



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO SEMI-ÁRIDO
PRÓ-REITORIA DE GRADUAÇÃO
DEPARTAMENTO DE CIÊNCIAS ANIMAIS
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

AKSA INGRID VIEIRA BATISTA

**ESTUDO PARASITÁRIO DE ANIMAIS SILVESTRES E EXÓTICOS DE UM
PARQUE ZOOBOTÂNICO NO ESTADO DA BAHIA, NORDESTE DO BRASIL**

MOSSORÓ

2023

AKSA INGRID VEIRA BATISTA

**ESTUDO PARASITÁRIO DE ANIMAIS SILVESTRES E EXÓTICOS DE UM
PARQUE ZOOBOTÂNICO NO ESTADO DA BAHIA, NORDESTE DO BRASIL**

Monografia apresentada a Universidade Federal Rural do Semi-Árido como requisito para obtenção do título de Bacharel em Medicina Veterinária.

Orientador (a): Profa. Dra. Josivania Soares Pereira.

MOSSORÓ

2023

© Todos os direitos estão reservados a Universidade Federal Rural do Semi-Árido. O conteúdo desta obra é de inteira responsabilidade do (a) autor (a), sendo o mesmo, passível de sanções administrativas ou penais, caso sejam infringidas as leis que regulamentam a Propriedade Intelectual, respectivamente, Patentes: Lei nº 9.279/1996 e Direitos Autorais: Lei nº 9.610/1998. O conteúdo desta obra tomar-se-á de domínio público após a data de defesa e homologação da sua respectiva ata. A mesma poderá servir de base literária para novas pesquisas, desde que a obra e seu (a) respectivo (a) autor (a) sejam devidamente citados e mencionados os seus créditos bibliográficos.

V333f Vieira Batista, Aksa Ingrid.
Estudo parasitário de animais silvestres e
exóticos de um parque zoológico no estado da
Bahia, nordeste do Brasil / Aksa Ingrid Vieira
Batista. - 2023.
78 f. : il.

Orientadora: Josivania Soares Pereira.
Monografia (graduação) - Universidade Federal
Rural do Semi-árido, Curso de Medicina
Veterinária, 2023.

1. Cestoda. 2. Coccidia. 3.
Coproparasitologia. 4. Nematoda. 5. Zoonoses. I.
Soares Pereira, Josivania, orient. II. Título.

Ficha catalográfica elaborada por sistema gerador automático em conformidade
com AACR2 e os dados fornecidos pelo autor(a).
Biblioteca Campus Angicos
Bibliotecário: Helder Romero Maia Duarte
CRB: 15/673

O serviço de Geração Automática de Ficha Catalográfica para Trabalhos de Conclusão de Curso (TCC's) foi desenvolvido pelo Instituto de Ciências Matemáticas e de Computação da Universidade de São Paulo (USP) e gentilmente cedido para o Sistema de Bibliotecas da Universidade Federal Rural do Semi-Árido (SISBI-UFERSA), sendo customizado pela Superintendência de Tecnologia da Informação e Comunicação (SUTIC) sob orientação dos bibliotecários da instituição para ser adaptado às necessidades dos alunos dos Cursos de Graduação e Programas de Pós-Graduação da Universidade.

AKSA INGRID VIEIRA BATISTA

**ESTUDO PARASITÁRIO DE ANIMAIS SILVESTRES E EXÓTICOS DE UM
PARQUE ZOOBOTÂNICO NO ESTADO DA BAHIA, NORDESTE DO BRASIL**

Monografia apresentada a Universidade Federal Rural do Semi-Árido como requisito para obtenção do título de Bacharel em Medicina Veterinária.

Defendida em: 28/08/2023.

BANCA EXAMINADORA

Profa. Dra. Josivania Soares Pereira, Profa. Dra. (UFERSA)
Presidente

Méd. Vet. Maria Danielle Chagas dos Santos (UFERSA)
Membro Examinador

Me. Glenison Ferreira Dias, Me. (Ecohawks e SUDEMA-PB)
Membro Examinador

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, pois não penso em outro ser que mereça mais méritos do que Ele. Agradeço por nunca ter me deixado desistir apesar das diversas provas que passei e passo. Agradeço também pelo dom da vida e por Ele sempre estar comigo em momentos que eu tive certeza da intervenção divina.

Agradeço à toda a minha família, em especial aos meus irmãos Natanael Neto e Ana Karen, ao meu sobrinho Klaus Pietro, e principalmente aos meus pais Natanael Júnior e Elisângela Vieira: esses eu não tenho palavras para agradecer tudo que fizeram e ainda fazem por mim. Quando falo sobre os meus pais, sempre digo que sem eles eu não estaria onde estou. Então obrigada por todos os momentos felizes que tivemos, mas também agradeço pelos conselhos e puxões de orelha. Obrigada por sempre confiarem em mim e me darem uma certa liberdade para tomar minhas próprias decisões. Agradeço também por todas as orações, sei que elas me mantiveram segura mesmo longe.

Agradeço também a todos os meus professores, em especial à minha orientadora e “mãe” na UFERSA, Profa. Dra. Josivania Soares Pereira. Se eu aprendi algo sobre Parasitologia, devo tudo a ela. Obrigada por ter acreditado em mim e me aceitar na equipe quando eu pedi para me “adotar” e “mergulhar” junto comigo nessa aventura da parasitologia de animais silvestres. Obrigada pois, a senhora sabia, mais do que eu, o quanto seria difícil. Obrigada pelos conselhos e por todas as vezes que puxou a minha orelha! Sem você, tudo teria sido diferente. Cito aqui também o Prof. Dr. Carlos Iberê, o grande responsável pela área de medicina de animais silvestres e exóticos ser tão forte na UFERSA. Professor, agradeço por todos os conselhos e por sua sabedoria quando mais precisei, levo todas as palavras em meu coração. Obrigada por sempre ter acreditado em mim, por me defender e por estar sempre disposto a me ajudar.

Agradeço também a minha banca, que além de grandes profissionais, são grandes amigos. Não foi por acaso que Glenison Dias e Danielle Chagas foram escolhidos para estarem presentes em um momento tão especial. Admiro vocês desde que os conheço, obrigada pela parceria de sempre.

Agradeço também a todos os meus orientadores de estágio: Vanessa Santana, Fabiano Rocha, Thiago Nery, Arickson Silva, Amanda Moreira, Roberto Citelli, Paulo Bahiano, Nayara

Oliveira, Danielle Chagas, Karolina Vitorino, Alessandro Bijjeni e Susany Oliveira e também a todos os veterinários que já acompanhei. Vocês me moldaram como profissional! Muito obrigada pela oportunidade de estagiar com vocês e pela paciência que tiveram ao explicar cada procedimento e responder às minhas perguntas infindáveis. Tenho todos vocês no meu coração e guardo cada ensinamento com muito carinho. Aqui também cabe a minha profunda gratidão a todos os meus colegas de estágio, pela parceria e irmandade de muitos deles. Muitos foram grandes professores para mim. Desejo um caminho de sucesso para todos.

Agradeço ao meu namorado, Davi Maia, por não ter soltado minha mão nos momentos bons, mas também nos ruins. Agradeço por ter sido luz para mim nos dias difíceis, e por estar sempre tão presente na minha vida.

Obrigada a todos os meus amigos que me acompanharam durante a graduação, outros mais e outros menos. Alguns me aproximei no começo do curso, e outros no final. Mas todos me ajudaram, à sua maneira, a lidar melhor com os problemas da vida e do curso. Obrigada pelos momentos bons que tivemos, e por me fazerem crescer como pessoa. Gostaria de agradecer também a todos as pessoas que me ajudaram direta ou indiretamente, comprando meu e-book ou a minha rifa para fazer estágios fora, sem vocês seria muito difícil.

Agradeço à Universidade Federal Rural do Semi-Árido (UFERSA) e às instituições que fiz parte como pesquisadora de iniciação científica ou estagiária tais como o Laboratório de Parasitologia Animal (LPA-UFERSA), aos setores de Anestesiologia e de Clínica Médica e Cirúrgica de Animais Silvestres do Hospital Veterinário da UFERSA (HOVET-UFERSA), ao Parque Zoobotânico Arruda Câmara, ao Espaço Pet Clínica Veterinária, ao Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, à Clínica Veterinária Mundo Silvestre e à Exotic Pets Clínica Veterinária. Em todos esses locais eu aprendi muito e fiz amizades incríveis.

Para finalizar, gostaria de agradecer também a todos os animais de estimação que tive na vida e a todos os animais que passaram pelas minhas mãos. A esses últimos, peço perdão por todas as vezes que não estive preparada o suficiente para realizar procedimentos que eu ainda não tinha muito conhecimento. Fico feliz por terem passado pela minha vida, por me ajudarem a ser uma pessoa melhor e mais feliz, e por me fazerem despertar a fazer parte da profissão que cuida dos seres mais puros do mundo. Obrigada por serem os melhores professores que já pude ter. A vocês: o meu mais puro amor de todos.

A melhor maneira de prever o futuro é criá-lo.
Peter F. Drucker

RESUMO

A coproparasitologia em animais de zoológicos é importante para evitar o aparecimento de doenças parasitárias, que além de serem entraves para a conservação, representam riscos para profissionais que lidam com esses animais diariamente. Objetivou-se relatar a frequência dos endoparasitos encontrados em animais do Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador, Bahia, assim como averiguar se existe diferenças para cada técnica coproparasitológica testada para cada grupo de animais. Os procedimentos foram aprovados pela CEUA-UFERSA, nº 37/2020. Coletou-se amostras de grande parte dos animais mantidos no zoológico. Dentre essas, 92 eram de mamíferos (Carnivora, Primates, Artiodactyla, Perissodactyla, Rodentia e Didelphimorphia), 40 de aves (Psittaciformes, Passeriformes, Falconiformes, Accipitriformes, Pelecaniformes, Phoenicopteriformes, Piciformes, Galliformes, Cariamiformes e Columbiformes) e 12 de répteis (Squamata, Testudines e Crocodylia). As fezes foram coletadas do chão e enviadas ao Laboratório de Parasitologia Animal da Universidade Federal Rural do Semi-Árido (LPA-UFERSA) para diagnóstico pelas técnicas de exame direto (HOFFMANN et al., 1987), sedimentação espontânea (HOFFMANN et al., 1934), flutuação de Willis (WILLIS-MOLLAY, 1921), e Mini-FLOTAC® (CRINGOLI et al., 2017). Os dados foram transferidos para o programa estatístico Statistical Package for the Social Sciences versão 23.0, sendo expressos em frequência simples e porcentagem. De todas as amostras analisadas, 52,8% foram positivas e 47,2% foram negativas para endoparasitos. Das amostras positivas, 80,3% possuíam nematódeos, 10,5% eram de trematódeos, 13,2% de cestódeos e 23,7% de protozoários. Observou-se infecções mistas em 26,3% e infecções simples em 76,3%. O método de exame direto foi o que mais obteve positividade (38,2%), seguido da sedimentação espontânea com 36,1%, flutuação de Willis com 32,6% e Mini-FLOTAC® com 26,4%. Nos mamíferos primatas, foram encontrados coccídeos, ovos de Nematoda, Trematoda, Ancylostomatidae, Ascaridoidea, Oxyuridae, larvas rabditóides, *Bertiella* spp., *Platynosomum* spp. e *Strongyloides* spp.; em mamíferos Carnivora, encontrou-se *Strongyloides* spp., Oxyuridae e larvas de Rhabditida; nos Artiodactyla, cistos de *Balantidium* spp., coccídeos, ovos de Strongylida, *Strongyloides* spp., *Trichuris* spp. e larvas de Nematoda; nos Perissodactyla, cistos e trofozoítos de *Balantidium* spp., ovos de Strongylida e Oxyuridae; em Didelphimorphia, coccídeos, *Eimeria* spp., ovos de Strongylida, Ancylostomatidae, Syngamidae, *Cruzia* spp., *Aspidodera* spp., *Trichuris* spp. e larvas de Nematoda. Nas aves do tipo Psittaciformes, encontrou-se ovos de Cestoda, Ascaridoidea, Strongylida, *Capillaria* spp. e larvas de Nematoda; em Passeriformes, coccídeos, *Isospora* spp. e ovos de Cestoda; em Pelecaniformes, ovos de Trematoda e de Strongylida; e em Galliformes, coccídeos, ovos de *Strongyloides* spp. e *Capillaria* spp. Por fim, nos répteis Squamata, recuperou-se coccídeos, ovos de Strongylida, Oxyuridae, e Strongyloidoidea e larvas rabditóides; e nos Testudines, *Nyctotherus* spp., *Balantidium* spp., ovos de Strongylida e larvas de Nematoda. Esse trabalho traz novas informações acerca dos endoparasitos que podem acometer cada uma das espécies hospedeiras aqui estudadas, relatando a primeira vez a ocorrência de *Strongyloides* spp. em *Ateles marginatus* e *Leontopithecus chrysomelas*, de *Bertiella* spp. em *Callicebus barbarabrownae* e *Saimiri sciureus* e de *Capillaria* spp. em *Amazona rhodocoryta*, *Eupsittula aurea* e *Diopsittaca nobilis*.

Palavras-chave: Cestoda. Coccidia. Coproparasitologia. Nematoda. Zoonoses.

ABSTRACT

Coproparasitology in zoo animals is important to prevent the appearance of parasitic diseases, which in addition to being obstacles to conservation, represent risks for professionals who deal with these animals on a daily basis. The objective was to report the frequency endoparasites found in animals from the Zoobotanical Park Getúlio Vargas, Salvador, Bahia, as well as to verify if there is a difference in the quantification of eggs and oocysts recovered for each coproparasitological technique tested. The procedures were approved by CEUA-UFERSA, nº 37/2020. Samples were collected from most of the animals kept at the zoo. Among these samples, 92 were from mammals (Carnivora, Primates, Artiodactyla, Perissodactyla, Rodentia and Didelphimorphia), 40 from birds (Psittaciformes, Passeriformes, Falconiformes, Accipitriformes, Pelecaniformes, Phoenicopteriformes, Piciformes, Galliformes, Cariamiformes and Columbiformes) and 12 from reptiles (Squamata, Testudines and Crocodylia). The feces were collected from the ground and sent to the Laboratory of Animal Parasitology at Federal Rural University of the Semi-Arid (LPA-UFERSA) for diagnosis using the techniques of direct examination (HOFFMANN et al., 1987), spontaneous sedimentation (HOFFMANN et al., 1934), Willis fluctuation (WILLIS-MOLLAY, 1921), and Mini-FLOTAC® (CRINGOLI et al., 2017). Data were transferred to the statistical program Statistical Package for the Social Sciences version 23.0, being expressed in simple frequency and percentage. Of all samples analyzed, 52.8% were positive and 47.2% were negative for endoparasites. Of the positive samples, 80.3% had nematodes, 10.5% had flukes, 13.2% had tapeworms and 23.7% had Protozoa. There were mixed infections in 26.3% and single infections in 76.3%. The direct examination method was the most effective, with a positivity rate of 38.2%, followed by spontaneous sedimentation with 36.1%, Willis fluctuation with 32.6% and Mini-FLOTAC® with 26.4%. In primates mammals there was coccidia, eggs of Nematoda, Trematoda, Ancylostomatidae, Ascaridoidea and Oxyuridae, rhabditoid larvae, *Bertiella* spp., *Platynossomum* spp. and *Strongyloides* spp.; in Carnivora, there was *Strongyloides* spp., Oxyuridae and Rhabditida larvae were found; in Artiodactyla, cysts of *Balantidium* spp., coccidia, eggs of Strongylida, *Strongyloides* spp., *Trichuris* spp. and nematode larvae; in Perissodactyla, cysts and trophozoites of *Balantidium* spp., eggs of Strongylida and Oxyuridae; in Didelphimorphia, coccidia, *Eimeria* spp., eggs of Strongylida, Ancylostomatidae, Syngamidae, *Cruzia* spp., *Aspidodera* spp., *Trichuris* spp. and nematode larvae. In birds of the Psittaciformes type, eggs of Cestoda, Ascaridoidea, Strongylida, *Capillaria* spp. and nematode larvae; in Passeriformes, coccidia, *Isospora* spp. and Cestoda eggs; in Pelecaniformes, Trematoda and Strongylida eggs; in Galliformes, coccidia, eggs of *Strongyloides* spp. and *Capillaria* spp. In Squamata reptiles, there was coccidia, eggs of Strongylida, Oxyuridae, and Strongyloidea and rhabditoid larvae were recovered; and in Testudines, *Nyctotherus* spp., *Balantidium* spp., Strongylida eggs and Nematoda larvae. This work also brings new information about the endoparasites that can affect each of the host species studied here, reporting the occurrence of *Strongyloides* spp. in *Ateles marginatus* and *Leontopithecus chrysomelas*, from *Bertiella* spp. in *Callicebus barbarabrownae* and *Saimiri sciureus* and *Capillaria* spp. in *Amazona rhodocoryta*, *Eupsittula aurea* and *Diopsittaca nobilis*.

Keywords: Cestoda; Coccidia; Coproparasitology; Nematoda; Zoonosis.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1	–	Coleta de fezes realizada diretamente do chão dos recintos no Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador, Bahia.	44
Figura 2	–	Endoparasitos encontrados em mamíferos do Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA (objetiva de 40x).	51
Figura 3	–	Endoparasitos encontrados em aves do Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA (objetiva de 40x).....	54
Figura 4	–	Endoparasitos encontrados em répteis do Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA (objetiva de 40x)	57

LISTA DE MAPAS

Mapa 1	–	Mapa de localização do Parque Zoobotânico Getúlio Vargas (PZGV) na cidade de Salvador, Bahia	34
--------	---	--	----

LISTA DE TABELAS

Tabela 1	– Espécies de mamíferos da Ordem Carnivora utilizados na pesquisa.....	36
Tabela 2	– Espécies de mamíferos da Ordem Primates utilizados na pesquisa.....	37
Tabela 3	– Espécies de mamíferos das Ordens Rodentia e Didelphimorphia utilizados na pesquisa.....	37
Tabela 4	– Espécies de mamíferos das Ordens Artiodactyla e Perissodactyla utilizados na pesquisa.....	38
Tabela 5	– Espécies de mamíferos da Ordem Pilosa utilizados na pesquisa.....	38
Tabela 6	– Espécies de aves da Ordem Psittaciformes utilizadas na pesquisa.....	39
Tabela 7	– Espécies de aves da Ordem Passeriformes utilizadas na pesquisa.....	40
Tabela 8	– Espécies de aves das Ordens Falconiformes e Accipitriformes utilizadas na pesquisa.....	40
Tabela 9	– Espécies de aves das Ordens Pelecaniformes e Phoenicopteriformes utilizadas na pesquisa.....	41
Tabela 10	– Espécies de aves das Ordens Galliformes e Cariamiformes utilizadas na pesquisa.....	41
Tabela 11	– Espécies de aves das Ordens Piciformes e Columbiformes utilizadas na pesquisa.....	42
Tabela 12	– Espécies de répteis da Ordem Squamata utilizadas na pesquisa.....	43
Tabela 13	– Espécies de répteis das Ordens Testudines e Crocodylia utilizadas na pesquisa.....	43
Tabela 14	– Distribuição de frequência simples (%) dos endoparasitos recuperados nos animais mantidos sob cuidados humanos no Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA.....	48
Tabela 15	– Distribuição de frequência simples (%) dos endoparasitos recuperados nos mamíferos mantidos sob cuidados humanos no Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA.....	49

Tabela 16	– Resultado dos exames coproparasitológicos dos mamíferos do Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA.....	51
Tabela 17	– Distribuição de frequência simples (%) dos endoparasitos recuperados nas aves sob cuidados humanos no Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA.	53
Tabela 18	– Resultado dos exames coproparasitológicos das aves do Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA.....	54
Tabela 19	– Distribuição de frequência simples (%) dos endoparasitos recuperados nos répteis sob cuidados humanos no Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA.....	56
Tabela 20	– Resultado dos exames coproparasitológicos dos répteis do Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA.....	57

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

CEUA	Comitê de Ética no Uso de Animais em Pesquisa
UFERSA	Universidade Federal Rural do Semi-Árido
LPA	Laboratório de Parasitologia Animal

LISTA DE SÍMBOLOS

®	Marca registrada
%	Porcentagem

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	18
2	OBJETIVOS	20
2.1	Geral	20
2.2	Específicos	20
3	REVISÃO DE LITERATURA	21
3.1	Parasitologia em zoológicos	21
3.1.1	Parasitologia em zoológicos no Brasil.....	21
3.2	Endoparasitos gastrintestinais em animais silvestres e exóticos.....	22
3.2.1	Mamíferos.....	22
3.2.1.1	Ordem Carnivora.....	22
3.2.1.2	Ordem Primates.....	23
3.2.1.3	Ordem Rodentia.....	24
3.2.1.4	Ordem Didelphimorphia.....	24
3.2.1.5	Ordem Artiodactyla.....	25
3.2.1.6	Ordem Perissodactyla.....	26
3.2.1.7	Ordem Pilosa.....	26
3.2.2	Aves.....	27
3.2.2.1	Ordem Psittaciformes.....	27
3.2.2.2	Ordem Passeriformes.....	27
3.2.2.3	Ordem Falconiformes.....	28
3.2.2.4	Ordem Accipitriformes.....	28
3.2.2.5	Ordem Pelecaniformes.....	29
3.2.2.3	Ordem Phoenicopteriformes.....	29
3.2.2.4	Ordem Galliformes.....	30
3.2.2.5	Ordem Cariamiformes.....	30
3.2.2.3	Ordem Piciformes.....	31
3.2.2.4	Ordem Columbiformes.....	31
3.2.3	Répteis.....	31
3.2.3.1	Ordem Squamata.....	32
3.2.3.2	Ordem Testudines.....	33
3.2.3.3	Ordem Crocodylia.....	33

4	METODOLOGIA	34
4.1	Área do estudo	34
4.2	Processos éticos e legais	34
4.3	Animais utilizados na pesquisa	35
4.3.1	Mamíferos.....	35
4.3.1.1	Ordem Carnivora.....	35
4.3.1.2	Ordem Primates.....	36
4.3.1.3	Ordens Rodentia e Didelphimorphia.....	37
4.3.1.4	Ordens Artiodactyla e Perissodactyla.....	38
4.3.1.5	Ordem Pilosa.....	38
4.3.2	Aves.....	39
4.3.2.1	Ordem Psittaciformes.....	39
4.3.2.2	Ordem Passeriformes.....	39
4.3.2.3	Ordens Falconiformes e Accipitriformes.....	40
4.3.2.4	Ordens Pelecaniformes e Phoenicopteriformes.....	40
4.3.2.5	Ordens Galliformes e Cariamiformes.....	41
4.3.2.6	Ordens Piciformes e Columbiformes.....	42
4.3.3	Répteis.....	42
4.3.3.1	Ordem Squamata.....	42
4.3.3.2	Ordens Testudines e Crocodylia.....	43
4.4	Coleta de amostras biológicas	43
4.5	Técnicas coproparasitológicas	44
4.5.1	Método direto (HOFFMANN, 1987)	45
4.5.2	Sedimentação simples (HOFFMANN et al., 1934)	45
4.5.3	Flutuação de Willis (WILLIS-MOLLAY, 1921)	46
4.5.4	Mini-FLOTAC® (CRINGOLI et al., 2010; 2013; 2017)	46
4.5	Análise dos dados	47
5	RESULTADOS	48
5.1	Mamíferos	49
5.2	Aves	53
5.3	Répteis	55
6	DISCUSSÃO	58
6.1	Frequência e proporção de endoparasitismo	58

6.2	Técnicas coproparasitológicas	59
6.3	Endoparasitos encontrados	61
7	CONSIDERAÇÕES FINAIS	63
	REFERÊNCIAS	64

1 INTRODUÇÃO

O Brasil é o quinto país do mundo com a maior diversidade de espécies animais, de forma que cerca de 20% delas vivem em território nacional, distribuídas nos diversos biomas como a Caatinga, Mata Atlântica, Amazônia, Pampa, Cerrado e Pantanal (ICMBio, 2017; LIMA et al., 2017; BATISTA, 2021). Pensando nisso, há uma grande responsabilidade no tocante à conservação e preservação da fauna do país. Dentre os vários tipos de associações que ocorrem na natureza, o parasitismo é comum, e sabe-se que pelo menos metade dos táxons animais são parasitos (LIMA et al., 2017; BATISTA et al., 2021).

