pela ingestão do hospedeiro intermediário ou pela inoculação da L3, quando este último é um inseto hematófago (Taylor *et al.*, 2017). A maioria das infecções por L3 se dá por via oral, entretanto, algumas larvas podem penetrar na pele (Monteiro, 2017).

Já os platelmintos são classificados em Cestoda e Trematoda. A classe Trematoda se divide em duas subclasses principais, Monogenea e Digenea. (Taylor *et al.*, 2017). Os trematódeos digenéticos possuem um corpo não segmentado, possuem um par de ventosas que auxiliam na fixação, a maioria é hermafrodita e possuem um sistema digestivo incompleto. O ciclo de vida é heteróximo, o qual tem como hospedeiro intermediário um molusco (Alejos, 2017) (Figura 2).

Os cestódeos são conhecidos genericamente como tênias e se caracterizam por serem segmentados e achatados dorsoventralmente, com poucas ou centenas de proglotes. A forma adulta se localiza no intestino delgado de aves e mamíferos, já a larva, ou metacestódeo, pode se localizar em diversos órgãos. Um exemplo de cestódeo é o *Dipylidium caninum*, que tem como hospedeiros definitivos os cães e humanos (Santos, 2017).

O filo acantocéfala é distinto e tem cerca de 1300 espécies de endoparasitos obrigatórios (Bush *et al.*, 2001). São conhecidos por apresentarem uma probóscide recoberta por ganchos em sua porção anterior e seu corpo pode ser cilíndrico ou achatado. A concavidade da probóscide é retrátil e aloja-se em um saco. Não há canal alimentar; a absorção acontece através da espessa cutícula que, com frequência, encontra-se dobrada e invaginada, a fim de aumentar a superfície de absorção (Taylor *et al.*, 2017).

Os sexos são distintos, sendo os machos muito menores do que as fêmeas (Taylor *et al.*, 2017). Os ovos são eliminados nas fezes dos hospedeiros definitivos e são ingeridos por hospedeiros intermediários (inseto) desenvolvendo-se em três estágios larvais. O hospedeiro intermediário infectado por um cistacanto é ingerido pelo hospedeiro definitivo, onde os acantocéfalos adultos machos e fêmeas situam-se no intestino de hospedeiros definitivos (CDC, 2019a).

2.2.2 Protozoários

Os protozoários são organismos unicelulares eucarióticos (Levine *et al.*, 1980) e o Filo Apicomplexa é composto por parasitos intracelulares obrigatórios. As formas infectantes dos coccídios são espozóito, merozoóito, taquizóito e bradizoóito (Menezes, 2017).

Alguns protozoários entéricos têm potencial zoonótico e os seres humanos são suscetíveis às infecções destes parasitos que colonizam o trato gastrointestinal (Thompson; Smith, 2011), como por exemplo, a ameba patogênica *Entamoeba histolytica*, que está associada à infecções intestinais e extraintestinais (CDC, 2019b). O ciclo de vida da *E. histolytica* segue assim: os cistos e trofozoítos são eliminados nas fezes (1); A infecção ocorre por meio da ingestão de cistos maduros de alimentos, água ou mãos contaminadas com fezes (2). A exposição a cistos e trofozoítos infecciosos em matéria fecal durante o contato sexual também pode ocorrer. A

excitação (3) ocorre no intestino delgado e os trofozoítos (4) são liberados, os quais migram para o intestino grosso.

Os trofozoítos podem permanecer confinados ao lúmen intestinal (A: infecção não invasiva) com indivíduos continuando a eliminar cistos em suas fezes (portadores assintomáticos). Os trofozoítos podem invadir a mucosa intestinal (B: doença intestinal) ou vasos sanguíneos, atingindo locais extraintestinais como fígado, cérebro e pulmões (C: doença extraintestinal). Os trofozoítos se multiplicam por fissão binária e produzem cistos (5), e ambos os estágios são eliminados nas fezes (CDC, 2019b).

2.3 OCORRÊNCIA E DISTRIBUIÇÃO DAS PRINCIPAIS PARASITOSE DE ANIMAIS SILVESTRES

Existe uma lista das espécies de helmintos endoparasitos de Mato Grosso do Sul, encontrando registros de 291 espécies de helmintos parasitos, deles 226 Nematoda, 9 Acanthocephala e 65 Platyhelminthes (42 Trematoda e 23 Cestoda), associadas a espécies de peixes, anfíbios, répteis, aves e mamíferos. Uma das razões para a subestimação da biodiversidade de parasitos no estado de Mato Grosso do Sul é a baixa precisão taxonômica na identificação dos helmintos parasitos. Alguns parasitos são identificados até o nível de gênero, o que significa que várias espécies deles podem estar sendo agrupadas como uma única (Tavares *et al.*, 2017).

Na literatura mundial existem alguns trabalhos que investigaram sobre a presença de parasitos em fezes de animais silvestres, como Zhanzg *et al.* (2011), que relataram a prevalência de infecções por helmintos em pandas gigantes na China, sendo que cinco espécies de helmintos foram identificadas: *Baylisascaris shroederi* (ovos, poucos adultos), *Ogmocotyle sikae* (ovos), *Toxascaris seleactis* (ovos), *Ancylostoma ailuropodae* sp. (ovos) e *Strongyloides* sp. (larvas).

Já Gałęcki *et al.* (2015) analisaram amostras fecais de javalis, lebres, corços, veados e gamos na Polônia, encontrando *Toxocara canis*, *Capillaria hepatica*, *Capillaria bovis*, *Trichuris suis*, *Trichuris ovis*, *Trichuris globulosus*, *Eimeria* spp., e *Trichostongylus* spp. Em outro estudo realizado em mamíferos de um zoológico na Malásia, foram identificados *Balantidium coli*, *Cryptosporidium* spp., ancilostomíase, *Trichuris* spp., *Ascaris*, *Blastocystis* spp., *Toxocara cati* e *Spirometra* spp. (Lim *et al.*, 2008).

No Brasil também há vários trabalhos voltados para esse tema, conforme apresentado no Quadro 1.

Quadro 1 – Ocorrências de parasitos encontrados em animais silvestres no Brasil

Hospedeiros	Nematódeos	Cestódeos	Trematódeos	Protozoários	Locais	Referências
Mamíferos e aves silvestres	<i>Toxocara cati</i> <i>Toxascaris leonina</i> <i>Ancylostoma tubaeforme</i> <i>Enterobius</i> spp.	Cestoda	--	<i>Cryptosporidium</i> spp. <i>Giardia</i>	Mato Grosso do Sul e São Paulo	Holsback <i>et al.</i> (2013)
Anfíbios, répteis, aves e mamíferos silvestres	Oxyurida Strongylida Spirurida Ascaridida Pentastomida Echinostomida Gygantorhynchia Rhabditida Plagiorchiida Monilimorfida	--	--	--	Mato Grosso	Ramos <i>et al.</i> (2016)*
Aves	<i>Ascaridia</i> spp. Ascarididae, <i>Capillaria</i> spp. <i>Eustrongylides</i> spp.	<i>Diphyllbothrium</i> spp.	--	<i>Eimeria</i> spp.	Goiás	Melo <i>et al.</i> (2022)
	Strongyloidea <i>Trichuris</i> spp.	--	--	<i>Eimeria</i> spp.	Paraná	Sprenger <i>et al.</i> (2017)
	<i>Ascaridia</i> <i>Heterakis</i>	<i>Choanotaenia</i> spp.	--	<i>Isospora</i> spp.	Rio Grande do Sul	Boll <i>et al.</i> (2017)

Mamíferos silvestres	<i>Strongyloidea</i> <i>Trichuris</i> spp.	--	--	<i>Eimeria</i> spp.	Paraná	Sprenger <i>et al.</i> (2017)
	<i>Strongyloides</i> spp. <i>Ancylostoma</i> spp. <i>Toxocara</i> spp. <i>Capillaria</i> spp. <i>Trichuris</i> spp. <i>Strongyloidea</i> <i>Oxyuroidea</i>	<i>Spirometra</i> spp. Classe Cestoda	--	<i>Eimeria</i> spp. <i>Cystoisospora</i> spp.	Paraná	Snak <i>et al.</i> , (2017)
	<i>Haemonchus contortus</i> <i>Haemonchus similis</i> <i>Trichostrongylus axei</i> <i>Trichostrongylus colubrifomis</i> <i>Cooperia punctata</i> <i>Cooperia pectinata</i>	--	--	--	Mato Grosso do Sul e São Paulo	Nascimento <i>et al.</i> (2000)*
Carnívoros selvagens	<i>Ancylostoma</i> spp. <i>Trichuris</i> spp. <i>Capillaria</i> spp.	<i>Spirometra</i> spp.	<i>Alaria alata</i> <i>Asthemia heterolecithodes</i>	--	Rio Grande do Sul	Ruas <i>et al.</i> (2008)
	<i>Ancylostoma</i> spp. <i>Trichuris</i> spp. <i>Ascaris</i> spp. <i>Strongyloides</i> spp.	--	--	<i>Ameba</i> spp.	Goiás	Braga <i>et al.</i> (2010)

	Ancylostomatidae, <i>Toxocara</i> spp. <i>Toxascaris leonina</i> <i>Strongyloides</i> spp. <i>Calodium hepaticum</i>		Trematoda	<i>Cystoisospora</i> spp.	Goiás	Moreira <i>et al.</i> (2023)
Carnívoros selvagens e artiodáctilos	Família Ascarididae <i>Trichuris</i> spp. <i>Capillaria</i> spp. <i>Physaloptera</i> spp.	Diphylobothriidae	Dicrocoeliidae	<i>Eimeria</i> spp., <i>Balantoides coli</i> Amoebae	Parque Nacional de Itatiaia (Minas Gerais e Rio de Janeiro)	Dib <i>et al.</i> , (2020)
Felinos selvagens	Ancylostomatidae <i>Capillaria</i> spp. <i>Toxocara</i> spp.	<i>Spirometra</i> spp.	--	<i>Cystoisospora</i> spp.	Paraná	Silva <i>et al.</i> (2021)
	<i>Toxocara</i> spp. <i>Toxoascaris</i> spp. <i>Ancylostoma</i> spp.	<i>Spirometra</i> spp.	--	<i>Isospora</i> spp. <i>Toxoplasma</i> spp.	ITAIPU (Paraná)	Moreira <i>et al.</i> (2009)
	Ancylostomatidae <i>Capillaria</i> spp. <i>Trichuris</i> spp.	<i>Spirometra</i> spp.	<i>Paragonimus</i> spp.	--	Santa Catarina	Kusma <i>et al.</i> (2015)
Canídeos selvagens	Ancylostomatidae Trichuridae <i>Toxocara</i> spp. <i>Spirocerca</i> spp. <i>Physaloptera</i> spp. <i>Strongyloides</i> spp.	<i>Dipylidium caninum</i> Diphylobothriidae Hymenolepididae Anoplocephalidae	Trematoda	<i>Isospora</i> spp.	Minas Gerais	Santos <i>et al.</i> (2012)

*Resultados obtidos a partir de animais que foram submetidos à necrópsia.

2.4 MÉTODOS DIAGNÓSTICOS PARA DETECÇÃO DE ENDOPARASITOS DO TRATO GASTROINTESTINAL

O diagnóstico de infecções parasitárias depende de vários fatores, como coleta e transporte da amostra e método de avaliação laboratorial. As fezes devem ser frescas para resultados precisos. À medida que as fezes envelhecem, o diagnóstico é complicado porque muitos ovos do parasito se desenvolvem e eclodem em larvas (Foreyt, 2001).

Muitas formas de parasitos observadas nas fezes apresentam características morfológicas distintas que, quando aliadas ao conhecimento sobre o hospedeiro, permitem identificar uma espécie específica de parasito. No entanto, alguns parasitos produzem ovos e oocistos que se assemelham entre si, dificultando a identificação precisa ao nível de espécie (Zajac *et al.*, 2011).

