



UNIVERSIDADE DO VALE DO PARAÍBA
FACULDADE DE EDUCAÇÃO E ARTES
CURSO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

**CARACTERIZAÇÃO DA FAUNA PARASITÁRIA COM ÊNFASE
EM *Platynosomum* sp. EM CALITRIQUÍDEOS NO CENTRO DE
REABILITAÇÃO DE ANIMAIS SILVESTRES DA UNIVERSIDADE
DO VALE DO PARAÍBA NO SUDESTE DO BRASIL DE 2022 A
2025.**

Juliana Karoline Pereira

São José dos Campos/SP

2025

Documento 08 (Folha de rosto)

DEVE SER INSERIDO NO TG SOMENTE APÓS A DEFESA

Universidade do Vale do Paraíba
Faculdade de Educação e Artes

Curso de Ciências Biológicas
Da Faculdade de Educação e Artes

TRABALHO DE GRADUAÇÃO

Título:

CHARACTERIZAÇÃO DA FAUNA PARASITÁRIA COM ÊNFASE EM
Platynosomum sp. EM CALITRIQUÍDEOS NO CENTRO DE
REABILITAÇÃO DE ANIMAIS SILVESTRES DA UNIVERSIDADE DO
VALE DO PARAÍBA NO SUDESTE DO BRASIL DE 2022 A 2025

Aluno(s): Juliana Karoline Pereira

Orientador: MATHÉUS SALGADO DE OLIVEIRA, PROF. ME.

Coorientador: Flávia Kelly C.

Banca Examinadora:

Guilherme Rodrigues Teodoro e outros

Cristina Pacheco Soares

10,0 (DEZ)
Nota do Trabalho: numérica (por extenso)

São José dos Campos - SP
2025



UNIVERSIDADE DO VALE DO PARAÍBA
FACULDADE DE EDUCAÇÃO E ARTES
CURSO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

TRABALHO DE GRADUAÇÃO

CARACTERIZAÇÃO DA FAUNA PARASITÁRIA COM ÊNFASE
EM *Platynosomum* sp. EM CALITRIQUÍDEOS NO CENTRO DE
REABILITAÇÃO DE ANIMAIS SILVESTRES DA UNIVERSIDADE
DO VALE DO PARAÍBA NO SUDESTE DO BRASIL DE 2022 A
2025.

JULIANA KAROLINE PEREIRA

Relatório Final apresentado
como parte das exigências da
disciplina Trabalho de Graduação
à Banca Examinadora da
Faculdade de Educação e Artes
da Universidade do Vale do
Paraíba.

ORIENTADOR: Prof. Me. Matheus Salgado de
Oliveira

COORIENTADORA: Profa. Dra. Flavia Villaça
Morais

São José dos Campos/SP



2025



Dedico este presente trabalho a
toda minha família que, sob
muito sol, me fizeram chegar

AGRADECIMENTOS

Agradeço, primeiramente, aos meus pais, meu porto seguro e base de todas as minhas conquistas. Eles que trabalharam incansavelmente para me proporcionar o melhor, dedicando tempo, esforços e sonhos para que eu pudesse construir os meus. Que me apoiaram desde o início desta jornada acadêmica, oferecendo apoio emocional, estrutural e motivacional, garantindo que nada me faltasse para que eu chegasse até aqui.

À minha irmã, minha melhor amiga e companheira de vida, expresso minha mais sincera gratidão. Desde o momento em que compartilhei meu desejo de seguir o caminho da Biologia, encontrei nela acolhimento e compreensão. Em todos os momentos desafiadores, foi ela quem trouxe luz, conforto e força, ajudando-me a seguir em frente mesmo nos momentos mais difíceis. Sua presença constante foi essencial para que eu pudesse enfrentar cada etapa com coragem e determinação.

À minha querida avó Maria, registro minha mais profunda gratidão e homenagem. Embora não esteja fisicamente presente, foi a pessoa mais gentil que já conheci, alguém cuja doçura e sensibilidade em lidar com pessoas e problemas sempre são lembradas por nossa família. Ela, que sempre sonhou em ler e escrever, tenho a certeza de que se orgulharia ao ver aqueles que seguem o caminho que ela iniciou, conquistando sonhos e alcançando lugares que, muitas vezes, ela mesma desejou trilhar.

Resumo

Os *Platynosomum* spp. são considerados platelmintos trematódeos com um ciclo de vida heteroxeno podendo ter como hospedeiros intermediários o caramujo *Subulina octona*, isópodes terrestres e lagartixas. Como hospedeiros definitivos podem ter mamíferos tanto domésticos quanto selvagens e aves diversas, sendo considerado um agente etiológico bastante difundido. Neste estudo, foram avaliados indivíduos de *Callithrix aurita*, *C. jacchus*, *C. penicillata* e híbridos, com destaque para *C. aurita*, espécie ameaçada de extinção e mais vulnerável do ponto de vista sanitário, com o objetivo de caracterizar a fauna parasitária, com ênfase em *Platynosomum* sp., destes saguis resgatados e reabilitados pelo Centro de Reabilitação de Animais Silvestres (CRAS) da Universidade do Vale do Paraíba (UNIVAP), no período de janeiro de 2022 a fevereiro de 2025. Foram analisados laudos coproparasitológicos provenientes do banco de dados do Laboratório de Análises Clínicas do CRAS (LabCRAS) e amostras fecais examinadas pelo método de Sedimentação Espontânea (Hoffman), Método Direto e principalmente pelo Método de Ritchie. Os resultados obtidos revelaram que o *Platynosomum* sp. foi o agente etiológico mais prevalente (média 1,50), com maior acometimento em *Callithrix aurita* (média 4,25), espécie ameaçada de extinção, enquanto não foram observados casos em indivíduos híbridos do gênero. A análise estatística (ANOVA fatorial) indicou diferenças significativas na distribuição do parasitismo entre as espécies de *Callithrix* ($p < 0,01$), embora não houvesse variação significativa entre os anos avaliados ($p > 0,05$), sugerindo um risco contínuo de infecção. Os achados deste estudo reforçam a necessidade de protocolos de monitoramento parasitológico e manejo sanitário direcionados a espécies vulneráveis, como *C. aurita*, e evidenciam o papel dos centros de reabilitação na detecção de parasitoses emergentes em primatas neotropicais.

Palavras-chave: *Platynosomum* sp.; Parasitologia; Calitriquídeos; Conservação.

Abstract

Platynosomum spp. are platyhelminth trematodes with a heteroxenous life cycle, using the snail *Subulina octona*, terrestrial isopods, and lizards as intermediate hosts. Mammals, both domestic and wild, as well as several bird species, may act as definitive hosts, making this parasite a widely distributed etiological agent. In this study, individuals of *Callithrix aurita*, *C. jacchus*, *C. penicillata*, and hybrids were evaluated, with particular emphasis on *C. aurita*, an endangered species with greater sanitary vulnerability. The aim was to characterize the parasitic fauna of these marmosets, with an emphasis on *Platynosomum* sp., in animals rescued and rehabilitated at the Wildlife Rehabilitation Center (CRAS) of the University of Vale do Paraíba (UNIVAP) between January 2022 and February 2025. Coproparasitological reports from the Clinical Analysis Laboratory of CRAS (LabCRAS) were analyzed, and fecal samples were examined using the Spontaneous Sedimentation (Hoffman), Direct, and primarily the Ritchie methods. The results showed that *Platynosomum* sp. was the most prevalent etiological agent (mean 1.50), with higher infection levels in *Callithrix aurita* (mean 4.25), an endangered species, while no cases were observed in hybrid individuals. Statistical analysis (factorial ANOVA) indicated significant differences in parasite distribution among *Callithrix* species ($p < 0.01$), although no significant variation was observed among the evaluated years ($p > 0.05$), suggesting a continuous risk of infection. These findings reinforce the need for parasitological monitoring protocols and sanitary management focused on vulnerable species such as *C. aurita*, and highlight the role of wildlife rehabilitation centers in detecting emerging parasitic infections in Neotropical primates.

Keywords: *Platynosomum* sp.; Parasitology; Callitrichids; Conservation.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Mapa da distribuição geográfica de <i>Callithrix aurita</i> nas regiões do Brasil	14
Figura 2: Vista frontal de <i>Callithrix aurita</i> no centro de Reabilitação de Animais Silvestres UNIVAP	15
Figura 3: Mapa da distribuição geográfica de <i>Callithrix jacchus</i> nas regiões do Brasil	16
Figura 4: Vista frontal de <i>Callithrix jacchus</i> no centro de Reabilitação de Animais Silvestres UNIVAP	17
Figura 5: Mapa da distribuição geográfica de <i>Callithrix penicillata</i> nas regiões do Brasil	18
Figura 6 e 7: Vista frontal de <i>Callithrix penicillata</i> no centro de Reabilitação de Animais Silvestres UNIVAP	19
Figura 8: Vista Frontal de <i>Callithrix</i> Híbridos no centro de Reabilitação de Animais Silvestres UNIVAP	20
Figura 9: Micrografia de uma larva de <i>Strongyloides</i> sp. encontrada em fezes de mamífero silvestre com 400x de ampliação (A); Ovo de <i>Strongyloides</i> sp. encontrada em fezes de mamífero silvestre com 400x de ampliação (B). Micrografias realizadas no LabCRAS da Univap.	23
Figura 10: Estágio de esporoblasto (duas células), utilizado a coloração tricrômica visto no aumento de 100x.	26
Figura 11: Micrografia de oocistos de <i>Isospora</i> spp./ <i>Cystoisospora</i> spp. encontradas em fezes de ave silvestre em aumento de 400x em microscópio óptico. Micrografias realizadas no LabCRAS da Univap.	26
Figura 12: Micrografia de cisto de <i>Entamoeba</i> sp. (aumento de 400x em microscópio óptico) encontrado em fezes de mamífero silvestre. Micrografias realizadas no LabCRAS da Univap.	30
Figura 13: Micrografia de ovo de <i>Oxyuridae</i> (400x de aumento) encontrada em amostra fecal de mamífero silvestre. Micrografias realizadas no LabCRAS da Univap.	33
Figura 14: Micrografia de ovo de <i>Ancylostoma</i> sp. (400x de aumento em Microscópio Óptico) encontrada em amostra fecal de mamífero silvestre. Micrografias realizadas no LabCRAS da Univap.	34
Figura 15: Micrografias de larvas de <i>Ancylostoma</i> sp. (400x de aumento) encontradas em amostras fecais de animais silvestres. Micrografias realizadas no LabCRAS da Univap.	35
Figura 16: Sugestão de ciclo de vida do <i>Platynosomum</i> sp. acometendo mamíferos e aves, seus vetores e hospedeiros intermediários.	38
Figura 17: Micrografia de ovos de <i>Platynosomum</i> sp. (400x), identificado em amostras	

fecais de <i>Callithrix</i> sp., microscopia obtida após o método de Ritchie. Micrografias realizadas no LabCRAS da Univap.	40
Figura 18: Vista frontal do Centro de Reabilitação de Animais Silvestres (CRAS), área de Quarentena.	42
Figura 19: Logo oficial do CRAS da UNIVAP.	43
Figura 20: Logo do LabCRAS estabelecido no ano de 2022.	44
Figura 21: Imagem do Laboratório de Análises Clínicas do Centro de Reabilitação de Animais Silvestres UNIVAP	44
Figura 22: Vista frontal da área do serpentário do CRAS, local que está localizado o LABCRAS.	45
Figura 23: Fezes homogeneizadas, em pote de coleta graduada, contendo 10ml.	47
Figura 24: Tubo falcon com 10 ml de fezes filtradas, já balanceada com água.	47
Figura 25: Amostra balanceada em centrífuga QUIMIS.	48
Figura 26: Amostra com sobrenadante límpido	48
Figura 27: Formol PA, diluído em 10% e Éter Etílico Puro utilizados no método.	49

Sumário

1. Introdução	10
1.1 Objetivo Geral	12
1.2 Objetivos Específicos	12
2. Revisão Bibliográfica	13
2.1 primatas	13
2.2 Saguís do gênero Callithrix	13
2.3 Parasito do gênero Strongyloides	20
2.4 Parasito do gênero Isospora/Cystoisospora	24
2.5 Parasito do gênero Entamoeba	29
2.6 Parasito da família Oxyuridae	32
2.7 Parasito do gênero Ancylostoma	34
2.8 Parasito do gênero Platynosomum	36
2.9 O método de Ritchie	41
2.10. Centro de Reabilitação de Animais Silvestres da Universidade do Vale do Paraíba	41
2.11. Laboratório de Análises Clínicas de Animais Silvestres do CRAS da UNIVAP	43
3. Metodologia	45
3.1 Local de estudo	45
3.2 Coleta e acondicionamento	46
3.3 Obtenção e Interpretação de dados	46
3.4 Procedimento Operacional (POP) do Método de Ritchie	47
4. Resultados	51
5. Discussão	54
6. Conclusão	58

1. Introdução

Os parasitos representam uma ameaça significativa à saúde de animais silvestres, especialmente aqueles que se encontram em recintos em centros de reabilitação, onde o estresse e a proximidade com outros animais podem facilitar a disseminação de patógenos e contribuir para impactos no sistema imune (OLIVEIRA, 2016; CRUZ *et al.*, 2017; SIQUEIRA, 2020). Dentre os diversos parasitas que podem afetar esses animais, o *Platynosomum* sp., um trematódeo hepático da família Dicrocoeliidae, tem se destacado como um agente etiológico de crescente preocupação (CATCOTT, 1964; CASTRO; ALBUQUERQUE, 2008; MATI *et al.*, 2021). Embora mais comumente relatado em gatos domésticos, com infecções predominantemente na vesícula e ductos biliares, e sinais clínicos que variam de assintomáticos a casos graves de inapetência, letargia e até icterícia (TAYLOR; PERNI, 1977; CASTRO; ALBUQUERQUE, 2008; MATI *et al.* 2021), a platinosomose tem sido cada vez mais observada em primatas não humanos, o que gera uma preocupação, pois o quadro clínico é imprevisível, podendo ser assintomático ou levar à hepatopatia, coagulopatia e até a morte (MATI *et al.* 2021).

O ciclo de vida do *Platynosomum* sp. é complexo e heteroxeno, envolvendo múltiplos hospedeiros intermediários, como caramujos terrestres, isópodes e lagartixas, que servem como vetores para a infecção de hospedeiros definitivos, incluindo mamíferos selvagens e aves (CASTRO; ALBUQUERQUE, 2008; PINTO *et al.*, 2014; BASU; CHARLES, 2014). A detecção desse parasita é realizada por meio de técnicas coproparasitológicas, como o método de Ritchie (RITCHIE, 1948), que se mostra eficaz na identificação dos ovos característicos nas fezes de gatos infectados (RIBEIRO, 2004).