O parasitismo pode ser definido como uma associação obrigatória entre dois indivíduos, o parasito, que obtém seu alimento a partir de outro, denominado hospedeiro. Essa associação desempenha um papel importante ao realizar o controle populacional de muitas espécies (ATKINSON, 2008; SILVA et al., 2022). Os parasitos podem ou não causar doença, e os sinais podem variar desde falta de apetite, emagrecimento, distúrbios no trato gastrointestinal, anemia e até a diminuição da reprodução e da sobrevivência, o que influencia nas taxas de mortalidade e natalidade (REED et al., 2012; CAMEJO; LOUGHLIN, 2015).

Os zoológicos e aquários se configuram na conservação denominada ex-situ, que envolvem ações fora do habitat natural das espécies, mas que também podem agir in situ, a partir da reintrodução de espécimes que foram reproduzidos em cativeiro (MIRANDA et al., 2023). Apesar da grande relevância desses locais, do esforço dessas instituições em manter a saúde desses animais, e do desenvolvimento de programas de prevenção, diagnóstico e tratamento, as doenças parasitárias possuem alta prevalência em animais silvestres sob cuidados humanos, e isso ocorre por diversos fatores. A própria limitação de espaço faz com que haja uma alta carga de patógenos comparada ao que ocorreria em vida livre, fazendo com que animais saudáveis sejam infectados mais facilmente devido ao contato direto ou indireto, favorecendo principalmente os parasitos de ciclo direto (CHAGAS et al., 2017).

Além disso, muitas espécies de animais são alojadas próximas umas das outras, favorecendo a troca de patógenos entre diferentes espécies. Outro fator é que os animais em cativeiro estão frequentemente sob estresse considerável, o que diminui a imunidade, os deixando mais susceptíveis a essas afecções. O fato do contato com hospedeiros intermediários por meio da fauna silvestre e/ou sinantrópica também é um problema, já que apesar de muitas vezes os recintos serem telados, dependendo do tamanho da tela, não impedem a entrada de animais pequenos e suas excretas. Pode-se entender então, que as infecções parasitárias são quase inevitáveis em animais de zoológicos. Essas parasitoses podem representar uma séria

ameaça aos animais, e, ocasionalmente causando fatalidades. Muitas dessas doenças, além de interferirem no bem-estar das espécies, podem ser zoonóticas, o que é um risco para os tratadores e profissionais envolvidos (SCHIEBER, M.-C.; ŠTRKOLCOVÁ, 2019; DASHE; BEHANU, 2020; PATRA et al., 2020; BATISTA et al., 2021).

A realização de métodos de identificação de parasitos em animais silvestres e exóticos cativos de parques zoológicos se faz necessária pois auxilia na determinação de novos dados aplicáveis aos parasitos destas espécies hospedeiras, além de contribuir para uma melhor compreensão das relações parasito-hospedeiro que ocorrem nestes ambientes. Todo esse conhecimento auxilia ainda no estabelecimento de medidas de manejo, tratamento e controle dos parasitos, bem como possibilita que o número de ocorrências de zoonoses, nestes parques, seja diminuído (BATISTA et al., 2021).

A análise de fezes por meio de técnicas coproparasitológicas é um meio de avaliar a presença de endoparasitos de forma não-invasiva causando o mínimo de estresse nos animais. Essas técnicas possuem adequada sensibilidade e podem auxiliar no diagnóstico parasitológico dos indivíduos. Existem diversos métodos já relatados na literatura, tais como a flutuação de Willis (WILLIS-MOLLAY, 1921), a sedimentação espontânea (HOFFMANN et al., 1934) e o método direto (HOFFMANN et al., 1987).

A técnica de Mini-FLOTAC® (CRINGOLI et al., 2010; 2013; 2017) é um método relativamente novo, e também promissor, com ampla utilização na medicina humana, mas que ainda se encontra em progresso na medicina veterinária. Esse método é capaz de recuperar diversas formas parasitárias, mas especificamente é mais indicado para protozoários e nematódeos, permitindo assim uma avaliação qualitativa e quantitativa. Essa técnica possui a vantagem de possuir equipamentos portáteis e mais práticos, com uma aplicação melhor à utilização em laboratórios menores, clínicas veterinárias ou a campo, diferente do método antecessor, o FLOTAC® (CRINGOLI et al., 2017; CAPASSO et al., 2019).

Pesquisas realizadas em diversos países, inclusive no Brasil, foram feitas com a finalidade de determinar a ocorrência de parasitismo em animais silvestres em zoológicos por meio de amostras fecais no Brasil. Porém, esses estudos são escassos e geralmente avaliam apenas um grupo de animais de um plantel. Além disso, esses trabalhos não fazem a utilização de novas técnicas coproparasitológicas, como o Mini-FLOTAC®, e tampouco comparam diferentes métodos considerando a especificidade de cada grupo de animais. Estes fatos motivaram a realização desta pesquisa, que avalia a fauna endoparasitária dos diferentes táxons de animais de um zoológico no nordeste do Brasil, com a utilização e comparação técnicas clássicas e atuais no diagnóstico desses animais.

2 OBJETIVOS

2.1 Geral

Identificar os endoparasitos em animais silvestres e exóticos cativos e atendidos no Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA.

2.2 Específicos

- a) Determinar a frequência dos endoparasitos;
- b) Averiguar se existe diferença na recuperação de formas parasitárias para cada técnica coproparasitológica testada em animais silvestres e em cada grupo: mamíferos, aves e répteis.

3 REVISÃO DE LITERATURA

3.1 Parasitologia em zoológicos

Os zoológicos do século XXI apresentam como objetivos a conservação de espécies; o desenvolvimento e aperfeiçoamento profissional; a pesquisa científica; a educação ambiental; e o lazer dos seres humanos. Além disso, os zoológicos merecem destaque nos planos de manejo e conservação de espécies ameaçadas de extinção, a partir dos programas de reprodução e reintrodução de espécies (SKIBINS; POWELL, 2013; ROE et al., 2014; COSTA, 2016; MOSS et al., 2023; MIRANDA et al., 2023).

O diagnóstico parasitológico de animais silvestres e exóticos mantidos em cativeiro é fundamental para auxiliar decisões relacionadas ao tratamento dos mesmos, uma vez que revelam informações importantes sobre a sanidade do plantel e a resistência imunológica dos hospedeiros. O diagnóstico auxilia não só na manutenção do bem-estar dos animais, mas também ao evitar que zoonoses sejam disseminadas (FAGIOLINI et al., 2010; ALVES, 2018). Além disso, essas informações colaboram com a comunidade científica e contribuem para dados ecológicos de cada uma das espécies, favorecendo a conservação e preservação destas (BARROS; SANT'ANNA; MAGALHÃES, 2017).

Devido à falta de investimento em pesquisa pela política brasileira, principalmente no que concerne aos animais silvestres, além da falta de acesso dos pesquisadores a essas espécies, o número de estudos sobre a bioecologia assim como outros temas de importância para a conservação é reduzido. Pensando nisso, estudos que constituam dados novos sobre as espécies silvestres são muito importantes para a preservação destas (STRADIOTTI JÚNIOR et al., 2015).

3.1.1 Parasitologia em zoológicos no Brasil

Em território nacional, os trabalhos relacionados à parasitologia em zoológicos, e especificamente aos testes coproparasitológicos dos animais são escassos e espaçados (BATISTA et al., 2021). Porém, essa realidade está mudando, já que é notório o aumento desses trabalhos nos últimos cinco anos. Na região Sul, existem trabalhos no Parque das Aves (Foz do Iguaçu-PR) (HOFSTATTER; GUARALDO, 2015), no Zoológico Municipal de Cascavel (Cascavel-PR) (SNAK et al., 2014; 2017), no Jardim Zoológico da Universidade de Caxias do

Sul (Caxias do Sul-RS) (MEWIUS et al., 2021), no BioParque Zoo Pomerode (Pomerode-SC) e no Parque Ecológico Zoobotânico de Brusque (Brusque-SC) (MULLER et al., 2005).

Na região Sudeste é onde se concentram a maior parte das pesquisas sobre coproparasitologia em animais de zoológicos, existindo trabalhos no Bosque dos Jequitibás (Campinas-SP), no Parque Ecológico Municipal de Americana (Americana-SP), no Zooparque de Itatiba (Itatiba-SP), no Zoológico de Guarulhos (Guarulhos-SP) (HOFSTATTER; GUARALDO, 2015), no Zoológico de São Paulo (São Paulo-SP) (CHAGAS et al., 2017; 2019; RODRIGUEZ et al., 2020), no BioParque do Rio (Rio de Janeiro-RJ) (BARROS; SANT'ANNA; MAGALHÃES, 2017; BARBOSA et al., 2019), na Fundação Zoobotânica de Belo Horizonte (Belo Horizonte - MG) e no Zoológico Municipal de Montes Claros (Montes Claros-MG) (FERREIRA JÚNIOR, 2012).

Na região Centro-Oeste existe um trabalho no Parque Zoológico de Goiânia (Goiânia-GO) (MELO et al., 2021) e outro no Zoológico de Brasília (Brasília-DF) (SÁ et al., 2023); e na região Norte não há nenhum estudo publicado voltado para a coproparasitologia em zoológicos. Na região Nordeste, existem trabalhos no Parque Zoobotânico Arruda Câmara (João Pessoa-PB) (BATISTA et al., 2021), no Parque Zoobotânico Getúlio Vargas (Salvador-BA) (CASTRO; ALBUQUERQUE, 2008; AYRES et al., 2016), no Parque Municipal da Matinha (Itapetinga-BA) (SILVA et al., 2022), no Zoológico de Aracaju (Aracaju-SE), na Fazenda Boa Luz (Laranjeiras-SE) (SANTOS et al., 2022) e no Parque Estadual de Dois Irmãos (Recife-PE) (CUNHA et al., 2008).

3.2 Endoparasitos gastrintestinais em animais silvestres e exóticos

3.2.1 Mamíferos

3.2.1.1 Ordem Carnívora

Os animais da Ordem Carnívora podem ser afetados por uma gama de endoparasitos gastrintestinais, que muitas vezes são de interesse médico, como *Ancylostoma* spp., que pode causar larva migrans cutânea; e *Toxocara* spp., responsável pela larva migrans visceral, larva migrans ocular e toxocaríase cerebral em humanos (FAGIOLINI et al., 2010; REED et al., 2012; BATISTA et al., 2021).

Devido à grande proximidade tanto filogenética quanto territorial com os cães e gatos domésticos, muitos patógenos são compartilhados entre esses animais. A transmissão se dá

principalmente em decorrência da presença de cães errantes ou de passeios de cães domiciliados em áreas de conservação e zoológicos, podendo causar grandes desequilíbrios ambientais (VILELA; LAMIM-GUEDES, 2014; BRANDÃO, 2020; PEREIRA, 2022).

Dentre os protozoários que podem ser encontrados nesses animais, se destacam *Cystoisospora* spp., *Cryptosporidium* spp., *Entamoeba* spp. e *Giardia* spp. (FAGIOLINI et al., 2010; ARANDA et al., 2013; VIEIRA et al., 2018; PANTOJA et al., 2019). Os nematódeos mais comuns encontrados nesses animais, principalmente falando de canídeos e felídeos silvestres, incluem *Toxocara* spp., *Toxascaris* spp., *Ancylostoma* spp., *Strongyloides* spp., *Trichuris* spp. e *Capillaria* spp. (ARANDA et al., 2013; SANTOS, 2013; SOLÓRZANO-GARCÍA et al., 2017; VIEIRA et al., 2018; BATISTA et al., 2021). Animais adultos tendem a ser assintomáticos quando comparados a animais jovens. Quando há sintomatologia, podem haver diarreia, perda de peso, dor abdominal, inapetência e anemia (OTRANTO et al., 2015).

Os cestódeos mais encontrados nesses animais são *Dipylidium* spp. e *Spirometra* spp., geralmente associados com infecções assintomáticas (SANTOS et al., 2013; SOLÓRZANO-GARCÍA et al., 2017). Acerca dos trematódeos que podem parasitá-los, o mais comum é o *Platynosomum* spp., que parasita a vesícula biliar, ductos biliares, fígado, e ocasionalmente intestino delgado, ductos pancreáticos, pulmões e outros tecidos de felídeos. Alguns autores relataram a presença de infecções assintomáticas variando até inapetência, perda de peso, anemia, ascite, icterícia e óbito (CASTRO; ALBUQUERQUE, 2008; SANTOS et al., 2013; FACIN et al., 2018)

3.2.1.2 Ordem Primates

Os primatas são animais que possuem uma grande variedade de endoparasitos gastrintestinais, e esse perfil de parasitismo varia principalmente conforme aos táxons Platyrrhini, correspondente aos primatas do novo mundo, e Catarrhini, representados pelos primatas do velho mundo. O risco de zoonoses é aumentado nesses animais já que os seres humanos também estão inclusos nessa ordem, fazendo com que parasitos um pouco menos específicos também parasitem o homem de formas mais ou menos acentuadas (FIGUEIREDO et al., 2020; BATISTA et al., 2021).

Existem diversos protozoários que podem acometer esses animais, mas pode-se destacar as espécies dos gêneros *Cystoisospora*, *Cryptosporidium*, *Sarcocystis*, *Entamoeba*, *Giardia* e *Balantidium* (JOHNSON-DELANEY, 2009; SOLÓRZANO-GARCÍA; PÉREZ-PONCE DE LEÓN, 2018; FIGUEIREDO et al., 2020). Sobre os Nematoda, podem ser citados

principalmente espécies de Ancylostomatidae, *Strongyloides*, *Trichuris*, *Capillaria*, *Enterobius*, *Trypanoxyuris*, *Ascaris*, *Protospirura*, *Parabronema*, além de *Trichospirura leptostoma* e *Primasubulura jacchi* (JOHNSON-DELANEY, 2009; TAVELA et al., 2013; SOLÓRZANO-GARCÍA; PÉREZ-PONCE DE LEÓN, 2018; FIGUEIREDO et al., 2020; BATISTA et al., 2021).

Os cestódeos mais comuns que acometem esses animais são principalmente *Hymenolepis nana*, *Hymenolepis diminuta*, *Bertiella* spp., *Mathevotaenia* spp. e *Raillietina* spp. (JOHNSON-DELANEY, 2009; SOLÓRZANO-GARCÍA; PÉREZ-PONCE DE LEÓN, 2018; FIGUEIREDO et al., 2020; BATISTA et al., 2021). O acantocéfalo mais frequente é o *Prosternorchis elegans* e os trematódeos mais comuns são *Platynosomum* spp., *Controrchis* spp., *Neodiplostomum* spp., *Phaneropsolus* spp., *Athesmia* spp. e *Conspicuum* spp. (JOHNSON-DELANEY, 2009; SOLÓRZANO-GARCÍA; PÉREZ-PONCE DE LEÓN, 2018).

3.2.1.3 Ordem Rodentia

Em ambiente natural, os roedores possuem funções ecológicas importantes tais como a manutenção do ecossistema a partir da cadeia alimentar e a dispersão de sementes. São animais que estão muito presentes em áreas rurais e urbanas, muitas vezes sendo sinantrópicos devido à sua alta adaptabilidade em ambientes antropizados. Como muitas vezes possuem uma alta proximidade com o ser humano, podem causar problemas relacionados à saúde pública através da transmissão de diversos patógenos zoonóticos, como os endoparasitos gastrintestinais (NÚNCIO; ALVES, 2014; PEREIRA, 2015; LIMA et al., 2017; 2021)

Os protozoários mais comuns em roedores são *Cystoisospora* spp., *Cryptosporidium* spp., *Entamoeba* spp., *Giardia* spp. e *Balantidium coli* (LIMA et al., 2017; 2021; CARRERA-JÁTIVA et al., 2023). Os principais e mais comuns parasitos gastrintestinais desses animais são os nematódeos, com diversos relatos na literatura de *Syphacia muris*, *Syphacia obvelata*, *Aspiculuris* spp., *Paraspidodera* spp., *Strongyloides* spp., *Trichuris* spp., *Passalurus* spp., *Strongyloides* spp. e *Capillaria hepatica* (LIMA et al., 2017; 2021; JAROŠOVÁ et al., 2019; CARRERA-JÁTIVA et al., 2023). Por fim, os cestódeos que são frequentemente encontrados nesses animais são principalmente *Hymenolepis nana*, *Hymenolepis diminuta* e *Taenia* spp. (LIMA et al., 2017; 2021; CARRERA-JÁTIVA et al., 2023).

3.2.1.4 Ordem Didelphimorphia

Os gambás do gênero *Didelphis* são animais importantes para o ecossistema por terem diversas funções ecológicas tais como a polinização, dispersão de sementes, além do controle populacional de serpentes, roedores e invertebrados, como carrapatos e baratas. Apesar dessa importância, os didelfídeos estão se tornando animais sinantrópicos em meios urbanos e periurbanos, possuindo um perigo potencial ao transmitir algumas doenças ao ser humano (CASTRO et al., 2017; BEZERRA-SANTOS et al., 2021).

Protozoários que podem ser constantemente encontrados nesses animais são *Eimeria* spp., *Cystoisospora* spp., *Cryptosporidium* spp., *Sarcocystis* spp., *Entamoeba* spp. e *Giardia* spp. (TEODORO et al., 2019; BEZERRA-SANTOS et al., 2020; 2021). Os nematódeos já relatados em *Didelphis aurita*, *Didelphis albiventris* e *Didelphis virginiana* são principalmente *Cruzia* spp., *Trichuris* spp., *Capillaria* spp., *Ancylostoma* spp., *Strongyloides* spp., *Turgida* spp., *Ascaris* spp., *Toxocara* spp., *Aspidodera* spp. e os dos táxons Syngamidae e Spiruroidea (CHAGAS-MOUTINHO et al., 2014; BOULLOSA et al., 2017; TEODORO et al., 2019; BEZERRA-SANTOS et al., 2020; 2021). O trematódeo mais relatado é o *Brachylaima* spp. e o acantócefalo, *Oligacanthorrhynchus* spp. (ACOSTA-VIRGIN et al., 2015).

3.2.1.5 Ordem Artiodactyla

O avanço da agropecuária no Brasil fez com que houvesse uma aproximação não natural dos ruminantes domésticos com os silvestres. Devido a essa proximidade, muitos patógenos são trocados entre esses animais, inclusive os endoparasitos. As doenças infecciosas em artiodáctilos ainda são pouco estudadas, principalmente quanto ao risco de transmissibilidade para o homem (MARTINS, 2016; DANTAS et al., 2019).

Em relação aos protozoários que são comumente encontrados nesses animais, podem ser citados *Cystoisospora* spp., *Eimeria* spp., *Cryptosporidium* spp., *Giardia* spp. e *Balantidium coli* (MARQUES et al., 2007; REGINATTO et al., 2010; DANTAS et al., 2019; ZOU et al., 2022). Os nematódeos comuns são os dos gêneros *Ascaris*, *Capillaria*, *Trichuris*, *Strongyloides*, *Physocephalus*, *Pygarginema* e os strongilídeos (*Haemonchus* spp., *Cooperia* spp., *Bunostomum* spp., *Oesophagostomum* spp. e *Trichostrongylus* spp.) (LIMACHI et al., 2014; LUX HOPPE; TEBALDI; NASCIMENTO, 2010; MARTINS, 2016; DANTAS et al., 2019; REIS, 2019). Os cestódeos tais como *Moniezia* spp. e os trematódeos, como *Paramphistomum cervi*, também podem ser encontrados (MARQUES et al., 2007; MARTINS, 2016; DANTAS et al., 2019).

3.2.1.6 Ordem Perissodactyla

Os perissodáctilos podem ser parasitados por diversos endoparasitos comuns aos animais domésticos, principalmente aos cavalos, que também fazem parte desse grupo, fazendo com que a troca dos patógenos seja facilitada. Protozoários como *Eimeria* spp., *Cryptosporidium* spp., *Giardia duodenalis* e *Balantidium coli* podem parasitar esses indivíduos (MANGINI; MÉDICI; FERNANDES-SANTOS, 2012; MUSTAPA et al., 2014; BARRIOS, 2017; BATISTA et al., 2021).