A identificação de parasitos nas fezes é realizada rotineiramente por diversas técnicas (Batista *et al.*, 2012), sendo recomendado utilizar mais de um método para detecção de formas imaturas de helmintos ou protozoários nas análises laboratoriais para reduzir erros diagnósticos (Huggins *et al.*, 1998).

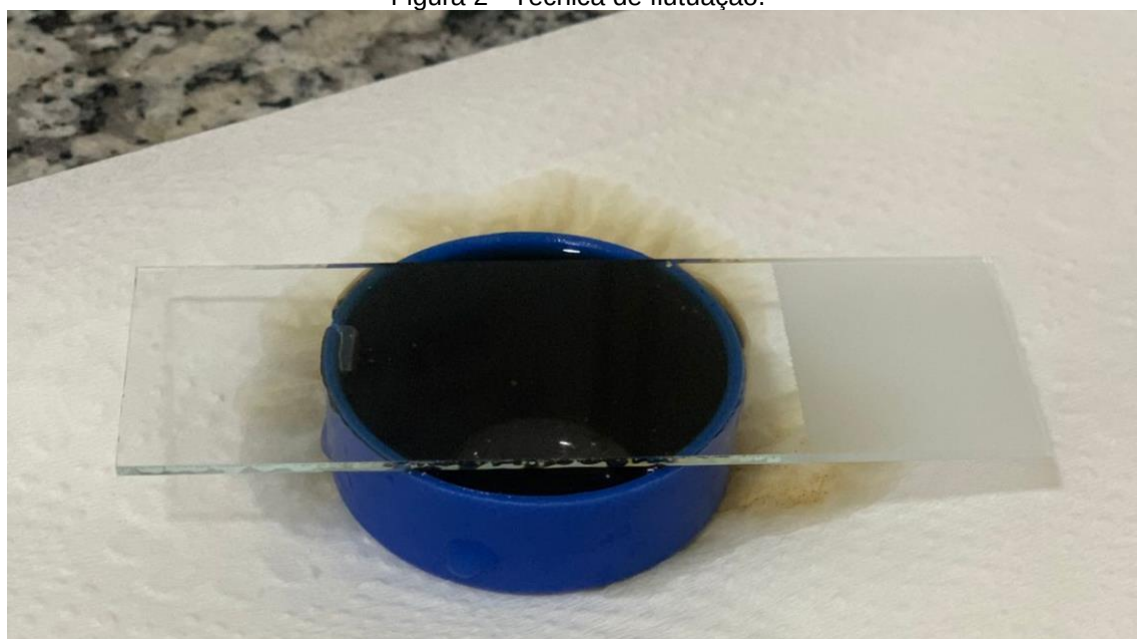
Existem algumas técnicas para exames coproparasitológicos, como a sedimentação espontânea (Hoffmann, Pons e Janer, 1934) (Figura 1) e a flutuação (Willis - Mollay 1921) (Figura 2); sendo que nesta última, as fezes são diluídas em solução hipersaturada e os ovos presentes flutuarão para a superfície em contato com a lâmina de microscopia.

Figura 1 – Técnica de sedimentação espontânea: frascos com as amostras de fezes (tampa vermelha) e cálices cônicos contendo a solução de fezes e água em processo de sedimentação.



Fonte: Arquivo pessoal (2024).

Figura 2 - Técnica de flutuação.



Fonte: Arquivo pessoal (2024).

Há também outros métodos de detecção de parasitos gastrointestinais, como o método FLOTAC, o exame direto de fezes, métodos imunológicos como o ensaio imunoenzimático (ELISA), o ensaio imunocromatográfico e o teste de anticorpo

fluorescente indireto (IFA) e a identificação de parasitos por meio da reação em cadeia pela polimerase (PCR) (Zajac *et al.*, 2011; Taylor *et al.*, 2017).

2.5 IDENTIFICAÇÃO DE FEZES DE ANIMAIS SILVESTRES NO AMBIENTE

Para estudar espécies ameaçadas de extinção ou até mesmo animais difíceis de observar e capturar, utiliza-se um método não invasivo para obtenção de amostras biológicas, como por exemplo as fezes (Chame, 2003). Esse rastreamento deixado pelos animais silvestres, nos fornece informações acerca do comportamento natural dos animais (Wemmer *et al.*, 1996) e das marcas deixadas pelos mesmos (Bang; Dahlström, 1975).

Já Seton (1925) demonstrou que o formato e o conteúdo das fezes são excelentes pistas para identificação da ordem dos mamíferos. Através de muita pesquisa com fezes de mamíferos do sudeste do Piauí, Chame; Sianto (2014) instituíram vários padrões de identificação de fezes, conforme mostrado na Figura 3. E a aplicabilidade disso foi empregada na observação e identificação das fezes de animais de vida livre amostrados neste trabalho, como ilustrado nas Figuras 4 e 5.

Figura 3 – Identificação de fezes de mamíferos selvagens realizado no Estado do Piauí, Brasil, onde: (A) *Puma concolor*; (B) *Panthera onca*; (C) *Cerdocyon thous*; (D) *Leopardus* sp. (E) *Dasypus novemcinctus*; (F) *Lutra longicaudis*; (G) *Tayassu pecari*; (H) *Tamandua tetradactyla*; (I) *Pecari tajacu*; (J) *Mazama* sp.; (K) *Alouatta caraya*; (L) *Galea spixii*; (M) *Kerodon rupestris*; (N) *Cebus libidinosus*.



Fonte: adaptado de Chame; Sianto (2014).

Figura 4 – Fezes de carnívoro silvestre coletadas no Parque Municipal do Paragem, Dourados, Mato Grosso do Sul.



Fonte: Arquivo pessoal (2023).

Figura 5 – Fezes de capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) coletadas no Parque Municipal do Paragem, Dourados, Mato Grosso do Sul.



Fonte: Arquivo pessoal (2023).

REFERÊNCIAS

ALEJOS, J. L. F. L. Classe Trematoda. In: MONTEIRO, S. G. **Parasitologia na Medicina Veterinária**. – 2. ed. – Rio de Janeiro: Roca, pág. 334 -338, 2017.

BANG, PREBEN; DAHLSTRÖM, PREBEN. Huellas y señales de los animales de Europa: guía para interpretar las trazas de las aves y de los mamíferos. **Omega**, 1975.

BATISTA, A.M.B.; PEREIRA, M.A.V.C.; VITA, G.F.; BARBOSA, C.G.; ANTONIO, I.M.S.; BARROS, S.C.W.; MAGALHÃES, A.R.; FREITAS, J.P. Levantamento qualitativo de gêneros de parasitos em amostras fecais de jacarés criados comercialmente em sistema fechado no estado do Rio de Janeiro. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.32, n.10, p.1045-1049, 2012.

BOLL, A. S.; MARQUES, S. M. T.; ALIEVI, M. M. Parasitas em Passeriformes e Psittaciformes alojados em centro de triagem no Zoológico em Sapucaia do Sul, Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista Portuguesa de Ciências Veterinária**, Lisboa, PT, v. 112, n. 603-604, p.28-34, 2017.

BRAGA, R.T.; VYNNE, C.; LOYOLA, E.D. Fauna parasitária intestinal de *Chrysocyon brachyurus* (lobo-guará) no Parque Nacional das Emas. **Bioikos**, v. 24, n.1, p. 49-55, jan.-jun.2010.

BRAY, R. A. *Parasite Biodiversity*. By R. Poulin and S. Morand, pp. 216. Smithsonian Institution Books, Washington D.C., 2004. ISBN 1 58834 170 4. US\$50.00. **Parasitology**, [s. l.], v. 131, n. 5, p. 725–726, 2005.

BUSH, A.O.; FERNANDÉZ, J.C.; ESCH, G.W.; SEED, J.R. Parasitism: The diversity and ecology of animal's parasites. Cambridge: **Cambridge University Press**, p. 106-210, 2001.

CAIN M.L.; BOWMAN W.D.; HACKER S.D. **Ecologia**. – 3 ed. – Porto Alegre : Artmed, 2018, p. 210.

CDC – Centers for Disease Control and Prevention. **Acanthocephaliasis**, 2019a. Disponível em: <https://www.cdc.gov/dpdx/acanthocephaliasis>. Acesso em: 02 fev. 2024.

CDC – Centers for Disease Control and Prevention. **Parasitic Diseases**, 2024a. Disponível em: <https://www.cdc.gov/parasites>. Acesso em 30 mai. 2024.

CDC – Centers for Disease Control and Prevention. **Entamoeba histolytica**, 2019b. Disponível em: <https://www.cdc.gov/dpdx/amebiasis/>. Acesso em 30 jul. 2024.

CHAME, M. “Terrestrial mammal feces: a morphometric summary and description”. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, vol. 98, n. 1, p. 71-94, 2003. Suppl.

CHAME, M.; SIANTO, L. Coprolite diagnosis, or who made the coprolite?. In: FERREIRA, L.F.; REINHARD, K.J.; ARAÚJO, A. ed. **Foundations of Paleoparasitology** [online]. Rio de Janeiro: Editora FIOCRUZ, p. 255-272, 2014.

CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de animais selvagens: Medicina Veterinária**. 2. ed. São Paulo: Editora GEN/Roca, 2014.

DIB, L. V. *et al.* Non-invasive sampling in Itatiaia National Park, Brazil: wild mammal parasite detection. **BMC veterinary research**, [s. l.], v. 16, n. 1, p. 295, 2020.

FOREYT, W. J. **Veterinary parasitology reference manual**. 5. ed. Iowa State University Press, 2001.

FREITAS M.F.L. *et al.* Parásitos gastrointestinales aves silvestres en cautiverio en el estado de Pernambuco, Brasil. **Parasitología al Día**, v.57, p. 50-54, 2002.

FREITAS M.F.L. *et al.* Perfil coproparasitológico de mamíferos silvestres en cautiverio en el Estado de Pernambuco, Brasil. **Parasitología al Día**, v. 25, p.121-125, 2001.

GAŁĘCKI, R.; SOKÓŁ, R.; KOZIATEK, S. Parasites of wild animals as a potential source of hazard to humans. **Annals of Parasitology**, [s. l.], v. 61, n. 2, p. 105–108, 2015.

GODOY S.N.; CUBAS Z.S. Doenças virais e parasitárias em Psittaciformes: uma revisão. **Clínica Veterinária**, v. 90, p. 32-44, 2011.

GRACIOLLI, G. *et al.* Biota-MS: Montando o quebra-cabeça da biodiversidade de Mato Grosso do Sul. **Iheringia**. Série Zoologia, v. 107, p. e2017100, 2017.

HARRIS, M.B. *et al.* Challenges to safeguard the Pantanal wetlands, Brazil: threats and conservation initiatives. **Conservation Biology**, v. 19, p. 714-720, 2005.

HOFFMAN, W.A.; PONS, J.A.; JANER, J.L. The sedimentation concentration method in schistosomiasis mansoni. **Journal Public Health and Tropical Medicine**, v. 9, p. 283-298, 1934.

HOLSBACK, L. *et al.* Natural infection by endoparasites among free-living wild animals. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, [s. l.], v. 22, n. 2, p. 302–306, 2013.

HUGGINS, D.W.; MEDEIROS, L.B.; SIQUEIRA-BATISTA, R.; RAMOS JUNIOR, N.A. Diagnóstico laboratorial. In: HUGGINS, D.W.; SIQUEIRA-BATISTA, R.; MEDEIROS, L.B.; RAMOS JUNIOR, N.A. (Eds). **Esquistossomose mansoni**. São Paulo: Grupo Editorial Moreira Jr., p. 75, 1998.