O gênero *Callithrix* abrange seis espécies endêmicas do Brasil, incluindo *C. aurita*, que está atualmente listada como ameaçada de extinção devido à perda de habitat, fragmentação florestal, competição e hibridização com outras espécies invasoras, como *C. jacchus* e *C. penicillata* (BATISTA *et al.*, 2011; MALUKIEWICZ *et al.*, 2020). Em centros de reabilitação, como o Centro de Reabilitação de Animais Silvestres (CRAS) da Universidade do Vale do Paraíba (UNIVAP), saguis

das espécies *C. jacchus*, *C. aurita*, *C. penicillata* e Híbridos podem ser recebidos para tratamento e, quando possível, reabilitação e reintrodução em seu habitat natural. A avaliação da fauna parasitária nesses animais é crucial para o manejo da saúde individual e para a prevenção da disseminação de patógenos para outras populações, tanto em cativeiro quanto na natureza, reforçando a importância de estudos que agreguem dados sobre a incidência e prevalência de parasitas.

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).

Nesse contexto, a escassez de dados sobre a platinosomose em animais silvestres, especialmente em primatas neotropicais como os calitriquídeos, limita o desenvolvimento de protocolos terapêuticos eficazes, medidas profiláticas e o aprimoramento do diagnóstico. Estudos como este são essenciais para preencher

essa lacuna de conhecimento, contribuindo para a saúde e conservação dessas espécies ameaçadas. Dessa forma, o objetivo deste estudo é caracterizar a fauna parasitária, com ênfase em *Platynosomum* sp., em calitriquídeos recebidos no Centro de Reabilitação de Animais Silvestres da Universidade do Vale do Paraíba, no Sudeste do Brasil, no período de janeiro 2022 a fevereiro de 2025.

1.1 Objetivo Geral

Realização da caracterização da fauna parasitária com ênfase em *Platynosomum* sp. em calitriquídeos no Centro de Reabilitação de Animais Silvestres da Universidade do Vale do Paraíba no Sudeste do Brasil de janeiro de 2022 a fevereiro de 2025.

1.2 Objetivos Específicos

- Apresentar e analisar dados de prevalência e incidência do parasito *Platynosomum* sp. em Saguis do gênero *Callithrix*.
- Fornecer dados que contribuam para o diagnóstico e controle de *Platynosomum* sp. em centros de reabilitação.
- Ampliação do conhecimento científico sobre enteroparasitas de primatas neotropicais.

2. Revisão Bibliográfica

2.1 primatas

No mundo existem 723 táxons (espécies e subespécies) de primatas ao longo da faixa de florestas tropicais (SOCIEDADE BRASILEIRA DE PRIMATOLOGIA, 2025). No Brasil, são encontrados 140, dos quais são distribuídos em cinco famílias e 19 gêneros, sendo 83 endêmicos do país. Segundo órgãos responsáveis, cerca de 40% das espécies brasileiras estão na Lista Nacional de Espécies da Fauna Ameaçadas de Extinção, recentemente oficializada por meio da Portaria nº 444, de 17 de dezembro de 2014, pelo Ministério do Meio Ambiente.

A ordem Primates é dividida em duas subordens, lêmures e lorisiformes compõem a Strepsirrhini. Macacos e humanos compõem a Haplorhini. Os símios incluem as infraordens Catarrhini, do Velho Mundo, e Platyrrhini, do Novo Mundo, ou seja, os primatas neotropicais, são um grupo extremamente diverso, com mais de cem espécies distribuídas ao longo dos ecossistemas florestados da região neotropical (REIS *et al.*, 2011; FLEAGLE, 2025).

2.2 Saguis do gênero *Callithrix*

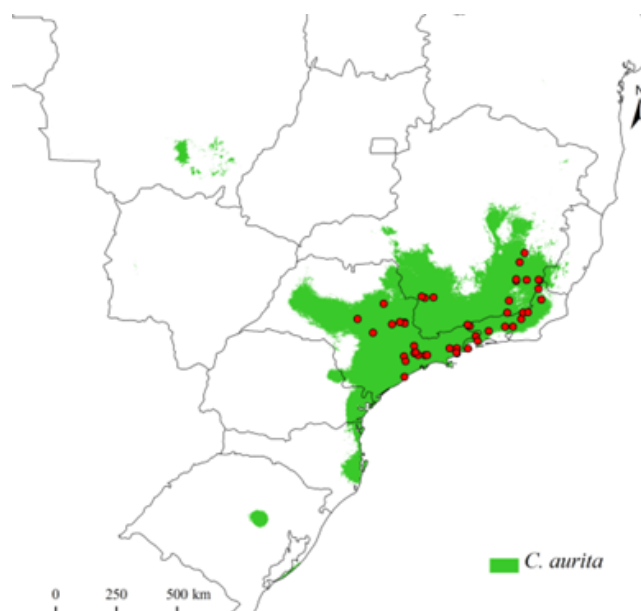
O gênero *Callithrix* é composto por seis espécies de primatas arborícolas, onívoros insetívoros que exploram uma variedade de habitats, naturalmente alopatricas e parapatricas sendo endêmicas do Brasil. Segundo estudos, dados mostram que este gênero divergiu do clado amazônico *Cebuella/Mico* há aproximadamente 6,83 milhões de anos. A cerca de 2.3 milhões de anos o gênero se separou em dois subgrupos o grupo aurita (*C. aurita* e *C. flaviceps*) e o grupo *jacchus* (*C. geoffroyi*, *C. jacchus*, *C. kuhlii*, *C. penicillata*) (MALUKIEWICZ *et al.*, 2020). Os calitriquídeos possuem uma dentição versátil que os permite ter uma alimentação diversificada, se alimentando de frutas, pequenos invertebrados e exsudados de plantas (goma) (FERRARI; CORRÊA; COUTINHO, 1996).

A introdução de espécies é a segunda maior causa da desintegração ecológica, perdendo apenas para a fragmentação de habitats, onde estima-se que futuramente será a maior causa da perda de biodiversidade no planeta (ROCHA;

ANJOS, 2007), além desse problema, Mendes (1997), determinou que nas zonas de contato entre as espécies ocorrem hibridações, com presença de populações híbridas restritas a faixas estreitas. Hewitt (2001) e Buggs (2007) sugerem que o surgimento dessas zonas ocorre em resposta às pressões de gradientes ambientais, o que significa que zonas híbridas são consequências diretas de distúrbios ou mudanças ambientais, principalmente pela ação humana. O que coloca em risco a população original daquela região. A distribuição desse gênero varia de acordo com a espécie e região.

O *Callithrix aurita* ou sagui-da-serra-escura habita florestas e montanhas do bioma Mata Atlântica, em altitudes acima de 500 m. Distribui-se em todo o estado do Rio de Janeiro, no sudeste de Minas Gerais, em São Paulo a leste e no ângulo formado entre os rios Paranapanema e Ribeirão do Iguapé (Figura 1). Os limites noroeste da distribuição de *C. aurita* alcançam regiões de transição entre a Mata Atlântica e o Cerrado nos estados de São Paulo e Minas Gerais (NICOLAEVSKY, 2011).

Figura 1: Mapa da distribuição geográfica de *Callithrix aurita* nas regiões do Brasil.

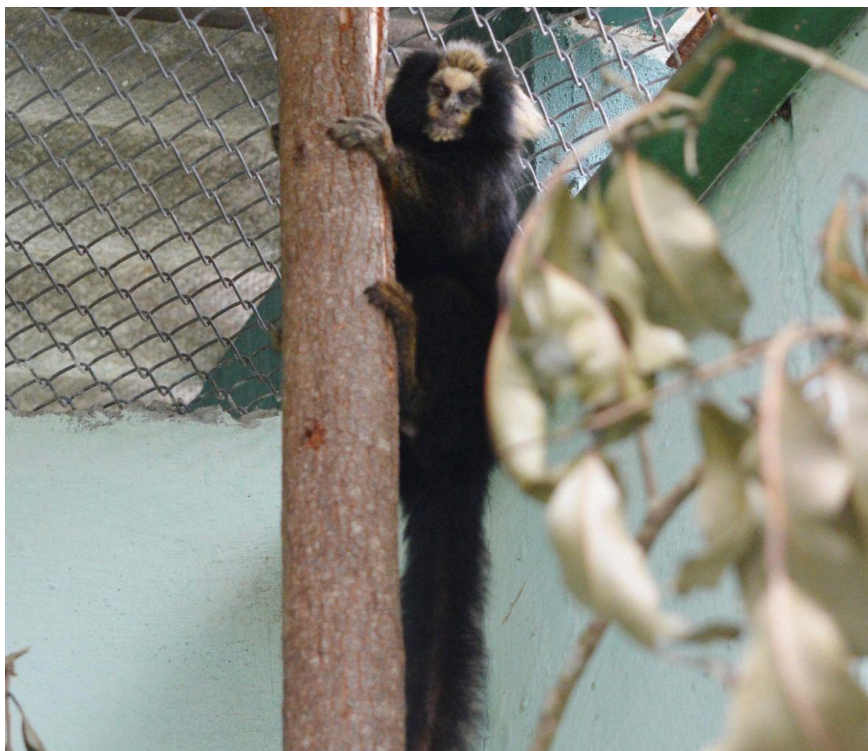


Fonte: Nicolaevsky (2011).

Sua característica física principal são os tufos auriculares brancos e amarelados e uma mancha branca em seu rosto que forma uma espécie de caveira

(Figura 2). No seu corpo apresenta a coloração preta, a cauda anelada em diferente coloração em preto e cinza e possui uma crista mediana formada por pelos curtos e eriçados no vértice (Figura 4).

Figura 2: Vista frontal de *Callithrix aurita* no Centro de Reabilitação de Animais Silvestres da UNIVAP.



Fonte: Autora (2025).

Em dezembro de 2014, a espécie foi incluída na categoria “Em Perigo” na lista nacional brasileira (MMA, 2022). A principal razão para essa reavaliação foi a estimativa de uma redução populacional de pelo menos 50% ao longo de três gerações (18 anos), já que atualmente sua espécie conta com apenas 10.000 indivíduos, essa redução é resultante da perda de habitat e da fragmentação florestal já que a Mata Atlântica, pode ser considerada como o bioma mais ameaçado do país, por sofrer intensa degradação, especialmente na região do Vale do Paraíba, onde a ocupação humana tem promovido o desmatamento e a fragmentação do ambiente. Além disso, a competição e a hibridização com saguis invasores (*Callithrix* spp.) representam um fator crítico para o declínio da espécie,

algumas dessas espécies invasoras são os *C. jacchus* e *C. penicillata* já que é muito comum o comércio legal e ilegal desses animais, e é de costume a soltura por seus donos (DE CARVALHO *et al*, 2018).

O *Callithrix jacchus* ou sagui-de-tufo-branco é uma das menores espécies do gênero, se originou na região nordeste do país e pode ser encontrado na Mata Atlântica e no bioma semiárido da Caatinga (Figura 3). Pode ser considerada a espécie mais generalista e segundo pesquisas foi encontrado relato em vinte e três tipos de vegetação diferentes (NICOLAEVSKY, 2011).

Figura 3: Mapa da distribuição geográfica de *Callithrix jacchus* nas regiões do Brasil.



Fonte: Nicolaevsky (2011).

Sua característica física se dá pelos longos tufos brancos em sua região auricular. No seu corpo apresenta pelagem nas cores preto e branco e a cauda estriada nas mesmas cores (Figura 4) (NICOLAEVSKY, 2011).

Figura 4: Vista frontal de *Callithrix jacchus* no Centro de Reabilitação de Animais Silvestres da UNIVAP



Fonte: Autora (2025).

O *Callithrix penicillata* ou sagui-de-tufo-preto, ocorre principalmente no Cerrado semiárido do centro e centro-oeste do Brasil, mas também é encontrado na Caatinga (Figura 5). Tem a distribuição geográfica ampla, com uma área de aproximadamente 1.300.000 km² é encontrada nos estados de Tocantins, Goiás, Bahia, Minas Gerais e São Paulo. *C. jacchus* e *C. penicillata* são generalistas quanto ao habitat (COIMBRA-FILHO, 1972) o que justifica seu potencial invasor e ameaça para animais de certas regiões, como é o caso do *C. aurita* (NICOLAEVSKY, 2011).

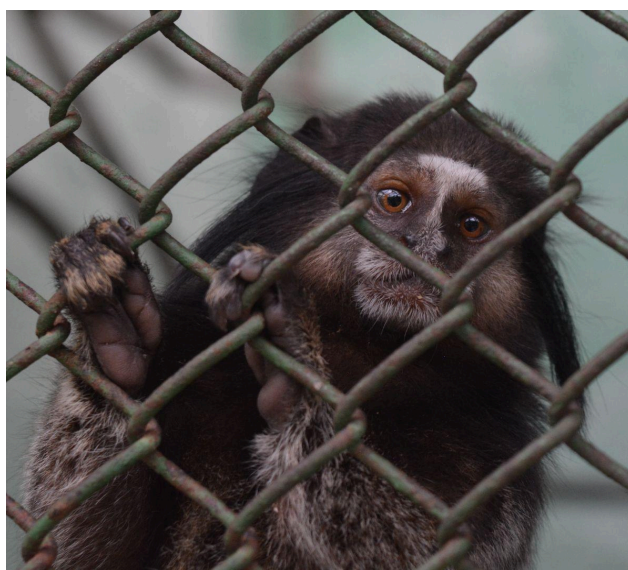
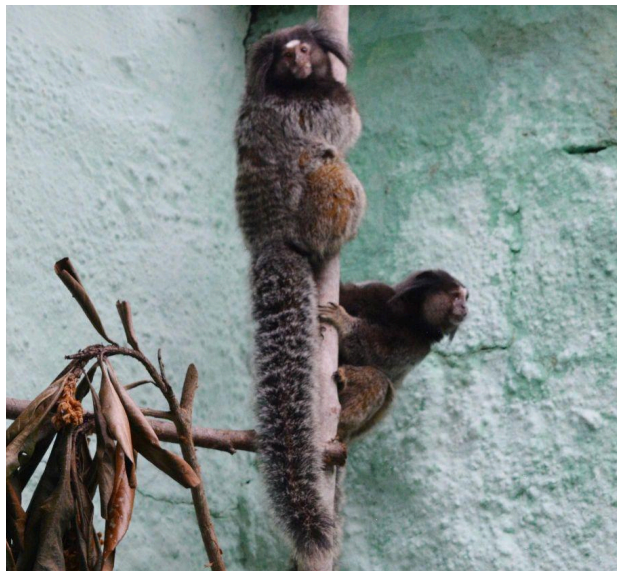
Figura 5: Mapa da distribuição geográfica de *Callithrix penicillata* nas regiões do Brasil



Fonte: Nicolaevsky (2011).