Os nematódeos do táxon Strongylida (como *Strongylus* spp., *Bunostomum* spp., *Tziminema* spp., *Agriostomum* spp., *Trichostrongylus* spp., *Tapironema* spp., *Trichonema* spp., *Lacandoria* spp., *Neomurshidia* spp. e *Nematodirus* spp.), *Capillaria* spp., *Trichuris* spp., *Strongyloides* spp., *Oxyuris* spp. e *Parascaris equorum* são comuns nesses animais (CRUZ ÁLDAN et al., 2006; MANGINI et al., 2012; LIRA-TORRES et al., 2014; MUSTAPA et al., 2014; BARRIOS, 2017; GUIRIS-ANDRADE et al., 2017; REIS, 2019; BATISTA et al., 2021; MAINA et al., 2022). Os cestódeos mais comuns são os do gênero *Moniezia* e *Paranoplocephala* e um trematódeo que os acomete é a *Fasciola hepatica* (MANGINI; MÉDICI; FERNANDES-SANTOS, 2012; MUSTAPA et al., 2014; BARRIOS, 2017).

3.2.1.7 Ordem Pilosa

Os Xenarthras possuem alta propensão a adquirirem endoparasitoses devido à alta proximidade que possuem com o solo na maioria dos seus integrantes. Na família Myrmecophagidae, composta pelos tamanduás, as enfermidades parasitárias mais comuns são o acometimento por protozoários como *Eimeria* spp., *Giardia duodenalis*, *Cryptosporidium* spp. e *Entamoeba* spp. (DA SILVA et al., 2008; ROJANO; MIRANDA; ÁVILA, 2015; LIMA, 2019). Neles, o acometimento por nematódeos geralmente ocorre por *Strongyloides* spp., *Graphidiops* spp., *Physaloptera* spp., e pelos táxons Ancylostomatidae, Trichuridae e Ascarididae (ROJANO et al., 2015; LIMA, 2019; OLIVEIRA et al., 2020). Como cestódeos há *Taenia* spp. e *Mathevotaenia* e como acantocéfalo o *Gigantorhynchus echinodiscus* (ROJANO et al., 2015; LIMA, 2019; OLIVEIRA et al., 2020).

Já na família Bradypodidae, o parasitismo gastrointestinal não é muito comum, e existe pouca literatura sobre o assunto, mas já foram relatados os nematódeos *Leiuris* spp., *Paraleiuris* spp., e o cestódeo *Moniezia* spp. (SANTOS; WERNECK, 2012).

3.2.2 Aves

3.2.2.1 Ordem Psittaciformes

As endoparasitoses gastrintestinais podem interferir tanto na saúde e no bem-estar, quanto também modulando o comportamento das aves em decorrência da má-absorção de nutrientes e consequente estresse alimentar (MARIETTO-GONÇALVES et al., 2009). Além disso, algumas doenças também podem causar reações de hipersensibilidade como o que ocorre na Síndrome do Arrancamento de Penas, desordem comum nesses indivíduos (CASSIMIRO, 2019).

As aves Psittaciformes são parasitadas por uma gama de endoparasitos. Dentre eles, os coccídeos *Eimeria* spp. e *Cryptosporidium* spp., além de *Trichomonas* spp., *Giardia* spp., *Entamoeba* spp. e *Balantidium* spp. (MARIETTO-GONÇALVES et al., 2009; FARRET et al., 2010; LEDWON et al., 2011; LOURENÇO, 2015). Como os nematódeos gastrintestinais mais comuns dessas espécies, podem ser citados os do gênero *Strongyloides*, *Ascaridia*, *Heterakis* e *Capillaria* (LOURENÇO, 2015; BOLL, 2016; BATISTA et al., 2021). Os cestódeos mais comuns são os dos gêneros *Raillietina*, *Davainea* e *Cotugna* (LOURENÇO, 2015).

3.2.2.2 Ordem Passeriformes

O endoparasitismo em aves passeriformes é um problema frequente tanto nos animais criados como pet, quanto nas criações comerciais e nos zoológicos. Nesses animais, as parasitoses podem ser desde assintomáticas até quadros graves de emagrecimento progressivo, apatia, diarreia, fraqueza e até mesmo o óbito. Nesses animais, devido na maioria das vezes serem pequenos, as pequenas perdas de sangue do trato gastrintestinal, para eles, podem ser significativas (VASCONCELOS et al., 2012; BATISTA et al., 2015).

Os principais endoparasitos gastrintestinais dos pássaros são os coccídeos do gênero *Isospora* e em menor grau os do gênero *Eimeria*, mas outros protozoários podem ser encontrados tais como *Entamoeba* spp., *Iodamoeba* spp., *Balantidium* spp., *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. (CUNHA et al., 2008; MARIETTO-GONÇALVES et al., 2009; COELHO et al., 2012; SOUZA et al., 2019; 2020; BATISTA et al., 2021).

Dos nematódeos mais comuns estão *Ascaridia* spp., *Capillaria* spp., *Strongyloides* spp., *Porrocaecum* spp., e os dos táxons Heterakidae, Oxyuroidea, Ascaridoidea e Strongylida (CUNHA et al., 2008; GLOBOKAR; FISCHER; PANTCHEV, 2017; SOUZA et al., 2019;

2020; BATISTA et al., 2021). Cestódeos como *Raillietina* e os da família Davaineidae e Dilepididae, assim como trematódeos da família Echinostomatidae também podem ser encontrados (GLOBOKAR et al., 2017; SOUZA et al., 2019; 2020).

3.2.2.3 Ordem Falconiformes

A maioria dos endoparasitos de aves falconiformes possuem ciclos de vida complexos e indiretos, com hospedeiros intermediários, onde as presas servem como via para infectá-las. Por esse fato, a maioria das infecções parasitárias desses animais são em vida livre, pois os animais têm acesso a esse tipo de alimento, o que é mais difícil de ocorrer em zoológicos ou em aves criadas como pet (OYARZÚN-RUIZ; MUÑOZ-ALVARADO; RAFFO, 2016).

As aves falconiformes podem ser parasitadas por protozoários como *Caryospora* spp., *Eimeria* spp., *Sarcocystis* spp., *Frankelia* spp. e *Trichomonas* spp. (SANTOS et al., 2011; LOURENÇO, 2015; SANTOS et al., 2015). Os nematódeos mais comuns desse grupo são *Capillaria* spp., *Ascaridia* spp., *Porrocaecum* spp., *Contracaecum* spp., *Eucoleus* spp., *Physaloptera* spp., e os dos táxons Strongylida e Spirurida (*Cheilospirura* spp., *Dispharynx* spp., *Habronema* spp., *Hatertia* spp. e *Synhimantus* spp.) (SANTORO et al., 2010; SANTOS et al., 2011; LOURENÇO, 2015; ANTUNES, 2016). Neles, pode também ocorrer a presença de cestódeos como *Cladotaenia* spp., acantocéfalos como *Centrorrhynchus* spp., e trematódeos como *Strigea* spp., *Brachylaima* spp., *Echinostoma* spp., *Conodiplostomum* spp., *Neodiplostomum* spp. (SANTORO et al., 2010; LOURENÇO, 2015; ANTUNES, 2016).

3.2.2.4 Ordem Accipitriformes

Os gaviões e águias, assim como o que ocorre com os falcões, também são dificilmente acometidos por endoparasitos em cativeiro, diferente dos animais de vida livre, pois possuem presas como os hospedeiros intermediários para diversos endoparasitos que podem acometê-los (OYARZÚN-RUIZ; MUÑOZ-ALVARADO; RAFFO, 2016).

Esses animais podem ser parasitados pelos protozoários *Caryospora* spp., *Eimeria* spp., *Trichomonas* spp. e *Sarcocystis* spp. (MCALLISTER et al., 2013; GLOBOKAR et al., 2017; ECHENIQUE et al., 2019; LLANO et al., 2022). Os nematódeos mais encontrados são *Capillaria* spp., *Eucoleus* spp., *Porrocaecum* spp., *Microtetrameres* spp., *Synhimanthus* spp., *Dispharynx* spp., *Ascaridia* spp., *Cyathostoma* spp., *Physaloptera* spp. e *Procyrnea* spp. (SANTORO et al., 2010; MELO et al., 2013; LOURENÇO, 2015; ANTUNES, 2016;

GLOBOKAR et al., 2017; GRANDÓN-OJEDA et al., 2019; MCALLISTER et al., 2019; MCALLISTER et al., 2022).

Os cestódeos como *Cladotaenia* spp. e os acantocéfalos *Centrorrhynchus* spp. também podem acometê-los (SANTORO et al., 2010; GRANDÓN-OJEDA et al., 2019; OYARZUN-RUIZ et al., 2022; SOMAVILLA et al., 2022). Os trematódeos mais comuns são *Brachylaima* spp., *Echinostoma* spp., *Conodiplostomum* spp., *Neodiplostomum* spp., *Strigea* spp., *Parastrigea* spp., *Paracoenogonimus* spp. e *Metorchis* spp. (SANTORO et al., 2010; KOMOROVÁ et al., 2016; OYARZUN-RUIZ et al., 2022)

3.2.2.5 Ordem Pelecaniformes

Os pelecaniformes são aves migratórias, se caracterizando como um grupo de animais que possuem uma grande capacidade de disseminação de patógenos, inclusive os zoonóticos. Algumas vezes na história foram detectados surtos de doenças disseminadas por esses animais. Dentre esses microrganismos, os protozoários, nematódeos, cestódeos e trematódeos podem estar presentes (GRUIANU et al., 2017; KHAN et al., 2019).

Os nematódeos como os dos gêneros *Capillaria*, *Baruscapillaria*, *Porrocaecum*, *Contracecum*, *Cosmocephallus*, *Desmidoercella*, *Eustrongylides*, *Skrjabinocara*, *Syncuaria* e *Tetrameres* podem ser encontrados nesses animais (NAKAMA, 2018; MARQUES et al., 2018; 2019; CARRERA-JÁTIVA, 2020; SALAZAR-SILVA et al., 2023). Os cestódeos também são frequentemente recuperados, principalmente os dos gêneros *Eugonodaeum*, *Tetrabothrius*, *Cycluster*, *Diphyllobothrium*, *Ligula*, *Paradilepsis*, *Parvitaenia* e *Schistocephalus* (MELO et al., 2022; SALAZAR-SILVA et al., 2023).

Os trematódeos são comuns, tendo como exemplos os gêneros *Echinoparyphium*, *Strigea*, *Ascocotyle*, *Bursacetabulus*, *Bursatintinnabulus*, *Cryptocotyle*, *Diplostomum*, *Echinostoma*, *Galactosomum*, *Mesostephanus*, *Stephanoprora*, *Ascocotyle*, *Clinostomum*, *Drepanocephalus*, *Hysteromorpha*, *Mesostephanus*, *Ornithobilharzia*, *Parorchis*, *Phagicola*, *Renicola* e *Ribeiroia* (NAKAMA, 2018). Por fim, os acantocéfalos tais como *Sphaerirostris* spp., *Andracantha* spp., *Corynosoma* spp., *Polymorphus* spp. e *Pomphorhynchus* spp. também podem ser recuperados nesses animais (NAKAMA, 2018; SALAZAR-SILVA et al., 2023).

3.2.2.6 Ordem Phoenicopteriformes

Os flamingos, principais representantes da ordem Phoenicopteriformes, se alimentam de artrópodes, peixes e crustáceos, que acabam servindo como hospedeiros intermediários para muitas endoparasitoses (REDÓN et al., 2019). Dessa forma, esses animais podem ser parasitados por nematódeos como *Tetrameres* spp., e cestódeos dos gêneros *Sobolevicanthus*, *Cladogynia*, *Gynandrotaenia*, *Leptotaenia*, *Yapolepis*, *Amabilia*, *Flamnigolepis* e *Phoenicolepis* (ABD EL AAL; ORABY, 2009; NYARIKI, 2013; TAMAM, 2015).

3.2.2.7 Ordem Galliformes

Alguns galináceos silvestres, tais como os cracídeos (Família Cracidae), são aves consideradas as mais ameaçadas das Américas, com aproximadamente metade das espécies caracterizadas como vulneráveis ou ameaçadas de extinção. Grande parte dessa população está alojada em zoológicos brasileiros, e, em cativeiro, as principais afecções que acometem essas aves são as endoparasitoses (MARQUES et al., 2013).

Os galiformes não-domésticos podem ser parasitados por diversos endoparasitos. Dentre eles, os coccídeos *Isospora* spp., *Eimeria* spp. e *Cryptosporidium* spp., além de *Blastocystis* spp., *Entamoeba* spp., *Trichomonas* spp. e *Giardia* spp. (CUNHA et al., 2008; JAISWAL et al., 2013; MARQUES et al., 2013; GLOBOKAR et al., 2017; CAO et al., 2020; SAIKIA et al., 2022; SOKÓL; PLUTA, 2022; MANJUNATTA et al., 2023).

Como nematódeos gastrointestinais mais comuns dessas espécies, podem ser citados os do gênero *Strongyloides*, *Ascaridia*, *Heterakis*, *Tetrameres*, *Capillaria* e os estrongilídeos (como *Trichostrongylus* spp. e *Cyathostoma* spp.) (CUNHA et al., 2008; MARQUES et al., 2013; RAMOS et al., 2016; GLOBOKAR et al., 2017; BATISTA et al., 2021; SOKÓT; PLUTA, 2022; MANJUNATTA et al., 2023). Os cestódeos mais comuns são os dos gêneros *Raillietina* e *Davainea*, além de *Hymenolepis* e *Choanotaenia* (ILYES; AHMED, 2013; MANJUNATTA et al., 2023).

3.2.2.8 Ordem Cariamiformes

São escassos os trabalhos que mostram o endoparasitismo de aves Cariamiformes, e especificamente das seriemas (*Cariama cristata*). De forma que basicamente os relatos existentes são apenas de nematódeos, tais como *Ascaridia* spp., *Oxyspirura* spp. e *Subulura* spp. (TAVARES et al., 2017; SANTOS et al., 2022)

3.2.2.9 Ordem Piciformes

Os ranfastídeos são animais que vivem apenas em território neotropical e essas aves possuem baixo sucesso reprodutivo em cativeiro, de forma que a maior parte desses indivíduos são oriundos de vida livre. Porém, pouco se é conhecido sobre as afecções nos Piciformes, e consequentemente são poucos os relatos de endoparasitismo nesses animais (FERREIRA JÚNIOR, 2012).

Os piciformes podem ser parasitados por alguns protozoários tais como *Eimeria* spp. e *Giardia* spp. (FERREIRA JÚNIOR, 2012; CHAGAS et al., 2017; SPRENGER et al., 2018; CHAGAS et al., 2019). Além desses, nematódeos como *Ascaridia* spp., *Heterakis* spp., *Capillaria* spp. e *Baruscapillaria* spp. já foram relatados nessas aves (CHAGAS et al., 2017).

3.2.2.10 Ordem Columbiformes

Os columbídeos são aves que possuem muita proximidade com os seres humanos pelo fato de se adaptarem bem aos ambientes antropizados. Essa proximidade pode causar consequências para ambas as partes, principalmente no que concerne à transmissão de patógenos. Além disso, esses microrganismos podem ser transmitidos para outras aves, principalmente em zoológicos, onde esses animais são mantidos no mesmo viveiro, ou em recintos próximos (MARQUES et al., 2007; BATISTA et al., 2021).

Essas aves são parasitadas por protozoários coccídios como *Isospora* spp., *Eimeria* spp. e *Cryptosporidium* spp., além de *Trichomonas gallinae*, *Hexamita* spp. e *Giardia* spp. (MARQUES et al., 2007; HARLIN; WADE, 2009; GLOBOKAR, 2017; ORTÚZAR-FERREIRA et al., 2020; SANTOS et al., 2020; FERRARI, 2021; WALTEROS-CASAS et al., 2021). Como os nematódeos gastrintestinais mais comuns, podem ser citados os gêneros *Strongyloides*, *Ascaridia*, *Heterakis*, *Tetrameres*, *Dispharynx*, *Trichostrongylus*, *Ornithotrongylus*, *Oswaldotrongylus*, *Gongylonema* e *Capillaria* (MARQUES et al., 2007; BORJI et al., 2012; ELJADAR et al., 2012; SMITH; FEDUNICH, 2012; GLOBOKAR, 2017; BATISTA et al., 2021; WALTEROS-CASAS et al., 2021). Os cestódeos *Choanotaenia* spp., *Raillietina* spp., *Killigrewia* spp., *Skrjabinia* spp. e *Hymenolepis* spp. também já foram encontrados (BORJI et al., 2012; SMITH; FEDUNICH, 2012; WALTEROS-CASAS et al., 2021).

3.2.3 Répteis

3.2.3.1 Ordem Squamata

As serpentes e os lagartos estão cada vez mais sendo mantidos em zoológicos em decorrência das apreensões do tráfico de animais silvestres. Muitas vezes, por serem coletados da natureza, esses animais acabam tendo uma ampla gama de endoparasitos, e, devido ao estresse do cativeiro, muitas infecções secundárias passam a se proliferar, causando riscos relacionados à transmissão de doenças para os manipuladores (AKHILA et al., 2018; BATISTA et al., 2021).

Em lagartos, protozoários como *Entamoeba* spp., *Isospora* spp., *Choleoeimeria* spp., *Cryptosporidium* spp., *Balantidium* spp., *Nyctotherus* spp. e flagelados (como os dos gêneros *Chilomastix*, *Monocercomonas*, *Leptomonas*, *Hexamastix*, *Spironucleus*, *Hypotrichomonas*, *Tetratrichomonas* e *Tritrichomonas*) já foram relatados (RATAJ et al., 2011; CARVALHO, 2018; BATISTA et al., 2021). Sobre os nematódeos, já foram encontradas espécies de *Diaphanocephalus*, *Oswaldofilaria*, *Spinicauda*, *Cruzia*, *Physaloptera*, *Physalopteroides*, *Skrjabinelazia*, *Hexametra* e oxiurídeos (como *Ozailamus* spp., *Paraleuris* spp., *Parapharygodon* spp., *Skrjabinodon* spp., *Spauligodon* spp., *Tachygonetria* spp., *Aleuris* spp. e *Thelandros* spp.) (ANJOS et al., 2011; BERNARDINO, 2014; SILVA, 2014; TEIXEIRA et al., 2017; CARVALHO, 2018). Cestódeos como *Oochoristica* spp. e trematódeos como *Mesocoelium* spp. também já foram recuperados desses animais (ANJOS et al., 2011; SILVA, 2014; CARVALHO, 2018).

Em serpentes, protozoários como *Caryospora* spp., *Cyclospora* spp., *Isospora* spp., *Eimeria* spp., *Cryptosporidium* spp., *Entamoeba* spp., *Sarcocystis* spp. e flagelados (como espécies de *Spironucleus*, *Hypotrichomonas*, *Monocercomonas* e *Tetratrichomonas*) já foram relatados (RATAJ et al., 2011; FERNANDES GREGO et al., 2015; MECI, 2015; CARVALHO, 2018). Nesses animais, nematódeos como os dos gêneros *Strongyloides*, *Rhabdias*, *Kallicephalus*, *Capillaria*, *Paracapillaria*, *Spiroxys*, *Cosmocerca* e os ascarídeos (como *Hexametra*, *Amplificaecum*, *Ophidascaris* e *Polydelphis*) também já foram encontrados (BERNARDINO, 2014; SILVA, 2014; FERNANDES GREGO et al., 2015; MATI; PINTO; MELO, 2015; MECI, 2015; CARVALHO, 2018; MATIAS et al., 2018; ARAÚJO et al., 2020). Cestódeos do táxon Protocephalidea (como os gêneros *Acanthotaenia*, *Ophiotaenia*, *Crepidobothrium*) e Pseudophyllidea (como *Bothridium* spp.) já foram mencionados (SILVA, 2014; MECI, 2015; MATIAS et al., 2018; ARAÚJO et al., 2020). Já foram relatados também trematódeos como as espécies de *Catadiscus*, *Mesocoelium*, *Ophistogonimus*, *Travtrema*,

Alipotrema, *Ophiodiplostomum*, *Renifer*, *Infidum*; e acantocéfalos como *Oligacanthorhynchus* spp. e *Acantocephalus* spp. (MATIAS et al., 2018) e (SILVA, 2014; MATI; PINTO; MELO, 2015; MECHI, 2015).

3.2.3.2 Ordem Testudines

Os testudines terrestres são animais muito frequentes em zoológicos brasileiros, e podem ser parasitados por diversos endoparasitos tais como os protozoários *Isospora* spp., *Eimeria* spp., *Cryptosporidium* spp., *Entamoeba* spp., *Balantidium* spp., *Nyctotherus* spp. e flagelados (como espécies de *Hexamita*, *Giardia*, *Hexamastix*, *Hypotrichomonas* e *Monocercomonas*) (RATAJ et al., 2011; BERNARDINO, 2014; CARVALHO, 2018; BARDI; NOVIELLO; HOFMANNOVÁ, 2019; BATISTA et al., 2021).

Os nematódeos mais comuns desses animais são os dos gêneros *Angusticaecum*, *Strongyloides*, *Camallanus*, *Chapiniella*, *Spiroxys*, e dos táxons Atractidae (gêneros *Proatractis* e *Atractis*) e Oxyuridae (gêneros *Aleuris*, *Mehdiella*, *Ortleppnema*, *Tachygonetria*, *Thaparia* e *Thelandros*) (RATAJ et al., 2011; BERNARDINO, 2014; CARVALHO, 2018; PEREIRA et al., 2018).

3.2.3.3 Ordem Crocodylia

Os crocodilianos são animais que estão frequentemente em zoológicos, além de serem muito utilizados para a produção de derivados de origem animal (como carne e pele). Apesar disso, poucos são os estudos que trazem informações sobre a fauna de endoparasitos que esses animais podem apresentar (BARRETO-LIMA; SANTOS; NÓBREGA, 2021).