IBAMA – Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. Lista das espécies da fauna brasileira ameaçadas de extinção. Anexo à Instrução Normativa nº 3, de 27 de maio de 2003. Brasília, Ministério do Meio Ambiente.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. 2013. Mato Grosso do Sul. Disponível em: <https://www.ibge.gov.br/> Acesso: em 04.11.2024.

INTERNATIONAL UNION FOR CONSERVATION OF NATURE AND NATURAL RESOURCES (IUCN). The IUCN Red List of Threatened Species. **Handbook of the birds of the world and BirdLife International digital checklist of the birds of the world**. Version 5, 2021. Disponível em: <https://www.iucnredlist.org>. Acessado em: 30/10/2024.

JOY, R. *et al.* Impact of neighborhood-level socioeconomic status on HIV disease progression in a universal health care setting. **Journal of Acquired Immune Deficiency Syndromes**, v. 47, n. 4, p. 500-505, 2008.

KLINK, C. A.; MACHADO, R. B. Conservation of the Brazilian Cerrado. **Conservation Biology**, [s. l.], v. 19, n. 3, p. 707–713, 2005.

KUSMA, S. C. *et al.* PARASITOS INTESTINAIS DE *Leopardus wiedii* E *Leopardus tigrinus* (FELIDAE) DA FLORESTA NACIONAL DE TRÊS BARRAS, SC. **LUMINÁRIA**, [s. l.], v. 17, n. 01, 2015.

LEÓN, G. P. P.; GARCÍA-PRIETO, L.; MENDOZA-GARFIAS, B. Describing parasite biodiversity: the case of the helminth fauna of wildlife vertebrates in Mexico. In **Changing diversity in changing environment**, p. 33-54, 2011.

LEVINE, N.D. *et al.* A newly revised classification of the protozoa. **Journal of Protozoology Research**. v. 27, p. 37-58, 1980.

LEWINSOHN T. M.; PRADO P. I. **Biodiversidade brasileira: síntese do estado atual do conhecimento**. Contexto, São Paulo, p.5. 2002.

LIEBENBERG, L. **A photographic guide to tracks and tracking in southern Africa**. Struik, 2000.

LIM, Y. A. L. *et al.* Intestinal parasites in various animals at a zoo in Malaysia. **Veterinary Parasitology**, [s. l.], v. 157, n. 1–2, p. 154–159, 2008.

MELO, Y. J. O. *et al.* Gastrointestinal parasites in captive and free-living wild birds in Goiania Zoo. **Brazilian Journal of Biology**, [s. l.], v. 82, p. e240386, 2022.

MENEZES, R. C. A. A. Coccídios. In: MONTEIRO, S. G. **Parasitologia na medicina veterinária**. 2. ed. Rio de Janeiro: Roca, pág. 277 -282, 2017.

MONTEIRO, S. G. Classe Nematoda. In: MONTEIRO, S. G. **Parasitologia na medicina veterinária**. 2. ed. Rio de Janeiro: Roca, p. 394-398, 2017.

MOREIRA, R. M. P. *et al.* Gastrointestinal parasites of wild carnivores from conservation institutions in the Cerrado of Goiás, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 32, n. 3, p. e004823, 2023.

- MOREIRA, L. H. A. *et al.* Study of the gastrointestinal parasites in felines from Itaipu Binacional wild animal nursery, Brazil. **Arquivos de Ciências Veterinárias e Zoologia da UNIPAR**, [s. l.], v. 12, n. 1, 2009.
- MYERS, N.; MITTERMEIER, C.G.; FONSECA, G.A.B. & KENT, J. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, v. 403, p. 853–858, 2000.
- NASCIMENTO, A. A. *et al.* Infecções naturais em cervídeos (Mammalia: Cervidae) procedentes dos Estados do Mato Grosso do Sul e São Paulo, por nematódeos Trichostrongyloidea Cram, 1927. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, [s. l.], v. 37, n. 2, p. 153–158, 2000.
- NEVES, D.P. **Parasitologia Humana**, 11^a ed, São Paulo, Atheneu, 2005.
- NUNES, A. P. *et al.* Checklist of the birds of Mato Grosso do Sul state, Brazil: diversity and conservation. **Papéis Avulsos de Zoologia**, v. 62: e2022620292/34, 2022;
- ODUM, E. P. **Fundamentos de Ecologia**. 4. ed. Lisboa: Fundação Calouste Gulbenkian, 1971. 927p.
- POULIN, R. The functional importance of parasites in animal communities: many roles at many levels? **International Journal for Parasitology**, v. 29, p. 903-914, 1999.
- RAMOS, D. G. S. *et al.* Endoparasites of wild animals from three biomes in the State of Mato Grosso, Brazil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 68, n. 3, p. 571-578, 2016.
- RUAS, J. L. *et al.* Helminths of the dog of the field, *Pseudalopex gymnocercus* (Fischer, 1814) and of the dog of the forest, *Cercopithecus thous* (Linnaeus, 1766) in the south of the state of Rio Grande do Sul, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, [s. l.], v. 17, n. 2, p. 87–92, 2008.
- SANTOS, J. L. C. *et al.* Parasites of domestic and wild canids in the region of Serra do Cipó National Park, Brazil. **Revista Brasileira De Parasitologia Veterinária**, [s. l.], v. 21, n. 3, p. 270–277, 2012.
- SANTOS, H , T. Classe Cestoda. In: MONTEIRO, S. G. **Parasitologia na medicina veterinária**. – 2. ed. – Rio de Janeiro: Roca, pág. 355 -392, 2017.
- SETON, E. T. On the study of scatology. **Journal of Mammalogy**, v. 6, p. 47-49, 1925.
- SILVA, A. C. D. S. *et al.* Parasites in road-killed wild felines from North of Paraná state, Brazil. **Revista brasileira de parasitologia veterinária**, Brazil, v. 30, n. 1, p. e016320, 2021.
- SLOSS, M. W.; ZAJAC, A. M.; KEMP, R. L. **Parasitologia Clínica Veterinária**. São Paulo: Malone Ltda. 198 p. 1999.

SNAK, A. *et al.* Perfil Parasitológico de Mamíferos Silvestres Cativos. **Veterinária e Zootecnia**, [s. l.], v. 24, n. 1, p. 193–200, 2017.

SPRENGER, L. K. *et al.* Occurrence of gastrointestinal parasites in wild animals in State of Paraná, Brazil. **Anais Da Academia Brasileira De Ciencias**, [s. l.], v. 90, n. 1, p. 231–238, 2017.

SURES, B. “Accumulation of Heavy Metals by Intestinal Helminths in Fish: An Overview and Perspective”. **Parasitology**, v.. 126, n. 7, p. 53-60, 2003.

TAVARES, L. E. R., *et al.* “Helmintos endoparasitos de vertebrados silvestres em Mato Grosso do Sul, Brasil”. **Iheringia**. Série Zoologia, v. 107, 2017.

TAYLOR, M.A.; COOP, R.L.; WALL, R.L. (2017). **Parasitologia Veterinária**. tradução José Jurandir Fagliari, Thaís Gomes Rocha. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2017.

THOMPSON, R. C. A.; SMITH, A. Zoonotic enteric protozoa. **Veterinary Parasitology**, [s. l.], v. 182, n. 1, p. 70–78, 2011.

TORRECILHA, S. *et al.* Registros de espécies de mamíferos e aves ameaçadas em Mato Grosso do Sul com ênfase no Sistema Estadual de Unidades de Conservação. **Iheringia**, Série Zoologia, v. 107, p. e2017156, 2017. Suppl.

UETANABARO, M., *et al.* “Anfíbios e répteis do Parque Nacional da Serra da Bodoquena, Mato Grosso do Sul, Brasil”. **Biota Neotropica**, v. 7, n. 3, p. 279–89. 2007.

URQUHART, G. M.; ARMOUR, J.; DUNCAN, J. L.; DUNN, A. M.; JENNINGS, F. W. **Parasitologia Veterinária**. 2.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 273p. 1996.

VIDAL-MARTÍNEZ, V. M., *et al.* “The Pink Shrimp *Farfantepenaeus duorarum*, Its Symbionts and Helminths as Bioindicators of Chemical Pollution in Campeche Sound, Mexico”. **Journal of Helminthology**, v. 80, n. 2, p.159-174, 2006.

VIEIRA, F. M. **Helmintos parasitos de mamíferos carnívoros silvestres no Município de Juiz de Fora, Zona da Mata do Estado de Minas Gerais, Brasil**. (Tese) Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, UFRRJ, 2011.

WEMMER, C.; KUNZ, TH.; LUNDIE-JENKINS, G.; MCSHEA, W.. Mammalian sign. In DE Wilson, FR Cole, JD Nichols, R Rudran, MS Foster (eds), **Measuring and Monitoring Biological Diversity – Standard Methods for Mammals**, Smithsonian Institution Press, Washington, p. 157-176, 1996.

WILLIS H. H. A simple levitation method for the detection of hookworm ova. **Medical Journal of Australia**, v. 8, p. 375- 376, 1921.

ZAJAC, A. M.; CONBOY, G. A. **Veterinary clinical parasitology**. 8. ed. Chichester, UK: John Wiley & Sons, Inc., 2011.

ZAPALSKI, M. K.; HUBERT, B. L. First fossil record of parasitism in Devonian calcareous sponges (stromatoporoids). **Parasitology**, v. 138, n. 1, p. 132-138, 2011.

ZHANG, LEI. *et al.* "THE PARASITES OF GIANT PANDAS: INDIVIDUAL-BASED MEASUREMENT IN WILD ANIMALS". **Journal of Wildlife Diseases**, v. 47, n. 1, p. 164–71. 2011

3 OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GERAL

Avaliar a ecologia parasitária de animais silvestres do Estado de Mato Grosso do Sul.

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Detectar ovos de parasitos gastrointestinais de animais silvestres de cativeiro e de vida livre.
- Detectar helmintos e protozoários de animais silvestres.
- Comparar a helmintofauna de animais de cativeiro e de vida livre.
- Descrever a ocorrência dos potenciais parasitos zoonóticos e não zoonóticos presentes nas amostras fecais.
- Comparar as técnicas de sedimentação espontânea e flutuação na detecção de ovos, cistos e oocistos de parasitos.

4 ARTIGO

Artigo formatado conforme as normas da Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária.

Gastrointestinal parasites of captive and free-ranging wild animals in the state of Mato Grosso do Sul

Parasitos gastrointestinais de animais silvestres cativos e de vida livre do Estado de Mato Grosso do Sul

Gastrointestinal parasites of wild animals

Angela Maria da Silva^{1,2}; Jordana Toqueto³; Nayara Carvalho⁴; Dirceu Guilherme de Souza Ramos^{5,6*}; Andréia Lima Tomé Melo¹.

¹ Programa de Pós-Graduação *Stricto Sensu* em Biociência Animal, Unidade Beira Rio, Universidade de Cuiabá, Cuiabá, Mato Grosso, Brasil.

² Laboratório de Análises Clínica Veterinárias Hemathus, Dourados, Mato Grosso do Sul, Brasil.

³ Centro de Reabilitação de Animais Silvestres – CRAS – do Estado do Mato Grosso do Sul, Campo Grande, Mato Grosso do Sul, Brasil.

⁴ Instituto do Meio Ambiente de Dourados – IMAM, Dourados, Mato Grosso do Sul, Brasil.

⁵ Programa de Pós-Graduação em Biociência Animal, Unidade Acadêmica de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Jataí, Jataí, Goiás, Brasil.

⁶ Laboratório de Parasitologia e Análises Clínicas Veterinária, Instituto de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Jataí, Jataí, GO, Brasil.

