FREQUÊNCIA DE COCCÍDEOS EM AVES (2016-2026) E RELATO DA EFICÁCIA DO PROTOCOLO DE DESINFECÇÃO NO CRAS-UNIVAP

Camilly Aparecida Nunes, Flora Nogueira Matos, Flavia Villaça Morais, 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, camillyynunes@outlook.com; flonogueira@hotmail.com, flavia@univap.br, matheus.salgado@univap.br

Resumo

As endoparasitoses intestinais são frequentes em aves silvestres de vida cativa, sendo influenciadas pela densidade populacional, compartilhamento de recintos e estresse. *Eimeria* spp. e *Cystoisospora* spp. destacam-se como causadores de coccidioses, provocando quadros de emagrecimento, síndrome de má-absorção e elevadas taxas de mortalidade. A alta resistência de seus oocistos no ambiente exige protocolos rigorosos de biossegurança, associando métodos físicos e químicos de desinfecção. Este estudo tem como objetivo analisar a frequência de coccídeos em aves atendidas pelo CRAS da UNIVAP entre 2016 e 2026, avaliando o impacto da implementação de um protocolo de desinfecção ambiental. Trata-se de um estudo retrospectivo de 1.483 laudos coproparasitológicos. As medidas sanitárias avaliadas incluíram imersão em cloro, lavagem por alta pressão, vassoura de fogo, caiação e pedilúvios de amônia quaternária. O teste qui-quadrado comprovou uma redução altamente significativa da prevalência de 24,23% para 6,01% após a intervenção ($p<0,0001$), enaltecendo a eficácia e o impacto positivo das medidas profiláticas aplicadas na rotina do centro de reabilitação.

Palavras-chave: *Eimeria spp. Cystoisospora spp.* Aves silvestres. Epidemiologia.

Área do Conhecimento: Biomedicina**.**

Introdução

O termo fauna parasitária é utilizado para descrever o grupo de parasitas que incidem sobre ecossistemas ou seres vivos, sofrendo interferência de variáveis regionais de ordem interna e externa (Costa *et al*., 2010). Embora o contato com esses agentes ocorra em diversas espécies animais, nota-se que aquelas de vida cativa tendem a abrigar uma quantidade mais elevada de parasitas, situação frequentemente desencadeada por estressores e particularidades do ambiente de cativeiro (Godoy; Cubas, 2011; Siqueira, 2020). Os parasitos podem ser classificados como artrópodes, helmintos e protozoários, tais agentes podem gerar desde incômodos até danos severos aos seus hospedeiros (Urquhart *et al*., 1996). A maior suscetibilidade às doenças parasitárias no cativeiro é justificada pelo efeito negativo que as situações de estresse exercem sobre a competência imunológica dos animais (Silva *et al*., 2018). Elementos estruturais e operacionais, como as dimensões dos recintos, as práticas de manejo e o estado sanitário do local, também estão diretamente associados a essa vulnerabilidade (Müller *et al*., 2005). Além disso, a manutenção conjunta de vários indivíduos e a aglomeração favorecem uma rápida disseminação e multiplicação de formas parasitárias diversas, incluindo trofozoítos, ovos, cistos, oocistos, proglotes e larvas (Urquhart *et al*., 1996; Müller *et al*., 2005; Atkinson et al., 2009; Silva *et al*., 2018).