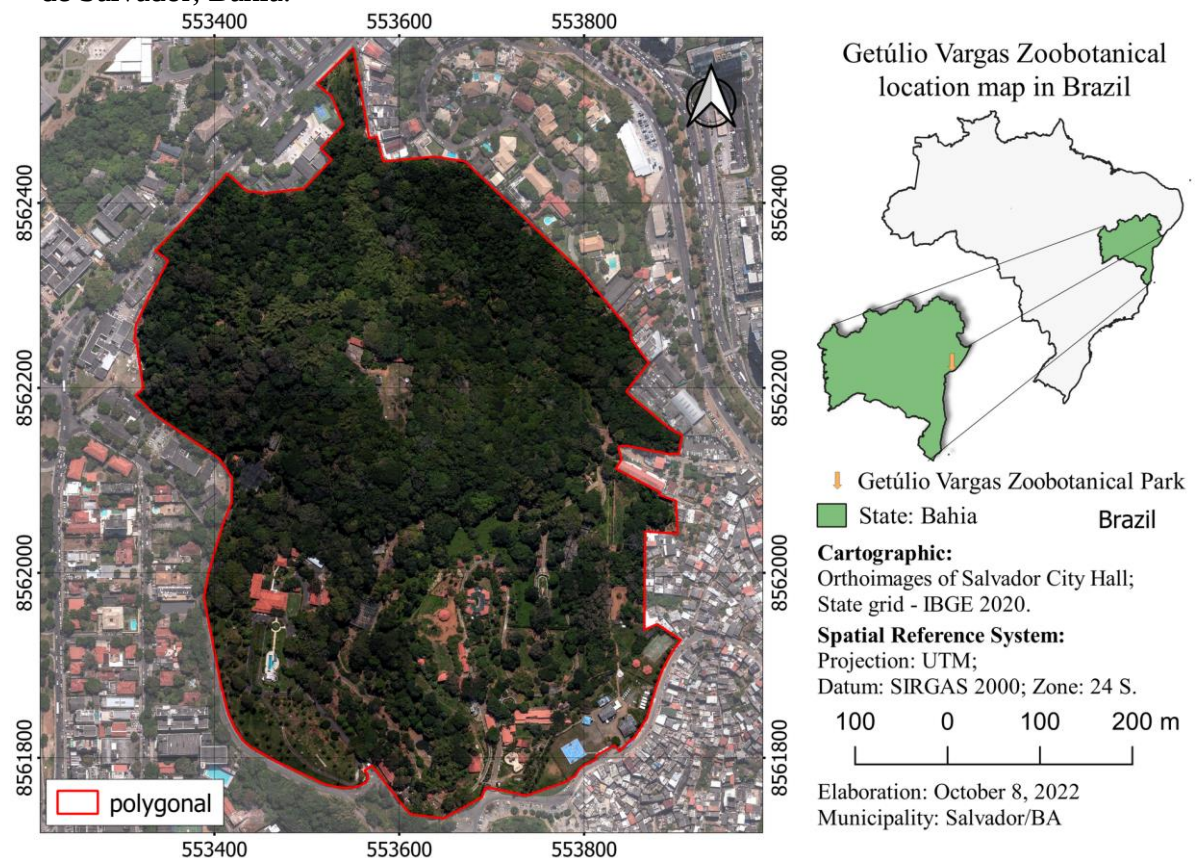
Os crocodilianos podem ser parasitados por protozoários como *Isospora* spp. (HUCHZERMEYER, 2002). Os nematódeos mais encontrados nesses animais são principalmente os dos gêneros *Capillaria*, *Paratrichosoma*, *Ortleppascaris*, *Dujardinascaris*, *Brevimulticaecum*, *Contracaecum*, *Libyostrongylus*, e os trematódeos como *Acanthostomum*, *Pelaezia*, *Telorchis* e *Pseudoneodiplostomum* (HUCHZERMEYER, 2002; SILVA, 2014; ZHAO et al., 2016; CHARRUAU et al., 2017).

4 METODOLOGIA

4.1 Área do estudo

O Parque Zoobotânico Getúlio Vargas (CNPJ: 08.806.721/0001-03) foi fundado em 1950. É reconhecido como Unidade de Conservação pelo Decreto Estadual de nº 4.756 de 13/03/1975 (BAHIA, 2008) e possui uma área de aproximadamente 25 hectares, possuindo uma área de Mata Atlântica secundária, sendo o clima classificado como tropical quente e úmido, com pluviosidade anual média em torno de 1.800 mm e temperatura média anual de 25°C (SALVADOR, 1994). O referido Parque Zoobotânico, também conhecido como Jardim Zoológico de Salvador, está localizado na Rua Alto de Ondina, que se localiza em Salvador, nas coordenadas geográficas 13°01'S e 38°31'W (SALVADOR, 1994) (Mapa 1).

Mapa 1 – Mapa de localização do Parque Zoobotânico Getúlio Vargas (PZGV) na cidade de Salvador, Bahia.



Fonte: Arquivo pessoal.

4.2 Processos éticos e legais

Todos os procedimentos adotados na presente pesquisa seguiram as normas descritas pela Comissão de Ética no Uso de Animais em Pesquisa da Universidade Federal Rural do Semi-Árido (CEUA-UFERSA), aprovado com número de protocolo 37/2020. O projeto foi também submetido e aprovado no Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO), protocolo de aprovação nº 77167-1.

4.3 Animais utilizados na pesquisa

No total, 75 espécies e 410 espécimes de animais foram utilizados, sendo 40 espécies e 228 espécimes de mamíferos; 27 espécies e 155 espécimes de aves; e 8 espécies e 27 espécimes de répteis. A coleta de alguns animais do plantel não foi possível, como nos casos dos répteis que não defecaram durante o período de coleta e aqueles que vivem por muito tempo na água, tais como cágados e jacarés.

4.3.1 Mamíferos

Foram utilizadas nessa pesquisa, 40 espécies e 228 espécimes de mamíferos, sendo 13 espécies e 40 espécimes da Ordem Carnivora; 12 espécies e 35 espécimes da Ordem Primates; 2 espécies e 2 espécimes da Ordem Rodentia; 2 espécies e 18 espécimes da Ordem Didelphimorphia; 6 espécies e 38 espécimes da Ordem Artiodactyla; 2 espécies e 3 espécimes da Ordem Perissodactyla; e 3 espécies e 7 espécimes da Ordem Pilosa.

4.3.1.1 Ordem Carnivora

Nesse táxon, foram coletadas amostras de representantes da família Felidae, tais como *Panthera onca*, *Puma concolor*, *Puma yagouaroundi*, *Leopardus pardalis*, *Leopardus wiedii* e *Leopardus tigrinus*; da família Procyonidae, como *Procyon cancrivorus*; da família Mustelidae, como *Eira barbara*, *Galictis cuja* e *Lontra longicaudis*; da família Canidae, como *Chrysocyon brachyurus* e *Cerdocyon thous*; e da família Ursidae, como *Tremarctos ornatus* (Tabela 1).

Tabela 1 - Espécies de mamíferos da Ordem Carnivora utilizados na pesquisa.

Classe Mammalia				
Táxon	Nome comum	Nome científico	NAn	NAm
Ordem Carnivora				
Família Felidae	Onça-pintada	<i>Panthera onca</i>	5	5
	Sussuarana	<i>Puma concolor</i>	2	2
	Gato-mourisco	<i>Puma yagouaroundi</i>	1	1
	Jaguaririca	<i>Leopardus pardalis</i>	2	2
	Gato-maracajá	<i>Leopardus wiedii</i>	3	3
	Gato-do-mato	<i>Leopardus tigrinus</i>	1	1
Família Procyonidae	Mão-pelada	<i>Procyon cancrivorus</i>	3	2
Família Mustelidae	Irara	<i>Eira barbara</i>	2	2
	Furão	<i>Galictis cuja</i>	1	1
	Lontra	<i>Lontra longicaudis</i>	1	1
Família Canidae	Lobo-guará	<i>Chrysocyon brachyurus</i>	3	3
	Cachorro-do-mato	<i>Cerdocyon thous</i>	14	8
Família Ursidae	Urso-de-óculos	<i>Tremarctos ornatus</i>	2	2

NAn: Número de Animais

NAm: Número de Amostras

Fonte: Arquivo pessoal.

4.3.1.2 Ordem Primates

Na ordem Primates, foram coletadas amostras de animais da família Atelidae, tais como *Alouatta caraya*, *Ateles paniscus* e *Ateles marginatus*; da família Cebidae, como *Sapajus xanthosternus*, *Sapajus flavius*, *Sapajus robustus*, *Saimiri sciureus*, *Leontopithecus chrysomelas*, *Callithrix jacchus* e *Callithrix penicillata*; da família Pitheciidae, como *Callicebus barbarabrownae*; e da família Aotidae, como *Aotus trivirgatus* (Tabela 2).

Tabela 2 - Espécies de mamíferos da Ordem Primates utilizados na pesquisa.

Táxon	Nome comum	Nome científico	NAn	NAm
Classe Mammalia				
Ordem Primates				
Família Atelidae	Bugio-preto	<i>Alouatta caraya</i>	7	4
	Macaco-aranha-de-cara-vermelha	<i>Ateles paniscus</i>	4	1
	Macaco-aranha-de-cara-branca	<i>Ateles marginatus</i>	3	1
Família Cebidae	Macaco-prego-do-peito-amarelo	<i>Sapajus xanthosternus</i>	47	6
	Macaco-prego-galego	<i>Sapajus flavius</i>	20	3
	Macaco-prego-de-crista	<i>Sapajus robustus</i>	1	1
	Mico-de-cheiro	<i>Saimiri sciureus</i>	16	4
	Mico-leão-da-cara-dourada	<i>Leontopithecus chrysomelas</i>	13	8
	Sagui-de-tufos-brancos	<i>Callithrix jacchus</i>	6	3
	Sagui-de-tufos-pretos	<i>Callithrix pennicilata</i>	1	1
Família Pitheciidae	Guigó-da-caatinga	<i>Callicebus barbarabrownae</i>	1	1
Família Aotidae	Macaco-da-noite	<i>Aotus trivirgatus</i>	2	2

NAn: Número de Animais

NAm: Número de Amostras

Fonte: Arquivo pessoal.

4.3.1.3. Ordens Rodentia e Didelphimorphia

Da ordem Rodentia, foram coletadas amostras de animais da família Erethizontidae, como *Coendou prehensilis* e da família Hydrochoeridae como *Hydrochoerus hydrochaeris*. Já na ordem Didelphimorphia, todos os animais utilizados na pesquisa são da família Didelphidae, representados por *Didelphis aurita* e *Didelphis albiventris* (Tabela 3).

Tabela 3 - Espécies de mamíferos das Ordens Rodentia e Didelphimorphia utilizados na pesquisa.

Táxon	Nome comum	Nome científico	NAn	NAm
Classe Mammalia				
Ordem Rodentia				
Família Erethizontidae	Ouriço-cacheiro	<i>Coendou prehensilis</i>	1	1
Família Hydrochoeridae	Capivara	<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>	1	1
Ordem Didelphimorphia				
Família Didelphidae	Gambá-de-orelha-branca	<i>Didelphis albiventris</i>	10	4
	Gambá-de-orelha-preta	<i>Didelphis aurita</i>	8	2

NAn: Número de Animais

NAm: Número de Amostras

Fonte: Arquivo pessoal.

4.3.1.4. Ordens Artiodactyla e Perissodactyla

Da ordem Artiodactyla, foram coletadas amostras de animais da família Cervidae, como *Subulo gouazoubira*, *Rusa unicolor* e *Blastocerus dichotomus*; da família Suidae, como *Tayassu pecari* e *Pecari tajacu*, e da família Camelidae como *Camellus bactrianus*. Já na ordem Perissodactyla, foram utilizados animais da família Equidae, representada por *Equus quagga burchelli* e da família Tapiridae, como *Tapirus terrestris* (Tabela 4).

Tabela 4 - Espécies de mamíferos das Ordens Artiodactyla e Perissodactyla utilizados na pesquisa.

Táxon	Nome comum	Nome científico	NAn	NAm
Classe Mammalia				
Ordem Artiodactyla				
Família Cervidae	Veado-caatingueiro	<i>Subulo gouazoubira</i>	15	3
	Veado-samba	<i>Rusa unicolor</i>	17	2
	Cervo-do-pantanal	<i>Blastocerus dichotomus</i>	1	1
Família Suidae	Queixada	<i>Tayassu pecari</i>	1	1
	Cateto	<i>Pecari tajacu</i>	3	1
Família Camelidae	Camelo	<i>Camellus bactrianus</i>	1	1
Ordem Perissodactyla				
Família Equidae	Zebra	<i>Equus quagga burchelli</i>	2	2
Família Tapiridae	Anta	<i>Tapirus terrestris</i>	1	1

NAn: Número de Animais

NAm: Número de Amostras

Fonte: Arquivo pessoal.

4.3.1.5. Ordem Pilosa

Nessa ordem, as famílias Myrmecophagidae e Bradypodidae foram utilizadas na presente pesquisa, sendo a primeira representada por *Myrmecophaga tridactyla* e *Tamandua tetradactyla* e a segunda por *Bradypus variegatus* (Tabela 5).

Tabela 5 - Espécies de mamíferos da Ordem Pilosa utilizados na pesquisa.

Táxon	Nome comum	Nome científico	NAn	NAm
Classe Mammalia				
Ordem Pilosa				
Família Myrmecophagidae	Tamanduá-bandeira	<i>Myrmecophaga tridactyla</i>	2	2
	Tamanduá-mirim	<i>Tamandua tetradactyla</i>	4	1

Família Bradypodidae	Preguiça-comum	<i>Bradypus variegatus</i>	1	1
----------------------	----------------	----------------------------	---	---

NAn: Número de Animais

NAm: Número de Amostras

Fonte: Arquivo pessoal.

4.3.2 Aves

Foram utilizadas nessa pesquisa, 27 espécies e 155 espécimes de aves, sendo 9 espécies e 72 espécimes da Ordem Psittaciformes; 5 espécies e 15 espécimes da Ordem Passeriformes; 1 espécie e 6 espécimes da Ordem Falconiformes; 3 espécies e 4 espécimes da Ordem Accipitriformes; 3 espécies e 46 espécimes da Ordem Pelecaniformes; 1 espécie e 4 espécimes da Ordem Phoenicopteriformes; 1 espécie e 2 espécimes da Ordem Piciformes; 2 espécies e 2 espécimes da Ordem Galliformes; 1 espécie e 1 espécime da Ordem Cariamiformes; e 1 espécie e 1 espécime da Ordem Columbiformes.

4.3.2.1 Ordem Psittaciformes

Nessa ordem, apenas a família Psittacidae esteve presente nessa pesquisa, representada pelas espécies *Ara* spp., *Anodorhynchus hyacinthinus*, *Amazona aestiva*, *Amazona rhodochorytha*, *Guaruba guarouba*, *Eupsittula aurea* e *Aratinga auricapillus* (Tabela 6).

Tabela 6 - Espécies de aves da Ordem Psittaciformes utilizadas na pesquisa.

Táxon	Nome comum	Nome científico	NAn	NAm
Classe Aves				
Ordem Psittaciformes				
Família Psittacidae	Arara*	<i>Ara</i> spp.*	10	2
	Arara-azul-grande	<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	12	1
	Papagaio-verdadeiro	<i>Amazona aestiva</i>	10	5
	Chauá	<i>Amazona rhodochorytha</i>	4	2
	Ararajuba	<i>Guaruba guarouba</i>	3	2
	Jandaia-coquinho	<i>Eupsittula aurea</i>	1	1
	Jandaia-de-testa-vermelha	<i>Aratinga auricapillus</i>	1	1
	Maracanã-nobre	<i>Diopsittaca nobilis</i>	30	1
	Anacã	<i>Deroptyus accipitrinus</i>	1	1

NAn: Número de Animais

NAm: Número de Amostras

*Recinto com araras das espécies *Ara ararauna*, *Ara chloropterus* e *Ara macao*.

Fonte: Arquivo pessoal.

4.3.2.2 Ordem Passeriformes

Da ordem Passeriformes, foram utilizados animais da família Turdidae, como o *Turdus rufiventris*, da família Thraupidae, como o *Thraupis sayaca*, da família Hirundinidae, como o *Pygochelidon cyanoleuca*, da família Corvidae, como o *Cyanocorax cristatellus* e da família Icteridae, como o *Gnorimopsar chopi* (Tabela 7).

Tabela 7 - Espécies de aves da Ordem Passeriformes utilizadas na pesquisa.

Táxon	Nome comum	Nome científico	NAn	Nam
Classe Aves				
Ordem Passeriformes				
Família Turdidae	Sabiá-laranjeira	<i>Turdus rufiventris</i>	7	3
Família Thraupidae	Sanhaçu-cinzento	<i>Thraupis sayaca</i>	4	2
Família Hirundinidae	Andorinha-pequena-de-casa	<i>Pygochelidon cyanoleuca</i>	1	1
Família Corvidae	Gralha-do-campo	<i>Cyanocorax cristatellus</i>	1	1
Família Icteridae	Pássaro-preto	<i>Gnorimopsar chopi</i>	1	1

NAn: Número de Animais

NAm: Número de Amostras

Fonte: Arquivo pessoal.

4.3.2.3 Ordens Falconiformes e Accipitriformes

Na Ordem Falconiformes, apenas *Caracara plancus*, da família Falconidae, foi utilizado nessa pesquisa. Já na Ordem Accipitriformes, estão presentes *Rupornis magnirostris*, *Geranoaetus melanoleucus* e *Harpya harpyja*, todos da família Accipitridae (Tabela 8).

Tabela 8 - Espécies de aves das Ordens Falconiformes e Accipitriformes utilizadas na pesquisa.

Táxon	Nome comum	Nome científico	NAn	NAm
Classe Aves				
Ordem Falconiformes				
Família Falconidae	Carcará	<i>Caracara plancus</i>	6	2
Ordem Accipitriformes				
Família Accipitridae	Gavião-carijó	<i>Rupornis magnirostris</i>	3	1
	Águia-chilena	<i>Geranoaetus melanoleucus</i>	1	1
	Harpia	<i>Harpya harpyja</i>	1	1

NAn: Número de Animais

NAm: Número de Amostras

Fonte: Arquivo pessoal.

4.3.2.4 Ordens Pelecaniformes e Phoenicopteriformes

Na Ordem Pelecaniformes, tiveram animais da família Ardeidae, tais como *Butorides striata* e *Nycticorax nycticorax*, e da família Threskiornithidae, como o *Eudocimus ruber*. Na Ordem Phoenicopteriformes, tiveram espécimes de *Phoenicopterus chilensis*, pertencentes à família Phoenicopteridae (Tabela 9).

Tabela 9 - Espécies de aves das Ordens Pelecaniformes e Phoenicopteriformes utilizadas na pesquisa.

Táxon	Nome comum	Nome científico	NAn	NAm
Classe Aves				
Ordem Pelecaniformes				
Família Ardeidae	Socozinho	<i>Butorides striata</i>	4	2
	Socó-dorminhoco	<i>Nycticorax nycticorax</i>	2	1
Família Threskiornithidae	Guará	<i>Eudocimus ruber</i>	40	1
Ordem Phoenicopteriformes				
Família Phoenicopteridae	Flamingo	<i>Phoenicopterus chilensis</i>	4	1

NAn: Número de Animais

NAm: Número de Amostras

Fonte: Arquivo pessoal.

4.3.2.5 Ordens Galliformes e Cariamiformes

Na Ordem Galliformes, tiveram animais da família Phasianidae, tais como o *Pavo cristatus*, e da família Cracidae, como o *Crax fasciolata*. Na Ordem Cariamiformes, tiveram espécimes de *Cariama cristata*, pertencentes à família Cariamidae (Tabela 10).

Tabela 10 - Espécies de aves das Ordens Galliformes e Cariamiformes utilizadas na pesquisa.

Táxon	Nome comum	Nome científico	NAn	NAm
Classe Aves				
Ordem Galliformes				
Família Phasianidae	Pavão	<i>Pavo cristatus</i>	1	1
Família Cracidae	Mutum-de-penacho	<i>Crax fasciolata</i>	1	1
Ordem Cariamiformes				
Família Cariamidae	Seriema	<i>Cariama cristata</i>	1	1

NAn: Número de Animais

NAm: Número de Amostras

Fonte: Arquivo pessoal.

4.3.2.6 Ordens Piciformes e Columbiformes

As ordens Piciformes e Columbiformes também foram utilizadas no presente trabalho, sendo representadas por *Rhamphastos toco*, da família Rhamphastidae, e *Columbina* spp. da família Columbidae (Tabela 11).

Tabela 11 - Espécies de aves das Ordens Piciformes e Columbiformes utilizadas na pesquisa.

Táxon	Nome comum	Nome científico	NAn	NAm
Classe Aves				
Ordem Piciformes				
Família Rhamphastidae	Tucano	<i>Rhamphastos toco</i>	2	2
Ordem Columbiformes				
Família Columbidae	Rolinha	<i>Columbina</i> spp.	1	1

NAn: Número de Animais

NAm: Número de Amostras

Fonte: Arquivo pessoal.

4.3.3 Répteis

Ao todo, foram utilizados 8 espécies e 27 espécimes de répteis, de forma que cinco espécies e 21 espécimes são da Ordem Squamata, uma espécie e 5 espécimes são da Ordem Testudines e uma espécie com apenas um espécime é da Ordem Crocodylia.

4.3.3.1 Ordem Squamata

Nessa Ordem, foram utilizados representantes da família Boidae, a *Epicrates* spp.; da família Pythonidae, a *Python molurus*; da família Viperidae, a *Lachesis muta*; da família Colubridae, a *Pantherophis guttatus*; e da família Iguanidae, a *Iguana iguana* (Tabela 12).

Tabela 12 - Espécies de répteis da Ordem Squamata utilizadas na pesquisa.

Táxon	Nome comum	Nome científico	NAn	NAm
Classe Lepidosauria				
Ordem Squamata				
Família Boidae	Salamanta	<i>Epicrates cenchria</i> x <i>Epicrates assisi</i>	3	3
Família Pythonidae	Píton	<i>Python molurus</i>	6	2
Família Viperidae	Surucucu	<i>Lachesis muta</i>	1	1
Família Colubridae	Cobra-do-milho	<i>Pantherophis guttatus</i>	10	1
Família Iguanidae	Iguana	<i>Iguana iguana</i>	1	1

NAn: Número de Animais

NAm: Número de Amostras

Fonte: Arquivo pessoal.

4.3.3.2 Ordens Testudines e Crocodylia

Nas Ordens Testudines e Crocodylia, apenas uma família de cada foi utilizada, a Testudinidae na primeira, com o representante *Chelonoidis carbonaria*, e a Alligatoridae na segunda, com o representante *Caiman latirostris* (Tabela 13).

Tabela 13 - Espécies de répteis das Ordens Testudines e Crocodylia utilizadas na pesquisa.