* Corresponding Author: Federal University of Jataí, Academic Unity of Agricultural Sciences, Jataí, Goiás, Brazil, BR phone: +55 (64) 99939-7713, E-mail: dgramos_vet@hotmail.com; dguilherme@ufj.edu.br

Declaration of Ethics

This work was submitted to the Ethics Committee on the Use of Animals at the University of Cuiabá (CEUA/UNIC) which, understanding that it did not involve the direct use of animals, issued a “Declaration and Term of Knowledge”, which states that there is no type of impediment to its completion.

Conflict of interest

The authors declare no conflict of interest.

Abstract

Wild animals are hosts to a wide variety of parasites, which can act as opportunists or as primary agents of diseases. In this sense, considering the importance of knowing about this parasitism, this study aimed to investigate the presence of endoparasites of the gastrointestinal tract in captive and free-living wild animals from the State of Mato Grosso do Sul, in the Cerrado, Atlantic Forest and Pantanal biomes. From October 2022 to June 2024, fecal samples were collected from wild animals in two locations in the State: Wildlife Rehabilitation Center (CRAS) in Campo Grande and Paragem Municipal Natural Park (PNMP) in Dourados. A total of 109 fecal samples were collected, 96 from CRAS and 13 from PNMP. The animals sampled were birds, mammals and reptiles. These samples were subjected to flotation and spontaneous sedimentation techniques to investigate gastrointestinal parasites. The occurrence of parasitism was 51.04% for captive animals and 23.07% for free-living animals. The parasites found alone or in mixed infections were nematodes (Strongylidae, Ancylostomatidae, order Ascaridida, Ascaropsinae, *Toxocara* spp., Capillarinae, *Trichuris* spp., *Ascaris suum*, Oxyurida and nematode larvae), cestodes (*Dipilydium* spp., *Spirometra* spp.), trematodes (*Paragonimus* spp.) and enteric protozoa (*Entamoeba* spp., *Eimeria* spp., *Cystoisospora* spp. and coccidia). The occurrence of parasitic infections was significant, notably for parasites with zoonotic potential. The highest prevalences were for helminths of the families Strongylidae and Ancylostomatidae, followed by the coccidia *Entamoeba* spp., *Eimeria* spp. and *Cystoisospora* spp. Through these results, we highlight the importance of studies like this one for a better understanding of the circulation of etiological agents that may pose a risk to animal and human health.

Keywords: Wild animals. Conservation. Helminthia. Protozoa.

Resumo

Os animais silvestres são hospedeiros de uma grande variedade de parasitos, que podem atuar como oportunistas ou como agentes primários de doenças. Nesse sentido, considerando a importância de se conhecer sobre esse parasitismo, este trabalho objetivou investigar a presença de endoparasitos do trato gastrointestinal em animais silvestres cativos e de vida livre do Estado do Mato Grosso do Sul, nos biomas Cerrado, Mata Atlântica e Pantanal. De outubro de 2022 a junho de 2024 foram coletadas amostras fecais de animais silvestres de dois locais do Estado: Centro de Reabilitação de Animais Silvestres (CRAS), em Campo Grande, e Parque Natural Municipal do Paragem (PNMP), em Dourados. Um total de 109 amostras fecais foram coletadas, sendo 96 provenientes do CRAS e 13 do PNMP. Os animais amostrados foram aves, mamíferos e répteis. Essas amostras foram submetidas às técnicas de flutuação e de sedimentação espontânea para pesquisa de parasito gastrointestinal. A ocorrência de parasitismo foi de 51,04% para animais de cativeiro e de 23,07% para animais de vida livre. Os parasitos encontrados isoladamente ou em infecções mistas foram nematódeos (*Strongylidae*, *Ancylostomatidae*, *Ascaridida*, *Ascaropsinae*, *Oxyurida*, *Toxocara* spp., *Ascaris suum*, *Capillarinae*, *Trichuris* spp., e larva de nematódeo), cestódeos (*Dipilydium* spp., *Spirometra* spp.), trematódeos (*Paragonimus* spp.) e protozoários entéricos (*Entamoeba* spp., *Eimeria* spp., *Cystoisospora* spp. e oocistos de *Coccidia*). A ocorrência de infecções parasitárias foi significativa, notadamente para parasitos com potencial zoonótico. As maiores prevalências foram para helmintos das famílias *Strongylidae* e *Ancylostomatidae*, seguidos pelos coccídios *Entamoeba* spp., *Eimeria* spp. e *Cystoisospora* spp. Através desses resultados, ressaltamos a importância de estudos como este para o maior entendimento sobre a circulação de agentes etiológicos que possam representar risco para a saúde animal e humana, considerando que a maioria destas espécies são encontradas parasitando animais domésticos e alguns em humanos, com transmissão veiculada pela contaminação de água e alimentos, que são possibilidades cada vez mais presentes em ambientes antropizados.

Palavras-chave: Animais selvagens. Conservação. Helmintofauna. Protozoários.

Introduction

Wild animals are hosts for a wide variety of parasites that can act as opportunistic or primary agents of disease (Freitas et al., 2001 and 2002; Godoy & Cubas, 2011). More than 120 parasitic diseases caused by arthropods, insects, helminths, and/or protozoa have been reported in wild, domestic, and human animals; some of these parasites are known for their impact on

human health and the health of parasitized animals (CDC, 2024a). Despite considerable technological and scientific advances in veterinary medicine, parasitic diseases are still considered a serious health problem for animals and humans, especially zoonotic parasitic species (Joy et al., 2008).

Parasitism results from the presence of macro-and microparasites and constitutes one of the most serious problems in conservation veterinary medicine (Zapalski & Hubert, 2011). It also threatens carnivore populations, because parasites can actively act in the structuring of animal communities, affecting the relative abundance of different species in the same way that a predator can affect them. This justifies the inclusion of parasitism as a biotic force capable of determining the biodiversity of communities (Poulin, 1999).

In contrast, parasites can play a beneficial role in the ecosystem, generating a balance between host and parasite, and can be an indicator of the health of a location. The use of bioindicators as evidence of environmental health or environmental impact has been extensively studied. These species respond to habitat changes by altering their numbers, physiology or chemical composition (Sures, 2003). For example, helminths, which are parasites of terrestrial and aquatic organisms, are considered useful bioindicators because they are affected by both natural and anthropogenic environments (Vidal-Martínez et al., 2006).

The identification of parasites in feces is routinely performed in veterinary parasitology as a rapid diagnostic method for the identification and treatment of parasitic diseases in pets and captive animals (Sloss et al., 1999). Obtaining biological samples from free-living wild animals can be a non-invasive method, constituting an important tool for studying endangered species or animals that are difficult to observe and capture (Chame, 2003). Feces are the most evident and easily recognizable sign (Liebenberg, 2014); however, some rare species make observation difficult, along with other factors, such as the behavior of burying feces or defecating in water or on tree branches (Chame, 2003).

To obtain more information about the biological and pathological processes of parasitism, it is necessary to know, correctly identify, and categorize parasite species (Vieira, 2011). Given the importance of understanding the parasites that affect wild animals and the scarcity of studies on this subject, this study investigated the presence of endoparasites in the gastrointestinal tracts of captive and free-living animals in the state of Mato Grosso do Sul in the Cerrado, Atlantic Forest, and Pantanal biomes, thus generating relevant information about the parasitic ecology of the specimens sampled in this study.

Material and Methods

Study Locations

Fecal samples were collected from two locations in Mato Grosso do Sul. Those from captive wild animals were collected at the Wildlife Rehabilitation Center (CRAS) (20°27'05"S and 54°33'54"W), located in Campo Grande, while those from free-living animals were obtained from the Paragem Municipal Natural Park (22°15'21"S and 54°47'39"W) in the municipality of Dourados. The animals sampled at CRAS were rescued from various locations in the state, such as Dourados, Rio Verde, Campo Grande, Bataguassu, Rio Brilhante, Nova Andradina, Sidrolândia, Inocência, Aquidauana, São Gabriel do Oeste, Corguinho, Anastácio, Caarapó, Fátima do Sul, Jateí, Nova Alvorada do Sul, Bonito, and Corumbá.

Parasitological Sampling and Diagnosis

Samples were collected from the enclosure in which the animals were kept, in the morning before cleaning, and without handling the animals. The feces were visibly fresh, with a shiny and moist appearance. Priority was given to collection from the top of the fecal mass to avoid contact and contamination with the enclosure of the animals in captivity. For birds, samples were collected on the paper lining the floor of the cages.

For samples collected from free-living animals, the same collection criteria were adopted, focusing on fresh feces, with a moist and shiny appearance, and without contact with the animals. Samples collected from the environment were evaluated for their appearance and morphology to identify the host species, in addition to an analysis carried out by park biologists who identified the samples based on their knowledge of the species present in the park.

The collected samples were stored in collection jars, identified, and kept in a refrigerated environment at an average temperature of 4 °C. Each sample was identified with a date and location record and sent in isothermal boxes on ice to the laboratory for analysis. Some captive animal enclosures contained more than one animal and a pool of fecal samples was collected.

From October 2022 to June 2024, 109 fecal samples were collected: 96 samples from animals from CRAS, Campo Grande, and 13 samples from free-living animals in the Paragem Municipal Natural Park, Dourados. The fecal samples were sent to the Veterinary Clinical Analysis Laboratory (HEMATHUS) in Dourados, where they were subjected to coproparasitological examination.

The method described by Willis (1921), which involves floating nematode eggs, cysts, and protozoan oocysts, was used. A small sample of feces was diluted with a hypersaturated solution of sodium chloride (NaCl 35%) and after mixing, the solution was filtered through a

sieve and gauze. Subsequently, a frosted microscope slide was positioned in direct contact with the liquid and the sample examined under a Nikon E200 optical microscope at 100x and 400x magnification. The method described by Hoffman et al. (1934) was also used. This technique can better identify high-density eggs of parasites, such as trematodes, cestodes, and some nematodes. This technique consists of diluting a small fecal sample in water and, after filtration, storing it in a conical cup for 12 h to allow for spontaneous sedimentation. Slides were then prepared and examined using optical microscopy. Morphological identification of parasites was performed as described by Foreyt (2001) and Zajac & Conboy (2011).

Data Analysis

The data were processed using Microsoft Excel® spreadsheets and organized by collection number and identification, egg types, and life stage (larvae and adults) of the parasites. In addition, relative frequency calculations were performed for each parasitic form. To infer the levels of parasite infestation, comparisons of the relative frequencies identified with those of other studies on both free-living and captive species were used.

Ethical and Legal Aspects

This study was granted environmental authorization for scientific research in Conservation Units by the Mato Grosso do Sul Environmental Institute, Imasul (process number 71/041982/2022). As no vertebrate animals were manipulated, approval from the Animal Ethics Committee was not required.

Results

Coproparasitological examinations indicated that the occurrence of parasitism in the captive animals was 51.04% (49/96), whereas that in the free-living animals was 23.07% (3/13). The identified gastrointestinal nematodes were Ancylostomatidae, Ascaridida, Ascaropsinae, Capillarinae, Strongyloidea, *Ascaris suum*, *Trichuris* spp., *Toxocara* spp., and Oxyurida spp. The trematodes found belonged to the genus *Paragonimus* and other genera that could not be identified by coproparasitological examination alone. Cestodes, such as *Dipylidium* spp., *Spirometra* spp., and others, whose genera could not be identified using these coproparasitological examination methods, were identified.

The protozoa found included *Entamoeba* spp., *Cystoisospora* spp., *Eimeria* spp., and other Coccidia species (Tables 1 and 2). Five enclosures had more than one animal species, making it necessary to create a sample pool of the collected feces . It was not possible to

identify which animal the excreta belonged to, as they did not defecate at the time of collection. The animals in the enclosures shared between different species were not present, and at the time of collection, pathological changes compatible with parasitic diseases were found in some analyses. Figure 1 shows the helminth eggs and protozoan oocysts identified in this study.

Regarding the identified parasites, 60.76% (48/79) were confirmed using the spontaneous sedimentation technique (Hoffman et al., 1934) and 39.24% (31/79) were confirmed using the flotation technique (Willis, 1921) (Table 3).