Os enteroparasitas comportam-se tanto como causadores primários quanto como oportunistas em enfermidades, figurando entre as causas mais recorrentes de morbimortalidade em animais silvestres mantidos sob cuidados humanos (Daszak *et al*., 2000; Freitas *et al*., 2002; Santos *et al*., 2011; Siqueira, 2020). Dentre estes agentes, os coccídios pertencentes aos gêneros *Eimeria* spp. e *Cystoisospora* spp. assumem expressiva relevância na medicina de aves silvestres (Galha *et al*., 2010; Machado; Pontin, 2024). Estes parasitos intracelulares obrigatórios infectam o epitélio intestinal, desencadeando graves quadros de enterite acompanhados de diarreia, emagrecimento progressivo, síndrome de má-absorção de nutrientes e índices elevados de mortalidade, sobretudo em filhotes e indivíduos debilitados. Neste

contexto, torna-se imprescindível avaliar a carga parasitária tanto na rotina clínica de atendimento quanto nas etapas preparatórias para a reintrodução dos espécimes na natureza (Freitas *et al*., 2001; Godoy; Cubas, 2011; Oliveira *et al*., 2011; Siqueira, 2020).

A classe das aves silvestres pode abranger múltiplas famílias afetadas, exemplificadas pelos Psittacidae (maritacas, araras e papagaios), Cacatuidae (calopsitas e cacatuas) e Columbidae (pombos), entre outras (BirdLife International, 2019). Os Centros de Reabilitação brasileiros atuam não apenas na recuperação física e comportamental de aves 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 munícipes, de unidades de controle de zoonoses e instituições privadas (Siqueira, 2020; Sivieri *et al*., 2023).

Informações e análises longitudinais sobre a eficácia de métodos integrados de desinfecção ambiental direcionados ao controle de coccidioses por *Eimeria* e *Cystoisospora* ainda são escassas na literatura especializada, constituindo este, possivelmente (até agosto de 2026), o primeiro estudo do gênero desenvolvido em um CRAS na região Sudeste do Brasil. Diante disso, o objetivo deste estudo é analisar a frequência de coccídeos em aves atendidas pelo CRAS da UNIVAP entre 2016 e 2026, avaliando de forma estatística o impacto da implementação de protocolos rigorosos de desinfecção no controle da enfermidade.

Metodologia

O estudo possui carater retrospectivo, descritivo e exploratório, realizado por meio do levantamento e análise de 1.483 laudos coproparasitológicos de aves de diferentes espécies recebidos no Centro de Reabilitação de Animais Silvestres (CRAS) da Universidade do Vale do Paraíba (UNIVAP) de janeiro de 2016 a agosto de 2026. 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). O CRAS da UNIVAP possui aprovação da Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA), sob o protocolo nº A01/CEUA/2023, para estudos com dados provenientes da sua rotina.

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 Sheather 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 registros foram tabulados no Microsoft Office Excel®. Inicialmente, aplicou-se a estatística descritiva para o cálculo da prevalência absoluta e relativa (porcentagens) ao longo da série histórica. Para mensurar a eficácia da intervenção sanitária, a linha do tempo foi estratificada em dois blocos operacionais: Período Pré-Protocolo (2016 a 2018) e Período Pós-Protocolo de desinfecção (2019 a 2026). Em função da natureza categórica das variáveis (frequência de exames positivos e negativos), a análise inferencial foi conduzida no software R, aplicando-se o Teste Qui-quadrado de Pearson, adotando-se o nível de significância de $p<0,05$.

Resultados

No presente estudo, foram analisados os laudos coproparasitológicos de 1.483 aves atendidas no CRAS da UNIVAP ao longo da série histórica. Do total, 208 espécimes apresentaram positividade para coccidiose aviária (*Eimeria* spp. e *Cystoisospora* spp.), totalizando uma prevalência global de 14,02% no período avaliado.

A análise temporal demonstrou que, nos primeiros anos (2016 a 2018), a infecção parasitária alcançava picos expressivos, destacando-se o ano de 2017 com 93 diagnósticos positivos. Com a implementação e o rigoroso controle do novo protocolo de desinfecção a partir de 2019 (baseado em amônia quaternária, hipoclorito de sódio, cal, pedilúvios e desinfecção térmica), a incidência sofreu uma queda drástica e sustentada. Para fins de comprovação estatística, os resultados foram consolidados e comparados na Tabela 1.