Táxon	Nome comum	Nome científico	NAn	NAm
Classe Archelosauria				
Ordem Testudines				
Família Testudinidae	Jabuti-piranga	<i>Chelonoidis carbonaria</i>	5	3
Ordem Crocodylia				
Família Alligatoridae	Jacaré-do-papo-amarelo	<i>Caiman latirostris</i>	1	1

NAn: Número de Animais

NAm: Número de Amostras

Fonte: Arquivo pessoal.

4.4 Coleta de amostras biológicas

As amostras biológicas do tipo fezes foram coletadas em *pool* e do chão dos recintos, e nos horários de limpeza dos mesmos, para evitar ou diminuir o estresse dos animais, bem como perigo aos manipuladores (Figura 1).

Figura 1 – Coleta de fezes realizada no Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador/BA.



Fonte: Arquivo Pessoal.

Apesar da coleta em pool já ser um método eficaz e bem estabelecido na literatura (GLOBOKAR et al., 2017; CAPASSO et al., 2019; MEWIUS et al., 2021; MELO et al., 2022; SANTOS et al., 2022; SILVA et al., 2023), é importante deixar claro a possibilidade de contaminação das amostras, que pode ocorrer por meio de parasitos presentes no solo, em plantas, ou até mesmo trazidos pelo vento. Devido ao estresse que seria causado caso a coleta fosse realizada a partir da ampola retal de cada indivíduo, optou-se pela realização das coletas em pool.

Assim, com o auxílio de palitos de madeira e frascos higienizados, foram recolhidos apenas os fragmentos de fezes (partes mais apicais do bolo fecal) que não entraram em contato com o substrato, para evitar a contaminação por parasitos do solo. As amostras fecais foram conservadas em formalina a 5%, na proporção de uma parte de fezes para duas de formalina, e foram enviadas ao Laboratório de Parasitologia Animal da Universidade Federal Rural do Semi-Árido (LPA-UFRSA) para análises.

4.5 Técnicas coproparasitológicas

Cada uma das amostras de fezes passou por análise de método direto (HOFFMANN, 1987), sedimentação simples (HOFFMAN et al., 1934), flutuação em solução hipersaturada de cloreto de sódio (WILLIS-MOLLAY, 1921) e flutuação pelo método de Mini-FLOTAC®

(CRINGOLI et al., 2010; 2013; 2017). Das três primeiras técnicas foram produzidas duas lâminas, onde cada uma foi vista por duas pessoas diferentes para que houvesse maior eficácia e menos erro na leitura microscópica.

4.5.1 Método direto (HOFFMANN, 1987)

A técnica original realizada por Hoffmann (1987) pede para que sejam adicionadas duas gotas de solução salina a 0,85% a uma pequena amostra de fezes para homogeneização do material. Dessa forma, sobre lâmina de vidro, seriam adicionados lugol 1% e a amostra deveria ser recoberta com lamínula.

Porém, nesse trabalho foi realizada uma adaptação da técnica, visto que dependendo das características fecais, as lâminas poderiam ser difíceis de analisar em decorrência de sua coloração e presença de alimentos não digeridos, fios, pelos e outros artefatos. Dessa maneira, dois gramas de fezes foram colocados dentro de um copo plástico, sendo esse material diluído em água destilada e peneirado quando houvesse a presença de substâncias que atrapalhassem a leitura. Não foi utilizado o lugol, já que por ter coloração alaranjada dificulta na identificação dos ovos e oocistos e diminuiria a fidedignidade do diagnóstico e das fotos.

As lâminas prontas e montadas foram analisadas através de microscopia óptica de luz. Este método tem como vantagem o baixo custo, e como desvantagem a característica de apresentar uma grande quantidade de detritos fecais, dificultando a preparação e o exame microscópico. Porém, é uma boa opção para o diagnóstico de formas parasitárias de densidade intermediária, como os coccídeos e alguns nematódeos, além de ser a técnica de eleição para recuperar parasitos mais sensíveis à solução hipersaturada de cloreto de sódio e outros solutos e solventes (DE CARLI; TASCA, 2001).

4.5.2 Sedimentação espontânea (HOFFMANN et al., 1934)

Essa técnica foi realizada através da homogeneização de cinco gramas de fezes em 100ml de água destilada. Posteriormente, a solução foi repassada para um cálice de sedimentação, e, após decantação, foram realizadas três lavagens do conteúdo, onde descartar-se o líquido sobrenadante e preserva-se o sedimento. Com o auxílio de pipeta Pasteur plástica, uma gota do sedimento foi colocado em lâmina, e conforme a técnica original seria necessária a adição de lugol 1%, que também foi dispensado neste trabalho para fins de melhor

visualização. Por fim, essa lâmina foi recoberta com lamínula e a leitura realizada em microscopia óptica de luz (HOFFMANN et al., 1934).

O método de sedimentação espontânea tem como objetivo a recuperação de formas parasitárias de densidades mais elevadas tais como alguns cestódeos, trematódeos e larvas. Possui como vantagens o baixo custo e a praticidade, e como desvantagens a menor sensibilidade para endoparasitos com menor densidade, tais como nematódeos e protozoários (DE CARLI, 2007).

4.5.3 Flutuação de Willis (WILLIS-MOLLAY, 1921)

Essa técnica foi realizada a partir da diluição de dois gramas de fezes em 20ml de solução hipersaturada de cloreto de sódio. Após a homogeneização, o líquido foi repassado para um tubo de ensaio até que formasse um menisco convexo, e sobre este foi colocado uma lamínula de vidro que repousou sobre o tubo durante quinze minutos. Após esse tempo, a lamínula foi colocada sobre uma lâmina de vidro e observada sob um microscópio óptico de luz (WILLIS-MOLLAY, 1921).

O método de flutuação de Willis tem como objetivo a recuperação de formas parasitárias de densidades baixas e elevadas. Possui como vantagens o baixo custo e a praticidade, e como desvantagem a destruição de alguns protozoários sensíveis às soluções hipersaturadas, como os flagelados (TÁPARO et al., 2006; REY, 2011).

4.5.4 Mini-FLOTAC® (CRINGOLI et al., 2010; 2013; 2017)

Nessa técnica, das fezes homogeneizadas com formalina 5% (solução de fixação que a mesma se encontra), foram usados 2g e adicionado em 38ml de solução hipersaturada de cloreto de sódio, conforme a diluição específica do fabricante para cães e gatos. A solução preparada foi mais uma vez homogeneizada, tamisada e transferida para uma câmara de Mini-FLOTAC®. Após preenchimento, foi esperado um tempo de 10 minutos para girar o disco de leitura e assim, posterior observação em microscópio óptico de luz (CRINGOLI et al., 2010; 2013; 2017; CAPASSO et al., 2019). Os valores de ovos por grama de fezes (OPG), oocistos por grama de fezes (OoPG) e larvas por grama de fezes (LPG) foram calculados a partir da multiplicação da quantidade de cada forma parasitária por 10.

Esse método tem como objetivo o resultado qualitativo e quantitativo, havendo a possibilidade de contagem de formas parasitárias e a estimativa do grau de infecção

(CRINGOLI et al., 2010; 2013; 2017; CAPASSO et al., 2019). Porém, esse método ainda não se encontra à venda no país em decorrência dos direitos de patente, sendo a importação de alto custo.

4.6 Análise dos dados

Os dados foram digitados em planilha eletrônica e em seguida transferidos para o programa estatístico SPSS (Statistical Package For Social Sciences) versão 23.0, sendo expressos em frequência simples e porcentagem. Para verificar diferenças estatísticas entre positivities das técnicas coproparasitológicas, os dados foram submetidos ao teste de Qui-quadrado para proporções homogêneas e teste binomial para duas proporções de acordo com a disposição das variáveis. O nível de significância estabelecido foi de 5%.

5 RESULTADOS

De todas as amostras analisadas (144), 52,8% (76/144) foram positivas e 47,2% (68/144) foram negativas para endoparasitos. Das amostras positivas, 80,3% (61/76) possuíam nematódeos, 10,5% (8/76) possuíam trematódeos, 13,2% (10/76) possuíam cestódeos e 23,7% (18/76) possuíam protozoários. Nessas amostras, existiam dois ou mais endoparasitos em 26,3% (20/76), caracterizando assim as infecções mistas, enquanto que 76,3% (56/76) se tratavam de infecções simples (Tabela 14).

Quanto à positividade das técnicas coproparasitológicas empregadas, no panorama geral, o método de exame direto foi o que mais recuperou formas parasitárias, possuindo índice de positividade de 38,2% (55/144), seguido da sedimentação espontânea com 36,1% (52/144), flutuação de Willis com 32,6% (47/144) e Mini-FLOTAC® com 26,4% (38/144) (Tabela 14).

Tabela 14 – Distribuição de frequência simples (%) dos endoparasitos recuperados nos animais mantidos sob cuidados humanos no Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA.

Distribuição (%) global dos parasitos estudados	Mamíferos, aves e répteis	p-valor
n (%) Positividade	76 (52,8)	0,617
n (%) Negatividade	68 (47,2)	
n (%) Total	144 (100,0)	
% Positividade por Exame Direto	38,2	0,477
% Positividade por Flutuação de Willis	32,6	
% Positividade por Sedimentação Espontânea	36,1	
% Positividade por Mini-FLOTAC®	26,4	
n (%) Total	144 (100,0)	
% Nematoda em amostras positivas	80,3	<0,001*
% Trematoda em amostras positivas	10,5	
% Cestoda em amostras positivas	13,2	
% Protozoa em amostras positivas	23,7	
% Infecções mistas em amostras positivas	26,3	<0,001**
% Infecções simples em amostras positivas	73,7	

* Diferença estatística entre positivities na coluna ($p < 0,05$ – Qui-quadrado para

proporções homogêneas); **Diferença estatística entre positivities na coluna ($p < 0,05$ – Teste binomial).

Fonte: Arquivo Pessoal.

5.1 Mamíferos

Entre os mamíferos, 47,8% (44/92) das amostras foram positivas e 52,2% (48/92) negativas para endoparasitos. Das amostras positivas, 75% (33/44) possuíam nematódeos, 15,9% (7/44) possuíam trematódeos, 15,9% (7/44) possuíam cestódeos e 15,9% (7/44) possuíam protozoários. Nessas amostras, havia infecção mista em 27,3% (12/44) e infecções simples em 72,7% (32/44) (Tabela 15).

Quanto à eficácia das técnicas coproparasitológicas empregadas, o método de sedimentação espontânea foi o que mais demonstrou positividade, possuindo índice de 33,7% (31/92), seguido do exame direto com 32,6% (30/92), flutuação de Willis com 23,9% (22/92) e Mini-FLOTAC® com 19,6% (18/92) (Tabela 15).

Tabela 15 – Distribuição de frequência simples (%) dos endoparasitos recuperados nos mamíferos mantidos sob cuidados humanos no Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA.

Distribuição de endoparasitos	Mamíferos	p-valor
n (%) Positividade	44 (47,8)	0,205
n (%) Negatividade	48 (52,2)	
n (%) Total	92 (100,0)	
% Positividade por Exame Direto	32,6	0,176
% Positividade por Flutuação de Willis	23,9	0,002*
% Positividade por Sedimentação Espontânea	33,7	0,639
% Positividade por Mini-FLOTAC®	19,6	0,036*
n (%) Total	92 (100,0)	
% Nematoda em amostras positivas	75,0	0,510
% Trematoda em amostras positivas	15,9	0,012**
% Cestoda em amostras positivas	15,9	0,711
% Protozoa em amostras positivas	15,9	<0,001*
% Infecções mistas em amostras positivas	27,3	0,949
% Infecções simples em amostras positivas	72,7	0,982

* Diferença estatística entre positivities na linha ($p < 0,05$ – Qui-quadrado para proporções homogêneas); **Diferença estatística entre positivities na linha ($p < 0,05$ – Teste binomial).

Fonte: Arquivo Pessoal.

Nos primatas, os nematódeos encontrados foram *Strongyloides* spp., e endoparasitos dos táxons Ancylostomatidae, Oxyuridae, Ascaridoidea, Strongylida, Rhabditida e ovos de Nematoda não identificados. Os cestódeos recuperados nesses animais foram *Bertiella* spp., os trematódeos, *Platynosomum* spp. e trematodas não identificados, e de protozoários, coccídeos não esporulados. Nos animais da Ordem Carnivora, foram observados *Strongyloides* spp., e endoparasitos dos táxons Oxyuridae e Rhabditida. Nos roedores, foram identificados *Strongyloides* spp., nematódeos da Ordem Strongylida, além de coccídeos não esporulados, *Cystoisospora* spp. e *Entamoeba* spp. (Tabela 16, Figura 2).

Nos artiodáctilos, foram identificados *Strongyloides* spp., *Trichuris* spp., nematódeos do tipo Strongylida, *Balantidium* spp. e coccídeos não esporulados. Nos perissodáctilos também foram encontrados strongilídeos e *Balantidium* spp. Por fim, nos didelfídeos houve positividade para os nematódeos *Trichuris* spp., *Aspidodera* spp., *Cruzia* spp. e para os táxons Ancylostomatidae, Syngamidae, Ascaridoidea e Strongylida, além de coccídeos não esporulados e *Eimeria* spp. (Tabela 16, Figura 2).

Tabela 16 – Resultado dos exames coproparasitológicos dos mamíferos do Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA.

Espécie do animal	Resultado
<i>Alouatta caraya</i>	Rhabditida (10 LPG) e <i>Bertiella</i> spp. ² (20 a 30 OPG).
<i>Ateles paniscus</i>	Ancylostomatidae ² .
<i>Ateles marginatus</i>	<i>Strongyloides</i> spp. ² (30 OPG).
<i>Sapajus xanthosternos</i>	Rhabditida ¹ , Ascaridoidea ² , Ancylostomatidae ² (10 OPG) e <i>Strongyloides</i> spp. ² (10 OPG).
<i>Sapajus flavius</i>	Rhabditida ¹ , Ancylostomatidae ² e <i>Strongyloides</i> spp. ²
<i>Callicebus barbarabrownae</i>	<i>Bertiella</i> spp. ² (13750 OPG).
<i>Saimiri sciureus</i>	Nematoda ² (10 OPG), Trematoda ² , Strongylida ² (10 OPG), Rhabditida ¹ , Ascaridoidea ² , Ancylostomatidae ² (10 OPG), Oxyuridae ² , <i>Strongyloides</i> spp. ² (10 OPG) e <i>Bertiella</i> spp. ² (10 OPG).
<i>Leontopithecus chrysomelas</i>	Trematoda ^{2,3} , Strongylida ² , Rhabditida ¹ e <i>Strongyloides</i> spp. ²
<i>Callithrix jacchus</i>	Strongylida ² , Rhabditida ¹ , <i>Strongyloides</i> spp. ² e <i>Platynosomum</i> spp. ²
<i>Aotus trivirgatus</i>	Strongylida ² , Rhabditida ¹ , <i>Strongyloides</i> spp. ² , coccídeos não esporulados ⁴ .
<i>Procyon cancrivorus</i>	Rhabditida ¹ , <i>Strongyloides</i> spp. ²
<i>Galictis cuja</i>	Rhabditida ¹ e Oxyuridae ² .
<i>Cerdocyon thous</i>	Oxyuridae ² .
<i>Coendou prehensilis</i>	Strongylida ² (10 OPG), <i>Strongyloides</i> spp. ² , coccídeos não esporulados ⁴ (3880 OPG), <i>Cystoisospora</i> spp. ⁴ (3020 OPG), <i>Entamoeba</i> spp. ⁵
<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>	<i>Strongyloides</i> spp. ²
<i>Subulo gouazoubira</i>	Strongylida ² , <i>Strongyloides</i> spp. ² e <i>Trichuris</i> spp. ² (10 OPG)
<i>Rusa unicolor</i>	<i>Balantidium</i> spp. ⁶
<i>Blastocerus dichotomus</i>	Coccídeos não esporulados ⁴ .
<i>Tayassu pecari</i>	Nematoda ¹ .
<i>Pecari tajacu</i>	<i>Balantidium</i> spp. ⁵
<i>Camellus bactrianus</i>	Strongylida ² .
<i>Equus quagga burchelli</i>	Strongylida ² (100 OPG).
<i>Tapirus terrestris</i>	<i>Balantidium</i> spp. ^{5,6}
<i>Didelphis albiventris</i>	Nematoda ¹ , Strongylida ² (270 OPG), Ascaridoidea ² , Syngamidae ² (210 OPG), <i>Aspidodera</i> spp. ² (140 OPG), <i>Cruzia</i> spp. ² (560 OPG), coccídeos não esporulados ⁴ (1920 OPG) e <i>Eimeria</i> spp. ⁴
<i>Didelphis aurita</i>	Nematoda ¹ , Strongylida ² , Ancylostomatidae ² , <i>Cruzia</i> spp. ² e <i>Trichuris</i> spp. ²

¹Larvas.

²Ovos.

³Estágios imaturos.

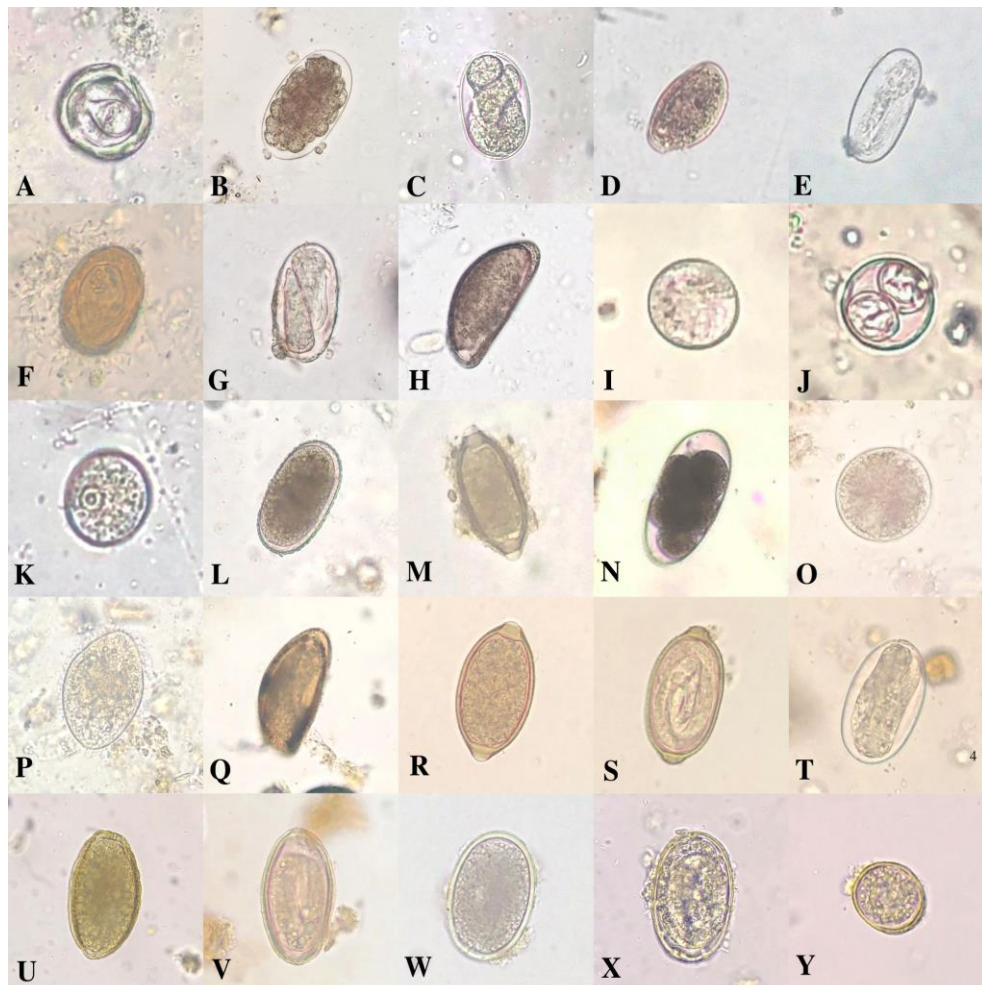
⁴Oocistos.

⁵Cistos.

⁶Trofozoítos.

Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 2 - Endoparasitos encontrados em mamíferos do Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA (Objetiva 40X). A - *Bertiella* spp. em *Alouatta caraya*; B - Ancylostomatidae em *Ateles paniscus*; C - *Strongyloides* spp. em *Ateles marginatus*; D - Trematoda em *Saimiri sciureus*; E - Nematoda em *S. sciureus*; F - *Platynosomum* spp. em *Callithrix jacchus*; G - *Strongyloides* spp. em *Procyon cancrivorus*; H - Oxyuridae em *Galictis cuja*; I - Coccídeo em *Coendou prehensilis*; J - *Cystoisospora* spp. em *C. prehensilis*; K - *Entamoeba* spp. em *C. prehensilis*; L - Strongylida em *C. prehensilis*; M - *Trichuris* spp. em *Subulo gouazoubira*; N - Strongylida em *S. gouazoubira*; O - *Balantidium* spp. (cisto) em *Pecari tajacu*; P - *Balantidium* spp. (trofozoíto) em *Rusa unicolor*; Q - Oxyuridae em *Equus quagga*; R - *Trichuris* spp. em *Didelphis aurita*; S - Syngamidae em *Didelphis albiventris*; T - *Strongyloides* spp. em *D. albiventris*; U - *Cruzia* spp. em *D. aurita*; V - *Cruzia* spp. (larvado) em *D. albiventris*; W - *Aspidodera* spp. em *D. albiventris*; X - *Aspidodera* spp. (larvado) em *D. albiventris*; Y - Coccídeo em *D. albiventris*.



Fonte: Arquivo Pessoal.

5.2 Aves

Entre as aves, 60,0% (24/40) foram positivas e 40,0% (16/40) foram negativas para endoparasitos. Das amostras positivas, 87,5% (21/24) possuíam nematódeos, 4,2% (1/24) possuíam trematódeos, 12,5% (3/24) possuíam cestódeos e 20,8% (5/24) possuíam protozoários. Nessas amostras, havia infecção mista em 25,0% (10/40) e infecções simples em 75,0% (30/40) (Tabela 17).

Quanto à eficácia das técnicas coproparasitológicas empregadas, o método de Exame Direto foi o que mais se mostrou eficaz, possuindo índice de positividade de 50,0% (20/40), seguido da Flutuação de Willis com 47,5% (19/40) e semelhante entre a Sedimentação Espontânea e o Mini-FLOTAC® com 40% (16/40) (Tabela 17).