Oocysts of *Eimeria* spp. were identified in birds of the species *Ramphastos toco*, *Ara ararauna*, *Pteroglossus castanotis*, *Sicalis flaveola* and *Oryzoborus angolensis*. The highest prevalence of these parasites was observed in toucans (*R. toco*), with 83.33% of positive samples (5/6) for this species and 5.20% (5/96) of the total positive samples. Oocysts of *Cystoisospora* spp. were found in the carnivores *Cerdocyon thous* and *Herpailurus yagouaroundi*. *Entamoeba* spp. were found in 8.33% (8/96) of the captive animals, mainly in some passerine birds and in a sample of *Tapirus terrestris*.

Eggs of the Strongyloidea superfamily were identified in 12.84% (14/109) of the analyzed samples; in 11.45% (11/96) of captive animals and 15.38% (2/13) of free-ranging animals samples. The positive animals were *Hydrochoerus hydrochaeris*, *Sapajus* spp., *Didelphis albiventris*, *Dicotyles tajacu*, *Artibeus lituratus*, *H. yagouaroundi*, *T. terrestris*, *C. thous*, and *A. ararauna*.

In the present study, eggs compatible with cestodes of the genus *Spirometra* were found in *P. cancrivorus* (1.04%, 1/96). In addition, *Dipylidium* spp. eggs were identified in the fecal samples collected from *H. yagouaroundi* in captivity. Regarding trematodes, *Paragonimus* spp. eggs were identified in fecal samples from two *A. caraya* (2/96).

Regarding parasites with zoonotic potential, a significant number of helminths and protozoa were identified that can affect humans, such as the trematode *Paragonimus* spp.; the cestodes *Dipylidium* spp. and *Spirometra* spp.; the coccidia *Cystoisospora* spp. and *Entamoeba* spp.; and the nematodes *Toxocara* spp., the Ancylostomatidae family, *Trichuris* spp., Capillarinae, *A. suum*, and the Strongyloidea family.

Discussion

Wild birds harbor a wide variety of parasites, the most frequent being protozoa from the coccidia group of the genera *Eimeria* and *Isospora* spp. (Santos et al., 2011). The protozoan *Eimeria* spp. are commonly found in the environment and can cause gastrointestinal disorders. Young animals are more prone to infection by this parasite (Peeters et al., 1984). Several factors

contribute to the severity of the pathogenesis, such as the number of oocysts ingested, age of the host, presence and severity of other diseases, and nutritional status of the animal (Menezes, 2017). In high-density captive bird populations parasitic diseases are very common health problems (Barnes et al., 1986). Therefore, adequate management of enclosures and appropriate feeding and care with respect to overcrowding are fundamental for the control of eimeriosis in birds (Menezes, 2017). The high prevalence of *Eimeria* spp. in toco toucans in the present study can be explained by the high population density in CRAS enclosures, which could have facilitated the spread of the protozoan.

Cystoisospora spp. oocysts were found in the carnivores *C. thous* and *H. yagouaroundi*. Isosporiasis is a parasitic disease that affects several animal species and its pathogenicity depends on the animal's immune status (Peixoto et al., 2019).

Entamoeba spp. were found in 8.33% (8/96) of the captive animals, mainly in some passerine birds and *T. terrestris*. These findings are similar to those of Prazeres Júnior et al. (2024) who demonstrated the presence of *Entamoeba* spp. cysts parasitizing captive exotic and wild birds in the Northeast region of Brazil. Some enteric protozoa are known to have zoonotic potential, and humans are susceptible to infections by parasites that colonize the gastrointestinal tract (Thompson & Smith, 2011), such as the pathogenic amoeba *E. histolytica*, which is associated with intestinal and extraintestinal infections (CDC, 2019). Given the zoonotic potential of certain species of *Entamoeba*, effective sanitary control in enclosures under the responsibility of caretakers and veterinarians working on site is essential.

Nematodes of the Strongyloidea family had the highest prevalence in this study; they were identified in 12.84% (14/109) of the analyzed samples. Sprenger et al. (2017) found that of the 110 fecal samples of birds and mammals from the State of Paraná, 65.5% (72/110) contained Strongyloidea eggs. In a study conducted at a zoo in Paraná, Snak et al. (2017) found that of 48 fecal samples of the genus *Cebus* (capuchin monkey), 37.5% (18/48) contained Strongyloidea eggs. In the current study, it was possible to classify these eggs only up to the family as described by Zajac & Conboy (2011) and Tavares et al. (2017). The difficulty in identifying parasites at the species level occurs due to the similarity between some eggs and oocysts, which can lead to the grouping of different parasites into a single species.

In the present study, eggs of the Ancylostomatidae family (hookworms) were identified in mammals, including the subfamilies Ancylostomatinae; their genera *Ancylostoma* and *Uncinaria* are known to cause hemorrhage in the gastrointestinal tract of carnivores (Foster et al., 2006). Moreira et al. (2023) reported the presence of Ancylostomatidae and *Toxocara* spp. in *Leopardus pardalis* in the State of Santa Catarina, in 21 *Leopardus wiendii* and 14 *Leopardus*

tigrinus. Kusma et al. (2015) also found Ancylostomatidae in 61.9% (13/21) of *L. wiendii* and 28.5% (4/14) of *L. tigrinus*, reporting a high prevalence. Agents that cause hemorrhage, which occurs recurrently in animals, especially captive animals, may pose a risk to endangered animals and species conservation processes.

Trichuris spp. eggs were detected in *P. cancrivorus* and *C. thous*. Trichurids have been reported in several regions of the country, as observed by Müller et al. (2005), who collected fecal samples from felines at the Pomerode Municipal Zoo, Santa Catarina, and the Brusque Zoobotanical Ecological Park Foundation and found the presence of *Trichuris* spp. in 30.7% and 23.1% of the animals, respectively. Braga et al. (2010) identified *Trichuris vulpis* in maned wolves (*C. brachyurus*) in the Emas National Park in the state of Goiás. Dib et al. (2020) conducted an epidemiological survey of gastrointestinal parasites in fecal samples of carnivores and artiodactyls in Itatiaia National Park (PNI) in the states of Minas Gerais and Rio de Janeiro, and found *Trichuris* spp., among other parasites.

Toxocara spp. are nematodes found in captive canine and feline carnivores in CRAS, and are generally transmitted by paratenic hosts in wild environments (Carvalho & Rocha, 2011). In studies based on coproparasitological analyses of wild felines and other captive animals, *Toxocara* spp. were present in the samples studied (Silva et al., 2021; Uribe et al., 2021). The importance of these findings in the present study lies in the fact that toxocariasis is a zoonosis that occurs through the accidental ingestion of embryonated eggs from the soil, together with the feces of natural hosts, and can cause a variety of conditions from allergies to liver and lung damage (Campos Júnior et al., 2003).

Another highlight of parasites of zoonotic importance is the eggs of *A. suum* which were identified in two samples of *D. tajacu* (2/5). This is one of the most common parasitic diseases in pig husbandry worldwide (Roepstorff & Murrell, 1997). As reported by Castro et al. (2002), the presence of this parasite has already been detected in wild pigs in the Pantanal, indicating the risk of transmission to other pig species. Humans can become infected by ingesting *A. suum* eggs from the environment or by contact with infected pigs (CDC, 2024b).

Species of the genus *Spirometra* were detected in a sample of *P. cancrivorus*. These are Diphyllbothriidae tapeworms with complex life cycles, with adult stages parasitizing the intestines of canines and felines, and can affect humans (Mueller, 1974). Dib et al. (2019) analyzed 213 fecal samples of free-living carnivores from Itatiaia National Park, Rio de Janeiro, and 52 (24.4%) tested positive for *Spirometra* spp. eggs. In humans, *Spirometra* spp. cause asparaganosis, an infection caused by the larvae of the parasite, which migrate to the muscles, subcutaneous tissue, and brain, forming masses that can cause neurological signs. Infection can

occur through ingestion of *Spirometra* spp. eggs by copepods or contaminated intermediate hosts (Yang et al., 2022). The positive sample in this study was from an animal of the species *P. cancrivorus* that had coinfections and was recently rescued from Bonito, MS, a region with many rivers and tourist attractions.

Dipylidium spp. eggs were identified in fecal samples collected from a captive *H. yagouaroundi*. It is the most common tapeworm in dogs and can also affect felines and humans through infected fleas (Yasuda et al., 1968). It causes dipylidiosis in humans, with a higher incidence in children who are generally asymptomatic (Santos, 2017). As this is a zoonosis, sanitary precautions must be taken to avoid infection, albeit of low clinical severity.

Paragonimus spp. were also found in this study, parasitizing two *A. caraya*. Its definitive natural hosts include a wide range of wild carnivorous and omnivorous mammals including monkeys (Doanh et al., 2016). According to the CDC (2024c), more than 30 species have been reported in humans and animals and are found in the Americas, Southeast Asia, and Africa. Paragonimiasis is a zoonotic disease that causes lesions in the lungs of the host (Blair et al., 2007). Kusma et al. (2015) found eggs of *Paragonimus* spp. in the fecal samples of wild felines in the Flona de Três Barras in Santa Catarina. They also reported the presence of eggs of *Spirometra* spp., *Capillaria* spp., eggs of Ancylostomatidae and *Trichuris* spp., similar to the present study. The animals positive for *Paragonimus* spp. were black bugii from the municipalities of Dourados and Campo Grande, MS, located in different enclosures at the time of sample collection.

Of the identified parasites, 60.76% (48/79) were identified using spontaneous sedimentation (Hoffman et al., 1934) and 39.24% (31/79) were identified using flotation (Willis, 1921). Spontaneous sedimentation resulted in the highest prevalence of eggs and oocysts. This may be associated with the egg density. Despite the greater difficulty in reading the slides due to the amount of debris and dirt, in general, most eggs and oocysts tend to sediment, which makes the technique more sensitive for the diagnosis of parasitism, especially in wild animals, where not all species of parasites have specific densities of known intestinal elimination forms.

The sampled wild animals belonged to the Cerrado, Atlantic Forest (Parque Natural Municipal do Paragem), and Pantanal biomes. The Cerrado and Pantanal are considered hotspots and rich and priority areas for global conservation (Myers et al., 2000). Factors such as intense crowding, space restrictions in captive animals, and confinement stress may have resulted in a higher incidence of parasitism in captive animals than in those living in the wild. Although the number of samples collected from free-ranging animals was small, the

aforementioned factors should be considered. However, these findings are highly relevant considering that these animals do not receive any type of antiparasitic therapy, and infection secures the permanence and circulation of these parasites in the wild environment.

Conclusions

The occurrence of parasitic infections was significant, notably for parasites with zoonotic potential, such as the trematodes *Paragonimus* spp., cestodes *Dipylidium* spp., *Spirometra* spp., coccidia *Cystoisospora* spp., *Entamoeba* spp., nematodes *Toxocara* spp., the Ancylostomatidae family, *Trichuris* spp., Capillarinae, *Ascaris suum*, and the Strongyloidea family. Strongyloidea and Ancylostomatidae showed the highest prevalence, followed by Coccidia, *Entamoeba* spp., *Eimeria* spp. and *Cystoisospora* spp.

Captive animals exhibited a higher prevalence of parasites than free-living animals. This higher prevalence may be due to the larger number of animals sampled, stress factors, and high population density in the enclosures of captive animals. The spontaneous sedimentation technique that detects heavier parasite eggs showed the highest prevalence of eggs and oocysts in this study. Based on these results, we emphasize the importance of similar studies to better understand the circulation of etiological agents that may pose a risk to animal and human health.

