

FAUNA PARASITÁRIA DE AVES E RÉPTEIS EM UM CENTRO DE REABILITAÇÃO DE ANIMAIS SILVESTRES NO SUDESTE DO BRASIL

Ana Beatriz do Prado Correia, Giovanna Rizzi Meneguetti, Flavia Villaça Moraes, Matheus Salgado de Oliveira.

Universidade do Vale do Paraíba (UNIVAP), Núcleo de Pesquisas em Animais Silvestres (NUPAS), Centro de Reabilitação de Animais Silvestres (CRAS). Av. Shishima Hifumi 2911 - Urbanova, São José dos Campos – SP, anabpc21@gmail.com, giovannameneguetti@hotmail.com, matheus.salgado@univap.br

Resumo

As endoparasitoses intestinais são frequentes em animais silvestres de vida cativeira, devido a diferentes fatores como medidas sanitárias, compartilhamento de recintos, gaiolas, manejo e até mesmo o estresse que impacta no sistema imune. Este estudo teve como objetivo avaliar a fauna parasitária (protozoários e helmintos) recorrentes em aves e répteis no Centro de Reabilitação de Animais Silvestres (CRAS) da Universidade do Vale do Paraíba (UNIVAP) do ano de janeiro de 2016 a julho de 2025. Os métodos utilizados para a realização dos exames foram o de Sedimentação Espontânea, o de Exame Direto, o Método de Ritchie e o Método de Sheater adaptado. Foram analisados um total de 1.853 laudos coproparasitológicos, 1.544 de aves e 309 de répteis, de aproximadamente 65 espécies de aves diferentes e 05 espécies de répteis sendo, até o presente momento o maior e mais abrangente estudo parasitológico em animais de vida cativeira em um CRAS no Sudeste do Brasil. Os parasitos mais incidentes foram *Eimeria* sp. para as aves e os Oxiurídeos para os répteis. Nossos achados contribuem para a caracterização da fauna parasitária de aves e répteis silvestres do Sudeste do Brasil.

Palavras-chave: Parasitoses. Aves. Répteis.

Área do Conhecimento: Biomedicina

Introdução

A fauna parasitária corresponde ao conjunto de parasitas que podem afetar organismos ou ecossistemas, sendo influenciada por fatores internos e externos de determinada região (Costa *et al.*, 2010). Diversas espécies animais estão suscetíveis ao contato com parasitas e, entre elas, aquelas mantidas em cativeiro podem apresentar maiores cargas parasitárias, devido a condições ambientais e fatores de estresse (Godoy; Cubas, 2011; Siqueira, 2020). Esses parasitas, capazes de provocar desconforto ou prejuízos aos hospedeiros, são classificados em diferentes grupos taxonômicos, como protozoários, helmintos e artrópodes (Urquhart *et al.*, 1996). Em cativeiro, os animais tendem a ser mais vulneráveis a parasitoses, pois condições de estresse causam impacto na resposta imunológica (Silva *et al.*, 2018). Outros fatores que podem estar associados são condições sanitárias, manejo e tamanho dos recintos (Müller *et al.*, 2005). O compartilhamento de recintos facilita a propagação de cistos, oocistos, trofozoítos, ovos, larvas e proglotes que também proliferam de maneira rápida entre animais aglomerados (Urquhart *et al.*, 1996; Müller *et al.*, 2005; Atkinson *et al.*, 2009; Silva *et al.*, 2018).

Os endoparasitas podem atuar como oportunistas ou como agentes primários das doenças (Santos *et al.* 2011) e representam uma ameaça para a recuperação de populações animais. Sendo assim, as infecções parasitárias são um dos problemas mais recorrentes relacionados a mortalidade de animais silvestres em cativeiro (Daszak *et al.*, 2000; Freitas *et al.*, 2002; Siqueira, 2020). Nesse contexto, é de fundamental importância a avaliação da fauna parasitária na rotina clínica de animais silvestres e em protocolos de reintrodução (Freitas *et al.*, 2001, Godoy; Cubas, 2011, Oliveira *et al.*, 2011; Siqueira, 2020). Dentre os animais silvestres de vida cativeira, os mais acometidos por parasitoses são as aves, seguida dos mamíferos e dos répteis (Atkinson *et al.*, 2009; Siqueira, 2020). As aves podem ser distribuídas em diversas famílias, como Psittacidae (papagaios, araras e maritacas), Cacatuidae (cacatuas e calopsitas) e Columbidae (pombos), entre outras (BirdLife International, 2019). Já os répteis

incluem famílias como Testudinidae (cágados, tartarugas e jabutis), Squamata (lagartos e serpentes) e Crocodylidae (jacarés, crocodilos e gaviais) (Jacobson, 2007; Walden *et al.*, 2020).