Tabela 17 – Distribuição de frequência simples (%) dos endoparasitos recuperados nas aves sob cuidados humanos no Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA.

Distribuição de endoparasitos	Aves	p-valor
n (%) Positividade	24 (60,0)	0,205
n (%) Negatividade	16 (40,0)	
n (%) Total	40 (100,0)	
% Positividade por Exame Direto	50,0	0,176
% Positividade por Flutuação de Willis	47,5	0,002*
% Positividade por Sedimentação Espontânea	40,0	0,639
% Positividade por Mini-FLOTAC®	40,0	0,036*
n (%) Total	40 (100,0)	
% Nematoda em amostras positivas	87,5	0,510
% Trematoda em amostras positivas	4,2	0,012**
% Cestoda em amostras positivas	12,5	0,711
% Protozoa em amostras positivas	20,8	<0,001*
% Infecções mistas em amostras positivas	25,0	0,949
% Infecções simples em amostras positivas	75,0	0,982

* Diferença estatística entre positivities na linha ($p < 0,05$ – Qui-quadrado para proporções homogêneas); **Diferença estatística entre positivities na linha ($p < 0,05$ – Teste binomial).

Fonte: Arquivo pessoal.

Os psitacídeos foram positivos para *Capillaria* spp., Ascaridoidea, Strongylida e ovos de Nematoda e Cestoda. Nos passeriformes, foram identificados *Isospora* spp., coccídeos não esporulados, além de ovos de Nematoda e Cestoda. Em *Butorides striata* foram recuperados ovos do tipo Strongylida e Nematoda. Em *Ramphastos toco* e *Cariama cristata* foram identificados ovos de nematódeos. Em *Pavo cristatus* foram recuperados ovos de *Capillaria* spp. e em *Crax fasciolata* haviam ovos de *Strongyloides* spp., de Nematoda e coccídeos não esporulados (Tabela 18, Figura 3).

Tabela 18 – Resultado dos exames coproparasitológicos das aves do Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA.

Espécie de animal	Resultado
<i>Ara</i> spp.	Cestoda ² , Nematoda ¹ (10 LPG), Strongylida ² , Ascaridoidea ³ (50 OPG) e <i>Capillaria</i> spp. ² (10 OPG).
<i>Anodorhynchus hyacinthinus</i>	Nematoda ¹ e <i>Capillaria</i> spp. ² (300 OPG).
<i>Amazona aestiva</i>	Ascaridoidea ² (60 a 460 OPG) e <i>Capillaria</i> spp. ²
<i>Amazona rhodocorytha</i>	Ascaridoidea ² (2100 a 3700 OPG) e <i>Capillaria</i> spp. ² (50 OPG).
<i>Eupsittula aurea</i>	<i>Capillaria</i> spp. ² (20 OPG).
<i>Aratinga auricapillus</i>	Ascaridoidea ² (40 OPG)
<i>Diopsittaca nobilis</i>	Nematoda ¹ , Ascaridoidea ² (50 OPG) e <i>Capillaria</i> spp. ² (20 OPG).
<i>Deroptyus accipitrinus</i>	Nematoda ¹ , Ascaridoidea ² (50 OPG) e <i>Capillaria</i> spp. ² (20 OPG).
<i>Turdus rufiventris</i>	Nematoda ¹ , Cestoda ² (150 OPG), coccídeos não esporulados ⁴ (10 a 1780 OoPG) e <i>Isospora</i> spp. ⁴ (1280 OoPG).
<i>Thraupis sayaca</i>	Coccídeos não esporulados ⁴ (20400 a 80304 OPG) e <i>Isospora</i> spp. ⁴ (4320 a 7080 OoPG).
<i>Butorides striata</i>	Trematoda ² e Strongylida ² .
<i>Ramphastos toco</i>	Nematoda ¹ .
<i>Pavo cristatus</i>	<i>Capillaria</i> spp. ²
<i>Crax fasciolata</i>	Nematoda ¹ , <i>Strongyloides</i> spp. ² e coccídeos não esporulados ⁴ .
<i>Cariama cristata</i>	Nematoda ¹ .

¹Larvas.

²Ovos.

³Estágios imaturos.

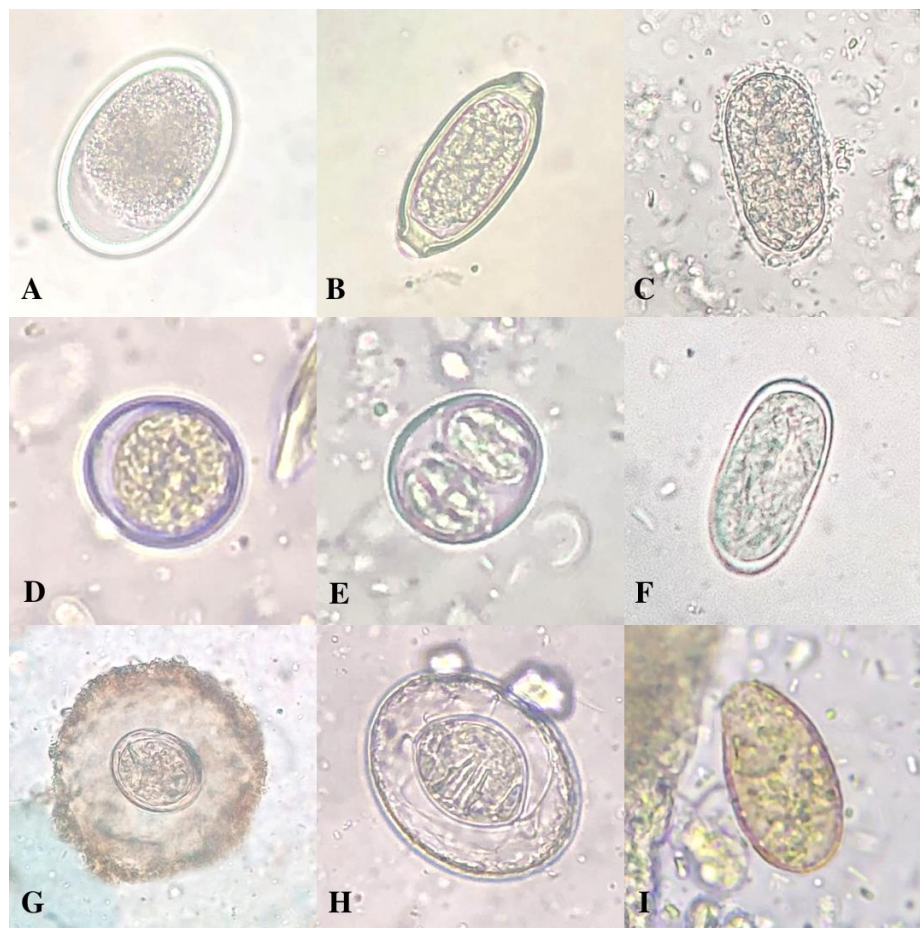
⁴Oocistos.

⁵Cistos.

⁶Trofozoítos.

Fonte: Arquivo Pessoal.

Figura 3 - Endoparasitos encontrados em aves do Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA (objetiva de 40x). A - Ascaridoidea em *Amazona aestiva*; B - *Capillaria* spp. em *Anodorhynchus hyacinthinus*; C - Strongylida em *Ara* spp.; D - Coccídeo em *Turdus rufiventris*; E - *Isospora* spp. em *Thraupis sayaca*; F - Strongylida em *Butorides striata*; G - Cestoda em *Ara* spp.; H - Cestoda em *T. rufiventris*; I - Trematoda em *B. striata*.



Fonte: Arquivo Pessoal.

5.3 Répteis

Entre os répteis, 66,7% (08/12) das amostras foram positivas e 33,3%% (04/12) foram negativas para endoparasitos. Das amostras positivas, 87,5% (07/08) possuíam nematódeos e 75,0% (06/12) possuíam protozoários. Nessas amostras, havia infecção mista em 25,0% (02/08) e infecções simples em 75,0% (06/08) (Tabela 19).

Quanto à eficácia das técnicas coproparasitológicas empregadas, o método de flutuação de Willis foi o que mais recuperou endoparasitos, possuindo índice de positividade de 50% (06/12), seguido do exame direto e sedimentação espontânea com 41,7% (05/12) e depois do Mini-FLOTAC® com 33,3% (04/12) (Tabela 19).

Tabela 19 – Distribuição de frequência simples (%) dos endoparasitos recuperados nos répteis sob cuidados humanos no Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA.

Distribuição de endoparasitos	Répteis	p-valor
n (%) Positividade	08 (66,7)	0,205
n (%) Negatividade	04 (33,3)	
n (%) Total	12 (100,0)	
% Positividade por Exame Direto	41,7	0,176
% Positividade por Flutuação de Willis	50,0	0,002*
% Positividade por Sedimentação Espontânea	41,7	0,639
% Positividade por Mini-FLOTAC®	33,3	0,036*
n (%) Total	12 (100,0)	
% Nematoda em amostras positivas	87,5	0,510
% Trematoda em amostras positivas	-	0,012**
% Cestoda em amostras positivas	-	0,711
% Protozoa em amostras positivas	75,0	<0,001*
% Infecções mistas em amostras positivas	25,0	0,949
% Infecções simples em amostras positivas	75,0	0,982

* Diferença estatística entre positivities na linha ($p < 0,05$ – Qui-quadrado para proporções homogêneas); **Diferença estatística entre positivities na linha ($p < 0,05$ – Teste binomial).

Fonte: Arquivo Pessoal.

Nas serpentes foram identificados coccídeos, larvas rabditoides e ovos dos táxons Strongylida e Strongyloidea. Em *Iguana iguana* foram identificados coccídeos e ovos de Oxyuridae, e em *Chelonoidis carbonaria* recuperaram-se cistos e trofozoítos de *Balantidium* spp., *Nyctotherus* spp., coccídeos, ovos do tipo Strongylida e larvas de Atractidae (Tabela 20, Figura 4).

Tabela 20 – Resultado dos exames coproparasitológicos dos répteis do Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA.

Espécie de animal	Resultado
<i>Epicrates cenchria x assisi</i>	Coccídeos não esporulados ⁴ (10 OoPG).
<i>Python molurus</i>	Rhabditida ¹ .
<i>Lachesis muta</i>	Rhabditida ¹ , Strongylida ² (10 OPG), Strongyloidea ² , coccídeos não esporulados ⁴ (270 OoPG).
<i>Iguana iguana</i>	Oxyuridae ² e coccídeos não esporulados ⁴ .
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	Strongylida ² , Atractidae ¹ (10 LPG), coccídeos não esporulados ⁴ , <i>Nyctotherus</i> spp. ^{5,6} e <i>Balantidium</i> spp. ^{5,6} .

¹Larvas.

²Ovos.

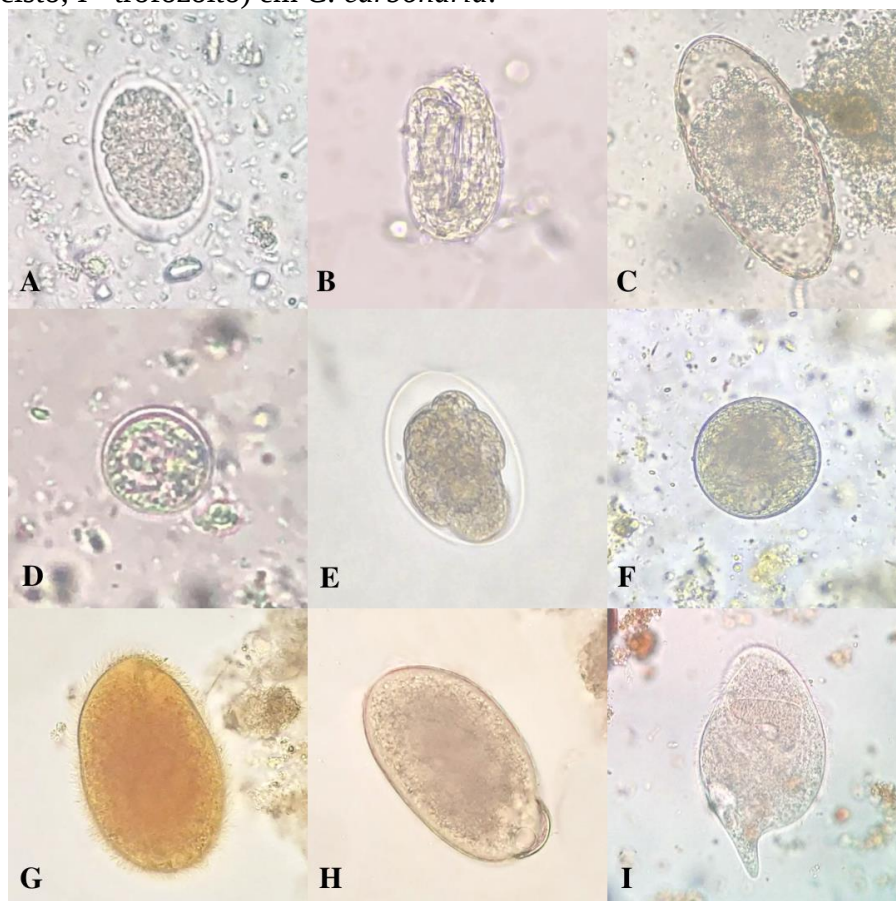
⁴Oocistos.

⁵Cistos.

⁶Trofozoítos.

Fonte: Arquivo Pessoal.

Figura 4 - Endoparasitos encontrados em répteis do Parque Zoobotânico Getúlio Vargas, Salvador-BA (objetiva de 40x). A - Strongylida em *Lachesis muta*; B - Strongyloidea em *L. muta*; C - Oxyuridae em *Iguana iguana*; D - Coccídeo em *Epicrates cenchria x assisi*; E - Strongylida em *Chelonoidis carbonaria*; F, G - *Balantidium* spp. (F – cisto; G - trofozoíto) em *C. carbonaria*; H, I – *Nyctotherus* spp. (H – cisto; I - trofozoíto) em *C. carbonaria*.



Fonte: Arquivo pessoal.

6 DISCUSSÃO

6.1 Frequência e proporção de endoparasitos

Alguns trabalhos sobre parasitologia em zoológicos já demonstraram a análise coproparasitológica em mamíferos, aves e répteis. Nesses trabalhos, geralmente as aves e os mamíferos são mais parasitados que os répteis, padrão observado por Batista et al. (2021) e Santos et al. (2022) onde a proporção maior foi a de mamíferos, seguido da de aves e depois da de répteis; e por Mewius et al. (2021) e Silva et al. (2022), onde existiam mais aves parasitadas proporcionalmente, seguido de mamíferos e depois de répteis. Porém, em nossa pesquisa, os répteis (66,7%) foram mais parasitados que as aves (60,0%), seguido dos mamíferos (47,8%). Essa mudança de padrão pode ocorrer devido às espécies amostradas, ou até mesmo pela forma assintomática ou oligossintomática que o parasitismo em répteis pode se apresentar, podendo fazer com que, mesmo parasitados, esses animais não possuam doença parasitária e muitas vezes não necessitem de tratamento (BATISTA et al., 2021).

Acerca da proporção dos táxons de parasitos encontrados, Batista et al. (2021) obtiveram 80,5% de nematódeos, seguidos de cestódeos com 19,4%, protozoários com 13,9%, e ácaros com 16,7%. Em nossa pesquisa, a proporção de nematódeos (80,3%) foi muito semelhante, e diferindo na proporção de protozoários (23,7%), cestódeos (13,2%) e devido também à presença de trematódeos (10,5%). Os parasitos de ciclo direto, como a maioria dos nematódeos e protozoários, tendem a ser mais prevalentes em animais de zoológico, já que não necessitam de um hospedeiro intermediário para a infecção no hospedeiro definitivo ocorrer (BARBOSA et al., 2019). A proporção de parasitismo simples também foi superior ao de parasitismo múltiplo assim como nesta pesquisa.

Na literatura disponível sobre parasitologia em mamíferos cativos de zoológicos, geralmente a frequência de endoparasitos é de aproximadamente de 40 a 60%, tendo uma predominância de nematódeos do que dos outros endoparasitos, e com uma proporção maior de infecções simples do que múltiplas. Isso foi observado por Fagiolini et al. (2010), Snak et al. (2017) e Capasso et al. (2019), o que corrobora com os nossos resultados.

Nos trabalhos que avaliaram a frequência de endoparasitos em aves sob cuidados humanos de zoológicos, geralmente esses animais se mostram com endoparasitismo de 30 a 60%, com maior quantidade de amostras com parasitismo simples do que misto. Esse padrão foi percebido por Snak et al. (2014), Hofstatter et al. (2015), Globokar et al. (2017), Melo et al. 2022 e Manjunatha et al. (2023). Na maioria dos trabalhos, dentre os endoparasitos encontrados geralmente os nematódeos estão em maior proporção, seguido dos protozoários (SNAK et al., 2014; HOFSTATTER et al., 2015; MELO et al., 2022; MANJUNATHA et al., 2023). Os dados desta pesquisa também seguiram esse padrão.

Nos poucos trabalhos que fizeram a análise de répteis de zoológicos, esses geralmente possuem de 5 a 55% de parasitismo, onde geralmente possuem o grau mais baixo dentre os outros grupos de animais (MEWIUS et al., 2021; SANTOS et al., 2022; SILVA et al., 2022). Diferentemente, no nosso trabalho, os répteis obtiveram a maior proporção de endoparasitismo. Além disso, em alguns artigos a maior proporção é de protozoários, que se dá geralmente em decorrência dos ciliados da microbiota normal de testudines (MEWIUS et al., 2021; SILVA et al., 2022), diferente do que ocorre nesta pesquisa que assim como o trabalho de Fernando et al. (2009) e Santos et al. (2022), obtiveram uma maior quantidade de nematódeos encontrados.

6.2 Técnicas coproparasitológicas

Considerando a literatura disponível sobre coproparasitologia em animais de zoológicos, grande parte realiza o uso apenas de uma técnica (FERNANDO et al., 2009; SNAK et al., 2014; HOFSTATTER; GUARALDO, 2015; GLOBOKAR et al., 2017; CAPASSO et al., 2019; MEWIUS et al., 2021; MELO et al., 2022; SANTOS et al., 2022; SILVA et al., 2023), e os que trazem mais de uma técnica não avaliaram a eficácia das técnicas envolvidas para cada grupo de animal (CÓRDON et al., 2008; FAGIOLINI et al., 2010; BARROS; SANT'ANNA; MAGALHÃES, 2017; SNAK et al., 2017; BATISTA et al., 2021; ABDULLAHI et al., 2023).

A realização de mais de uma técnica coproparasitológica aumenta a probabilidade de positividade nas amostras, pois cada método possui sensibilidade maior ou menor para cada táxon endoparasitário. Além disso, a realização de trabalhos que mostram e comparam a eficácia dessas técnicas em animais silvestres auxilia os profissionais a optarem no método mais fidedigno para cada grupo de animais.

Nesta pesquisa, a técnica que obteve a maior recuperação foi a de exame direto (38,2%), seguida da sedimentação espontânea (36,1%), da flutuação de Willis (32,6%) e do Mini-FLOTAC® (26,4%), com os padrões mudando de acordo com o grupo de animais. Esses resultados corroboram com os de Carvalho et al. (2016), que realizaram um trabalho com objetivo de avaliar a eficácia dos exames parasitológicos em animais silvestres mantidos em um mantenedouro de fauna, avaliando os métodos de exame direto, flutuação de Willis e sedimentação espontânea, obtendo o resultado de que o exame direto teve a maior sensibilidade entre as técnicas, seguido da sedimentação e da flutuação de Willis.

A técnica de Mini-FLOTAC® possui manuais de processamento para cães e gatos, herbívoros domésticos e para o ser humano. Em vista da ampla gama de animais silvestres que existem, seria interessante a formulação de manuais específicos para os diferentes grupos de animais para que o teste se torne mais sensível e mais aplicável às espécies silvestres. Dessa forma, é possível que a menor sensibilidade deste teste em alguns táxons animais no presente trabalho tenha ocorrido devido a mesma diluição de fezes que foi utilizada em todas as espécies aqui estudadas.

Nos mamíferos, a técnica mais eficaz foi a de sedimentação espontânea (33,7%), seguida do exame direto (32,6%), da flutuação de Willis (23,9%) e do Mini-FLOTAC® (19,6%). Na literatura, há apenas o trabalho de SÁ et al. (2023) com enteroparasitos de primatas, onde a técnica de flutuação foi superior ao método de Rugai e o método de Kato-Katz, sendo essas técnicas diferentes das que se utilizaram neste projeto. Porém, não existem trabalhos que comparem as técnicas de exame direto, flutuação e sedimentação em mamíferos silvestres.

Nas aves o padrão muda, pois o exame direto possuiu a maior recuperação de parasitos (50,0%), sendo a segunda melhor técnica a de flutuação de Willis (47,5%), com a de sedimentação e Mini-FLOTAC® obtendo igual positividade estatística (40,0%). Esses dados se assemelham aos de Rodriguez e colaboradores (2020) que realizaram um estudo com o objetivo de comparar a técnica de método direto, com uma de flutuação e outra de sedimentação em pavões de um zoológico. Estes perceberam que a técnica do método direto foi a única capaz de recuperar flagelados, além de que foi a que conseguiu recuperar o maior número de endoparasitos.

Akhila et al. (2018) fizeram um trabalho com serpentes cativas de um zoológico, e utilizando técnicas de sedimentação e flutuação, perceberam que a sedimentação provou ser um método superior de detecção de infecção por strongilídeos, enquanto que a flutuação foi superior na detecção de oocistos de coccídeos e ovos de outros nematódeos. Esses dados corroboram com os desta pesquisa, já que nos répteis, a flutuação de Willis foi a técnica que mostrou maior positividade (50,0%), seguida do exame direto e sedimentação com 40,0% e depois do Mini-FLOTAC® com 33,3%.

Como já exemplificado acima, a maioria dos trabalhos corroboram com a proporção de positividade por técnica parasitológica. Porém, a variação pode ocorrer não só pela sensibilidade de cada método, mas também pelos tipos de formas parasitárias em que os animais estavam parasitados, de modo que quando os animais são parasitados por ovos e oocistos menos densos, a tendência é que a técnica de flutuação seja superior à de sedimentação e vice-versa.