References

- Barnes HJ. Parasites. In: Harrison GJ, Harrison LR. *Clinical avian medicine and surgery*. Philadelphia: Saunders; 1986. p. 717.
- Blair D, Agatsuma T, Wang WL. Paragonimiasis. In: Murrell KD, Fried B. *World class parasites. Food-borne parasitic zoonoses*. New York: Springer; 2007. p. 117–150.
- Braga RT, Vynne C, Loyola ED. Fauna parasitária intestinal de *Chrysocyon brachyurus* (lobo-guará) no Parque Nacional das Emas. *Bioikos* 2010; 24(1): 49-55.
- Campos Junior D, Elefant GR, Melo EOS, Gandolfi L, Jacob CMA, Tofeti A, et al. Frequência de soropositividade para antígenos de *Toxocara canis* em crianças de classes sociais diferentes. *Rev Soc Bras Med Trop* 2003; 36 (4): 509-513. <https://doi.org/10.1590/S0037-86822003000400013>
- Carvalho EA, Rocha RL. Toxocariasis: visceral larva *migrans* in children. *J Pediatr* 2011; 87(2): 100-110. <https://doi.org/10.2223/JPED.2074>

Castro S, Albuquerque MSM, Germano J. Census of Brazilian naturalized swine breeds. *Arch Zootec* 2002; 51: 235-239.

Centers for Disease Control and Prevention. *Entamoeba histolytica* [online]. 2019 [cited 2024 Jul 30]. Available from: <https://www.cdc.gov/dpdx/amebiasis/>.

Centers for Disease Control and Prevention. *Parasitic Diseases* [online]. 2024a [cited 2024 Aug 10]. Dispo Available from: <https://www.cdc.gov/parasites/>.

Centers for Disease Control and Prevention. *About Ascaris in Pigs* [online]. 2024b [cited 2024 Nov 03]. Available from: <https://www.cdc.gov/sth/about/about-ascaris-in-pigs.html>.

Centers for Disease Control and Prevention. *Paragonimiasis* [online]. 2024c [cited 2024 Sep 8]. Available from: <https://www.cdc.gov/dpdx/paragonimiasis/index.html>.

Chame M. Terrestrial mammal feces: a morphometric summary and description. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 2003; 98 (suppl 1): 71-94. <https://doi.org/10.1590/S0074-02762003000900014>

Dib LV, Palmer JPS, Class CSC, Pinheiro JL, Ramos RCF, Santos CR, et al. Non-invasive sampling in Itatiaia National Park, Brazil: wild mammal parasite detection. *BMC Vet Res* 2020; 16(1): 295. <https://doi.org/10.1186/s12917-020-02490-5>

Dib LV, Palmer JPS, Lima CSCC, Ramos RCF, Bastos OMP, Uchôa CMA, et al. Comparison of Four Parasitological Techniques for Laboratory Diagnosis of Eggs from *Spirometra* spp. in Wild Mammal Fecal Samples. *Acta Parasitol* 2019; 64 (4): 942-949. <https://doi.org/10.2478/s11686-019-00120-1>

Doanh PN, Hien HV, Tu LA, Nonaka N, Horii Y, Nawa Y. Molecular identification of the trematode paragonimus in faecal samples from the wild cat *Prionailurus bengalensis* in the Da Krong Nature Reserve, Vietnam. *J Helminthol* 2016; 90(6): 658-662. <https://doi.org/10.1017/S0022149X15000838>

Foreyt WJ. *Veterinary parasitology reference manual*. Ames: Iowa State University Press; 2001.

Foster GW, Cunningham MW, Kinsella JM, McLaughlin G, Forrester DJ. Gastrointestinal helminths of free-ranging Florida panthers (*Puma concolor coryi*) and the efficacy of the current anthelmintic treatment protocol. *J Wildl Dis* 2006; 42(2): 402-406. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-42.2.402>

Freitas MFL, Oliveira JB, Cavalcanti MDB, Leite AS, Magalhães VS, Oliveira RA, et al. Parasitos gastrointestinais aves silvestres em cativeiro em el estado de Pernambuco, Brasil. *Parasitol Latinoam* 2002; 57: 50-54. <https://doi.org/10.4067/S0717-77122002000100012>

Freitas MFL, Oliveira JB, Cavalcanti MDB, Oliveira RA, Evencio Sobrinho A. Perfil coproparasitológico de mamíferos silvestres em cativeiro em el Estado de Pernambuco, Brasil. *Parasitol Día* 2001; 25(3-4): 121-125. <https://doi.org/10.4067/S0716-07202001000300009>

Godoy SN, Cubas ZS. Doenças virais e parasitárias em Psittaciformes: uma revisão. *Clín Vet* 2011; 90: 32-44.

Hoffman, W.A.; Pons, J.A.; Janer, J.L. The sedimentation concentration method in schistosomiasis mansoni. *J Public Health Trop Med* 1934; 9: 283-298.

Joy R, Druyts EF, Brandson EK, Lima VD, Rustad CA, Zhang W, et al. Impact of neighborhood-level socioeconomic status on HIV disease progression in a universal health care setting. *J Acquir Immune Defic Syndr* 2008; 47 (4): 500-505. <https://doi.org/10.1097/qai.0b013e3181648dfd>

Kusma SC, Wrublewski DM, Teixeira VN, Holdefer DR. Parasitos intestinais de *Leopardus wiedii* e *Leopardus tigrinus* (Felidae) da Floresta Nacional de Três Barras, SC. *Luminária* 2015; 17 (1). <https://doi.org/10.33871/23594373.2015.17.01.520>

Liebenberg, L. *Photographic guide to tracks and tracking in Southern Africa*. Milnerton: Penguin Random House South Africa; 2014.

Menezes RCAA. Coccídios. In: Monteiro SG. *Parasitologia na medicina veterinária*. Rio de Janeiro: Roca; 2017, p. 277 -282.

Moreira RMP, Aires CG, Alves-Sobrinho AV, Moraes IS, Moreira CN, Amaral AVC, et al. Gastrointestinal parasites of wild carnivores from conservation institutions in the Cerrado of Goiás, Brazil. *Rev Bras Vet Parasitol* 2023; 32(3): e004823 <https://doi.org/10.1590/S1984-29612023028>

Mueller JF. The biology of *Spirometra*. *J Parasitol* 1974; 60: 3–14.

Müller GCK, Greinert JA, Silva Filho HH. Frequência de parasitas intestinais em felinos mantidos em zoológicos. *Arq Bras Med Vet Zootec* 2005; 57(4): 559–561. <https://doi.org/10.1590/S0102-09352005000400021>

Myers N, Mittermeier CG, Fonseca GAB, Kent J. Biodiversity hotspots for conservation priorities. *Nature* 2000; 403: 853–858. <https://doi.org/10.1038/35002501>

Peeters JE, Charlier G, Antoine O, Mammerickx M. Clinical and pathological changes after *Eimeria intestinalis* infection in rabbits. *Zentralbl Veterinärmed B* 1984; 31(1): 9-24. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0450.1984.tb01275.x>

Peixoto TKF, Patrício IDF, Almeidas BV, Araújo Júnior VM, Viana IL, Borges Filho JA, et al. Isosporose em felino: relato de caso. *Rev Cient Eletr Med Vet* 2019; 16(32): 1-5.

Poulin R. The functional importance of parasites in animal communities: many roles at many levels? *Int J Parasitol* 1999; 29: 903-914. [https://doi.org/10.1016/s0020-7519\(99\)00045-4](https://doi.org/10.1016/s0020-7519(99)00045-4)

Prazeres Junior FR, Alves AM, Neto MBO, Oliveira MR, Silva WSI, Jesus JV, et al. Survey on helminths and protozoa of captive wild and exotic birds from Northeastern Brazil. *Arq Bras Med Vet Zootec* 2024; 76(3): e1308. <https://doi.org/10.1590/1678-4162-13083>

Roepstorff A, Murrell KD. Transmission dynamics of helminth parasites of pigs on continuous pasture: *Ascaris suum* and *Trichuris suis*. *Int J Parasitol* 1997; 27(5): 563-572. [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(97\)00022-2](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(97)00022-2)

Santos T, Oliveira JB, Vaughan C, Santiago H. Health of an *ex situ* population of raptors (Falconiformes and Strigiformes) in Mexico: diagnosis of internal parasites. *Rev Biol Trop* 2011; 58: 1265-1274.

Santos HT. Classe Cestoda. In: Monteiro SG. *Parasitologia na medicina veterinária*. Rio de Janeiro: Roca; 2017, p. 355 -392.

Silva ACDS, Paschoal ATP, Bernardes JC, Matos AMRN, Balbino LS, Santomauro RA, et al. Parasites in road-killed wild felines from North of Paraná state, Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet* 2021; 30(1): e016320. <https://doi.org/10.1590/S1984-296120201090>

Sloss MW, Zajac AM, Kemp RL. *Parasitologia Clínica Veterinária*. São Paulo: Malone Ltda; 1999.

Snak A, Agostini KM, Lenzi PF, Montanucci CR, Delgado LE, Zabott MV. Perfil Parasitológico de Mamíferos Silvestres Cativos. *Vet Zootec* 2017; 24(1): 193-200.

Sprenger LK, Yoshitani UY, Buzatti A, Molento MB. Occurrence of gastrointestinal parasites in wild animals in State of Paraná, Brazil. *An Acad Bras Ciênc* 2017; 90(1): 231-238. <https://doi.org/10.1590/0001-3765201720150030>

Sures B. Accumulation of Heavy Metals by Intestinal Helminths in Fish: An Overview and Perspective. *Parasitol* 2003; 126(7): s53-60. <https://doi.org/10.1017/s003118200300372x>

Tavares LER, Campião KM, Costa-Pereira R, Paiva F. Helminths endoparasites of vertebrates silvestres em Mato Grosso do Sul, Brasil. *Iheringia ser Zool* 2017; 107: e2017106. <https://doi.org/10.1590/1678-4766e2017106>

Thompson RCA, Smith A. Zoonotic enteric protozoa. *Vet. Parasitol.* 2011; 182(1): 70-78. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.07.016>

Uribe M, Payán E, Brabec J, Vélez J, Taubert A, Chaparro-Gutiérrez JJ, et al. Intestinal Parasites of Neotropical Wild Jaguars, Pumas, Ocelots, and Jaguarundis in Colombia: Old

Friends Brought Back from Oblivion and New Insights. *Pathogens* 2021; 10(7): 822. <https://doi.org/10.3390/pathogens10070822>

Vidal-Martínez VM, Aguirre-Macedo ML, Rio-Rodríguez RD, Gold-Bouchot G, Rendón-Von Osten J, Miranda-Rosas GA. The Pink Shrimp *Farfantepenaeus Duorarum*, Its Symbionts and Helminths as Bioindicators of Chemical Pollution in Campeche Sound, Mexico. *J Helminthol.* 2006; 80(2): 159-174. <https://doi.org/10.1079/joh2006358>

Vieira FM. *Helmintos parasitos de mamíferos carnívoros silvestres no Município de Juiz de Fora, Zona da Mata do Estado de Minas Gerais, Brasil.* (Tese) Rio de Janeiro: Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro; 2011.

Willis HH. A simple levitation method for the detection of hookworm ova. *Med J Aust* 1921; 8: 375-376. <https://doi.org/10.5694/j.1326-5377.1921.tb60654.x>

Yang E, Lee J, Patel V. Diagnosis and management of cerebral sparganosis: An uncommon parasitic infection of the brain. *Radiol Case Rep* 2022; 17(6): 1874-1880. <https://doi.org/10.1016/j.radcr.2022.02.084>

Yasuda F, Hashiguchi J, Nishikawa H, Watanabe S. Studies on the life history of *Dipylidium caninum* (Linnaeus 1758). *Bull Nippon Vet Zootech Coll* 1968; 17: 27–32.

Zajac AM, Conboy GA. *Veterinary clinical parasitology*. Chichester: John Wiley & Sons; 2011.