Sua característica física é marcada pelo tufo preto na região auricular. Sua pelagem é nas cores preta e branca e meio amarelada parecido com o *C. jacchus*, apresenta uma cauda longa estriada nas mesmas cores do corpo (Figuras 6 e 7) (NICOLAEVSKY, 2011).

Figura 6 e 7: Vista frontal de *Callithrix penicillata* no centro de Reabilitação de Animais Silvestres UNIVAP



Fonte: Autora (2025).

Os híbridos (Figura 8), são decorrentes de estreitas regiões onde populações distintas se encontram (zonas de contato ou zonas híbridas) (BARTON; HEWITT, 1985), entre os primatas neotropicais, sugere-se que 8 das 132 espécies do Novo Mundo formam híbridos na natureza (COIMBRA-FILHO *et al.*, 1993; MENDES 1997), além disso no gênero *Callithrix* os indivíduos híbridos são férteis,

estudos de hibridização em cativeiro mostra que sua aparência pode alterar em decorrência a sua geração, híbridos de uma primeira geração apresentaram tamanho corpóreo maior que seus genitores, coloração de pelagem diferenciada, e não apresenta tufos (BATISTA *et al.*, 2011).

Figura 8: Vista Frontal de *Callithrix* Híbridos no Centro de Reabilitação de Animais Silvestres da UNIVAP



Fonte: Autora (2025).

2.3 Parasito do gênero *Strongyloides*

O gênero *Strongyloides* são nematoides (vermes cilíndricos) (Figura 9), é um grupo comum de parasitas que acometem vertebrados terrestres. Em humanos, eles fazem parte das helmintíases transmitidas pelo solo (STH - *Soil-Transmitted Helminths*). Apenas duas espécies (*S. stercoralis* e *Strongyloides fuelleborni*) infectam cerca de 100 a 200 milhões de pessoas em todo o mundo (GREAVES *et al.*, 2013; HUNT *et al.*, 2016). Por conta disso é considerada uma doença tropical negligenciada (DTN) pela Organização Mundial da Saúde (OMS),

isso se deve pela infecção afetar os habitantes mais pobres da comunidade global, principalmente em áreas onde a qualidade da água, o saneamento e o acesso aos cuidados de saúde são inadequados (GREAVES *et al.*, 2013).

Parasitas deste gênero, ocorrem principalmente em cães, primatas e humanos, sendo endêmico em regiões tropicais e subtropicais; também existem focos de infecção em regiões temperadas (GENTA, 1989; GREAVES *et al.*, 2013). Importante acrescentar que dos 276 táxons parasitários relatados em primatas neotropicais americanos (SOLÓRZANO-GARCÍA; PÉREZ-PONCE, 2018), pelo menos 42 espécies também foram relatadas em humanos e dentre eles o gênero *Strongyloides* se faz presente (SOLÓRZANO-GARCÍA; PÉREZ-PONCE, 2018). Segundo Conga e colaboradores (2021), a estrogiloidíase é uma infecção parasitária intestinal causada pelo nematoide *Strongyloides*, que é um parasita de animais tanto em condições de vida livre quanto em cativeiro, sendo as espécies *S. fuelleborni* e *S. cebus* parasitas de primatas do Velho e do Novo Mundo, respectivamente. As infecções em humanos por *S. stercoralis* são frequentes, todavia, infecções zoonóticas ou antrotopozoonóticas também podem ocorrer.

Ciclo de vida ou Ciclo Biológico do Strongyloides sp. em primatas

Essa infecção ocorre pela penetração das larvas filarioides através dos pés ou mãos, atingindo a derme e, subsequentemente, a circulação linfática e sanguínea. Também pode ocorrer pela ingestão de água e alimentos contaminados com larvas filarioides. Em infecções por *Strongyloides*, larvas auto infectantes de terceiro estágio podem promover hiper infecção grave resultante da exacerbação do ciclo de autoinfecção, manifestando-se com diarreia, má absorção e enterite aguda em primatas (CONGA *et al.*, 2021). Essa infecção pode acelerar processos patológicos já estabelecidos, como a Síndrome do Emagrecimento Progressivo (SEP) do sagui que pode levar à morte rápida, particularmente em filhotes de primatas não humanos. A disseminação das larvas de *Strongyloides* é favorecida pela autoinfecção interna, com grande produção de larvas rabditóides que evoluem para larvas filarioides no próprio intestino, que atingem a circulação sanguínea e se disseminam para múltiplos órgãos (GREAVES *et al.*, 2013; CONGA *et al.*, 2021).

Ciclo geral do Strongyloides spp. em hospedeiros

A geração adulta parasitária é exclusivamente feminina e se reproduz por partenogênese, as fêmeas parasitas produzem ovos que, geneticamente, são machos e fêmeas. Os ovos ou as larvas L1 que eclodem dos ovos são excretados nas fezes do hospedeiro. Machos e fêmeas têm destinos de desenvolvimento diferentes. Os ovos (ou larvas) masculinos sofrem quatro mudas larvais (L1–L4) e se tornam vermes adultos machos de vida livre (VINEY, 2017). Já as larvas femininas têm duas rotas como opção:

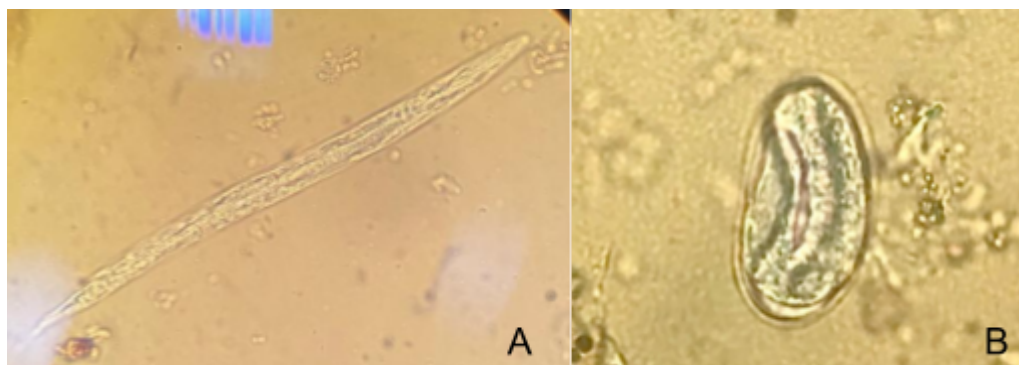
Rota direta (homogônica)

Essas larvas após sair do hospedeiro viram diretamente larvas infectantes L3 das quais ficam aguardando a penetração de um novo hospedeiro.

Rota indireta (heterogônica)

Se desenvolvem de forma análoga aos machos, tornando-se fêmeas adultas de vida livre. Os machos e fêmeas de vida livre se reproduzem, e as fêmeas depositam ovos que eclodem em larvas. Estas passam por um estágio L2 e, em seguida, tornam-se larvas L3 infectantes. Importante destacar que existe apenas uma geração adulta de vida livre e toda a prole das fêmeas de vida livre se desenvolve em larvas L3 infectantes para o hospedeiro. As larvas infectantes (L3) permanecem em um estado de desenvolvimento interrompido, reiniciando o crescimento apenas quando penetram com sucesso na pele de um hospedeiro adequado. Uma vez dentro, migram pelo corpo, sofrem muda para o estágio L4 e, finalmente, instalam-se no intestino, onde se transformam em fêmeas parasitárias, completando o ciclo (VINEY, 2017). Uma diferença específica e importante ocorre com *Strongyloides stercoralis*, parasita de humanos, cujas larvas L3 podem se desenvolver precocemente dentro do próprio hospedeiro, causando autoinfecção interna, o que torna a infecção crônica (GREAVES *et al.*, 2013; VINEY, 2017).

Figura 9: Micrografia de uma larva de *Strongyloides* sp. encontrada em fezes de mamífero silvestre com 400x de ampliação (A); Ovo de *Strongyloides* sp. encontrada em fezes de mamífero silvestre com 400x de ampliação (B). Micrografias realizadas no LabCRAS da Univap.



Fonte: Autora (2025).

Sinais Clínicos

A infecção geralmente é leve ou assintomática, mas quando presentes, podem incluir sintomas cutâneos: reação chamada *ground itch* (coceira intensa e lesões serpiginosas no local da penetração da larva). Em casos crônicos, pode ocorrer *larva currens* que são tratos avermelhados na região perianal e coxas que avançam rapidamente (5–15 cm/h). Sintomas respiratórios como tosse seca, chiado, febre, pneumonite leve ou, raramente, síndrome semelhante à de Loeffler e gastrointestinais como diarreia, anorexia e vômitos (em cerca de 23% dos casos) (GREAVES *et al.*, 2013).

Segundo estudos de Mati *et al.* todos os saguis de estudo (*Callithrix penicillata*) foram suscetíveis a infecção do *S. venezuelensis*, além disso não houve positividade após tentativas de reinfecção até 210 dias após a cura, sugerindo imunidade duradoura, embora não se descarte a possibilidade de parasitas imaturos ou fêmeas inférteis permanecerem no intestino, o pico de ovos ocorreu entre o 8º e 19º dia após a infecção. Além disso, a análise mostrou que, nos hospedeiros imunocompetentes, havia uma carga parasitária relativamente estável ao longo do tempo, sugerindo a existência de um equilíbrio na relação parasito-hospedeiro. Nos imunossuprimidos há uma relação desigual resultando em proliferação exacerbada do parasito, disseminação sistêmica e morte. Nos

animais imunossuprimidos, esse equilíbrio foi rompido, resultando em proliferação extrema do parasito, disseminação sistêmica e até a morte. Em 2016 foi um marco para *Strongyloides sp.*, pois quatro espécies foram sequenciadas geneticamente, e esses resultados foram usados para iniciar a compreensão das adaptações genômicas ao parasitismo. O sequenciamento revelou que *Strongyloides* possui um genoma compacto sendo quase o menor genoma de nematoide conhecido (HUNT *et al.*, 2016).

Tratamento

O tratamento da estrogiloidíase é realizado principalmente com ivermectina para infecções não complicadas por *Strongyloides* (HENRIQUEZ-CAMACHO *et al.* 2016), pois atua tanto contra adultos quanto contra larvas, porém, não é incomum tratamento à base de ivermectina, azitromicina e meloxicam em primatas não humanos (CONGA *et al.*, 2021).

2.4 Parasito do gênero *Isospora/Cystoisospora*

Esses parasitas são protozoários, pertencentes ao grupo dos coccídeos, são intracelulares obrigatórios e ocorrem principalmente em vertebrados (CURRY, 1998), as espécies de *Isospora* podem completar todo o ciclo de vida em um único hospedeiro (Figuras 10 e 11), embora algumas tenham evoluído para a capacidade de utilizar hospedeiros paratênicos durante o desenvolvimento. Até 1986 foram descritas cerca de 248 espécies de *Isospora* (LEVINE, 1988), a grande maioria é reconhecida apenas a partir de oocistos encontrados nas fezes dos hospedeiros. Contudo, muitas dessas descrições carecem de estudos de ciclo de vida e transmissão cruzada, mantendo a validade de muitos desses nomes duvidosos.

Na maioria das classificações, os coccídios são definidos como uma classe (Coccidea) ou subclasse (Coccidiasina), e os organismos individuais são atribuídos a níveis taxonômicos inferiores com base em características morfológicas, padrões de ciclo de vida e localização tecidual dos estágios de desenvolvimento (LEVINE, 1988; FRANZEN *et al.*, 2000; ANDRADE *et al.*, 2019).

O nome *Isospora* foi atualizado para *Cystoisospora* em artigos e literatura médica e veterinária. Essa mudança reflete a classificação taxonômica mais precisa do parasita, que pode causar infecções intestinais em humanos, cães, gatos e outras espécies animais (ANDRADE *et al.*, 2019).

Ciclo de Vida ou Ciclo Biológico da Isospora

Nessa seção, será utilizado como exemplo o da *Isospora belli* ou *Cystoisospora belli*, uma das espécies mais amplamente descritas e frequentemente relatada dentro do seu gênero. Os ciclos de vida dos coccídios são complexos, apresentando duas fases, as exógenas (fora do hospedeiro) e as endógenas (dentro do hospedeiro). Além disso, em algumas espécies podem aparecer os hospedeiros paratênicos (de transporte) (ANDRADE *et al.*, 2019).

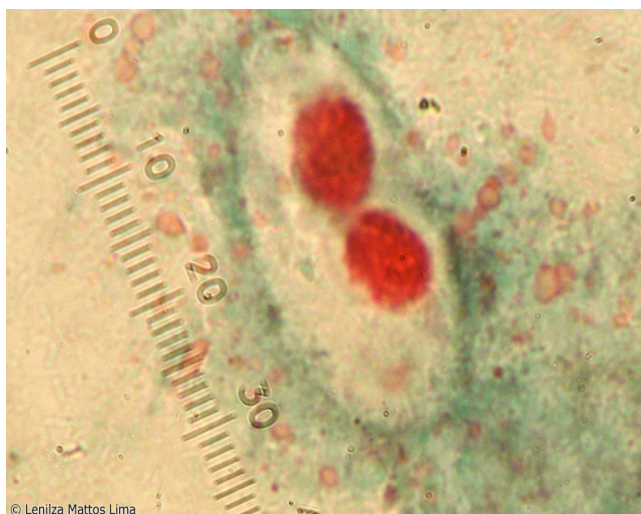
Esporogonia

A esporogonia é o processo de formação dos esporozoítos infecciosos dentro dos esporocistos, que estão dentro do oocisto.

Este processo ocorre geralmente fora do hospedeiro, constituindo a fase exógena do ciclo de vida do coccídio.

Durante esse processo os oocistos são excretados nas fezes, geralmente com o esporonte contraído, medindo entre 20–33 × 10–19 µm (DUBEY, 1993). Sendo alguns são excretados já no estágio parcialmente esporoblasto (duas células). Podendo esporular em menos de 24 horas sob condições adequadas.

Figura 10: Estágio de esporoblasto (duas células), utilizado a coloração tricrômica visto no aumento de 100x



Fonte: Lenilza Mattos (2025).

Figura 11: Micrografia de oocistos de *Isospora* spp./ *Cystoisospora* spp. encontradas em fezes de ave silvestre em aumento de 400x em microscópio óptico. Micrografias realizadas no LabCRAS da Univap.



Fonte: Autora (2025).

Esses oocistos são alongados e elipsoidais, com extremidades ligeiramente afiladas, às vezes podendo ter uma ponta afilada e a outra arredondada. O período patente (tempo durante o qual oocistos são excretados) ainda não é bem conhecido, mas pode ser de apenas 15 dias em alguns pacientes. Em casos crônicos, os oocistos podem ser eliminados por meses ou até anos (LINDSAY *et al.*, 1997).