Os Centros de Reabilitação brasileiros atuam não apenas na recuperação física e comportamental dos animais silvestres, mas também no monitoramento e controle de agentes infecciosos, incluindo parasitas de relevância clínica e epidemiológica (IBAMA, 2024). O Centro de Reabilitação de Animais Silvestres (CRAS) da Universidade do Vale do Paraíba (UNIVAP) foi inaugurado em 1999 como Criadouro Conservacionista e, em agosto de 2017, passou para a categoria de CRAS (CRAS; UNIVAP, 2025). O CRAS está registrado no Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) com o Cadastro Técnico Federal (CTF) de número 1223856, e possui autorização de Manejo pela Secretaria do Meio Ambiente desde 2017, renovada em 2024 por mais 5 anos (número 30873/2024). Assim como os demais setores do Centro de Estudos da Natureza (CEN), o CRAS da UNIVAP está sob supervisão do Curso de Ciências Biológicas da Faculdade de Educação e Artes (CEN; UNIVAP, 2025). Os principais objetivos desse empreendimento de fauna são receber, manter, tratar e reintegrar à natureza animais silvestres provenientes de apreensões realizadas por órgãos de fiscalização ambiental, como a Secretaria do Meio Ambiente, o IBAMA, Polícia Ambiental, de entregas por parte de municípios, de unidades de controle de zoonoses e instituições privadas (Siqueira, 2020; Sivieri *et al.*, 2023). O Laboratório de Análises Clínicas do CRAS (LabCRAS), possui o compromisso de entregar resultados laboratoriais das análises clínicas veterinárias, com o intuito de auxiliar os médicos veterinários e biólogos, quanto ao estado de saúde dos animais silvestres. O setor de análises clínicas do CRAS, efetua liberações de laudos em diversas áreas, como: Parasitologia Clínica, Urinálise, Microbiologia Clínica, Análises de Líquidos e tecidos biológicos, Hematologia Clínica e Bioquímica Clínica (Sivieri *et al.*, 2023). Informações sobre a fauna parasitária de aves e répteis silvestres são escassas na literatura especializada. Neste contexto, o objetivo deste estudo foi analisar a fauna parasitária (protozoários e helmintos) recorrentes em aves e répteis no Centro de Reabilitação de Animais Silvestres (CRAS) da UNIVAP do ano de janeiro de 2016 a julho de 2025, sendo, até o presente momento o maior e mais abrangente estudo parasitológico em animais de vida cativa em um CRAS no Sudeste do Brasil.

Metodologia

O estudo foi realizado por meio da construção e análise de 1.853 laudos coproparasitológicos de aves e répteis de diferentes espécies recebidos no Centro de Reabilitação de Animais Silvestres (CRAS) da Universidade do Vale do Paraíba (UNIVAP) de janeiro de 2016 a julho de 2025. O levantamento dos dados foi realizado no Laboratório de Análises Clínicas do CRAS da UNIVAP (LabCRAS), alocado no Centro de Estudos da Natureza (CEN) pertencente ao Curso de Ciências Biológicas, situado no município de São José dos Campos (SP). A pesquisa possui aprovação da Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA), sob o protocolo nº A01/CEUA/2023.