Zapalski MK, Hubert BL. First fossil record of parasitism in Devonian calcareous sponges (stromatoporoids). *Parasitol* 2011; 138(1): 132-138. <https://doi.org/10.1017/S0031182010001071>

Legends

Figure 1. Eggs and oocysts of gastrointestinal parasites in fecal samples from wild animals in the state of Mato Grosso do Sul (scale bar reference). (A) *Paragonimus* spp. egg (50µm), (B) *Toxocara* spp. egg (50µm), (C) Strongyloidea larvae egg (50µm), (D) Ascaropsinae egg

(50µm), (E) *Eimeria* spp. oocyst (50µm), (F) Cestoda egg (50µm), (G) Ancylostomatidae egg (50µm), (H) *Ascaris suum* egg (50µm), (I) Cestoda egg (50µm), (J) *Spirometra* spp. egg (50µm), (K) *Trichuris* spp. egg (50µm), (L) Eggs of *Trichuris* spp. and Capillarinae (50µm).

Table 1. Feces of captive animals collected at CRAS in Campo Grande, Mato Grosso do Sul, and results of coproparasitological analyses performed between 2022 and 2024.

Table 2. Feces of free-living animals collected in the Paragem Municipal Natural Park, in the municipality of Dourados, Mato Grosso do Sul, and results of coproparasitological analyses performed between 2022 and 2024.

Table 3. Results of coproparasitological analyses of captive and free-living animal feces performed between 2022 and 2024.

Figure 1

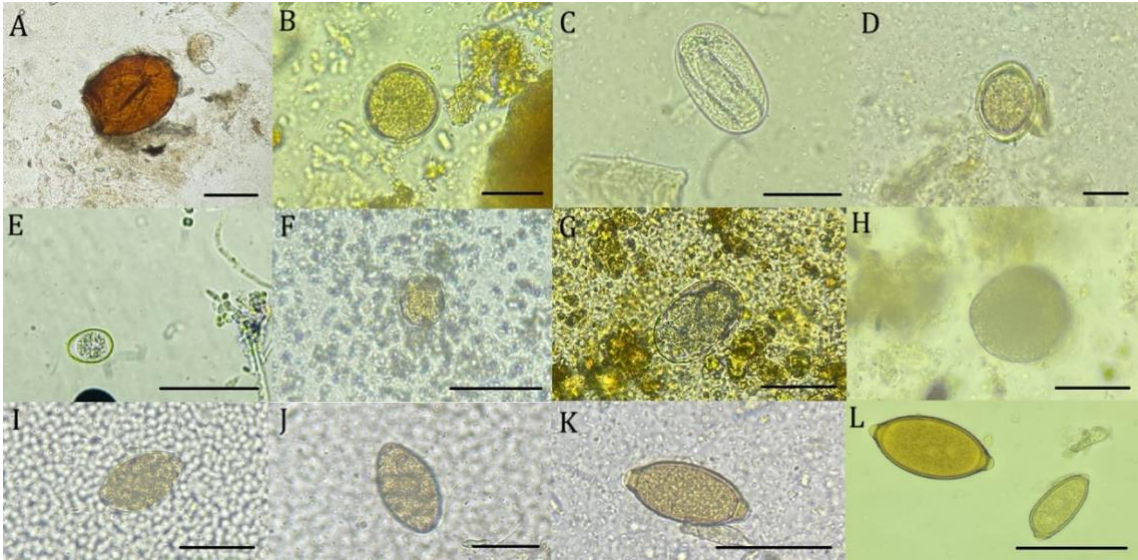


Table 1

Hosts	Parasites identified	Positive/tested
Class Mammalia		
ORDEM ARTIODACTYLA		
<i>Dicotyles tajacu</i>	Negativo	0/96

	Strongylidae	1/96
	<i>Ascaris suum</i>	1/96
	<i>Ascaris suum</i>	
	Ascaropsinae	1/96
	Strongylidae	
	Coccidia	1/96
	Strongylidae	
<i>Mazama gouazoubira</i>	Cestoda	1/96
	Negativo	0/96
	Negativo	0/96
ORDEM CARNIVORA		
<i>Cerdocyon thous</i>	<i>Toxocara</i> spp.	1/96
	<i>Cystoisospora</i> spp.	1/96
	Negativo	0/96
	<i>Cystoisospora</i> spp.	1/96
	Capillarinae	
	Strongylidae	1/96
	<i>Trichuris</i> spp.	
<i>Chrysocyon brachyurus</i>	Ancylostomatidae	1/96
	<i>Toxocara</i> spp.	
<i>Leopardus pardalis</i>	Ancylostomatidae	1/96
<i>Leopardus tigrinus</i>	Negativo	0/96
	Negativo	0/96
<i>Lycalopex vetulus</i>	Ancylostomatidae	1/96
<i>Nasua nasua</i>	Negativo	0/96
	Negativo	0/96
<i>Procyon cancrivorus</i>	Ascaridiase	
	Cestoda	
	Coccidia	1/96
	<i>Spirometra</i> spp.	
	Strongylidae	
	<i>Trichuris</i> spp.	
<i>Puma concolor</i>	Negativo	0/96
	Negativo	0/96
	<i>Toxocara</i> spp.	1/96
<i>Puma yagouaroundi</i>	Ancylostomatidae	
	<i>Dipylidium</i> spp.	1/96
	<i>Toxocara</i> spp.	
	<i>Cystoisospora</i> spp.	1/96
	Strongylidae	
ORDEM		
DIDELPHIMORPHIA		
<i>Didelphis albiventris</i>	Negativo	0/96
	Strongylidae	1/96
	Negativo	0/96

ORDEM PERISSODACTYLA		
<i>Tapirus terrestres</i>	<i>Entamoeba</i> spp.	1/96
	Negativo	0/96
	Ascaropsinae	
	Strongylidae	1/96
ORDEM PILOSA		
<i>Myrmecophaga tridactyla</i>	Nematódeo	1/96
ORDEM PRIMATES		
<i>Alouatta caraya</i>	Ancylostomatidae	
	Oxyuridae	1/96
	<i>Paragonimus</i> spp.	
	<i>Paragonimus</i> spp.	1/96
	Negativo	0/96
	Negativo	0/96
<i>Callithrix penicillata</i>	Negativo	0/96
<i>Sapajus</i> spp.	Oxyurida	1/96
	Strongylidae	
	Negativo	0/96
	Coccidia	1/96
	Negativo	0/96
	Strongylidae	1/96
ORDEM RODENTIA		
<i>Dasyprocta azarae</i>	Trematoda	1/96
	Negativo	0/96
<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>	Strongylidae	1/96
	Coccidia	1/96
	Nematódeo	
SAMPLE POOL	Ancylostomatidae	1/96
ENCLOSURE A		
<i>Leopardus pardalis</i>	<i>Toxocara</i> spp.	
<i>Puma concolor</i>		
SAMPLE POOL	Ancylostomatidae	1/96
ENCLOSURE B		
<i>Cerdocyon thous</i>	<i>Toxocara</i> spp.	
<i>Lycalopex vetulus</i>		
Bird Class		
ORDEM COLUMBIFORMES		
<i>Zenaida auriculata</i>	Negativo	0/96
	Negativo	0/96
ORDEM FALCONIFORMES		
<i>Caracara plancus</i>	Negativo	0/96
ORDEM GALLIFORMES		
<i>Crax fasciolata</i>	Negativo	0/96
ORDEM PASSERIFORMES		
<i>Cyanocompsa brissonii</i>	<i>Entamoeba</i> spp.	1/96

	Negativo	0/96
<i>Oryzoborus angolensis</i>	Negativo	0/96
	Negativo	0/96
	<i>Entamoeba</i> spp.	1/96
	<i>Eimeria</i> spp.	1/96
	Coccidia	1/96
	Negativo	0/96
<i>Oryzoborus maximiliani</i>	Negativo	0/96
	Negativo	0/96
	<i>Entamoeba</i> spp.	1/96
	<i>Entamoeba</i> spp.	1/96
	<i>Entamoeba</i> spp.	1/96
	<i>Entamoeba</i> spp.	1/96
	Cestoda	1/96
	Negativo	0/96
	Negativo	0/96
<i>Paroaria coronata</i>	Negativo	0/96
<i>Paroaria dominicana</i>	Negativo	0/96
<i>Serinus canaria domestica</i>	<i>Entamoeba</i> spp.	1/96
<i>Sicalis flaveola</i>	Negativo	0/96
	<i>Eimeria</i> spp.	1/96
ORDEM PICIFORMES		
<i>Pteroglossus castanotis</i>	Negativo	0/96
	Negativo	0/96
	<i>Eimeria</i> spp.	1/96
<i>Ramphastos toco</i>	<i>Eimeria</i> spp.	1/96
	Negativo	0/96
	<i>Eimeria</i> spp.	1/96
	<i>Eimeria</i> spp.	1/96
	<i>Eimeria</i> spp.	1/96
	<i>Eimeria</i> spp.	1/96
ORDEM PSITTACIFORMES		
<i>Amazona aestiva</i>	Negativo	0/96
	Negativo	0/96
<i>Ara ararauna</i>	Strongylidae	1/96
	<i>Eimeria</i> spp.	1/96
	Negativo	0/96
	Negativo	0/96
	Negativo	0/96
<i>Psittacara leucophthalmus</i>	Negativo	0/96
	Negativo	0/96
<i>Psittacula krameri</i>	Negativo	0/96
SAMPLE POOL		
ENCLOSURE C	Negativo	0/96
<i>Psittacara leucophthalmus</i>		

<i>Nandayus nenday</i>		
SAMPLE POOL		
ENCLOSURE D	Negativo	0/96
<i>Psittacara leucophthalmus</i>		
<i>Diopsittaca nobilis</i>		
Class Reptilia		
ORDEM SQUAMATA		
<i>Micrurus sp.</i>	Negativo	0/96
SAMPLE POOL		
ENCLOSURE E	Negativo	0/96
<i>Chelonoidis carbonária</i>		
<i>Chelonoidis denticulata</i>		
TOTAL		49/96

Source: Autor (2024).

Table 2

Hosts	Parasites identified	Positive/tested
Class Mammalia		
ORDER CARNIVORA		
Canídeo	Negativo	0/13
ORDER CHIROPTERA		
<i>Artibeus lituratus</i>	Coccidia	1/13
	Negativo	0/13
	Negativo	0/13
	Negativo	0/13
	Negativo	0/13
	Negativo	0/13
ORDER RODENTIA		
<i>Dasyprocta azarae</i>	Negativo	0/13
	Negativo	0/13
<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>	Strongylidae	1/13
	Negativo	0/13
	Coccidia	1/13
	Strongylidae	
Class Reptilia		
ORDER SQUAMATA		
<i>Tupinambis sp.</i>	Negativo	0/13
TOTAL		3/13

Source: Autor (2024).