Após esse processo, o núcleo do esporonte se divide, formando duas células chamadas esporoblastos uninucleados, ocorrem novas divisões nucleares ocorrem e os esporoblastos se alonga, formando os esporocistos, à medida que os esporozoítos se desenvolvem e tornam-se visíveis, o oocisto é considerado esporulado. Um outro processo é a excitação do qual os esporozoítos são liberados dos esporocistos ou oocistos. O mecanismo é semelhante em todas as espécies de *Isospora* conhecidas e também em espécies como o *Sarcocystis* e *Toxoplasma gondii*. Durante esse processo os esporozoítos tornam-se móveis, movimentando-se em espiral dentro do esporocisto. Ocorrem períodos de movimento e repouso alternados. O esporocisto se abre em quatro junções em forma de placas, permitindo a saída dos esporozoítos. Eles deixam o oocisto por fissuras ou depressões formadas nas extremidades da parede do oocisto (LINDSAY *et al.*, 1997).

Desenvolvimento Endógeno

O ciclo endógeno (dentro do hospedeiro) das espécies de *Isospora* em mamíferos acontecem da seguinte forma, os esporozoítos penetram nas células intestinais. Após, alguns esporozoítos ou merozoítos deixam o intestino e formam cistos dormentes (hipnozoítos) em tecidos extraintestinais.

Estes esporozoítos intestinais podem manter a forma alongada, tornarem-se binucleados e se dividirem por endodiogenia (formação de dois merozoítos-filhos dentro da célula-mãe). Essa divisão pode ocorrer várias vezes, tornando impossível determinar o número exato de gerações.

Eventualmente, formam-se merontes multinucleados, e inicia-se a fase sexual podendo ser microgamontes (masculinos) que são multinucleados e produzem microgametas biflagelados ou macrogamontes (femininos), não

possuem os corpos eosinofílicos típicos de *Eimeria*, e a parede do oocisto é discreta. Sendo que ambos podem coexistir na mesma célula hospedeira. (LINDSAY et al., 1997).

Os ciclos endógenos são semelhantes tanto em infecções diretas (por oocistos) quanto em infecções via hospedeiro de transporte, embora nesta última o período pré-patente (tempo até a excreção dos oocistos) seja mais curto.

Nos hospedeiros paratênicos não acontece o desenvolvimento da doença. Os parasitas podem permanecer viáveis por até 23 meses em tecidos extraintestinais. Quando o hospedeiro definitivo ingere um hospedeiro paratênico, o período pré-patente (tempo até a eliminação de oocistos) é mais curto, mas o número de oocistos produzidos e o período patente (de eliminação) são semelhantes aos das infecções diretas por oocistos. Outra informação importante é que os tecidos de hospedeiros paratênicos não são infecciosos para outros hospedeiros paratênicos.

Desenvolvimento em Animais Silvestres

Um dos animais mais comumente infectados por *Isospora* são aves passeriformes, dos quais os coccídios isosporoides colonizam o intestino e disseminam-se por meio de leucócitos mononucleares circulantes no sangue para outros órgãos (LAIRD, 1959; BOX, 1970, 1975, 1977; QUIROGA et al., 2000).

A espécie *Isospora arctopithecii* é a mais estudada entre os coccídios de primatas não humanos. Pesquisas clássicas realizaram testes de transmissão cruzada com esse parasita e relataram que ele pôde ser transmitido com sucesso a representantes de seis gêneros de primatas do Novo Mundo, quatro famílias de carnívoros, e uma espécie de marsupial (LINDSAY et al., 1997).

A prevalência e as doenças causadas por esses parasitas são bem conhecidas. No entanto, interpretações divergentes das características morfológicas e dos ciclos de vida têm levado a confusões taxonômicas e sobre o relacionamento biológico entre os grupos (CARRENO; BARTA, 1999).

Diagnóstico

O diagnóstico de coccidiose em animais baseia-se em: sinais clínicos como diarreias, por exemplo, histórico e presença de oocistos patogênicos nas fezes.

2.5 Parasito do gênero *Entamoeba*

Entre os ameboides, destaca-se *Entamoeba*, capaz de causar doenças entéricas graves em seres humanos e primatas não humanos (TOFT *et al.*, 1982).

O agente etiológico dessa doença, *Entamoeba histolytica*, possui distribuição mundial e já foi relatado em grupos de primatas como nos Macacos do Novo Mundo, como em macacos-aranha (*Ateles*), macacos-prego (*Cebus*), macacos-barrigudos (*Lagothrix*), bugios (*Alouatta*), macacos-de-cheiro (*Saimiri*) e saguis (*Callithrix*); E macacos do Velho Mundo, incluindo macacos-rhesus (*Macaca mulatta*), macacos-de-cauda-de-porco (*Macaca nemestrina*), macacos-bonnet (*Macaca radiata*). A infecção é considerada comum em macacos do Velho Mundo, mas incomum ou rara em macacos do Novo Mundo provenientes de seus habitats naturais. Observa-se que indivíduos jovens e espécies do Novo Mundo como nossos indivíduos de estudo, tendem a desenvolver lesões mais graves associadas à infecção por esse parasita. (TOFT *et al.*, 1982).

Esses organismos se reproduzem por fissão binária (MACKINNON; DIBB, 1938; BURROWS, 1972; FLYN 1973). Antes de formar o cisto (Figura 12), a ameba torna-se arredondada e menor. Uma parede cística então é formada, e o núcleo se divide duas vezes, resultando em quatro pequenos núcleos. Após a ruptura da parede do cisto, esses núcleos se dividem novamente, e cada organismo original dá origem a oito pequenas amebas, que, por sua vez, se desenvolvem em trofozoítos (MACKINNON; DIBB, 1938; BURROWS, 1972; FLYN 1973).

Figura 12: Micrografia de cisto de *Entamoeba* sp. (aumento de 400x em microscópio óptico) encontrado em fezes de mamífero silvestre. Micrografias realizadas no LabCRAS da Univap.



Fonte: Autora (2025).

Sinais Clínicos

A patogenicidade depende da espécie do hospedeiro, de seu estado nutricional, de fatores ambientais e da flora bacteriana intestinal. Normalmente, a *Entamoeba* vive no lúmen intestinal sem causar danos. No entanto, quando invade a mucosa intestinal, se torna patogênica e pode causar disenteria amebiana (EICHHORN; GALLAGHER, 1916; BURROWS, 1972; SHADDUCK; PAKES, 1978;).

Os sinais clínicos observados em primatas não humanos incluem letargia, fraqueza, desidratação, anorexia, vômitos e diarreia severa. (SULDEY, 1924; HILL, 1953; HERMAN, 1967; VICKERS, 1968; FLYNN, 1973; KING, 1976).

As lesões macroscópicas e microscópicas associadas à amebíase em primatas não humanos foram amplamente descritas (BOND; BOSTICK, 1946; BOSTROM; FERRELL; MARTIN, 1968; BURROWS, 1972; FLYNN, 1973).

Em necropsias, observa-se uma colite necro-ulcerativa, podendo variar de leve a grave. Trofozoítos de *Entamoeba* podem ser encontrados em esfregaços frescos de material do cólon de animais clinicamente doentes (KING, 1976).

Em macacos do Novo Mundo, foram relatadas hemorragias extensas acompanhadas de infiltrados inflamatórios compostos por neutrófilos e células mononucleares (KING, 1976). Alguns trofozoítos podem penetrar nos vasos linfáticos ou nas vênulas mesentéricas, sendo a maioria filtrada pelos linfonodos regionais.

Diagnóstico

O diagnóstico da amebíase baseia-se na identificação microscópica dos organismos causadores nas fezes. Contudo, essas amebas também podem ocorrer como comensais e não patogênicas no trato digestivo de primatas não humanos. Assim, a simples presença desses protozoários nas fezes de animais com sinais clínicos não constitui evidência definitiva de que sejam a causa da doença intestinal (FLYNN, 1973; LEVINE, 1973).

2.6 Parasito da família *Oxyuridae*

A infecção causada por nematoides da família *Oxyuridae*, comumente conhecidos como oxiurídeos ou vermes-pino, constitui uma parasitose intestinal de ampla distribuição entre primatas, incluindo espécies humanas e não humanas como, *Colobidae*, *Cercopithecidae*, *Pongidae*, *Hominidae*, *Callitrichidae*, *Atelidae*, *Cebidae*, *Lemuridae*, *Cheirogaleidae*, *Daubentoniidae* e *Lorisidae* (HUGOT; GARDNER; MORAND, 1996). Esses helmintos habitam principalmente o cólon e o ceco, onde completam seu ciclo biológico. Dentre as espécies de oxiúros, temos o *E. vermicularis* e *Enterobius greggори*, quais são parasitas humanos comuns em todas as regiões habitadas do planeta. Possuem uma longa história evolutiva com o homem o que explica sua baixa patogenicidade e o menor interesse médico em comparação com outros helmintos mais patogênicos (HUGOT; GARDNER; MORAND, 1996).

Do ponto de vista histórico e arqueoparasitológico, os oxiurídeos possuem grande relevância na paleopatologia e na patroecologia das Américas, pois constituem excelentes indicadores biológicos de mudanças na saúde humana associadas a transformações culturais. Estudos realizados em sítios arqueológicos

demonstram que a infecção por oxiúros pode ser detectada em coprólitos e múmias bem preservadas, permitindo a reconstituição de aspectos epidemiológicos de populações antigas (HUGOT, 1999).

Evidências arqueológicas indicam que os oxiurídeos migraram para as Américas junto a pequenos grupos de caçadores-coletores, acompanhando a dispersão humana durante a pré-história. Registros do parasita em contextos arqueológicos do Ártico (LORENTZEN; RØRDAM, 1989) demonstram sua persistência em condições climáticas extremas, confirmando sua capacidade adaptativa. Esses dados revelam que a infecção persistiu entre populações dispersas de caçadores-coletores, expandindo-se progressivamente pelo oeste árido da América do Norte e alcançando os Andes na América do Sul (REINHARD *et al.*, 2016).

Ovos recém-depositados não são infectantes, sendo o estágio infectante é o do embrião enrolado, alcançado após 5 a 6 horas de incubação à temperatura corporal. Entre o 14º e 18º dia, as larvas adquirem características adultas, sendo após 23 dias, ambos os sexos estão quase totalmente formados (PHILPOT, 1924).

Ciclo de Vida ou Ciclo Biológico do Oxyuridae

O ciclo de vida é direto, ou seja, não há necessidade de hospedeiros intermediários. Vermes fêmeas depositam ovos em uma substância que adere à pele ao redor do ânus. A infecção começa quando os ovos de oxiúros são engolidos (Figura 13). Os ovos são frequentemente engolidos quando as pessoas tocam a boca depois de coçar a área ao redor do ânus ou manuseiam roupas ou outros objetos. Depois de serem ingeridos, os ovos se deslocam para o intestino delgado, onde eclodem e liberam larvas. No estágio adulto (2 a 6 semanas), os parasitas estabelecem-se no intestino do hospedeiro, onde ocorre o acasalamento e a posterior fecundação das fêmeas, posteriormente, a fêmea fecundada se move para o reto e sai pelo ânus para colocar ovos, reiniciando assim o seu ciclo. (HUGOT; GARDNER; MORAND, 1996; HUGOT, 1999; MSD, 2025).

Figura 13: Micrografia de ovo de *Oxyuridae* (400x de aumento) encontrada em amostra fecal de mamífero silvestre. Micrografias realizadas no LabCRAS da Univap.



Fonte: Autora (2025).

2.7 Parasito do gênero *Ancylostoma*

Ancylostoma, é um dos geo-helminthos mais importantes, provoca contaminação ambiental e zoonoses como a larva *migrans* cutânea e a enterite eosinofílica em humanos. A patogenicidade do verme já adulto depende da carga parasitária, da idade do hospedeiro e outras questões de imunidade (BOWMAN, 2014).

Esses parasitas, quando adultos, alimentam-se do sangue do hospedeiro, o que representa a principal causa de anemia profunda, especialmente em casos de alta carga parasitária (DIAS, 2005; SMITH; BROOKER, 2010; PAPIER *et al.*, 2014). A infecção por ancilostomídeos ocorre por meio de penetração ativa das larvas presentes no solo contaminado através da pele do hospedeiro (VALENTE *et al.*, 2013). Essa infecção é responsável pelo surgimento de anemia e perda crônica de sangue intestinal, pois os vermes adultos utilizam um aparato de corte para se fixarem à mucosa e submucosa intestinal. Durante o processo os parasitas contraem o esôfago e exercem uma pressão negativa que absorve um tampão de tecido em suas cápsulas bucais. Esse processo leva ao rompimento de arteríolas e

capilares pela ação de enzimas hidrolíticas liberadas pelo parasita (HOTEZ; PRITCHARD, 1995; VALENTE *et al.*, 2013).

Diagnóstico

Para o diagnóstico é necessário exame coproparasitológico, sendo o mais indicado o por sedimentação espontânea para identificação dos ovos de ancilostomídeos. Em estudo com fauna silvestre mostrou que, os ovos do tipo *ancilostomídeo* e *Strongyloides* foram os mais frequentes nas amostras fecais de mamíferos. Ovos do tipo ancilostomídeo foram identificados em amostras de primatas, carnívoros, roedores e xenartros (FIGUEIREDO *et al.*, 2018), como no do presente estudo.

Ciclo de Vida ou Ciclo biológico do Ancylostoma

O ciclo se inicia com a eliminação de ovos nas fezes do hospedeiro infectado (Figura 14). Esses ovos são pequenos, ovais e contêm o embrião do parasito.

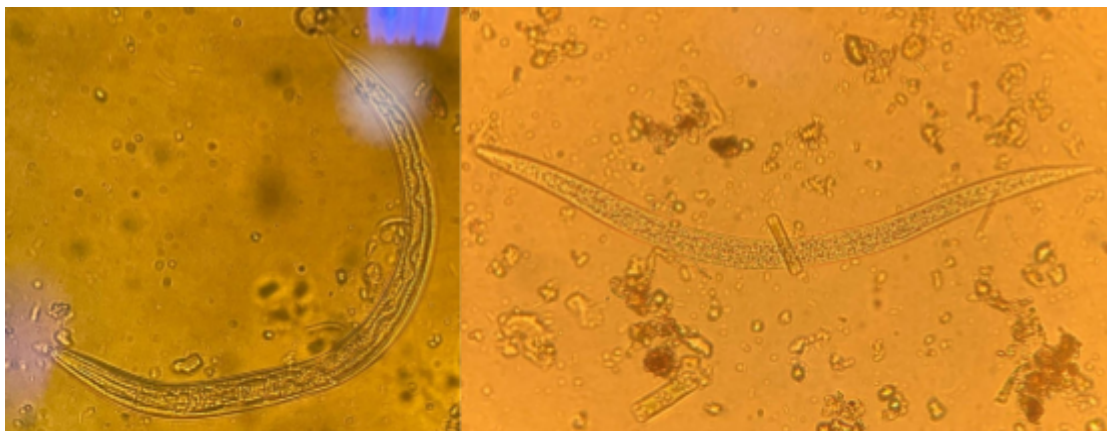
Figura 14: Micrografia de ovo de *Ancylostoma* sp. (400x de aumento em Microscópio Óptico) encontrada em amostra fecal de mamífero silvestre. Micrografias realizadas no LabCRAS da Univap.