6.3 Endoparasitos encontrados

Muitos autores encontraram endoparasitos zoonóticos em animais silvestres cativos de zoológicos, sendo esse um risco para os profissionais e tratadores que lidam diretamente com esses indivíduos. Endoparasitos encontrados neste trabalho que são potencialmente zoonóticos são *Balantidium* spp., *Strongyloides* spp., *Trichuris* spp., *Platynosomum* spp., e os dos táxons Strongylida, Ascaridoidea, Ancylostomatidae e Oxyuridae (FAGIOLINI et al., 2010; REED et al., 2012; LIMA et al., 2017; BATISTA et al., 2021; SILVA et al., 2023).

Em trabalhos que envolviam a coproparasitologia de primatas, endoparasitos como *Strongyloides* spp. e *Bertiella* spp., foram recuperados por diversos autores (FAGIOLINI et al., 2010; SNAK et al., 2017; BATISTA et al., 2021; SANTOS et al., 2022; ABDULLAHI et al., 2023; SILVA et al., 2023). Porém, até o presente momento ainda não foram relatadas a ocorrência de *Strongyloides* spp. em *Ateles marginatus* e *Leontopithecus chrysomelas* e de *Bertiella* spp. nas espécies *Callicebus barbarabrownae* e *Saimiri sciureus*.

Também são descritos aqui os primeiros relatos de *Cystoisospora* spp. e *Entamoeba* spp. em ouriço-cacheiro (*Coendou prehensilis*). Existem poucos trabalhos sobre parasitismo na espécie e quase todos trabalhos existentes relatam apenas ecto ou hemoparasitos (THOISY et al., 2000; DANTAS-TORRES et al., 2009; BASTOS et al., 2016). Ludwig e Marques (2011) descreveram a infecção por *Cryptosporidium* spp. e Goe e colaboradores (2016) relatam a presença de *Blastocystis* spp. em um espécime que apresentava diarreia como sinal clínico.

Pode-se dizer que os nematódeos do gênero *Capillaria* são os mais comuns nos exames coproparasitológicos de aves, principalmente dos psitacídeos, o que foi relatado por Snak et al. (2014), Hofstatter e Guaraldo (2015), Ayres et al. (2016), Globokar et al. (2017), Batista et al. (2021), Mewius et al. (2021), Melo et al. (2022), Santos et al. (2022) e Silva et al. (2023). Em nenhum dos trabalhos disponíveis na literatura relatam esse nematódeo nas espécies de psitacídeos *Amazona rhodocoryta*, *Eupsittula aurea* e *Diopsittaca nobilis*, sendo essa a primeira vez.

Nas amostras de serpentes, ovos dos táxons de nematódeos Strongyloidoidea e larvas de Rhabditida podem causar tanto uma doença pulmonar (no caso de *Rhabdias* spp. e *Serpentirhabdias* spp.), quanto intestinal (*Strongyloides* spp.), muitas vezes não sendo possível a diferenciação entre essas espécies no exame coproparasitológico (HALLINGER et al., 2020). Muitos dos endoparasitos encontrados nas fezes desses animais podem ser espúrios, ou também chamados de pseudoparasitos. Isso ocorre porque esses répteis, por serem carnívoros, geralmente se alimentam de roedores em cativeiro, fazendo com que parasitos desses mamíferos passem pelo trato gastrintestinal do réptil sem causar doença alguma, e inclusive podendo ser uma fonte de contaminação e infecção para o ser humano (RINALDI et al., 2012; LIMA et al., 2017; 2021; BATISTA et al., 2021).

7 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Esse trabalho apresentou positividade de 52,8% nas amostras de fezes, sendo que a maior frequência de parasitismo foi encontrada nos répteis (66,7%), seguidos das aves (60%) e dos mamíferos (47,8%).

Esse estudo também traz novas informações acerca dos endoparasitos que podem acometer cada uma das espécies hospedeiras aqui estudadas, relatando a primeira vez a ocorrência de *Strongyloides* spp. em *Ateles marginatus* e *Leontopithecus chrysomelas*, de *Bertiella* spp. em *Callicebus barbarabrownae* e *Saimiri sciureus* e de *Capillaria* spp. em *Amazona rhodocoryta*, *Eupsittula aurea* e *Diopsittaca nobilis*.

Nessa pesquisa, a sensibilidade das técnicas coproparasitológicas variou conforme os grupos de animais, de forma que a de sedimentação espontânea foi superior para as amostras de mamíferos, a de exame direto, para as aves, e a de flutuação de Willis, para os répteis. Esses são métodos baratos, práticos e totalmente aplicáveis aos zoológicos para o diagnóstico parasitológico dos seus planteis.

Trabalhos sobre a fauna enteroparasitária são importantes pois esses endoparasitos além de poderem causar diversos prejuízos individuais e populacionais em animais silvestres, também podem ser um risco para seres humanos já que muitos são zoonóticos. É necessário que mais estudos sejam feitos com o objetivo de verificar os custos de cada endoparasito para cada táxon animal, e os potenciais riscos para pessoas que trabalham com esses animais diariamente.

REFERÊNCIAS

- ABD EL AAL, A. M. I.; ORABY, F. A. I. Isolation and identification of some short cestodes infecting greater flamingo (*Phoenicopterus ruber roseus*) at Giga Zoo, Egypt. **Kafrelsheikh Veterinary Medical Journal**, v. 7, n. 1, p. 14-27, 2009.
- ABDULLAHI, S. N. et al. Survey of gastrointestinal parasites in captive wild animals at Zoological Garden, Kano, North Western Nigeria. **Scholarly Journal of Science and Technology Research & Development**, v. 2, n. 5, p 1-12, 2023.
- ACOSTA-VIRGEN, K. et al. Helminths of three species of opossums (Mammalia, Didelphidae) from Mexico. **ZooKeys**, n. 511, p. 131-152, 2015.
- AKHILA, S. et al. Prevalence of endoparasites in captive snakes of Kerala, India. **Annals of Parasitology**, v. 64, n. 2, p. 129-135, 2018.
- ALVES, E.N.N. **Parasitas gastrointestinais dos animais no centro de estudos e recuperação de animais silvestres (CERAS, Castelo Branco)**. 2018. 45p. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) - Instituto de Ciências Biomédicas Abel Salazar, Porto, 2018.
- ANJOS, L. A. et al. Helminth fauna of two gecko lizards, *Hemidactylus agrius* and *Lygodactylus klugei* (Gekkonidae), from Caating biome, Northeastern Brazil. **Neotropical Helminthology**, v. 5, n. 2, p. 285-290, 2011.
- ANTUNES, A. F. N. **Pesquisa de helmintes gastrointestinais em quatro espécies de aves de rapina na zona Centro de Portugal: *Buteo buteo*, *Falco tinnunculus*, *Tyto alba* e *Athene noctua***. 2016. 24p. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) - Universidade de Lisboa, Lisboa, 2016.
- ARANDA, C. et al. Identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en félidos silvestres en cautiverio en el Perú. **Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú**, v. 24, n. 3, p. 360-368, 2013.
- ARAÚJO, K. C. et al. Endoparasites of *Philodryas olfersii* (Lichtenstein, 1823) in Restinga environments of the Parnaíba River Delta, Northeastern Brazil. **Neotropical Helminthology**, v. 14, n. 2, p. 129-141, 2020.
- ATKINSON, C.T.; THOMAS, N.J.; HUNTER, D.B. **Parasitic diseases of wild birds**. Ames: Blackwell Publishing, 2008. 598p.
- AYRES, M.C.C. et al. Ocorrência de parasitos gastrintestinais em Psitacídeos, mantidos em Parques Ecológicos na região metropolitana de Salvador, Bahia. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v. 38, n. 2, p. 133-136, 2016.

BARBOSA, A. S. et al. Gastrointestinal parasites in captive animals at the Rio de Janeiro Zoo. **Acta parasitologica**, v. 65, p. 237-249, 2019.

BARDI, E.; NOVIELLO, E.; HOFMANNOVÁ, L. Protozoa and protozoal infections in chelonians. **Journal of Exotic Pet Medicine**, v. 31, p. 5-12, 2019.

BARRETO-LIMA, A. F.; SANTOS, MR de D.; NÓBREGA, Y. C. **Tratado de Crocodilianos do Brasil**. Vitória: Editora Instituto Marcos Daniel, 2021. 645p.

BARRIOS, I. D. M. **Evaluación de la carga parasitaria en las poblaciones de tapir (*Tapirella bairdii*), del biotopo protegido San Miguel la Patolada el Zotz y del Parque Nacional Luguna Lachuá**. 2017. 99p. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Medicina Veterinária) – Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala, 2017.

BARROS, L.A.; SANT'ANA, L.X.; MAGALHÃES, B.S.N. et al. Prevalence of gastrointestinal parasites in wild mammals from Zoological Garden of Rio de Janeiro. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 24, n. 4, p. 179-183, 2017.

BASTOS, T. S. A. et al. Carrapatos em animais silvestres do bioma cerrado triados pelo CETAS, IBAMA-Goiás. **Ciência Animal Brasileira**, v. 17, n. 2, p. 296-302, 2016.

BATISTA, A. I. V. et al. Gastrointestinal parasites in wild and exotic animals from a Zoobotanical Park in Northeast of Brazil. **Research, Society and Development**, v. 10, n. 13, p. e486101321255-e486101321255, 2021.

BATISTA, L. C. et al. Coccidiose por *Isospora curio* (Trachta & Silva et al. 2006) (Apicomplexa: Eimeriidae) em *Sporophila angolensis* (Linnaeus, 1766) numa criação comercial - Relato de caso. **Brazilian Journal of Veterinary Medicine**, v. 37, n. 4, p. 401-405, 2015.

BENARDINO, M. S. N. **Parasitas Gastrointestinais de uma Coleção Privada de Geckos-Leopardo (*Eublepharis Macularius*) e de Répteis Tidos Como Animais de Estimação no Norte de Portugal**. 2014. 89p. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) - Universidade de Lisboa, Lisboa, 2014.

BEZERRA-SANTOS, M. A. et al. Gastrointestinal parasites in the opossum *Didelphis aurita*: Are they a potential threat to human health? **Journal of Parasitic Diseases**, v. 44, n. 2, p. 355-363, 2020.

BEZERRA-SANTOS, M. A. et al. *Didelphis* spp. opossums and their parasites in the Americas: A One Health perspective. **Parasitology Research**, v. 120, p. 4091–4111, 2021.

BRANDÃO, A. P. D. **Cães e gatos domésticos em Unidades de Conservação: uma abordagem de Saúde Única**. 2020. 173p. Tese (Doutorado em Epidemiologia Experimental Aplicada às Zoonoses) - Universidade de São Paulo, São Paulo, 2020.

BOLL, A. S. **Parasitos em passeriformes e psittaciformes provenientes de tráfico e posse ilegal no Rio Grande do Sul, Brasil**. 2016. 32p. Trabalho de Conclusão de Curso

(Bacharelado em Medicina Veterinária), Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2016.

BORJI, H. et al. A survey of ecto-and endo-parasites of domestic pigeons (*Columba livia*) in Mashhad, Iran. **Iranian Journal of Veterinary Science and Technology**, v. 4, n. 2, p. 37-42, 2012.

BOULLOSA, R. G. et al. Ecological aspects of nematode parasites of *Didelphis aurita* (Didelphimorphia, Didelphidae) in urban-sylvatic habitats in Rio de Janeiro, Brazil. **Oecologia Australis**, v. 21, n. 1, p. 54-61, 2017.

CAMEJO, A.; LOUGHLIN, D.T.; Born to be wild. **Trends in Parasitology**, v. 31, n. 4, p. 121-122, 2015.

CAO, S. et al. Prevalence and genetic characterization of *Cryptosporidium*, *Giardia* and *Enterocytozoon* in chickens from Ezhou, Hubei, China. **Frontiers in Veterinary Science**, v. 7, p. 30, 2020.

CAPASSO M. et al. Use of Mini-FLOTAC® and Fill-FLOTAC® for rapidly diagnosing parasitic infections in zoo mammals. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 28, n. 1, p. 168-171, 2019.

CARRERA-JÁTIVA, P. D. et al. Free-ranging avifauna as a source of generalist parasites for captive birds in zoological settings: An overview of parasite records and potential for cross-transmission. **Journal of advanced veterinary and animal research**, v. 7, n. 3, p. 482-500, 2020.

CARRERA-JÁTIVA, P. D. et al. Gastrointestinal parasites in wild rodents in Chiloé Island-Chile. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 32, n. 1, p. 1-20, 2023.

CARVALHO, A. F. et al. Efficacy of parasitological diagnosis methods in wild animals kept in captivity. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 84, p. 1-5, 2018.

CARVALHO, T. J. F. **Parasitas gastrointestinais em répteis de uma coleção comercial**. 2018. 134p. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) - Universidade de Lisboa, Lisboa, 2018.

CASTRO, L. S.; ALBUQUERQUE, G. R. Ocorrência de *Platynosomum illiciens* em felinos selvagens mantidos em cativeiro no estado da Bahia, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n. 4, p. 239-241, 2008.

CHAGAS, C. R F. et al. Occurrence of endoparasites in Ramphastidae (Aves: Piciformes) in São Paulo Zoo. **Helminthologia**, v. 54, n. 1, p. 81-86, 2017.

CHAGAS, C. R. F. et al. *Giardia* spp., ten years of parasitological data in the biggest zoo of Latin America. **Annals of parasitology**, v. 65, n. 1, p. 35-51, 2019.

CHAGAS-MOUTINHO, V. A. et al. New Aspidoderidae species parasite of *Didelphis aurita* (Mammalia: Didelphidae): a light and scanning electron microscopy approach. **Acta tropica**, v. 130, p. 162-166, 2014.

CHARRUAU, P.; PÉREZ-FLORES, J. S.; LABARRE, D. Skin parasitism by *Paratrachosoma recurvum* in wild American crocodiles and its relation to environmental and biological factors. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 122, n. 3, p. 205-211, 2017.

COELHO, C. D. et al. Tratamento da coccidiose causada por espécies do gênero *Isospora* Schneider, 1881 em curiós *Sporophila angolensis* Linnaeus, 1766 e bicudos *Sporophila maximiliani* Cabanis, 1851 mantidos em regime de quarentena. **Brazilian Journal of Veterinary Medicine**, v. 34, n. Supl. 1, p. 102-108, 2012.

CORDÓN, G. P, et al. Intestinal parasitism in the animals of the zoological garden “Peña Escrita”(Almuñecar, Spain). **Veterinary Parasitology**, v. 156, n. 3-4, p. 302-309, 2008.

COSTA, R. A. **O Parque Zoobotânico Arruda Câmara (João Pessoa/PB) e sua importância na conservação da biodiversidade**. 2016. 178p. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Geografia) - Universidade Federal da Paraíba, João Pessoa, 2016.

CRINGOLI, G. et al. FLOTAC®: new multivalent techniques for qualitative and quantitative copromicroscopic diagnosis of parasites in animals and humans. **Natureprotocols**, v. 5, n. 3, p. 503-515, 2010.

CRINGOLI, G. et al. Geospatial (s)tools: integration of advanced epidemiological sampling and novel diagnostics. **Geospatial Health**, v. 7, n. 2, p. 399-404, 2013.

CRINGOLI, G. et al. The Mini-FLOTAC® technique for the diagnosis of helminth and protozoan infections in humans and animals. **Natureprotocols**, v. 12, n. 9, p. 1723-1732, 2017.

CRUZ ALDÁN, E. et al. Parásitos del tapir centroamericano *Tapirus bairdii* (Perissodactyla: Tapiridae) en Chiapas, México. **Revista de biología tropical**, v. 54, n. 2, p. 445-450, 2006.

CUNHA, A. L. B. et al. Prevalence of endoparasites in faecal samples of cracids bred in captivity at the Parque Dois Irmãos, Recife, Pernambuco, Brazil. **Acta Veterinaria Brno**, v. 77, n. 3, p. 387-392, 2008.

DANTAS, C. S.; RODRIGUES, J. A.; VILELA, V. L. R. Endoparasitos em veados-catingueiros (*Mazama gouazoubira*) mantidos em cativeiro no Semiárido Paraibano. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 26, n. 4, p. 132-136, 2019.

DANTAS-TORRES, F. et al. Ticks on captive and free-living wild animals in northeastern Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v. 50, p. 181-189, 2010.

DASHE, D.; BERHANU, A. Study on Gastrointestinal Parasitism of Wild Animals in Captivity at the Zoological Garden of Haramaya University, Ethiopia. **Open Journal of Veterinary Medicine**, v. 10, n. 9, p. 173-184, 2020.

DA SILVA, A. S. et al. Criptosporidíase gastrintestinal em Tamanduá-mirim (*Tamandua tetradactyla*). **Revista Brasileira de Zoociências**, v. 10, n. 2, p. 175-177, 2008.

DE CARLI, G. A. **Diagnóstico laboratorial das parasitoses humanas, métodos e técnicas**. Rio de Janeiro: Medsi. 2011. 315p.

ECHENIQUE, J. V. Z. et al. Oral trichomoniasis in raptors in Southern Brazil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 39, n. 12, p. 983-988, 2020.

ELJADAR, M.; SAAD, W.; ELFADEL, G. A study on the prevalence of Endoparasites of domestic Pigeons (*Columba livia domestica*) inhabiting in the Green Mountain Region of Libya. **Journal of American Science**, v. 8, n. 12, p. 191-193, 2012.

FACIN, A. C. et al. Resolution of a biliary obstruction caused by *Platynosomum fastosum* in a feline by a modified cholecystoduodenostomy approach—case report. **Acta Veterinaria-Beograd**, v. 68, n. 2, p. 224-231, 2018.

FAGIOLINI, M. et al. Gastrointestinal parasites in mammals of two italian zoological gardens. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 23, n. 4, p. 219-221, 2010.

FARRET, M. H. et al. Primeiro registro de *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. em amostras de fezes de arara azul (*Anodorhynchus hyacinthinus*) na região sul do Brasil. **Revista Biotemas**, v. 23, n. 3, p. 219-221, 2010.

FERNANDO, S. P.; UDAGAMA-RANDENIYA, P. V. Parasites of selected reptiles of the national zoological garden, Sri Lanka. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 40, n. 2, p. 272-275, 2009.

FERNANDES GREGO, K.; GARDINER, C. H.; CATÃO-DIAS, J. L. Comparative pathology of parasitic infections in free-ranging and captive pit vipers (*Bothrops jararaca*). **Veterinary Record**, v. 154, n. 18, p. 559-562, 2004.

FERRARI, E. D. **Prevalência de *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. em pombos-correio (*Columba livia*) durante as fases de competição, reprodução e muda de penas**. 2021. 81p. Tese (Doutorado em Ciência Animal) - Universidade Estadual Paulista, Araçatuba, 2021.

FERREIRA JUNIOR, F. C. F. **Avaliação sanitária de tucanos e araçaris (Aves: Piciformes) em cativeiro no estado de Minas Gerais**. 2012. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal) - Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2012.

FIGUEIREDO, M. A. P. et al. Diversidade de parasitos gastrintestinais em primatas neotropicais de criadouro conservacionista situado na Amazônia Maranhense, estado do Maranhão, Brasil. **Ars Veterinaria**, v. 36, n. 1, p. 12-19, 2020.

GLOBOKAR, M. et al. Occurrence of endoparasites in captive birds between 2005 to 2011 as determined by faecal flotation and review of literature. **Berl Munch Tierarztl Wochenschr**, v. 130, n. 11-12, p. 461-473, 2017.

GOE, A. M. et al. *Blastocystis* spp. and *Blastocystis ratti* in a Brazilian porcupine (*Coendou prehensilis*) with diarrhea. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 47, n. 2, p. 640-644, 2016.

GRANDÓN-OJEDA, A. et al. Gastrointestinal and external parasites of the Variable hawk *Geranoaetus polyosoma* (Accipitriformes: Accipitridae) in Chile. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 28, n. 3, p. 376-382, 2019.

GRUIANU, A. et al. A survey on ecto-and endoparasites in some migratory birds in the Danube Delta, Romania. **Veterinary Medicine Journal**, v. 63, n. 1, p. 109-114, 2017.

GÜIRIS-ANDRADE, D. M. et al. *Tziminema unachi* n. gen., n. spp. (Nematoda: Strongylidae: Strongylinae) parasite of Baird's tapir *Tapirus bairdii* from Mexico. **Journal of helminthology**, v. 92, n. 6, p. 752-759, 2018.

HALLINGER, M. J.; TAUBERT, A.; HERMOSILLA, C. Occurrence of *Kalicephalus*, *Strongyloides*, and *Rhabdias* nematodes as most common gastrointestinal parasites in captive snakes of German households and zoological gardens. **Parasitology Research**, v. 119, p. 947-956, 2020.

HARLIN, R.; WADE, L. Bacterial and parasitic diseases of Columbiformes. **Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice**, v. 12, n. 3, p. 453-473, 2009.

HOFFMANN, W. A.; PONS, J.A.; JANER, J.L. The sedimentation concentration method in Schistosomiasis mansoni. **Journal of Tropical Medicine and Public Health**, v. 9, p. 281-298, 1934.

HOFFMANN, R. P. **Diagnóstico de parasitismo veterinário**. Porto Alegre: Sulina, 1987. 156p.

HOFSTATTER, P. G.; GUARALDO, A. M. A. Parasitological survey on birds at some selected brazilian zoos. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 24, n. 1, p. 87-91, 2015.

HUCHZERMEYER, F. W. Diseases of farmed crocodiles and ostriches. **Revue scientifique et technique-Office international des épizooties**, v. 21, n. 1, p. 265-276, 2002.

IBAMA: Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. Constituição (1998). **Portaria nº 093, de 1998**. Brasil.

ILYES, M.; AHMED, B. Cestode parasites of free-range chickens (*Gallus gallus domesticus*) in the north-eastern of Algeria. **International Journal of Poultry Science**, v. 12, n. 11, p. 681-684, 2013.

JAISWAL, A. K. et al. Endoparasitic infections in Indian peacocks (*Pavo cristatus*) of Veterinary College Campus, Mathura. **Journal of Parasitic Diseases**, v. 37, n. 1, p. 26-28, 2013.

JAROŠOVÁ, J. et al. Oxyurid nematodes of pet rodents in Slovakia-a neglected zoonotic threat. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 29, n. 1, p. 1-9, 2019.

JOHNSON-DELANEY, C. A. Parasites of captive nonhuman primates. **Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice**, v. 12, n. 3, p. 563-581, 2009.