Tabela 1 **–** Análise da prevalência de coccidiose aviária e impacto da intervenção sanitária no CRAS-UNIVAP (Teste Qui-quadrado). O valor de p<0,0001 indica diferença estatística altamente significativa entre os períodos.

Período Analisado	Aves Atendidas (N)	Casos Positivos (N)	Prevalência (%)	Valor-p ($\chi 2$)
Pré-Protocolo (2016 a 2018)	652	158	24,23%	-
Pós-Protocolo (2019 a 2026)	831	50	6,01%	< 0,0001*

Fonte: Autores, 2026.

A aplicação do Teste Qui-quadrado (x^2=99,03; p<0,0001) comprovou que a intervenção profilática reduziu a prevalência de coccidioses de forma altamente significativa, caindo de 24,23% (fase pré-protocolo) para um patamar de estabilidade sanitária de 6,01% (fase pós-protocolo). Em anos recentes (2025 e 2026), a presença da enfermidade atingiu a proximidade da erradicação nos recintos, com 2 e 0 casos, respectivamente.

O controle epidemiológico das coccidioses aviárias (*Eimeria* spp. e *Cystoisospora* spp.) no Centro de Reabilitação de Animais Silvestres da UNIVAP (CRAS-UNIVAP) fundamenta-se na padronização de barreiras biológicas e químicas. A implantação do protocolo sanitário a partir de 2019 estruturou-se nas seguintes diretrizes operacionais de desinfecção ambiental (Tabela 2).

Tabela 2 **–** Procedimento Operacional Padrão (POP) do protocolo de biossegurança e desinfecção ambiental aplicado no CRAS-UNIVAP a partir de 2019.

Etapa / Medida	Insumo ou Método	Frequência de execução	Finalidade Sanitária
Limpeza e desinfecção de superfícies	Amônia quaternária e Hipoclorito de sódio	Diária	Redução da carga microbiana e lise de oocistos viáveis em pisos, paredes e estruturas de grades.
Tratamento de solos e pistas	Cal (virgem ou hidratada)	Periódica (conforme esvaziamento de recintos)	Inibição de formas parasitárias no solo por alteração de pH e ação inócua ao manejo.
Controle de fômites e acesso	Pedilúvios com agentes sanitizantes	Contínua (nos acessos aos recintos)	Bloqueio da disseminação cruzada de patógenos veiculados por calçados e equipamentos.
Sanitização térmica	Vassoura de fogo e Lavagem de alta pressão (WAP)	Semanal, rotativa e em desocupações	Destruição física de oocistos resistentes a compostos químicos isolados por meio de calor extremo.

Fonte: Autores, 2026. Nota: Esquema operacional das medidas integradas de manejo higiênico-sanitário ambiental adotadas pelo LabCRAS e equipe de tratadores, evidenciando a associação de métodos físicos e químicos para a quebra do ciclo evolutivo dos enteroparasitas em recintos coletivos de aves silvestres.

A partir de 2019, o CRAS-UNIVAP uniu barreiras físicas e químicas estruturadas: na rotina de gaiolas, o fundo e as grades passavam por imersão prévia em solução clorada por no mínimo duas horas, seguida de higienização mecânica com lavadora de alta pressão (WAP) (diária para fundos e bissemanal para grades). Nos recintos de concreto, a varrição e lavagem com WAP ocorriam duas vezes por semana, associando-se varredura térmica por vassoura de fogo e caiação nos locais desocupados. Nos recintos com grama, aplicava-se a vassoura de fogo no entorno, desinfecção amoniacal e caiação bissemanal. Adicionalmente, barreiras restritas de acesso (pedilúvios com solução de amônia quaternária a 1%, trocados duas vezes ao dia) asseguraram a assepsia de calçados da equipe técnica.