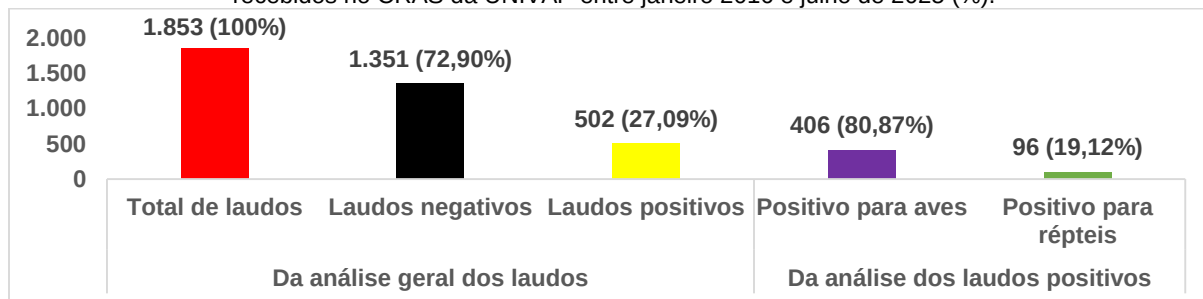
Os métodos utilizados para a realização dos exames parasitológicos e obtenção dos laudos arquivados foram o de Sedimentação Espontânea (Lutz, 1919), ou método de Hoffman, Pons e Janer, o de Exame direto (Marks, 2002; Santos; Rivera, 2013), o Método de Ritchie (Ritchie, 1948) e o método de Sheater adaptado (Sheather *et al.*, 1923; Huber; Bomfim; Gomes, 2003). A escolha do método dependia da solicitação clínica, das características da amostra fecal (se diarreica, semiformada ou formada) e da espécie do animal em questão. O LabCRAS prioriza a realização de no mínimo dois métodos para cada amostra para garantir a detecção de todas formas parasitárias como: cistos, oocistos, trofozoítos, ovos, larvas e proglotes. Os dados extraídos dos laudos foram organizados e analisados no programa Microsoft Excel®. Inicialmente, foi utilizada a estatística descritiva para calcular a média aritmética, o desvio padrão e as porcentagens. Em seguida, os dados foram submetidos à análise estatística no software SISVAR, versão 5.6. Para a análise e interpretação dos resultados, aplicou-se a Análise de Variância (ANOVA) fatorial, seguida pelo teste de Tukey, com nível de significância de $p < 0,05$ (Ferreira, 2019).

Resultados

No presente estudo foram avaliados um total de 1.853 laudos coproparasitológicos, 83,33% (1.544) correspondem as aves e 16,67% (309) aos répteis. Da totalidade dos laudos, 1.285 foram negativos

(72,90%), 502 foram positivos para alguma parasitose (27,09%) destes positivos 406 correspondem a laudos de aves (80,87%) e 96 de répteis (19,12%) (Gráfico 1).

Gráfico 1 – Análise geral dos laudos parasitológicos, sua totalidade, negativos, positivos para aves e répteis recebidos no CRAS da UNIVAP entre janeiro 2016 e julho de 2025 (%).



Fonte: Autora, 2025.

Ao longo dos quase 10 anos de faixa temporal deste estudo, diversas espécies de aves e répteis foram acometidas por parasitoses, aproximadamente 65 espécies de aves diferentes e 05 espécies de répteis tiveram laudos positivos (quadro 1).

Quadro 1 – Relação de espécies de aves e répteis recebidos no CRAS da UNIVAP entre janeiro 2016 e julho de 2025 e que fizeram parte do presente estudo.

Aves	Répteis
<i>Amazona aestiva</i> , <i>Amazona amazônica</i> , <i>Amazona rhodocorytha</i> , <i>Amazonetta brasiliensis</i> , <i>Athene cunicularia</i> , <i>Ara ararauna</i> , <i>Ara chloropterus</i> , <i>Ara macao</i> , <i>Ara sp.</i> , <i>Asio stygius</i> , <i>Asio clamator</i> , <i>Brotogeris chiriri</i> , <i>Brotogeris tirica</i> , <i>Bubo virginianus</i> , <i>Buteogallus meridionalis</i> , <i>Caracara plancus</i> , <i>Cariama cristata</i> , <i>Coragyps atratus</i> , <i>Crotophaga ani</i> , <i>Columbina talpacoti</i> , <i>Colaptes campestris</i> , <i>Cyanocorax cristatellus</i> , <i>Diopsittaca nobilis</i> , <i>Dendrocygna viduata</i> , <i>Eupsittula cactorum</i> , <i>Eupetomena sp.</i> , <i>Eupetomena macroura</i> , <i>Falco peregrinus</i> , <i>Guira guira</i> , <i>Icterus jamacaii</i> , <i>Leptotila verreauxi</i> , <i>Megascops choliba</i> , <i>Milvago chimachima</i> , <i>Nyctibius aethereus</i> , <i>Patagioenas picazuro</i> , <i>Pionus sp.</i> , <i>Pitangus sulphuratus</i> , <i>Oryzoborus angolensis</i> , <i>Mimus saturninus</i> , <i>Psittacara sp.</i> , <i>Pitangus sulphuratus</i> , <i>Parabuteo unicinctus</i> , <i>Psittacara leucophthalmus</i> , <i>Pionus sp.</i> , <i>Primolius maracaná</i> , <i>Pulsatrix perspicillata</i> , <i>Progne chalybea</i> , <i>Ramphastos dicolorus</i> , <i>Ramphastos sp.</i> , <i>Ramphastos toco</i> , <i>Ramphastos dicolorus</i> , <i>Rupornis magnirostris</i> , <i>Saltator maximus</i> , <i>Saltator similis</i> , <i>Sicalis flaveola</i> , <i>Sporophila caerulea</i> , <i>Turdus leucomelas</i> , <i>Turdus rufiventris</i> , <i>Tersina viridis</i> , <i>Tyto furcata</i> , <i>Thraupis palmarum</i> , <i>Thraupis sayaca</i> , <i>Tyrannus melancholicus</i> , <i>Zenaida auriculata</i> , <i>Zonotrichia capensis</i> , família <i>Picidae</i> (pica-pau), <i>Sem espécie relatada</i> .	<i>Chelonoidis carbonaria</i> , <i>Chelonoidis denticulata</i> , <i>Crotalus durissus terrificus</i> , <i>Iguana iguana</i> , <i>Pantherophis guttatus</i> .