KHAN, J. S. et al. Parasites of seabirds: A survey of effects and ecological implications. **Advances in Marine Biology**, v. 82, p. 1-50, 2019.

KOMOROVÁ, P. et al. Intestinal and liver flukes of birds of prey (Accipitriformes, Falconiformes, Strigiformes) from Slovakia: uniform or diverse compound? **Parasitology Research**, v. 115, p. 2837-2844, 2016.

LLANO, H. A. B. et al. Molecular screening for Sarcocystidae in muscles of wild birds from Brazil suggests a plethora of intermediate hosts for *Sarcocystis falcatula*. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, v. 17, p. 230-238, 2022.

LEDWON, A. et al. Trichomoniasis, psittacine circovirus and clostridial infection in a budgerigar. **Medycyna Weterynaryjna**, v. 67, n. 2, p. 133-135, 2011.

LIMA, L. P. C. P. **Parasitos intestinais em Tamanduás-bandeira (*Myrmecophaga tridactyla*) de vida livre e de cativeiro**. 2019. 39p. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Medicina Veterinária) – Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2019.

LIMA, V. F. S. et al. Gastrointestinal parasites in feral cats and rodents from the Fernando de Noronha Archipelago, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 26, n.4, p. 521-524, 2017.

LIMA, V. F. S. et al. Occurrence of zoonotic gastrointestinal parasites of rodents and the risk of human infection in different biomes of Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Medicine**, v. 43, 2021.

LIMACHI QUIÑAJÓ, R.; NALLAR GUTIERREZ, R.; ALANDIA ROBLES, E. Gastrointestinal parasites in free-ranging *Tayassu pecari* and *Pecari tajacu* from the Pilon

Lajas Biosphere Reserve and Indigenous Territory, Beni-Bolivia. **Neotropical Helminthology**, v. 8, n. 2, p. 1-9, 2021.

LIRA-TORRES, I. et al. Métodos de captura e inmovilización química del tapir centroamericano (*Tapirus bairdii*) en el sureste de México. **Quehacer Científico en Chiapas**, v. 9, n. 1, p. 35-46, 2014.

LOURENÇO, C. M. M. **Prevalência de Parasitas Gastrointestinais em Aves de Falcoaria e Psitacídeos no distrito de Lisboa**. 2015. 64p. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) - Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias, Lisboa, 2015.

LUDWIG, R.; MARQUES, S. M. T. Occurrence of *Cryptosporidium* spp. oocysts in mammals at a zoo in southern Brazil. **Revista Ibero-Latinoamericana de Parasitologia**, v. 70, n. 1, p. 122-128, 2011.

LUX HOPPE, E. G.; TEBALDI, J. H.; NASCIMENTO, A. A. Helminthological screening of free-ranging grey brocket deer *Mazama gouazoubira* Fischer, 1817 (Cervidae: Odocoileini) from Brazilian Pantanal wetlands, with considerations on *Pygarginema verrucosa* (Molin, 1860) Kadenatzii, 1948 (Spirocercidae: Ascaropsinae). **Brazilian Journal of Biology**, v. 70, n. 2, p. 417-423, 2010.

MAINA, LG M. et al. Diversity, prevalence, and intensity of gastrointestinal helminth infections in migratory, resident, and sedentary plains zebras (*Equus quagga*) in Masai Mara National Reserve and Lake Nakuru National Park, Kenya. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 33, p. 100750, 2022.

MANGINI, P. R.; MEDICI, E. P.; FERNANDES-SANTOS, R. C. Tapir health and conservation medicine. **Integrative Zoology**, v. 7, n. 4, p. 331-345, 2012.

MANJUNATHA, V. et al. A copro-parasitological surveillance on diverse captive wild avian species. **Indian Journal of Animal Research**, v. 57, n. 4, p. 505-510, 2023.

MARIETTO-GONÇALVES, G. A. et al. Prevalência de endoparasitas em amostras fecais de aves silvestres e exóticas examinadas no Laboratório de Ornitopatologia e no Laboratório de Enfermidades Parasitárias da FMVZ-UNESP/Botucatu-SPP. **Ciência Animal Brasileira**, v. 10, n. 1, p. 349-354, 2009.

MARQUES, M. V. R. et al. Serologic, parasitic, and bacteriologic assessment of captive cracids (Aves: Galliformes: Cracidae) in Brazil. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 44, n. 1, p. 27-34, 2013.

MARQUES, S. M. T. et al. Parasites of pigeons (*Columba livia*) in urban areas of lages, Southern Brazil. **Parasitología latinoamericana**, v. 62, n. 3-4, p. 183-187, 2007.

MARQUES, S. M. T. et al. Parasitos gastrintestinais em veados (*Mazama gouazoubira*) de áreas nativas no planalto de Santa Catarina, Brasil. **Veterinária em Foco**, v. 5, n. 1, p. 3-9, 2007.

MARQUES, S. M. T. et al. Capilariose em savacu (*Nycticorax nycticorax*). **Neotropical Helminthology**. vol. 12, n. 1, p. 115-119, 2018.

MARQUES, S. M. T. et al. Prevalência de parasitos intestinais em aves domésticas e silvestres do sul do Brasil. **Revista Agrária Acadêmica**. Imperatriz, MA. v. 2, n. 5, p. 17-24, 2019.

MARTINS, N. É. X. **Helmintos de veados-mateiros (*Mazama americana*) dos municípios de Axixá do Tocantins e Araguaína, Tocantins, Brasil**. 2016. 45p. Tese (Doutorado em Ciência Animal Tropical) – Universidade Federal do Tocantins, Araguaína, 2016.

MATI, V. L. T.; PINTO, H. A.; MELO, A. L. Helminths of *Liophis miliaris* (Squamata, Dipsadidae): a list of species and new records. **Helminthologia**, v. 52, n. 2, p. 159-166, 2015.

MATIAS, C. S. et al. Helminths infecting the black false boa *Pseudoboa nigra* (Squamata: Dipsadidae) in northeastern Brazil. **Acta Herpetologica**, v. 13, n. 2, p. 171-175, 2018.

MCALLISTER, C. T.; DUSZYNSKI, D. W.; MCKOWN, R. D. A new species of *Caryospora* (Apicomplexa: Eimeriidae) from the bald eagle, *Haliaeetus leucocephalus* (Accipitriformes: Accipitridae), from Kansas. **The Journal of Parasitology**, v. 99, n. 2, p. 287-289, 2013.

MCALLISTER, C. T. et al. Parasites (Trematoda, Nematoda, Phthiraptera) of Two Arkansas Raptors (Accipitriformes: Accipitridae; Strigiformes: Strigidae). **Journal of the Arkansas Academy of Science**, v. 73, n. 1, p. 79-82, 2019.

MECCHI, K.C. **Ocorrência de Parasitas em Serpentes Peçonhentas**. 2015. 85p. Dissertação (Mestrado em Ciências Ambientais e Sustentabilidade Agropecuária) - Universidade Católica Dom Bosco, Campo Grande, 2015.

MELO, C. M. F. et al. Parasites of Psittaciformes and Accipitriformes in Paraíba state, northeastern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 22, n. 2, p. 314-317, 2013.

MELO, Y. J. O. et al. Gastrointestinal parasites in captive and free-living wild birds in Goiania Zoo. **Brazilian Journal of Biology**, v. 82, p. e240386, 2021.

MEWIUS, A. et al. Endoparasites in group of wild animals raised in captivity. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 41, p. e06758, 2021.

MIRANDA, R. et al. The role of zoos and aquariums in a changing world. **Annual Review of Animal Biosciences**, v. 11, p. 287-306, 2023.

MORAIS, D. H. et al. Morphometric and phylogenetic analyses of *Serpentirhabdias viperidicus* n. spp. (Nematoda: Rhabdiasidae) from the lancehead snake *Bothrops moojeni* Hoge, 1966 (Reptilia: Serpentes: Viperidae) in Brazil. **Journal of Helminthology**, v. 91, n. 3, p. 360-370, 2017.

MOSS, A. et al. The Role of Zoos and Aquariums in Contributing to the Kunming–Montreal Global Biodiversity Framework. **Journal of Zoological and Botanical Gardens**, v. 4, n. 2, p. 445-461, 2023.

MÜLLER, G. C. K.; GREINERT, J. A.; SILVA FILHO, H. H. Frequência de parasitas intestinais em felinos mantidos em zoológicos. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 57, n. 4, p. 559-561, 2005.

MUSTAPA, M. S. et al. Preliminary study on the occurrence of intestinal parasites in Malayan tapir (*Tapirus indicus*) in Zoo Negara, Malaysia. **Journal of Tropical Biology & Conservation**, v. 11, p. 97-101, 2014.

NAKAMA, M. **The relationship of endoparasite diversity and feeding ecology in the seabird complex of South Florida**. 2018. 120p. Dissertação (Mestrado em Ciências Ambientais Marinhas) - Nova Southeastern University Oceanographic Center, Hollywood, 2018.

NÚNCIO, M. S.; ALVES, M. J. **Doenças associadas a artrópodes vetores e roedores**. Lisboa: Instituto Nacional de Saúde Doutor Ricardo Jorge, 2014. 186p.

NYARIKI, Thomas M. **The pathology and role of bacterial and endoparasitic diseases in mass mortality of lesser flamingos in Kenya**. 2013. 230p. Tese (Doutorado em Patologia Veterinária e Diagnóstico) - University of Nairobi, Nairobi, 2013.

OLIVEIRA, W. J. et al. Caracterização da fauna helmintológica de tamanduá-bandeira (*Myrmecophaga tridactyla*) e tamanduá-mirim (*Tamandua tetradactyla*) atropelados nas rodovias BR-050 e BR-455 (Minas Gerais, Brasil). **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 72, n. 6, p. 2175-2185, 2020.

ORTÚZAR-FERREIRA, C. N. et al. Coccidia of Columbiformes: a taxonomic review of its Eimeriidae species and *Eimeria columbinae* n. spp. from *Columbina talpacoti* (Temminck, 1809) from Brazil. **Parasitology research**, v. 119, p. 267-281, 2020.

OTRANTO, D. et al. The role of wild canids and felids in spreading parasites to dogs and cats in Europe: Part I: Protozoa and tick-borne agents. **Veterinary parasitology**, v. 213, n. 1-2, p. 12-23, 2015.

- OYARZÚN-RUIZ, P.; MUÑOZ-ALVARADO, P.; RAFFO, E. Helminths of *Milvago chimango temucoensis* (Aves: Falconiformes) from Los Ríos Region, Chile: new records for neotropical raptors. **Helminthologia**, v. 53, n. 4, p. 336-353, 2016.
- OYARZÚN-RUIZ, P. et al. Helminth and ectoparasitic faunas of the Harris's hawk, *Parabuteo unicinctus* (Accipitriformes: Accipitridae), in Chile: new data on host-parasite associations for Neotropical raptors. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 31, n. 3, p. 1-13, 2022.
- PANTOJA, D. K. S. Q. et al. *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. em carnívoros silvestres do Estado do Pará–Brasil. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 26, n. 4, p. 142-147, 2019.
- PATRA, G. et al. Prevalence of gastrointestinal parasites in captive non-human primates of zoological gardens in North-Eastern region of India. **Biological Rhythm Research**, v. 51, n. 5, p. 690-698, 2020.
- PEREIRA, A. W. S. et al. Parasitismo por *Proatractis* sp em jabuti piranga. **Ciência Animal**, v. 28, n. 3, p. 47-50, 2018.
- PEREIRA, D. G. A. **Animais domésticos em unidades de conservação: impactos e controle**. 2022. 36p. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Engenharia Florestal) — Universidade de Brasília, Brasília, 2022.
- PEREIRA, J. S. **Ectoparasitos em pequenos mamíferos silvestres da estação experimental Rafael Fernandes, Rio Grande do Norte, Brasil**. 2015. 75p. Tese (Doutorado em Ciência Animal) – Universidade Federal Rural do Semi-Árido, Mossoró, 2015.
- 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.
- RATAJ, A. V. et al. Parasites in pet reptiles. **Acta Veterinaria Scandinavica**, v. 53, n. 33, p. 1-21, 2011.
- REDÓN, S. et al. First report of cestode infection in the crustacean *Artemia persimilis* from Southern Chilean Patagonia and its relation with the Neotropical aquatic birds. **PeerJ**, v. 7, p. e7395, 2019.
- REED, T.E. et al. Impacts of parasites in early life: contrasting effects on juvenile growth of different family members. **PloS ONE**, v. 7, n. 2, p. 1-8, 2012.

REGINATTO, A. R. et al. Report of cryptosporidiosis in gray brocket deer (*Mazama gouazoubira*) in southern Brazil. **Comparative clinical pathology**, v. 19, p. 523-525, 2010.

REIS, R. F. **Diagnóstico e Controle Biológico de Nematodes Gastrointestinais nos Mamíferos Selvagens Mantidos em Cativeiro no Monte Selvagem, Reserva Animal**. 2019. 24p. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) - Universidade de Lisboa, Lisboa, 2019.

REY L. **Parasitologia**. 4ª ed. Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, 2011. 883p.

RINALDI, L. et al. FLOTAC® can detect parasitic and pseudoparasitic elements in reptiles. **Experimental Parasitology**, v. 130, n. 3, p. 282-284, 2012.

RODRIGUEZ, B. et al. Comparative analyses of coproscopical techniques to diagnose enteroparasites in a group of captive Indian peafowl (*Pavo cristatus*). **Annals of parasitology**, v. 66, n. 3, p. 397-406, 2020.

ROE, K.; MCCONNEY, A.; MANSFIELD, C. F. The role of zoos in modern society—A comparison of zoos' reported priorities and what visitors believe they should be. **Anthrozoös**, v. 27, n. 4, p. 529-541, 2014.

ROJANO, C.; MIRANDA, L.; ÁVILA, R. Endoparasitos de *Myrmecophaga tridactyla* y *Tamandua tetradactyla* (Pilosa: Vermilingua) silvestres en Casanare, Colombia. **Revista Colombiana de Ciencia Animal-RECIA**, v. 7, n. 2, p. 154-159, 2015.

SÁ, L. C. E. F. et al. Prevalence of enteroparasites in primates kept at the Brasília Zoo, Brazil. **Research, Society and Development**, v. 12, n. 5, p. e27112541739-e27112541739, 2023.

SAIKIA, M. et al. Comparative Evaluation of Direct Smear and Culture Methods for Detection of *Trichomonas gallinae* Infection in Pigeon and Chicken of Assam. **International Journal of Current Science Research and Review**, v. 5, n. 11, p. 4331-4335, 2022.

SALAZAR-SILVA, C. H. et al. External and gastrointestinal parasites of the black-faced ibis *Theristicus melanopis* (Pelecaniformes: Threskiornithidae) in the Los Ríos region, southern Chile. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 42, p. 100893, 2023.

SANTORO, M. et al. Helminth infestation in birds of prey (Accipitriformes and Falconiformes) in Southern Italy. **The Veterinary Journal**, v. 186, n. 1, p. 119-122, 2010.

SANTOS, C. C. et al. *Cryptosporidium* spp. in *Columba livia* Gmelin, 1789 (Columbiformes: Columbidae) free-living pigeons from urban areas in Pelotas, Rio Grande do Sul, Brazil. **Journal of Parasitic Diseases**, v. 44, n. 4, p. 877-881, 2020.

SANTOS, C. C. N.; WERNECK, M. R. Helmintos em Xenarthras do gênero *Bradypus* Linnaeus, 1758: uma revisão de literatura. **Natural Resources**, v. 2, n. 1, p. 16-28, 2011.

SANTOS, I. G. et al. Gastrointestinal parasites in captive wild animals from two Brazilian **Zoological Gardens. Research, Society and Development**, v. 11, n. 4, p. e28411426637-e28411426637, 2022.

SANTOS, J. D. S. **Diversidade de helmintos intestinais em cães domésticos (*Canis familiaris* Linnaeus, 1758) e de raposas (*Cerdocyon thous* Linnaeus, 1766) no semiárido do Nordeste do Brasil e implicações para a saúde**. 2013. 204p. Dissertação (Mestrado em Saúde Pública) – Fundação Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, 2013.

SANTOS, P. M. S. et al. Parasitos de aves e mamíferos silvestres em cativeiro no estado de Pernambuco. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 35, n. 9, p. 788-794, 2015.

SCHIEBER, M.-C.; ŠTRKOLCOVÁ, G. Prevalence of Endoparasites in Carnivores in a Zoo and a Wolves Park in Germany. **Folia Veterinaria**, v. 63, n. 1, p. 54-59, 2019.

SKIBINS, J. C.; POWELL, R. B. Conservation caring: Measuring the influence of zoo visitors' connection to wildlife on pro-conservation behaviors. **Zoo biology**, v. 32, n. 5, p. 528-540, 2013.

SILVA, L. A. F. **Helmintofauna associada a répteis provenientes da Reserva Particular do Patrimônio Natural Foz do Rio Aguapeí, Estado de São Paulo**. 2014. 78p. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas) - Universidade do Estado de São Paulo, Botucatu, 2014.

SILVA, M. B. et al. Gastrointestinal parasites in wild and exotic animals from a zoo in the State of Bahia, Brazil - first record. **Research, Society and Development**, v. 11, n. 13, p. e19111334959-e19111334959, 2022.

SMITH, A. J.; FEDYNICH, A. M. Helminth community composition, structure, and pattern in six dove species (Columbiformes: Columbidae) of south Texas. **Journal of Parasitology**, v. 98, n. 1, p. 11-21, 2012.

SNAK, A. et al. Análises coproparasitológicas de aves silvestres cativas. **Ciência Animal Brasileira**, v. 15, n. 4, p. 502-507, 2014.

SNAK, A. et al. Perfil parasitológico de mamíferos silvestres cativos. **Veterinaria e zootecnia**, v. 24, n. 1, p. 193-200, 2017.

SOKÓŁ, R.; PLUTA, P. Endoparasites in western capercaillies (*Tetrao urogallus*) and black grouse (*Tetrao tetrix*) kept in various types of aviaries. **The Journal of Wildlife Diseases**, v. 58, n. 1, p. 114-121, 2022.

- SOLÓRZANO-GARCÍA, B. et al. Coprological survey of parasites of free-ranging jaguar (*Panthera onca*) and puma (*Puma concolor*) inhabiting 2 types of tropical forests in Mexico. **Revista mexicana de biodiversidad**, v. 88, n. 1, p. 146-153, 2017.
- SOLÓRZANO-GARCÍA, B.; PÉREZ-PONCE DE LEÓN, G. Parasites of neotropical primates: a review. **International Journal of Primatology**, v. 39, p. 155-182, 2018.
- SOUZA, L. S. et al. Endoparasites in wild birds in the Brazilian Amazon. **Brazilian Journal of Veterinary Medicine**, v. 41, n. 1, p. e105219-e105219, 2019.
- SOUZA, L. S. et al. First report of Davaneidae and Strongylida parasitizing *Ramphocelus carbo* (Aves: Passeriformes: Thraupidae) in the southwest of the Brazilian Amazon region. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 29, n. 1, p. 1-6, 2020.
- SPRENGER, L. K. et al. Occurrence of gastrointestinal parasites in wild animals in State of Paraná, Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, v. 90, n. 1, p. 231-238, 2018.
- TAMAM, O. M. A. R. Histopathological changes associated with various types of parasitic infections, causing mortality of migratory greater flamingo, *Phoenicopterus ruber roseus*. **Assiut Veterinary Medical Journal**, v. 61, n. 144, p. 73-79, 2015.
- TÁPARO, C. V. et al. Comparação entre técnicas coproparasitológicas no diagnóstico de ovos de helmintos e oocistos de protozoários em cães. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 15, n. 1, p. 1-5, 2006.
- TAVARES, L. E. R. et al. Helmintos endoparasitos de vertebrados silvestres em Mato Grosso do Sul, Brasil. Iheringia. **Série Zoologia**, v. 107, p. e2017106, 2017.
- TAVELA, A. O. et al. Helminths of wild hybrid marmosets (*Callithrix* spp.) living in an environment with high human activity. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 22, n. 3, p. 391-397, 2013.
- TEODORO, A. K. M. et al. Gastrointestinal, skin and blood parasites in *Didelphis* spp. from urban and sylvatic areas in São Paulo state, Brazil. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 16, p. 100286, 2019.
- TEIXEIRA, A. A. M. et al. Helminths of the lizard *Salvator merianae* (Squamata, Teiidae) in the caatinga, northeastern Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v. 77, n. 2, p. 312-317, 2016.
- THOISY, B. et al. A survey of hemoparasite infections in free-ranging mammals and reptiles in French Guiana. **Journal of Parasitology**, v. 86, n. 5, p. 1035-1040, 2000.

- VASCONCELOS, T. C. B. et al. Coccidiose em *Sporophila maximiliani* (Passeriformes: Emberizidae): relato de dois casos. **Brazilian Journal of Veterinary Medicine**, v. 34, n. 4, p. 261-264, 2012.
- VIEIRA, F. E.G. et al. Parasitismo gastrointestinal em *Leopardus trigrinus* (Schreber, 1775) (Carnivora; Felidae) e carnívoros domésticos no norte do estado do Paraná, Brasil. **Brazilian Journal of Animal and Environmental Research**, v. 1, n. 2, p. 373-385, 2018.
- VILELA, A. L. O.; LAMIM-GUEDES, V. Cães domésticos em unidades de conservação: impactos e controle. **Holos Environment**, v. 14, n. 2, p. 198-210, 2014.
- WALTEROS-CASAS, H. A. et al. Identification of ecto and endoparasites in domestic pigeons (*Columba livia*) from the urban area of Villavicencio, Meta, Colombia. **MVZ Cordoba**, v. 26, n. 3, p. e2157, 2021.
- WILLIS, H. H. A simple levitation method for the detection of wookworm ova. **Medicine Journal of Australia**, v. 2, n. 18, p. 375-376, 1921.
- ZHAO, J. H. et al. Morphological and molecular characterization of *Ortleppascaris sinensis* spp. nov. (Nematoda: Ascaridoidea) from the Chinese alligator *Alligator sinensis*. **Journal of helminthology**, v. 90, n. 3, p. 303-311, 2016.
- ZOU, Y. et al. Prevalence and multilocus genotyping of *Giardia duodenalis* in zoo animals in three cities in China. **Parasitology Research**, v. 121, n. 8, p. 2359-2366, 2022.