Discussão

A alta incidência de infecções por coccídeos observada nos anos iniciais deste estudo (2016-2018) reflete a dinâmica biológica clássica destes patógenos em ambientes de vida cativa. Conforme elucidado por Costa *et al*. (2010) e Silva *et al*. (2018), o manejo rotineiro, a limitação de espaço físico nos recintos e o estresse do resgate e vida cativa induzem uma imunossupressão transitória nas aves, o que as torna amplamente suscetíveis à eimeriose e isosporose (Galha *et al*., 2010; Machado; Pontin, 2024).

O grande desafio epidemiológico do controle de *Eimeria* spp. e *Cystoisospora* spp. reside na parede espessa dos seus oocistos, que lhes confere extrema resistência às adversidades ambientais e a desinfetantes químicos comuns, permitindo que permaneçam viáveis no solo e nas gaiolas por longos períodos (Urquhart *et al*., 1996; Atkinson *et al*., 2009; Galha *et al*., 2010; Machado; Pontin, 2024). Essa característica explica por que medidas sanitárias básicas são ineficazes, justificando a persistência da infecção em patamares superiores a 24% no período inicial avaliado.

A ruptura impactante do ciclo parasitário ocorreu a partir do ano de 2019. A associação combinada de agentes biocidas de amplo espectro (amônia quaternária e hipoclorito de sódio em altas concentrações) à desinfecção térmica atuou diretamente na lise e inativação dos oocistos esporulados. O uso de barreiras sanitárias, como os pedilúvios, bloqueou a infecção cruzada via fômites e calçados dos tratadores, condição errática de manejo frequentemente citado como via primária de reinfestação em zoológicos e centros de triagem (Müller *et al*., 2005; Godoy; Cubas, 2011). A validação estatística demonstrando a queda de prevalência para 6,0% confirma praticamente que a gestão ambiental é tão fundamental para a reabilitação da avifauna silvestre quanto a terapêutica medicamentosa.

Portanto, os achados deste estudo evidenciam que a gestão ambiental e o rigor nos protocolos de desinfecção constituem pilares tão fundamentais quanto o suporte terapêutico na medicina de animais selvagens. A queda drástica e estatisticamente significativa na prevalência de coccidioses após a intervenção de 2019 reforça que o controle de patógenos de alta resistência ambiental é perfeitamente viável e indispensável na rotina de um CRAS. Dessa forma, o presente levantamento de dez anos consolida o histórico sanitário do CRAS-UNIVAP e serve como importante referência metodológica para outros centros de triagem e reabilitação no país.

Conclusão

Conclui-se que os coccídeos representaram, historicamente, um importante desafio à saúde das aves em reabilitação. Contudo, os resultados comprovam estatisticamente que a implementação de protocolos rigorosos e integrados de desinfecção (física e química) foi altamente eficaz, reduzindo a prevalência da coccidiose aviária de forma sustentada. O estudo demonstra que o investimento contínuo em biossegurança e manejo higiênico-sanitário ambiental é imprescindível para o êxito da medicina da conservação, projetando a instituição como referência em excelência profilática para o manejo de aves silvestres no Sudeste brasileiro.

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.

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.

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.

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 cautiverio en 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 gastrointestinales de aves silvestres em cativeiro em el estado de Pernambuco, Brasil. **Parasitologia Latinoamericana**, v. 57, p. 50-54, 2002.

GALHA V, BONDAN EF, BONAMIN LV, LALLO MA. Coccidiose clínica em frangos de corte infectados naturalmente e imunossuprimidos com dexametasona. **Arq Inst Biol**. 77(1):25–31. 2010. https://doi.org/10.1590/1808-1657v77p0252010

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.

MACHADO, N. B.; PONTIN, K. P. Coccidiose aviária: impactos e características da doença. **Pubvet**, v. 18, n. 11, p. e1687-e1687, 2024.

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 Floatation 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.

Agradecimentos

Agradecemos de forma especial à Fapesp, projetos número 2020/04681-6 e 2022/15550-5 pelo suporte financeiro na aquisição e manutenção dos equipamentos utilizados nas análises do LabCRAS.