Fonte: Autora, 2025.

A relação dos parasitas, a nível de gênero, por ano está evidenciada no quadro 2 e permite observar um panorama geral das infecções. Para as aves, o parasito mais prevalente foi *Eimeria sp.* o (47,67%), seguido de *Ascaridia sp.* e *Isospora sp.*, para os répteis, os parasitos mais prevalentes foram os Oxiurídeos (31,63%), seguido de *Isospora sp.* e ancilostomídeos.

Quadro 2 – Relação de parasitos de aves e répteis dos laudos positivos por ano recebidos no CRAS da UNIVAP entre janeiro 2016 e julho de 2025. *Os dados do ano de 2020 são parciais, devido a troca de sistema de informação, a ação corretiva já está em andamento.

Ano	Parasitos em laudos de aves (n)	Parasitos em laudos de répteis (n)
2016	<i>Ancilostomídeos</i> (1), <i>Ascaridia sp.</i> (6), <i>Dicrocoelium sp.</i> (5), <i>Eimeria sp.</i> (46), <i>Capillaria sp.</i> (2), <i>Larvas de nematelmintos sem gênero e espécie</i> (2), <i>Fasciola sp.</i> (1), <i>Heterophyes sp.</i> (1), <i>Strongyloides spp.</i> (2).	<i>Ancilostomídeos</i> (8), <i>Capillaria sp.</i> (2), <i>Hymenolepis sp.</i> (1), <i>Oxiurídeo</i> (1).
2017	<i>Ancilostomídeos</i> (4), <i>Alaria sp.</i> (1), <i>Ascaridia sp.</i> (14), <i>Dicrocoelium sp.</i> (2), <i>Entamoeba sp.</i> (31), <i>Eimeria sp.</i> (90), <i>Giardiasp.</i> (1), <i>Isospora sp.</i> (2), <i>Strongyloides sp.</i> (4), <i>Larvas de nematelmintos sem gênero e espécie</i> (1).	<i>Ancilostomídeos</i> (2), <i>Oxiurídeo</i> (2), <i>Balantidium sp.</i> (1), <i>Ozolaimus sp.</i> (1).