Table 3

Hosts	Parasites identified	Willis-Mollay (1921)	Hoffmann, Pons and Janer (1934)
Captive animals			
Mammalia			
ORDER ARTIODACTYLA			
<i>Mazama gouazoubira</i>	Cestoda	X	-
<i>Dicotyles tajacu</i>	Strongylidae	-	X
	<i>Ascaris suum</i>	-	X
	<i>Ascaris suum</i>	-	X
	Ascaropsinae	X	-
	Strongylidae	X	-
	Coccidia	X	-
	Strongylidae	X	-
ORDER CARNIVORA			
<i>Cerdocyon thous</i>	<i>Toxocara</i> spp.	-	X
	<i>Cystoisospora</i> spp.	X	-
	Ancylostomatidae	X	X
	<i>Toxocara</i> spp.	-	X
	<i>Cystoisospora</i> spp.	X	-
	Capillarinae	X	-
	Strongylidae	X	-
	<i>Trichuris</i> spp.	X	X
<i>Chrysocyon brachyurus</i>	Ancylostomatidae	-	X
	<i>Toxocara</i> spp.	-	X
<i>Leopardus pardalis</i>	Ancylostomatidae	-	X
	<i>Toxocara</i> spp.	-	X
	Ancylostomatidae	-	X
<i>Lycalopex vetulus</i>	Ancylostomatidae	-	X
	Ancylostomatidae	X	X
	<i>Toxocara</i> spp.	-	X
<i>Procyon cancrivorus</i>	Ascaridiase	X	-
	Cestoda	-	X
	Coccidia	X	-
	<i>Spirometra</i> spp.	-	X
	Strongylidae	X	-
	<i>Trichuris</i> spp.	X	X
<i>Puma concolor</i>	Ancylostomatidae	-	X
	<i>Toxocara</i> spp.	-	X
	<i>Toxocara</i> spp.	-	X
<i>Puma yagouaroundi</i>	Ancylostomatidae	-	X
	<i>Dipylidium</i> spp.	-	X
	<i>Toxocara</i> spp.	-	X
	<i>Cystoisospora</i> spp.	X	-

	Strongylidae	-	X
ORDER			
DIDELPHIMORPHIA			
<i>Didelphis albiventris</i>	Strongylidae	-	X
ORDER			
PERISSODACTYLA			
<i>Tapirus terrestris</i>	<i>Entamoeba</i> spp.	-	X
	Ascaropsinae	X	-
	Strongylidae	X	-
ORDER PILOSA			
<i>Myrmecophaga</i>			
<i>tridactyla</i>	Nematódeo	-	X
ORDER PRIMATES			
<i>Alouatta caraya</i>	Ancylostomatidae	-	X
	Oxyuridae	-	X
	<i>Paragonimus</i> spp.	-	X
	<i>Paragonimus</i> spp.	-	X
<i>Sapajus</i> spp.	Oxyurida	-	X
	Strongylidae	-	X
	Coccidia	-	X
	Strongylidae	-	X
ORDER RODENTIA			
<i>Dasyprocta azarae</i>	Trematoda	-	X
<i>Hydrochoerus</i>			
<i>hydrochaeris</i>	Strongylidae	-	X
	Coccidia	X	-
	Nematódeo	-	X
Birds			
ORDER PASSERIFORMES			
<i>Cyanocompsa brissonii</i>	<i>Entamoeba</i> spp.	X	-
<i>Oryzoborus angolensis</i>	<i>Entamoeba</i> spp.	-	X
	<i>Eimeria</i> spp.	X	-
	Coccidia	-	X
<i>Oryzoborus maximiliani</i>	<i>Entamoeba</i> spp.	X	-
	<i>Entamoeba</i> spp.	-	X
	<i>Entamoeba</i> spp.	-	X
	<i>Entamoeba</i> spp.	-	X
	Cestoda	-	X
<i>Serinus canaria</i>			
<i>domestica</i>	<i>Entamoeba</i> spp.	-	X
<i>Sicalis flaveola</i>	<i>Eimeria</i> spp.	X	-
ORDER PICIFORMES			
<i>Pteroglossus castanotis</i>	Trematoda	-	X
	<i>Eimeria</i> spp.	-	X
<i>Ramphastos toco</i>	<i>Eimeria</i> spp.	X	X

	<i>Eimeria</i> spp.	X	-
	<i>Eimeria</i> spp.	X	-
	<i>Eimeria</i> spp.	X	-
	<i>Eimeria</i> spp.	X	X
ORDER			
PSITTACIFORMES			
<i>Ara ararauna</i>	Strongylidae	-	X
	<i>Eimeria</i> spp.	X	-
Free-living animals			
Mammalia			
ORDER CHIROPTERA			
<i>Artibeus lituratus.</i>	Coccidia	X	-
ORDER RODENTIA			
<i>Hydrochoerus</i>			
<i>hydrochaeris</i>	Strongylidae	-	X
	Coccidia	-	X
	Strongylidae	-	X
Total		39,24%	60,76%

Source: Autor, 2024

ANEXOS

Anexo A – Artigo publicado



REVISTA
OBSERVATORIO
DE LA ECONOMÍA
LATINOAMERICANA

REVISTA OBSERVATORIO DE LA ECONOMÍA LATINOAMERICANA
 Curitiba, v.22, n.3, p. 01-17. 2024.
 ISSN: 1696-8352

Avaliar e comparar o efeito isolado da bupivacaína e associada com metadona ou lidocaína na anestesia peridural em gatas submetidas à ovariectomia

Evaluate and compare the isolated effect of bupivacaine and associated with metadone or lidocaine on epidural anesthesia in cats undergoing ovariectomy

Evaluar y comparar el efecto aislado de la bupivacaína y asociado con metadona o lidocaína sobre la anestesia epidural en gatos sometidos a ovariectomía

DOI: 10.55905/oelv22n3-003

Originals received: 01/09/2024
 Acceptance for publication: 02/16/2024

Angela Maria da Silva
 Mestra em Biociência Animal
 Instituição: Universidade de Cuiabá (UNIC)
 Endereço: Av. Manoel José de Arruda, 3100, Jardim Europa, Cuiabá – MT,
 CEP: 78065-900
 E-mail: angee.vet@gmail.com

Camila Paula Baron
 Especializada em Cirurgia e Ortopedia de Pequenos Animais
 Instituição: Clínica Veterinária Camila Baron
 Endereço: Rua Balbina de Matos, 1134, Jardim Clímax, Dourados – MS
 E-mail: camilapaulabaron@gmail.com

Sandy Mara Wermeier Chiesa
 Graduada de Medicina Veterinária
 Instituição: Faculdade Anhanguera de Dourados
 Endereço: Av. Manoel Santiago, 1155, Vila São Luís, Dourados – MS
 E-mail: sandy_chiesa@hotmail.com

Maikely Larissa Bormann Maciel dos Santos
 Graduada em Medicina Veterinária
 Instituição: Faculdade Anhanguera de Dourados
 Endereço: Av. Manoel Santiago, 1155, Vila São Luís, Dourados – MS
 E-mail: maikelybormann@hotmail.com

Page 1
 REVISTA OBSERVATORIO DE LA ECONOMÍA LATINOAMERICANA, Curitiba, v.22, n.3, p. 01-17. 2024.

Anexo B – Artigo submetido

Anexo C – Certificados



ALTERAÇÕES NEUROLÓGICAS DECORRENTE DE ERLIQUIOSE CANINA EM FILHOTE DE LABRADOR

Autor(res)

ANGELA MARIA DA SILVA
ANDRÉIA LIMA TOMÉ MELO
NAIARA SILVA GONÇALVES
MARIANA ARAUJO FRAILE

Categoria do Trabalho

Pós-graduação

Instituição

UNIC BEIRA RIO

Introdução

A bactéria *Ehrlichia canis* é o agente etiológico da erliquiose canina, uma importante doença infecciosa que acomete os cães em todo o mundo e pode manifestar-se de forma grave e representar um risco de vida aos animais infectados. A transmissão deste patógeno aos cães ocorre principalmente através da picada do carrapato *Rhipicephalus sanguineus* (HARRUS & WANER, 2010). Esta afecção pode ser dividida em fases aguda, assintomática e crônica. Especialmente sobre a fase aguda, nota-se que ela é caracterizada por febre alta, anorexia, emagrecimento, hepatomegalia, esplenomegalia, linfadenopatia, distúrbios cardíacos e respiratórios e alterações nervosas e oculares (LITTLE, 2010). As manifestações neurológicas decorrentes de meningite e/ou sangramento meníngeo podem se manifestar em uma ampla gama de sinais neurológicos (HARRUS & WANER, 2010).

Objetivo

Este trabalho teve por objetivo discorrer sobre um relato de caso sobre as alterações neurológicas observadas em um animal com erliquiose canina.

Material e Métodos

Um canino, macho, da raça Labrador, com 40 dias de vida, foi atendido com histórico de rigidez de membros pélvicos, midríase e episódios de incontinência urinária, caracterizando convulsão focal. Ao exame físico, as únicas alterações encontradas foram mucosas hiporcoradas e fraqueza muscular. Então, foi solicitado exames de hemograma completo onde constatou-se anemia moderada normocrômica e foi realizado o Teste SNAP 4Dx Plus - Idexx® para detecção de anticorpos contra *E. canis*, e cujo resultado foi positivo. Foi prescrito tratamento para erliquiose, com doxiciclina (10mg/kg/SID/28 dias), Eritrós Dog Tabs (1comp/SID/30 dias), omeprazol (0,5mg/kg/SID, 28 dias), dexametasona (0,75mg/SID/4dias e depois 0,5mg/SID/4 dias) e fenobarbital (4mg/kg/BID/30 dias). Devido ao aumento das convulsões foi necessário prescrever também organoneurocerebral (1comp/SID/30 dias) e Topiramato (5mg/kg/BID/30 dias). Ele ainda está apresentando convulsão focal e o prognóstico é reservado.

Resultados e Discussão

O diagnóstico de erliquiose inicia-se com a avaliação clínica do paciente febril ou miálgico. A confirmação laboratorial de um diagnóstico pode ser obtida por sorologia ou Reação em Cadeia pela Polimerase (PCR) (LITTLE, 2010). A doxiciclina é considerada o tratamento de escolha para erliquiose canina. A declaração de consenso do Colégio Americano de Medicina Veterinária Interna (AVCIM) recomenda que a doxiciclina seja administrada na dose de 10 mg/kg por via oral, a cada 24 horas, por 28 dias (NEER et al., 2002). Os principais sintomas neurológicos decorrentes da erliquiose canina podem incluir depressão, dor, ataxia, paresia, nistagmo e convulsões (NELSON & COUTO, 2015). A prevenção se baseia no uso rotineiro de acaricidas durante o ano todo, porque diferentes estágios e espécies de carrapatos são ativos ao longo do ano em muitas áreas. No entanto, nenhum acaricida é totalmente eficaz na eliminação de todos os carrapatos (KOHN et al., 2008).

Conclusão

A erliquiose canina é uma importante afecção onde os animais podem apresentar sintomas diversos como anemia,

Prezados autores,

Confirmamos a inscrição do trabalho no 27º ENCONTRO DE ATIVIDADES CIENTÍFICAS - EAC.
Cadastrado com protocolo de número **2571420240929111423**.

Título do Trabalho:

HIPERTENSÃO ARTERIAL SISTÊMICA EM CÃES E GATOS

Autores:

ANGELA MARIA DA SILVA (autor responsável pela inscrição)

ANDRÉIA LIMA TOMÉ MELO (orientador)

Todos os trabalhos inscritos serão submetidos à análise pela Comissão Científica do evento.

O aceite do(s) trabalho(s) será disponibilizado partir do dia 02/11/2024 no site do Evento. Para a consulta, efetue login no sistema do EAC.

Atenciosamente,



Comissão Organizadora - EAC

eac@unopar.br

eac.pgsscogna.com.br

5 CONCLUSÕES GERAIS

A realização deste trabalho culminou na detecção de importantes parasitos gastrointestinais de animais silvestres cativos e de vida livre do Estado de Mato Grosso do Sul.

Tendo em vista a menor quantidade de amostras de fezes provenientes de animais de vida livre, foi observada uma ocorrência menor de parasitismo. Entretanto, esses achados não deixam de ter a sua relevância, considerando que estes animais não recebem nenhum tipo de terapia anti-parasitária e, uma vez parasitados, garantem a permanência e a circulação destes parasitos no ambiente selvático.

A ecologia parasitária composta por helmintos e protozoários descrita aqui demonstra que algumas espécies de parasitos encontradas têm implicação zoonótica; ressaltando a importância de estudos como este para que se possa entender mais sobre a circulação de agentes etiológicos que possam representar risco para a saúde animal e humana.