Fonte: Autora (2025).

Quando os ovos entram em contato com o solo, eles entram em processo de eclosão, liberando larvas rhabditóides, que são alongadas e possuem uma extremidade afilada (Figura 15).

Figura 15: Micrografias de larvas de *Ancylostoma* sp. (400x de aumento) encontradas em amostras fecais de animais silvestres. Micrografias realizadas no LabCRAS da Univap.



Fonte: Autora (2025).

Uma transformação dessas larvas rabditoides acontecem no ambiente externo, desenvolve-se em larvas filarióides (L3), do qual é a forma infectante do parasita. Essas larvas filarióides têm uma aparência mais pontiaguda e podem penetrar ativamente na pele humana exposta, geralmente durante o contato com solo contaminado (HOTEZ; PRITCHARD, 1995; VALENTE *et al.*, 2013).

Após a penetração na pele, as larvas filarióides migram através da corrente sanguínea até o pulmão, sobem a árvore brônquica e no fim desse processo chega ao intestino delgado, onde se desenvolvem em vermes adultos. Esses vermes, de cor esbranquiçada e forma alongada, se fixam à mucosa intestinal e se alimentam do sangue do hospedeiro. Os vermes adultos se reproduzem no intestino delgado, e as fêmeas produzem novos ovos, que são eliminados nas fezes, completando o ciclo. (CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION - CDC, 2019).

2.8 Parasito do gênero *Platynosomum*

O *Platynosomum* sp. é um trematódeo hepático presente na família Dicrocoeliidae. Causador da chamada "intoxicação por lagartos" a sua infecção é mais conhecida em gatos (CATCOTT, 1964). Esse parasita é encontrado em regiões tropicais e subtropicais do mundo. O primeiro relato da infecção de

isópodes terrestres ocorreu na América do Sul. Seus relatos variam bastante a respeito de animais cujo são os hospedeiros definitivos, já foram relatados em primatas não humanos, incluindo grandes símios (*Pongo* sp.), macacos do Velho Mundo (*Macaca fascicularis*) e macacos do Novo Mundo (*Callicebus moloch*, *Callimico goeldii*, *Callithrix* spp., *Cebuella pygmaea*, *Chiropotes satanas* e *Saguinus* spp.) (MATI *et al.*, 2020).

O *Platynosomum* sp. é mais comumente encontrado na vesícula biliar e nos ductos biliares do fígado (TAYLOR; PERNI, 1977; BASU; CHARLES, 2014), podendo causar lesões macroscópicas significativas restritas ao fígado e ao trato biliar, incluindo hepatomegalia e colangiectasia. Locais ectópicos, incluindo o intestino delgado, pâncreas e pulmões, foram relatados em alguns casos (PURVIS, 1931, 1933; BASU; CHARLES, 2014).

Os sinais clínicos variam conforme a gravidade da infecção, podendo ser assintomático ou apresentar inapetência, letargia (sonolência profunda e duradoura), perda de peso, desenvolvimento anormal do pelo vômito, diarreia mucoide, anemia, hepatomegalia, ascite (acúmulo anormal de líquido na cavidade abdominal), icterícia ou pode acarretar a morte do animal. Entretanto, por serem sinais clínicos inespecíficos, exames complementares são essenciais na obtenção do diagnóstico (MATI *et al.*, 2020).

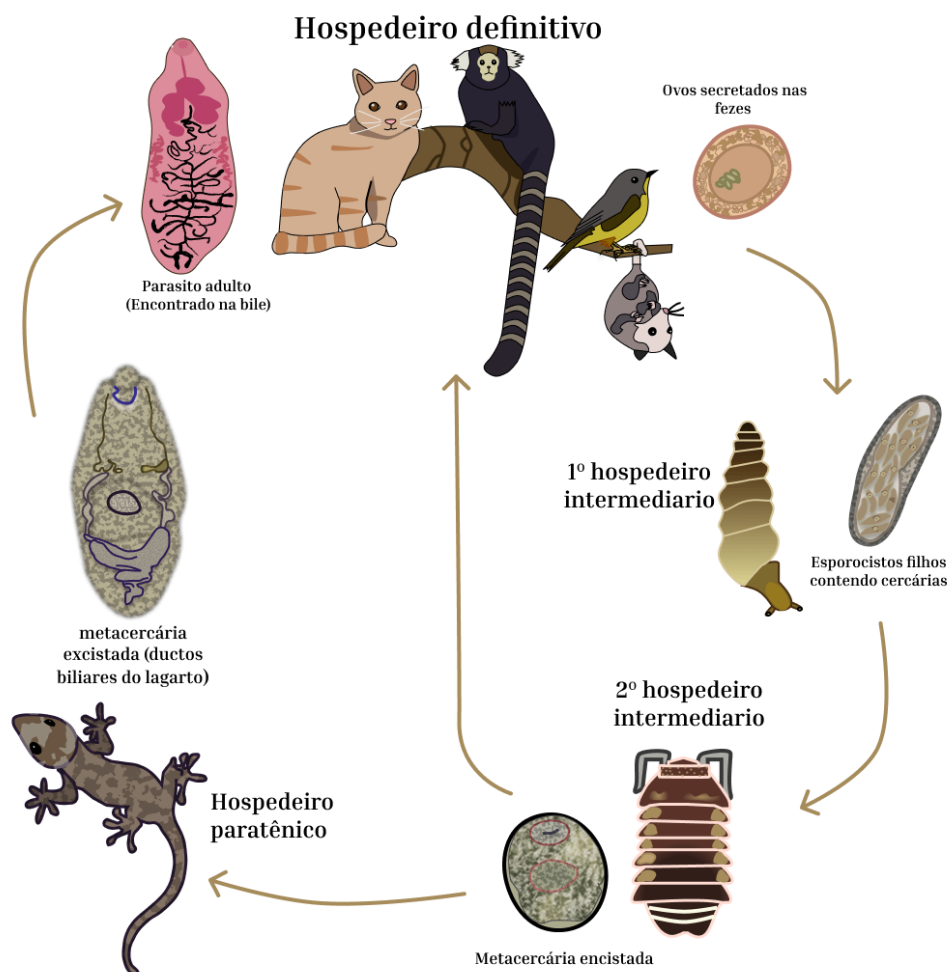
Ciclo de vida ou Ciclo Biológico do Platynosomum sp.

Possui um ciclo complexo (Figura 16), heteroxeno e que pode envolver três hospedeiros, o primeiro hospedeiro são caramujos terrestres (*Subulina octona* e *Eulota similis*), isópodes como segundos hospedeiros intermediários, e lagartos como terceiros hospedeiros intermediários obrigatórios (ou paratênicos). Os lagartos estão implicados na transmissão da forma infectante do *Platynosomum* sp. por meio da predação por hospedeiros definitivos como gatos (*Felis catus*), gambás (*Didelphis marsupialis virginiana*), camundongos (*Mus musculus*) e diversos primatas e aves (PURVIS, 1931, 1933; TAYLOR; PERNI, 1977; CASTRO; ALBUQUERQUE, 2008; BASU; CHARLES, 2014; MATI *et al.*, 2020). Análises epidemiológicas revelam que além dos lagartos, os isópodes terrestres podem

contribuir para a infecção de gatos de rua, pois esses artrópodes fazem parte da dieta de gatos domésticos e errantes (PURVIS, 1931, 1933; TAYLOR; PERNI, 1977; BASU; CHARLES, 2014; MATI *et al.*, 2020).

Quando o hospedeiro definitivo infectado defeca no ambiente, ovos embrionados são liberados nas fezes (MALDONADO, 1945; CASTRO; ALBUQUERQUE, 2008). Esses ovos são então ingeridos pelo primeiro hospedeiro intermediário, como o *Subulina octona* ou outro molusco. Após a chegada do ovo ao papo do caramujo, o opérculo se rompe em aproximadamente 15 minutos, liberando seu conteúdo, que inclui o miracídio. Os miracídios medem aproximadamente 30 micrômetros de comprimento e são revestidos por cílios longos. Como a vida do miracídio é curta na forma livre dentro do caramujo, ele precisa migrar rapidamente para os tecidos conjuntivos da cavidade respiratória do hospedeiro. Em apenas cinco dias após a penetração nos tecidos do hospedeiro, o miracídio perde sua capacidade de locomoção (CASTRO; ALBUQUERQUE, 2008; BASU; CHARLES, 2014).

Figura 16: Sugestão de ciclo de vida do *Platynosomum* sp. acometendo mamíferos e aves, seus vetores e hospedeiros intermediários.



Fonte: Autora (2025).

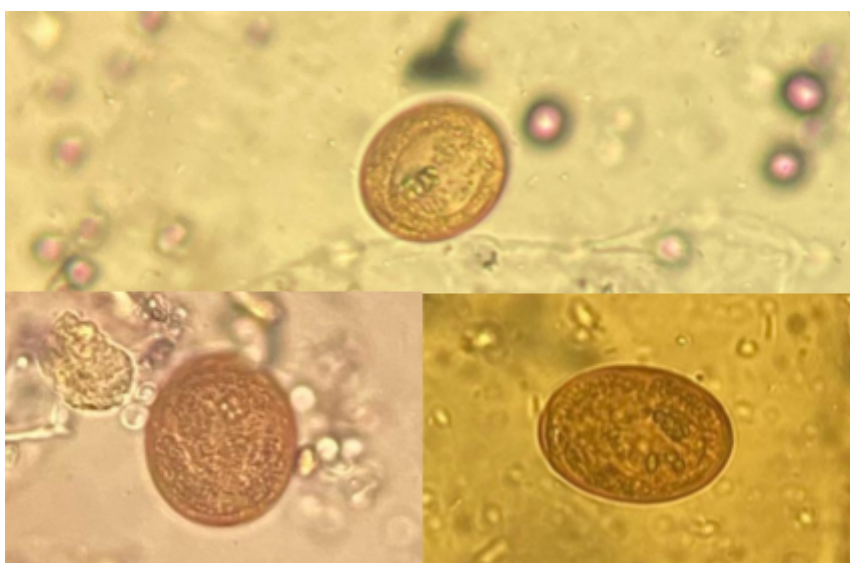
Características morfofuncionais do Platynosomum sp.

O tamanho dos vermes variam de 2,9 a 8 mm de comprimento e 0,9 a 2,5 mm de largura. Estes possuem uma ventosa oral subterminal e uma ventosa ventral localizada aproximadamente a um quarto do comprimento do corpo a partir da extremidade anterior (BASU; CHARLES, 2014). Este parasita é hermafrodita, com testículos pareados e longitudinais localizados lateralmente à ventosa ventral. O ovário é transversalmente alongado e está situado atrás de um dos testículos. O útero central é enrolado e pode conter numerosos ovos claros a dourado-marrons.

As glândulas vitelinas são bastante proeminentes e situam-se nas porções laterais da região média do corpo, que é a parte mais larga do verme. Os cecos intestinais são simples e se estendem em direção à extremidade posterior do corpo, com o poro genital localizado logo antes desta extremidade (SOULSBY, 1982; VIEIRA *et al.*, 2009; MONTSERIN *et al.*, 2013).

Os ovos maduros são eliminados pelas fezes do hospedeiro definitivo infectado (Figura 17), estes ovos são dourado-marrons, ovais, com casca espessa, podendo ser imaturos e maduros a medida dos ovos variam de acordo com essa classificação de estágios (Figura 17), ovos imaturos medem 38 μm (33-39) de comprimento por 23 μm (21-25) de largura e apresentavam poucas gotas refratárias em seu interior. Já os ovos maduros eram significativamente maiores, medindo 44 μm (43-45) de comprimento por 34 μm (33-35) de largura, contendo um miracídio completamente formado com um par de vesículas ovais opostas e numerosos grânulos refratários na parte posterior do corpo, uma estrutura típica de ovos de espécies da subfamília Dicrocoeliinae (MATI *et al.*, 2020). Além disso, um opérculo está localizado em uma das extremidades, podendo ser difícil de identificar.

Figura 17: Micrografia de ovos de *Platynosomum* sp. (400x), identificado em amostras fecais de *Callithrix* sp., microscopia obtida após o método de Ritchie. Micrografias realizadas no LabCRAS da Univap.



Fonte: Autora (2025).

Segundo Mati *et al* (2020), a platinosomose em mamíferos não humanos como saguis vem aumentando, o que gera uma preocupação pois é um quadro clínico imprevisível, podendo variar em um quadro sem sintomas a um quadro severo com hepatopatia, coagulopatia e até morte. Por conta da ausência de protocolos terapêuticos padronizados, raros casos são aqueles do qual é utilizado medicamentos para tratamento. Do qual segundo estudos deve ser analisado caso a caso para o uso do medicamento, já que sua taxa de sucesso é de 6/10 (60%).

2.9 O método de Ritchie

O método de Ritchie é uma técnica de centrífugo-sedimentação utilizados em exames coproparasitológicos (RITCHIE, 1948), do qual realizado em um sistema formol-éter. Esse método é especialmente indicado para a detecção de ovos pesados e é recomendada para a busca de ovos de *Platynosomum* sp., pois essa técnica demonstrou ser melhor que às demais na detecção deste parasito, dentre elas o exame direto, a flutuação em sacarose, a flutuação em sulfato de zinco, por exemplo, conforme citado por RIBEIRO (2004).

Além disso, o método de Ritchie é recomendado por órgãos ambientais como o Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio) e o Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) para o diagnóstico coproparasitológico em fauna silvestre, especialmente em programas de monitoramento sanitário.

2.10. Centro de Reabilitação de Animais Silvestres da Universidade do Vale do Paraíba

O Centro de Reabilitação de Animais Silvestres (CRAS) foi assim nomeado em agosto de 2017 (Figura 19), antes era o Criadouro conservacionista que foi inaugurado em 1999 como uma extensão do Centro de Estudos da Natureza (CEN). Localizado na Faculdade de Educação e Artes, da Universidade do Vale do Paraíba em São José dos Campos/São Paulo. Atualmente tem como objetivo o

recebimento de animais resgatados por autoridades governamentais e municipais, para fim de reintroduzi-los na natureza, em seu habitat natural, através de tratamento clínico, manutenção e reabilitação comportamental (CRUZ *et al.*, 2017; SIVIERI *et al.*, 2023).