A Ciência do NANO e seu impacto transformador no MACRO

2018	<i>Ascaridia</i> sp. (7), <i>Capillaria</i> sp. (1), <i>Isospora</i> sp. (1), <i>Eimeria</i> sp. (22), <i>Entamoeba</i> sp. (10), <i>Strongyloides</i> sp. (4).	<i>Ancilostomídeos</i> (2), <i>Oxiurídeo</i> (4), <i>Balantidium</i> sp. (1).
2019	<i>Ancilostomídeos</i> (5), <i>Ascaridia</i> sp. (31), <i>Eimeria</i> sp. (9), <i>Entamoeba</i> sp. (10), <i>Strongyloides</i> sp. (4), <i>Entamoeba</i> sp. (6), <i>Heterakis</i> sp. (1), <i>Hymenolepis</i> sp. (2), <i>Strongyloides</i> sp. (1), Larvas de nematelmintos sem gênero e espécie (2).	<i>Ancilostomídeos</i> (7), <i>Oxiurídeo</i> (12), <i>Balantidium</i> sp. (2), <i>Ascaris</i> sp. (4), <i>Entamoeba</i> sp. (2), <i>Strongyloides</i> sp. (1).
2020*	<i>Ascaridia</i> sp. (3), <i>Capillaria</i> sp. (2).	Registros em situação de recuperação
2021	<i>Ancilostomídeos</i> (1), <i>Eimeria</i> sp. (4), <i>Hymenolepis</i> sp. (1), <i>Entamoeba</i> sp. (1), Larvas de nematelmintos sem gênero e espécie (1).	<i>Oxiurídeo</i> (5), <i>Balantidium</i> sp. (6).
2022	<i>Ascaridia</i> sp. (2), <i>Eimeria</i> sp. (16), <i>Hymenolepis</i> sp. (2), <i>Entamoeba</i> sp. (1).	<i>Ancilostomídeos</i> (1), <i>Balantidium</i> sp. (8), <i>Oxiurídeo</i> (11), <i>Strongyloides</i> sp. (2).
2023	<i>Balantidium</i> sp. (1), <i>Eimeria</i> sp. (10), <i>Isospora</i> sp. (14), <i>Ancilostomídeos</i> (6), <i>Hymenolepis</i> sp. (1), sugestivo de <i>Platynosomum</i> sp. (1).	<i>Ancilostomídeos</i> (1), <i>Balantidium</i> sp. (3), <i>Isospora</i> sp. (9), <i>Oxiurídeo</i> (3), <i>Entamoeba</i> sp. (1).
2024	<i>Eimeria</i> sp. (13), <i>Giardia</i> sp. (2), <i>Cyniclomycetes</i> sp. (2), <i>Entamoeba</i> sp. (1), <i>Isospora</i> sp. (1), <i>Ancilostomídeos</i> (3), Larvas de nematelmintos sem gênero e espécie (1).	<i>Balantidium</i> sp. (1), <i>Oxiurídeo</i> (1), <i>Strongyloides</i> sp. (2).
2025	<i>Ancilostomídeos</i> (2), <i>Eimeria</i> sp. (4), <i>Entamoeba</i> sp. (2), <i>Strongyloides</i> sp. (2).	até julho de 2025 não houve registros positivos para répteis.

Fonte: Autora, 2025.

A análise de variância da interação entre as médias (ANOVA) fatorial, revelou haver diferenças estatísticas significativas nos parasitos de aves ($F=31.408$, $p<0,05$), destacando *Eimeria* sp. como mais prevalente no período de estudo ($F=124.991$, $p<0,05$). Para os répteis também foi encontrado diferenças estatisticamente significativas, destacando os Oxiurídeos como os mais prevalentes ($F=1,0 \times 10^9$, $p<0,05$).

Discussão

No presente estudo a análise dos 1.853 laudos coproparasitológicos evidenciou que a maior parte das amostras foram de aves, o que pode estar associada à maior frequência de resgate e encaminhamento de aves para os centros de reabilitação, seja por apreensões decorrentes do tráfico de animais silvestres, acidentes ou abandono, refletindo a ampla distribuição e interação dessas espécies com áreas urbanizadas (Siqueira 2020; IBAMA, 2024). A maior taxa de positividade em aves pode estar relacionada a fatores comportamentais e alimentares, como o hábito de ingerir sementes ou forragear no solo, aumentando a exposição a formas infectantes (Urquhart *et al.*, 1996; Godoy; Cubas, 2011; Siqueira, 2020). Entre as aves, o gênero *Eimeria* sp. apresentou a maior incidência, resultado que é consistente com a literatura, que aponta a eimeriose como uma das parasitoses mais comuns em aves, especialmente em ambientes de alta densidade populacional, devido à facilidade de disseminação de oocistos de coccídeos pelo ambiente (Costa *et al.*, 2010). Esse achado reforça a importância de medidas de higiene e manejo adequado em recintos de reabilitação para reduzir a contaminação cruzada.