Após o recebimento de cada animal, ocorre a identificação, o registro e a transferência para a quarentena (Figura 18), até que sejam avaliados e triados a partir de sua avaliação clínica pelo corpo de veterinárias do CRAS, exames são solicitados e as amostras encaminhadas ao Laboratório de Análises Clínicas do CRAS (LabCRAS).

Figura 18: Vista frontal do Centro de Reabilitação de Animais Silvestres (CRAS), área de Quarentena.



Fonte: Autora (2025).

Em seguida, os indivíduos são destinados a recintos equipados com o enriquecimento ambiental adequado para sua espécie (solário e criadouro), sempre de acordo com a socialização deste na natureza, ou seja, acomodam-se animais gregários juntos com os de sua espécie ou alojados individualmente de acordo com seu comportamento biológico. Assim que sua condição clínica for ideal, se inicia o processo de reabilitação e, sempre que viável, sua reintrodução ao habitat (OLIVEIRA, 2016; CRUZ *et al.*, 2017; SIVIERI *et al.*, 2023).

Figura 19: Logo oficial do CRAS da UNIVAP.



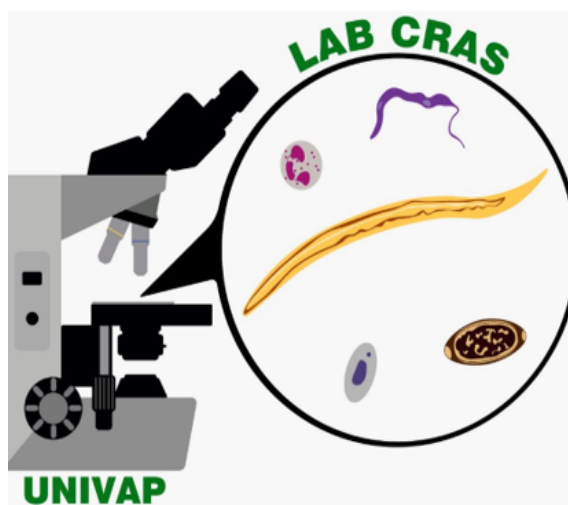
Fonte: CRAS UNIVAP, 2025.

2.11. Laboratório de Análises Clínicas de Animais Silvestres do CRAS da UNIVAP

O Laboratório de Análises Clínicas do Centro de Reabilitação de Animais Silvestres da UNIVAP (LabCRAS) teve início no ano de 2016 (Figuras 20 e 21), inicialmente atuando no campo da parasitologia clínica (CARVALHO, 2022). No decorrer dos anos, foi se aprimorando em outras áreas da patologia clínica veterinária, até que em 2022, por obra do apoio da Coordenação do Curso de Ciências Biológicas da UNIVAP e à Fapesp, projeto número 2020/04681-6, foi adquirido novos equipamentos indispensáveis para a rotina clínica e para este presente estudo.

O laboratório oferece vagas de estágio, iniciações científicas, e trabalhos de graduação para graduandos dos cursos de Ciências Biológicas, Biomedicina e Medicina Veterinária. Atuando nas áreas de Parasitologia Clínica; Microbiologia Clínica e análises de líquidos e tecidos biológicos; Hematologia Clínica; Bioquímica Clínica e Urinálise. O laboratório possui fins de pesquisa científica e liberação de laudos que contribuem no diagnóstico e suporte para o corpo clínico veterinário do CRAS (SIVIERI *et al.*, 2023).

Figura 20: Logo do LabCRAS estabelecido no ano de 2022.



Fonte: LabCRAS (2022).

Figura 21: Imagem do Laboratório de Análises Clínicas do Centro de Reabilitação de Animais Silvestres UNIVAP



Fonte: Autora (2025).

Tendo em vista o aumento das infecções parasitárias em calitriquídeos, a escassez de dados na literatura científica e o fato de *Callithrix aurita* ser uma espécie ameaçada de extinção, torna-se fundamental a obtenção, sistematização e análise estatística de dados parasitológicos.

3. Metodologia

3.1 Local de estudo

O estudo foi desenvolvido por meio da análise e construção do banco de laudos do Laboratório de Análises Clínicas do Centro de Reabilitação de Animais Silvestres (LabCRAS) da Universidade do Vale do Paraíba (UNIVAP), localizado em São José dos Campos no estado de São Paulo. O laboratório faz parte do complexo do Centro de Estudos da Natureza (CEN), que compreende outras fundações como o borboletário e o serpentário (Figura 22).

Figura 22: Vista frontal da área do serpentário do CRAS, local que está localizado o LABCRAS.



Fonte: Autora (2025).

3.2 Coleta e acondicionamento

As amostras fecais das espécies *Callithrix aurita*, *Callithrix penicillata*, *Callithrix jacchus* e híbridos foram coletadas pelo corpo clínico de veterinárias,

tratadores e biólogos do CRAS e, posteriormente, foram encaminhadas ao LabCRAS, acondicionadas a 4°C e as análises realizadas em período menor que 24 horas do momento da coleta. Este trabalho, por se tratar de banco de dados provenientes da rotina de atendimentos do CRAS da UNIVAP, possui aprovação da Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA), sob o protocolo número A01/CEUA de 2023.

3.3 Obtenção e Interpretação de dados

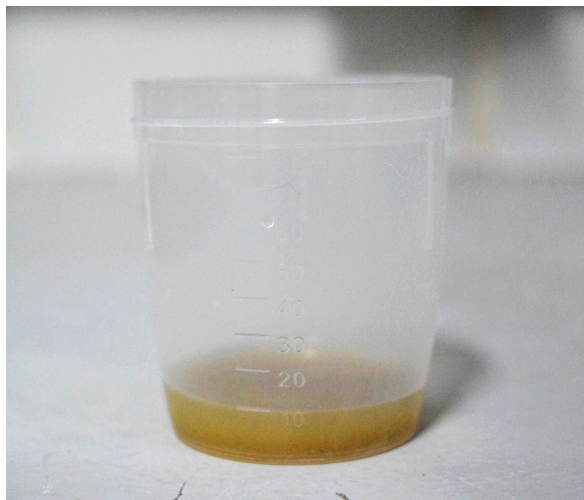
Para obtenção dos dados foi utilizado do banco de laudos do Laboratório de Análises Clínicas do CRAS (LabCRAS) da UNIVAP de janeiro de 2022 a fevereiro de 2025. Os métodos utilizados para a realização dos exames parasitológicos e obtenção dos laudos arquivados foram o de Sedimentação Espontânea (LUTZ, 1919), ou método de Hoffman, Pons e Janer, o de Exame direto (MARKS, 2002; SANTOS; RIVERA, 2013), e principalmente o Método de Ritchie (RITCHIE, 1948), com amostras oriundas das espécies *Callithrix aurita*, *Callithrix penicillata* e *Callithrix jacchus*. O método padrão-ouro na detecção do *Platynosomum* sp. é o método de Ritchie (RITCHIE, 1948), conforme é solicitado pelo ICMBIO e preconizado por Ribeiro (2004).

Os dados obtidos a partir de todas as observações foram organizados no Microsoft Office Excel® e, posteriormente, submetidos a tratamento estatístico com o software SISVAR versão 5.6 (FERREIRA, 2014; FERREIRA, 2019). Para análise e interpretação dos resultados foi utilizado o fatorial ANOVA com o teste *post hoc* de Tukey, $p < 0,05$.

3.4 Procedimento Operacional (POP) do Método de Ritchie

- 1 - Utilizar aproximadamente 2 gramas de fezes, pegue de várias partes da amostra e colocar em um copo graduado ou béquer.
- 2 - Adicionar 10 ml de água (uma parte da amostra para 10 de água).
- 3 - Homogeneizar com bastão de vidro, ou palito de madeira do tipo abaixador de língua (Figura 23).

Figura 23: Fezes homogeneizadas, em pote de coleta graduada, contendo 10ml.



Fonte: Autora (2025).

4 - Filtrar a amostra homogeneizada (se necessário com auxílio de um funil) para um tubo cônico ou tubo de centrifuga (Figura 24).

Figura 24: Tubo falcon com 10 ml de fezes filtradas, já balanceada com água.



Fonte: Autora (2025).

5 - Centrifugar durante 2 minutos a 2.500 rpm (Figura 25).

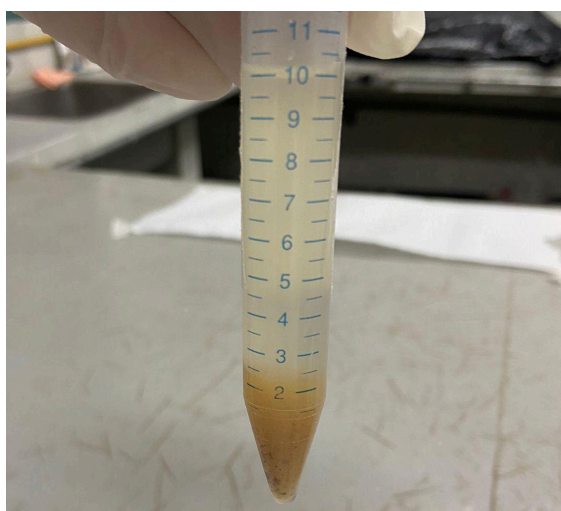
Figura 25: Amostra balanceada em centrífuga Quimis.



Fonte: Autora (2025)

6 - Realizar a clarificação do sedimento, adicionando água, homogeneizando e centrifugando e repetindo o processo até que o sobrenadante fique límpido (Figura 26), após, deve-se descartar o sobrenadante, com cuidado para não remover o sedimento do fundo do tubo.

Figura 26: Amostra com sobrenadante límpido



Fonte: Autora (2025).

7 - Adicionar solução de formol a 10% à amostra, na proporção de 1:1 (volume de fezes:volume de formalina). Agitar vigorosamente e deixar em repouso por 3 a 5 minutos.

8 - Adicionar 3 ml de éter comercial (Figura 27). Agitar bem e centrifugar por um minuto a 1.500 rpm.

Figura 27: Formol PA, diluído em 10% e Éter Etílico Puro utilizados no método.



Fonte: Autora (2025).

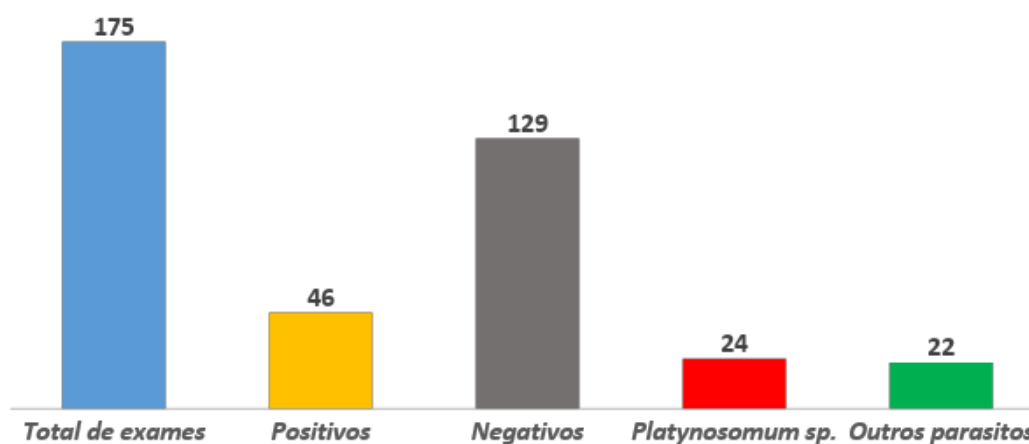
9 - Após a centrifugação desprezar cuidadosamente as fases da parte superficial do tubo (onde estarão detritos fecais, gorduras, éter e formalina), utilize uma pipeta de Pasteur para auxiliar nessa etapa se necessário, deixando apenas o sedimento para ser analisado.

10 – Analisar no microscópio uma a duas gotas do sedimento, podendo acrescentar uma gota de lugol e recobrir com lamínula, analisar na microscopia com objetivas de 100x e 400x.

4. Resultados

Foram avaliados os dados obtidos dos laudos coproparasitológicos, sendo o total de 175 exames de saguis, destes, 129 foram negativos e 46 positivos para alguma parasitose de janeiro de 2022 a fevereiro de 2025 (Gráfico 1).

Gráfico 1: Totalidade dos resultados de exames coproparasitológicos de fezes de saguis no CRAS da Univap de janeiro de 2022 a fevereiro de 2025.



Fonte: Autora (2025).

Dos exames abordados, 24 foram positivos para *Platynosomum sp.*, sendo 17 *C. aurita* (70,83%), 4 *C. jacchus* (16,67 %) e 3 *C. penicillata* (12,5%) (Tabela 1). Não houve registros positivos para este parasito em saguis híbridos no período de estudo.

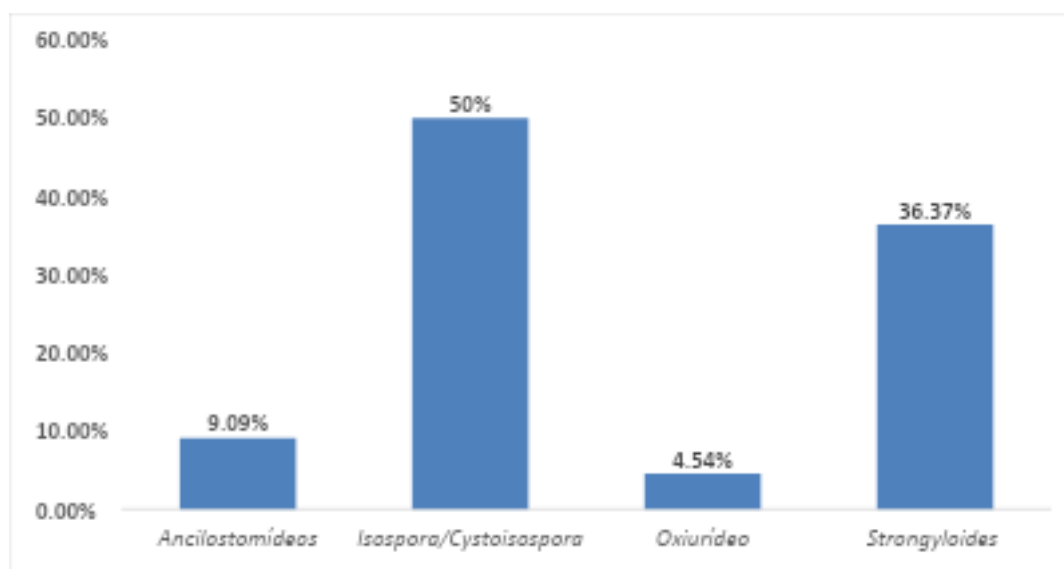
Tabela 1: Quantidade de exames de saguis positivos para *Platynosomum sp.* no CRAS da Univap de janeiro de 2022 a fevereiro de 2025.

Espécie de Sagui	Positivo para <i>Platynosomum sp.</i>
<i>Callithrix aurita</i>	17
<i>Callithrix jacchus</i>	4
<i>Callithrix penicillata</i>	3

Fonte: Autora (2025).

Dos 46 exames positivos para agentes etiológicos, 22 foram de outras parasitoses (Gráfico 1), a saber: 11 *Cystoisospora* sp.; 08 *Strongyloides* spp.; 02 Ancilostomídeos; 01 Oxiurídeo (Gráfico 2).

Gráfico 2: Parasitos relatados nos exames coproparasitológicos de fezes de saguis no CRAS da Univap de janeiro de 2022 a fevereiro de 2025, não considerando o *Platynosomum* sp..



Fonte: Autora (2025).

A análise de variância da interação entre as médias (ANOVA) fatorial com teste *post hoc* de Tukey, revelou haver diferenças estatísticas significativas quanto aos saguis mais acometidos por parasitas no geral, destacando o *C. aurita* como o mais afetado e na avaliação das médias da prevalência dos parasitos, com o *Platynosomum* sp. sendo o mais prevalente. O *C. aurita* foi o mais acometido por platinosomose (Quadro 1).

Quadro 1: Análise de Variância (ANOVA) Fatorial dos fatores Espécies e Parasitas e desdobramento da média de parasitismo em Calitriquídeos (2022-2025). Médias seguidas por letras distintas (a1, a2) diferem estatisticamente (Teste de Tukey, $p < 0,05$).

Fator de Variação (FV)	Razão F (Fc)	Valor P (Pr>F)	Interpretação	Teste <i>post hoc</i> de Tukey
Espécies	8.93	$p < 0,01$	Diferença significativa na frequência parasitária entre as espécies de <i>Callithrix</i> .	Híbrido = 0,05 a1 <i>C. jacchus</i> = 0,15 a1 <i>C. penicillata</i> = 0,40 a1 <i>C. aurita</i> = 1,70 a2
Parasitas	4.09	$p < 0,05$	Diferença significativa na frequência entre os tipos de parasitas.	Oxiurídeo = 0,06 a1 Ancilostomídeo = 0,12 a1 <i>Strongyloides</i> = 0,50 a1a2 <i>Isospora/Cystoisospora</i> = 0,68 a1a2 <i>Platynosomum sp.</i> = 1,50 a2
<i>C. aurita</i> por <i>Platynosomum sp.</i>	7.78	$p < 0,05$	Diferença significativa que confirma a espécie mais acometida pela platinosomose.	Híbrido = 0,00 a1 <i>C. jacchus</i> = 0,50 a1 <i>C. penicillata</i> = 1,25 a1 <i>C. aurita</i> = 4,25 a2

Fonte: Autora (2025).

5. Discussão

No presente estudo, os dados obtidos foram submetidos à Análise de Variância (ANOVA) fatorial que revelou que a distribuição do parasitismo em calitriquídeos não foi uniforme no período de 2022 a 2025. A análise demonstrou uma diferença estatística significativa na frequência de infecção entre as espécies de *Callithrix* estudadas ($F=8,93$; $p<0,01$), bem como uma diferença significativa entre os distintos tipos de Parasitas ($F=4,09$; $p<0,05$). Os resultados do Teste *post hoc* de Tukey confirmaram que o *Callithrix aurita* foi a espécie mais acometida (média 1,70), formando um grupo estatisticamente superior aos seus congêneres. Além disso, o *Platynosomum* sp. foi o agente etiológico de maior prevalência (média 1,50), sendo o foco principal do estudo. O padrão de ocorrência é, portanto, determinado principalmente por fatores intrínsecos ao hospedeiro e pela natureza do parasita, uma vez que a análise do fator Ano ($p=0,16$) e a interação entre as espécies e os parasitas ($p=0,10$) não apresentaram significância estatística com valor de $p>0,05$, sugerindo que o risco de infecção se manteve estável durante o período de avaliação, com o *C. aurita* apresentando maior susceptibilidade a infecções parasitárias. A elevada prevalência de platinosomose em *C. aurita* observada no estudo é especialmente preocupante, uma vez que essa espécie está atualmente classificada como ameaçada de extinção, com uma população estimada em apenas 10.000 indivíduos adultos e em constante declínio devido principalmente à perda de habitat e hibridização com saguis invasores (MALUKIEWICZ *et al.*, 2020). A infecção por *Platynosomum* sp. pode levar a alterações hepáticas, anemia e até morte, podendo impactar negativamente a sobrevivência dos indivíduos reabilitados e sua capacidade de serem reintroduzidos com sucesso no ambiente natural (MATI *et al.*, 2020). Dessa forma, a parasitose não deve ser considerada apenas do ponto de vista sanitário, mas também como uma ameaça adicional à conservação de espécies vulneráveis.

O tráfico de animais silvestres representa uma das principais pressões antrópicas sobre os calitriquídeos no Brasil e está diretamente relacionado ao

aumento de parasitoses observadas em centros de reabilitação. Após a perda de habitat, a caça e o comércio configuram-se como a segunda maior ameaça à fauna brasileira. Segundo dados oficiais da RENCTAS (2001), o comércio ilegal de vida silvestre dos quais incluem animais vivos, partes e derivados, movimentam anualmente entre 10 e 20 bilhões de dólares, sendo a terceira atividade ilícita mais lucrativa do mundo. O Brasil participa com cerca de 5% a 15% desse mercado global, sendo grande parte dos animais destinada ao comércio de animais de estimação, o principal impulsionador do tráfico no país. Neste caso indivíduos do gênero *Callithrix* podem atingir valores de até US\$ 5.000 no mercado internacional, incentivando a captura ilegal. Animais provenientes dessas atividades chegam aos centros de triagem debilitados, estressados e imunossuprimidos, o que aumenta sua susceptibilidade a parasitoses e favorece a disseminação de agentes infecciosos entre indivíduos mantidos em reabilitação.

Dentre problemas associados ao tráfico e ao manejo inadequado e o risco decorrente de solturas irregulares ou mal planejadas. A introdução de animais em áreas onde não há histórico de determinados parasitas pode favorecer a transmissão de patógenos para populações nativas, que muitas vezes não possuem imunidade ou exposição prévia a esses agentes. Kierulff *et al.* (2007), em seu trabalho sobre manejo para a conservação de primatas brasileiros, enfatizam que solturas inadequadas constituem uma das principais vias de introdução de doenças emergentes na fauna brasileira. Nesse contexto, a introdução irregular de calitriquídeos capturados ilegalmente pode ampliar a circulação de parasitoses e representar uma ameaça adicional de perda de habitat e disputas de territórios para espécies já vulneráveis, como sendo o *Callithrix aurita*, agravando ainda mais seu estado de conservação.

A frequência de *Platynosomum* sp. em primatas neotropicais tem aumentado, sobretudo em áreas de contato entre ambientes silvestres e antropizados (OLIVEIRA *et al.*, 2023). A presença de hospedeiros intermediários, como os caramujos *Subulina octona* e isópodes terrestres, é favorecida por ambientes modificados pelo homem, o que pode amplificar o risco de infecções em centros de reabilitação (PINTO *et al.*, 2014; BASU; CHARLES, 2014), especialmente quando não é realizado ou não se tem parâmetros relativos ao

controle desses animais vetores e/ou hospedeiros intermediários. Isso sugere que estratégias de manejo dos recintos e alterações na dieta dos animais reabilitados podem ser relevantes para o controle e prevenção da platinosomose.

Outro aspecto relevante observado neste estudo é a ausência de positividade para *Platynosomum* sp. nos indivíduos híbridos. Embora o número de espécimes híbridos analisados tenha sido reduzido, isso pode refletir diferenças comportamentais, fisiológicas ou imunológicas entre híbridos e espécies puras, como variações no uso do espaço e na dieta que influenciam a exposição a hospedeiros intermediários (MALUKIEWICZ, 2019). Estudos adicionais são necessários para testar hipóteses e aprofundar o entendimento sobre como a hibridização pode afetar a susceptibilidade a parasitoses.

A prevalência de outros parasitas intestinais como *Cystoisospora* spp. e *Strongyloides* spp., também amplamente relatados em calitriquídeos, reforça a necessidade de diagnósticos coproparasitológicos regulares em centros de reabilitação (CONGA *et al.*, 2021). Essas infecções podem não apenas comprometer a saúde dos animais, mas também provocar surtos e dificultar a socialização e retorno ao ambiente silvestre. Silva e colaboradores (2008), realizaram um estudo da ocorrência de protozoários gastrintestinais em primatas mantidos em cativeiro na região Sul do Brasil, e observaram a presença de *Cystoisospora* spp. nas fezes de quatro *C. apella*, quatro *C. jacchus* e dois *C. penicillata*, corroborando com os achados do presente estudo em que encontramos oocistos de *Cystoisospora* spp. em todos os calitriquídeos *C. jacchus*, *C. penicillata*, *C. aurita* e nos híbridos. Nossos achados de *Strongyloides* spp. foram somente nas fezes de *C. aurita*, vão de encontro aos resultados relatados por Conga e colaboradores (2021) de infecção por *Strongyloides* em *C. jacchus* e *C. penicillata* destacando a susceptibilidade dos distintos Calitriquídeos a esse gênero de parasitas.

O presente estudo também registrou a presença de oxiurídeos em um dos indivíduos avaliados, o que é consistente com relatos da literatura sobre a ocorrência desses nematódeos em primatas neotropicais. Oxiurídeos do gênero *Trypanoxyuris*, como *T. callithricis*, são frequentemente encontrados parasitando saguis do gênero *Callithrix*, especialmente em condições de cativeiro ou

semicativeiro, como em centros de reabilitação e zoológicos (SOLOMON, 1933; HUGOT, 1999).

De acordo com Thompson *et al.* (2010), o estudo de parasitoses em fauna silvestre é frequentemente negligenciado, sendo necessária a priorização de pesquisas ecológicas parasitológicas como parte de programas integrados de conservação. Portanto, os resultados deste estudo ressaltam a importância do monitoramento sistemático da fauna parasitária em saguis do CRAS da UNIVAP e sugerem que *C. aurita* requer atenção especial quanto à platinosomose. A identificação de *Platynosomum* sp. como o parasita mais prevalente neste centro de reabilitação reforça a urgência de implementar medidas preventivas, de manejo ambiental e terapêuticas apropriadas para mitigar impactos sobre a saúde e conservação desta espécie ameaçada. Nesse contexto, a análise parasitológica constitui uma medida fundamental para a identificação e o controle de potenciais parasitoses, contribuindo para o monitoramento de enteroparasitas, endossando medidas protetivas que auxiliem na manutenção da biodiversidade, em protocolos de reintegração de fauna silvestre e para estratégias de conservação e combate a extinção, promovendo assim o bem-estar e saúde animal. Sugere-se futuros estudos, com maiores aprofundamentos, explorando todos os ciclos de vida dos parasitos encontrados, mapeamento territorial dos vetores e hospedeiros intermediários, para fins de análise de medidas protetivas, identificação e correlação com infecções por estes enteroparasitas no Sudeste do Brasil. Recomenda-se também estudos focalizados na caracterização molecular dos patógenos para exploração completa dos ciclos de vida dos parasitos.

6. Conclusão

Os resultados deste estudo demonstraram que *Callithrix aurita* foi a espécie mais acometida por parasitos, com destaque para o trematódeo hepático *Platynosomum* sp., que apresentou a maior prevalência. Considerando que *C. aurita* é uma espécie atualmente ameaçada de extinção, esses achados evidenciam a importância do monitoramento parasitológico contínuo e da adoção de protocolos sanitários específicos durante os processos de resgate e reabilitação. Além disso, foi identificada uma fauna parasitária diversificada entre os calitriquídeos avaliados, incluindo protozoários do gênero *Cystoisospora* e nematódeos como *Strongyloides* spp., ainda que com menor prevalência em relação à platinosomose.

A ausência de casos de *Platynosomum* sp. em indivíduos híbridos sugere a necessidade de investigações adicionais para melhor compreensão das diferenças na susceptibilidade e na dinâmica de infecção entre os grupos avaliados. Os achados reforçam o papel fundamental dos centros de reabilitação de animais silvestres na vigilância parasitológica e na produção de dados epidemiológicos relevantes. Dessa forma, este estudo contribui para a caracterização da fauna parasitária de primatas neotropicais no Sudeste do Brasil, fornecendo subsídios para o aprimoramento das estratégias de manejo, conservação e reintrodução da fauna silvestre.

8. Referências Bibliográficas

ANDRADE, D. S. *et al.* Cistisosporíase: Breve revisão clínica. **SAÚDE DINÂMICA**, v. 1, n. 2, 2019.

ALMEIDA, A. F. *et al.* Adaptação ao Método de Ritchie para diagnóstico de Helmintos e Protozoários em amostras de lodo de esgoto com minimização de produtos químicos. **Mundo da saúde**, v. 33, n. 4, p. 427–432, 2009.

BASU, A. K.; CHARLES, R. A. A review of the cat liver fluke *Platynosomum fastosum* Kossack, 1910 (Trematoda: Dicrocoeliidae). **Veterinary parasitology**, v. 200, n. 1–2, p. 1–7, 2014.

BATISTA, A.V; *et al.* **Hibridação em cativeiro entre espécies do gênero *Callithrix erxleben*, 1777**, XV Encontro Latino-Americano de Iniciação Científica, 2011.

BARTON, N. H.; HEWITT, G. M. Analysis of Hybrid Zones. **Annual Review of Ecology and Systematics**. pp. 113-148, 1985.

BOND, V. P.; BOSTICK, W. Pathologic study of natural amebic infection in macaques. **The American journal of tropical medicine and hygiene**, v. 26, n. 5, p. 625–629, 1946.

BOSTROM, R. E.; FERRELL, J. F.; MARTIN, J. E. **Simian amebiasis with lesions simulating human amebic dysentery**. In: 19th Annual Meeting Am Assoc Lab Anim Sci. Las Vegas: [S.n.]. v. 51, 1968.

BOX, E. D. *Atoxoplasma* associated with an isosporan oocyst in Canaries. **Journal of Protozoology** 17: 396–399, 1970.

BOX, E.D. Exogenous stages of *Isospora sereni* (Aragao) and *Isospora canarius* (Linnaeus). **Journal of Protozoology** 24: 56–6, 1975.

BOX, E.D. Life cycles of two *Isospora* species in the Canary, *Serinus canarius* Linnaeus. **Journal of Protozoology** 24: 57–6, 1977.

BRANDÃO, L. D.; DEVELEY, P. F. Distribution and conservation of the buffy-tufted-ear marmoset, *Callithrix aurita*, in lowland coastal Atlantic forest, south-east Bra-zil. Neotrop. **Primates**, v. 6, n. 3, p. 86–88, 1998.