Nos répteis, a maior prevalência foi de parasitas da família Oxiuridae. Oxiurídeos são nematoides comuns em répteis herbívoros, sendo muitas vezes transmitidos pela ingestão de alimentos contaminados ou por contato direto com substratos infectados (Jacobson, 2007). Embora, em alguns casos, a presença desses parasitas possa ser assintomática, cargas elevadas podem provocar quadros de enterite, perda de peso e comprometimento do estado geral do animal, prejudicando sua reabilitação e posterior soltura (Walden *et al.*, 2020). O parasita mais frequentemente observado ao longo do período de estudo foram os coccídeos, especificamente *Eimeria* sp., seguido pelos nematódeos *Ascaridia* sp., *Strongyloides* sp. e *Ancylostoma* sp., bem como os protozoários *Entamoeba* sp. e *Balantidium* sp., além disso, um parasita oxiurídeo foi encontrado em várias amostras coproparasitológicas de *Iguana iguana*, esse parasita carece de uma classificação taxonômica em nível de gênero na literatura disponível e é referido mundialmente como Oxiurídeo, membro da família Oxyuridae (Junker *et al.*, 2008; Hallinger *et al.*, 2018). Neste contexto, nossos achados contribuem significativamente para a caracterização e definição da fauna parasitária de aves e répteis silvestres do Sudeste do Brasil.

Conclusão

Os resultados demonstraram que as aves representam o maior número de espécies recebidas no CRAS da UNIVAP. Os parasitos mais incidentes foram *Eimeria* sp. para as aves e os Oxiurídeos para os répteis. Sugere-se maiores abordagens e aprofundamentos quanto a fauna parasitária de animais silvestres pois representam dados escassos na literatura. Nossos achados contribuem para a caracterização e definição da fauna parasitária de aves e répteis silvestres do Sudeste do Brasil.

Referências

ATKINSON, C. T.; THOMAS, N. J.; HUNTER, D. BRUCE. **Parasitic diseases of wild birds**. John Wiley; Sons, 2009.

BIRDLIFE INTERNATIONAL. Birds on the IUCN red List. Disponível em: <https://www.birdlife.org/>. Acesso em: 14 ago. 2025.

CEN; UNIVAP. **Centro de Reabilitação de Animais Silvestres – CRAS da UNIVAP**. Disponível em: <https://www.univap.br/univap/graduacao/fea/cen/cen-centro-de-estudos-da-natureza>. Acesso em: 21 set. 2025.

CRAS; UNIVAP. **Centro de Reabilitação de Animais Silvestres – CRAS da UNIVAP**. Disponível em: <https://www.univap.br/univap/graduacao/cras-centro-de-reabilitacao-de-animais-silvestres>. Acesso em: 21 set. 2025.

DASZAK P., CUNNINGHAM A. A.; HYATT A. D. Emerging infectious diseases of wildlife: threats to biodiversity and human health. **Science**, v. 87, p. 443- 449, 2000.

COSTA, Í. A. *et al.* Ocorrência de parasitos gastrintestinais em aves silvestres no município de Seropédica, Rio de Janeiro, Brasil. **Brazilian Animal Science**, v. 11, n. 4, p. 914-922, 2010.

FERREIRA, D.F. SISVAR: a computer analysis system to fixed effects split plot type designs. **Revista Brasileira de Biometria**. 37(4): 529-535, 2019.

FREITAS M.F.L; OLIVEIRA J.B.; CAVALCANTI M.D.B.; OLIVEIRA R.A.; EVENCIO- SOBRINHO, A. Perfil coproparasitológico de mamíferos silvestres em cativeiro em el Estado de Pernambuco, Brasil. **Parasitologia al Día**. 25: 121-125, 2001.

FREITAS, M. F. L.; OLIVEIRA, J. B.; CAVALCANTI, M. D. B.; LEITE A. D.; MAGALHÃES, V. S.; OLIVEIRA, R. A.; SOBRINHO A. E. Parasitos gastrointestinais de aves silvestres em cativeiro em el estado de Pernambuco, Brasil. **Parasitologia Latinoamericana**, v. 57, p. 50-54, 2002.

GODOY, S. N.; CUBAS, Z. S. Doenças virais e parasitárias em Psittaciformes: uma revisão. **Clínica Veterinária**, v. 90, n. 1, p. 32-44, 2011.

HALLINGER, M. J.; TAUBERT, A.; HERMOSILLA, C.; MUTSCHMANN, F. Occurrence of health compromising protozoan and helminth infections in tortoises kept as pet animals in Germany, **Parasites & Vectors**, v. 11, n. 1, p. 352, 2018.

HUBER, F.; BOMFIM, T. C.; GOMES, R. S. Comparação da eficiência da técnica de sedimentação pelo formaldeído-éter e da técnica de centrífugo-flutuação modificada na detecção de cistos de *Giardia* sp. e oocistos de *Cryptosporidium* sp. em amostras fecais de bezerros. **Rev Bras Parasitol Vet**, v. 12, n. 2, p. 135-137, 2003.

IBAMA. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. **Centros de triagem reabilitam e devolvem milhares de animais silvestres à natureza**. Brasília: IBAMA, 2024.

JACOBSON, E. R. **Parasites and parasitic diseases of reptiles**. In E. R. Jacobson, *Infectious Diseases and Pathology of Reptiles – Colour Atlas and Text*. p. 571 – 666. Florida: Taylor & Francis Group. 2007.

JUNKER, K.; DEBUSHO, L.; BOOMKER, J. The helminth community of helmeted guineafowls, *Numida meleagris* (Linnaeus, 1758), in the north of Limpopo Province, South Africa. **Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, v. 75, n. 3, p. 225-235, 2008.

LUTZ, A. O. *Schistosomum mansoni* e a schistosomatose segundo observações feitas no Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 11, n. 1, p. 121-155, 1919.

MARKS, S. L. **What constitutes a proper fecal examination?** In: WSAVA 2002 Congress. ACVIM (Internal Medicine, Oncology), Dip. ACVN. University of California, Davis, School of Veterinary Medicine, Davis, California, USA, 2002.

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.

OLIVEIRA J.B.; SANTOS T.; VAUGHAN C.; SANTIAGO H. External parasites of raptors (Falconiformes and Strigiformes): identification in an ex situ population from Mexico. **Rev. Biol. Trop.** 59:1257-126, 2011.

RITCHIE, L.S. An ether sedimentation technique for routine stool examination. **Bulletin of the United States Army Medical De-partment**. (8):326, 1948.

SANTOS T.; OLIVEIRA J. B.; VAUGHAN C.; SANTIAGO H. Health of an ex situ population of raptors (Falconiformes and Strigiformes) in Mexico: diagnosis of internal parasites. **Rev. Biol. Trop.**, v. 58, n. 3, p. 1265-1279, 2011.

SANTOS, H. J.; RIVERA, W. L. Comparison of direct fecal smear microscopy, culture, and polymerase chain reaction for the detection of *Blastocystis* sp. in human stool samples. **Asian Pacific Journal of Tropical Medicine**, v. 6, n. 10, p. 780-784, 2013.

SILVA, M. T. F.; AQUIM, E. C.; SOUSA, T.P.R.; SOUSA G. N. R.; VASCONCELOS, A.R.O.; SILVEIRA, C.C.D.O.A; MELO, E.L.S. Occurrence of Intestinal Parasites in *Alouatta caraya* of the Zoobotanical Park of Teresina, Piauí, Brazil. **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 46, p. 5, 2018.

SIQUEIRA, J. V. **Avaliação da fauna parasitária frequente dos animais recebidos no centro de reabilitação de animais silvestres (CRAS) da UNIVAP de 2016 a 2019**. Trabalho de graduação (Ciências Biológicas) Universidade do Vale do Paraíba, São José dos Campos, 2020.

SIVIERI, A. *et al.* Análise hematológica de *Pantherophis guttatus* e *Crotalus durissus terrificus* no Centro de Reabilitação de Animais Silvestres da Universidade do Vale do Paraíba. **Revista Multidisciplinar de Educação e Meio Ambiente**, v. 4, n. 2, 2023. DOI: 10.51189/conbracib2023/26125.

SHEATHER, A. L. *et al.* The Detection of Intestinal Protozoa and Mange Parasites by a Flootation Technique. **Journal of Pathology and Therapy**, v. 36, n. pt. 4, 1923.

URQUHART, G. M.; ARMOUR, J.; DUNCAN, J. L.; DUNN, A. M.; JENNINGS, F. W. **Parasitologia Veterinária**. Segunda edição, 1996.

WALDEN, H. D. S.; GREINER, E. C.; JACOBSON, E. R. Parasites and parasitic diseases of reptiles. In: **Infectious diseases and pathology of reptiles**. CRC Press, p. 859-968, 2020.