BRAZIL, M. M. Portaria no 444, de 17 de dezembro de 2014 - **Reconhece como espécies da fauna brasileira ameaçadas de extinção aquelas constantes da “Lista Nacional Oficial de Espécies da Fauna Ameaçada de Extinção**. Diário Oficial da União, Seção, v. 1, p. 121–133, 2014.

BOWMAN, Dwight D. *Georgis’ Parasitology for Veterinarians*. (10th ed.) USA: Elsevier Health Sciences. 2014.

BURROWS, R.B.: Protozoa of the intestinal tract. In: *Pathology of Simian Primates*,

part 11, **Infectious and Parasitic Diseases**, ed. Fiennes, pp. 2-28. Karger, Basel, 1972.

BUGGS RJ. Empirical study of hybrid zone movement. *Heredity* (Edinb). 99(3):301-12. 2007. doi: 10.1038/sj.hdy.6800997. **Epub** 2007 Jul 4. PMID: 17611495.

CARRENO, R. A., AND J. R. BARTA. An eimeriid origin of isosporoid coccidia with Stieda bodies as shown by phylogenetic analysis of small subunit ribosomal RNA gene sequences. **Journal of Parasitology** 85: 77–83, 1999.

CARVALHO, A.V.B.P. **Prevalência de parasitas do gênero *Balantidium* spp. em *Chelonoidis carbonaria* recebidos no Centro de Reabilitação de Animais Silvestres (CRAS) da UNIVAP de 2016 a 2021.** Trabalho de Graduação. Faculdade de Educação e Artes. Curso de Ciências Biológicas. Universidade do Vale do Paraíba, 2022.

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**, 17(4), 239–241. 2008. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612008000400013>.

CATCOTT'S, E. J. edition of "**Feline medicine & surgery; a text and reference work**", American Veterinary Publication Inc. published in 1964.

CARRIELLO, F. **Silvicultura de eucalipto no vale do Paraíba do Sul/SP no período entre 1986 e 2010.** Disponível em: <<http://marte.sid.inpe.br/col/dpi.inpe.br/marte/2011/07.14.17.57/doc/p0974.pdf?languagebutton=en>>. Acesso em: 21 mar. 2025.

CDC - DPDx - intestinal hookworm. Disponível em: <<https://www.cdc.gov/dpdx/hookworm/index.html>>. Acesso em: 19 out. 2025.

CURRY, A.; SMITH, H. V.. *Emerging pathogens: Isospora, Cyclospora and microsporidia.* **Parasitology**, 117(7), 143–159, 1998.

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.

CONGA, DAVID F. et al. Hyperinfection by *Strongyloides* in captive callitrichids with

progressive weight loss syndrome. **Journal of Medical Primatology**, v. 50, n. 4, p. 212-215, 2021.

COIMBRA-FILHO, A. F. Aspectos inéditos do comportamento de sagüis do gênero *Callithrix* (Callitrichidae, Primates). **Revista Brasileira de Biologia**, 32 (4): 505-512. 1972.

COIMBRA-FILHO, A. F., A. PISSINATTI AND A. B. RYLANDS. Experimental multiple hybridism among *Callithrix* species from eastern Brazil, pp. 95–120 in **Marmosets and Tamarins: Systematic, Ecology and Behaviour**, edited by A. B. Rylands. Oxford University Press, Oxford, 1993.

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.

CRAS – **Centro de Reabilitação de Animais Silvestres**. Disponível em: <<https://www.univap.br/univap/graduacao/fea/cen/cras-centro-de-reabilitacao-de-animais-silvestres>>. Acesso em: 27 mar. 2025.

CRUZ, A. D. **Levantamento das espécies entregues no criadouro conservacionista da UNIVAP no ano de 2014**. Atena Editora, 2014.

CRUZ, A. D. SOUZA, M. P.; REIS, T. M. M.; LOPES, K. A. R. **Levantamento das espécies entregues no criadouro conservacionista da UNIVAP no ano de 2014**. São José dos Campos, São Paulo: Atena Editora, 2017.

DE CARVALHO, R. S. et al. *Callithrix aurita*: a marmoset species on its way to extinction in the Brazilian Atlantic Forest. **Neotropical primates**, v. 24, n. 1, p. 1–8, 2018.

DIAS, J. S. **O ambiente como fonte de contaminação para zoonoses parasitárias**. Departamento de Microbiologia e Parasitologia, Laboratório de Parasitologia Universidade Federal de Pelotas, 2005.

DUBEY J. P.; *Toxoplasma, Neospora, Sarcocystis* and other tissue cyst-forming coccidia of humans and animals. In **Parasitic Protozoa**, Vol. 6 (Ed. Kreier, J. P.). London, Academic Press, 1993.

EICHHORN, A.; GALLAGHER, B. Spontaneous amebic dysentery in monkeys. **J**

Infect Dis, p. 19395–19407, 1916.

ENTEROBIASIS. Disponível em:
<<https://www.cdc.gov/dpdx/enterobiasis/index.html>>. Acesso em: 19 out. 2025.

FERRARI, S. F.; KÁTIA, H.; CORRÊA, M.; COUTINHO, P.E.G. Ecology of the “Southern” marmosets (*Callithrix aurita* and *Callithrix flaviceps*) - How different, how similar? In: Norconk M. A.; Rosemberg, A. L.; Garber, P. A. (eds) **Adaptive radiations of Neotropical Primates**. Springer, Boston, MA. 1996. https://doi.org/10.1007/978-1-4419-8770-9_9

FERREIRA, D. F. Sisvar: a Guide for its Bootstrap procedures in multiple comparisons. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 38, n. 2, p. 109–112, 2014.

FERREIRA, D. F. Sisvar: A computer analysis system to fixed effects split plot type designs: Sisvar. **Revista Brasileira de Biometria**, v. 37, n. 4, p. 529–535, 2019.

FIGUEIREDO, M. A. P., MANRIQUE, W. G., NOGUEIRA, R. M. S. Survey of gastrointestinal parasites of the center for screening of wild animals from São Luís, Maranhão State, Brazil. **Ars Veterinaria**, 34(2), 60–68. 2018. <https://doi.org/10.15361/2175-0106.2018v34n2p60-68>

FLYNN, R.J.: **Parasites of Laboratory Animals**. Iowa State University Press, Ames, 1973.

FLEAGLE, JOHN G., ANDREA L. BADEN, AND CHRISTOPHER C. GILBERT. **Primate adaptation and evolution**. 4. Ed. Academic press Elsevier, 2025.

FRANZEN, C., A. MULLER, R. BIALEK, V. DIEHL, B. SALZBERGER, AND G. FATKENHEUER. Taxonomic position of the human intestinal protozoan parasite *Isoospora belli* as based on ribosomal RNA sequences. **Parasitology Research** 86: 669–676, 2000.

GENTA, R.M. Global prevalence of strongyloidiasis: critical review with epidemiologic insights into the prevention of disseminated disease. **Reviews of Infectious Diseases** 11, 755–767, 1989.

GREAVES, D. et al. *Strongyloides stercoralis* infection. **BMJ (Clinical research ed.)**, v. 347, n. jul30 3, p. f4610, 2013.

HENRIQUEZ-CAMACHO H, C. et al. Ivermectin versus albendazole or thiabendazole for *Strongyloides stercoralis* infection. **Cochrane Database of Systematic Reviews**, v. 1, 2016.

HEWITT, G. M. Speciation, hybrid zones and phylogeography - or seeing genes in space and time. **Mol. Ecol.**, 10: 537–549. 2001.

HERMAN, L. H. *Gastrodiscoides hominis* infestation in two monkeys. **Veterinary**

medicine, small animal clinician: VM, SAC, v. 62, n. 4, p. 355–356, 1967.

HILL, W. C. O. Report of the society's prosector for the year 1952. **Proceedings of the Zoological Society of London** (1944), v. 123, n. 2, p. 227–251, 1953.

HUGOT, J. P.; GARDNER, S. L.; MORAND, S. The Enterobiinae subfam. Nov. (Nematoda, Oxyurida) pinworm parasites of primates and rodents. **International journal for parasitology**, v. 26, n. 2, p. 147–159, 1996.

HUGOT, Jean-Pierre. Primates and their pinworm parasites: the Cameron hypothesis revisited. **Systematic Biology**, v. 48, n. 3, p. 523-546, 1999.

HUNT, V., Tsai, I., Coghlan, A. *et al.* The genomic basis of parasitism in the *Strongyloides* clade of nematodes. **Nat Genet** 48, 299–307, 2016.

HOTEZ, P. J.; PRITCHARD, D. I. Hookworm infection. **Scientific American**, v. 272, n. 6, p. 68-74, 1995.

KEELING, M.E.; MCCLURE, H.M.: Pneumococcal meningitis and fatal enterobiasis in a chimpanzee. **Lab Anim Sci** 2492-95, 1974.

KIERULFF, M. C. M.; CHIAMERINI, M. H. I.; STRIER, K. B.; FONSECA, G. A. B.; *et al.* **Manejo para a conservação de primatas brasileiros**. São Paulo: Fundação Parque Zoológico de São Paulo, 2007.

KING, N. W. **Synopsis of the pathology of New World monkeys**. *In*: First Inter-American Conference on Conservation and Utilization of American Nonhuman Primates in Biomedical Research. Washington, D.C.: [S.n.]. v. 17 p. 169–198, 1976.

LINDSAY, D. S.; DUBEY, J. P.; BLAGBURN, B. L. Biology of *Isospora* spp. from humans, nonhuman primates, and domestic animals. **Clinical microbiology reviews**, v. 10, n. 1, p. 19–34, 1997.

LEVINE, N.D. **The Protozoan Phylum Apicomplexa** (Vol. I), CRC Press, 1988.

LEVINE, N.D.: Protozoan parasites of nonhuman primates as zoonotic agents. **Lab Anim Care** 20377-382, 1970

LAIRD, M. *Atoxoplasma paddae* (Aragao) from several South Pacific Silvereyes (*Zosteropidae*) and a New Zealand rail. **Journal of Parasitology** 43: 47–52, 1959.

LENILZA MATTOS. Fotografias em Microscópio. Disponível em: <https://parasitologiaclinica.ufsc.br/index.php/info/conteudo/fotografias/ocistos-ibelli/>

LORENTZEN B, RØRDAM AM. Investigation of faeces from a mummified Eskimo woman. In Hart Hansen JP, Gullov HC eds, *The Mummies from Qilaleitsoq: Eskimos in the 15th Century*. Copenhagen, Denmark. **Kommissionen for Videnskabelige Under søgelser Gronland**. pp 139-143. 1989.

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.

MALUKIEWICZ, J. A Review of Experimental, Natural, and Anthropogenic Hybridization in *Callithrix* Marmosets. **Int J Primatol** 40, 72–98. 2019. <https://doi.org/10.1007/s10764-018-0068-0>

MALUKIEWICZ, J. *et al.* An introduction to the *Callithrix* genus and overview of recent advances in marmoset research. **ILAR journal**, v. 61, n. 2–3, p. 110–138, 2020.

MATI, V. L. T.; PINTO, H. A.; DE MELO, A. L. Evaluation of Kato-Katz and spontaneous sedimentation methods for the diagnosis of platynosomiasis in Neotropical primates. **Revista brasileira de parasitologia veterinária [Brazilian journal of veterinary parasitology]**, v. 24, n. 1, p. 108–113, 2015.

MATI, V. L. T.; PINTO, H. A.; DE MELO, A. L. Treatment of primate platynosomiasis: A word of caution about the use of praziquantel in marmosets. **Journal of medical primatology**, v. 50, n. 1, p. 60–66, 2021.

MALDONADO, J.F. The life history and biology of *Platynosomum fastosum*, Kossack, 1910 (Trematoda: Dicrocoeliidae). **Puerto Rico Journal of Public Health and Tropical Medicine**, v. 21, n. 1, p. 17-39, 1945.

MACKINNON, D. L.; DIBB, M. J. Report on intestinal Protozoa of some mammals in the Zoological Gardens at Regent's Park. **PROCEEDINGS OF THE ZOOLOGICAL SOCIETY OF LONDON SERIES B-SYSTEMATIC AND MORPHOLOGICAL**, v. 108, p. 323+, 1938.

MELO, A.L., Mati, V.L.T. & Martins, W.A. *Callithrix penicillata* as a nonhuman primate model for strongyloidiasis. **Primates** 53, 303–309, 2012.

MENDES, S. L. **Padrões biogeográficos e vocais em *Callithrix* do grupo *Jacchus*** (Primates, Callitrichidae). Tese de doutorado em Ciências Biológicas – Universidade Estadual de Campinas, 1997.

MONTSERIN, S.A.S., MUÑOZ, K.; SEEBARANSINGH, R.; BASU, A.K. Clinical case: *Platynosomum fastosum* Kossack, 1910 infection in a cat: First reported case in Trinidad and Tobago. **Revue de Médecine Vétérinaire**, 164(1): 9-12, 2013

MICHAELSEN, R. *et al.* *Platynosomum concinnum* (Trematoda: Dicrocoeliidae) em gato doméstico da cidade de Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista Veterinária em Foco**, v. 10, n. 1, 2012.

MMA. Ministério do Meio Ambiente. **PORTARIA MMA Nº 148, DE 7 DE JUNHO DE 2022**. Altera os Anexos da Portaria nº 443, de 17 de dezembro de 2014, da Portaria nº 444, de 17 de dezembro de 2014, e da Portaria nº 445, de 17 de dezembro de 2014, referentes à atualização da Lista Nacional de Espécies Ameaçadas de Extinção. 2022. Disponível em: <https://www.in.gov.br/en/web/dou/-/portaria-mma-n-148-de-7-de-junho-de-2022-406272733>.

MSD. Manual do Centro de Controle e Prevenção de Doenças (CDC). **Ciclo de vida do oxiúro**. Merck & Co, Inc., Rahway, NJ, EUA. Disponível em: <https://www.msmanuals.com/pt/casa/multimedia/image/ciclo-de-vida-do-oxi%C3%BAro>.

NICOLAEVSKY, B. **Distribuição geográfica e modelagem de habitat das espécies do gênero *Callithrix* (Primates, Callitrichidae)**. Dissertação (Mestrado em Biologia Animal) - Universidade Federal do Espírito Santo, Centro de Ciências Humanas e Naturais, Vitória, 2011.

NUTMAN, T. B. Human infection with *Strongyloides stercoralis* and other related Strongyloides species. **Parasitology**, v. 144, n. 3, p. 263–273, 2017.

OLIVEIRA, T. F.; *et al.* Destino dos Animais Silvestres Recebidos pelo Criadouro Conservacionista da UNIVAP. Universidade do Vale do Paraíba, São José dos Campos, São Paulo: **Revista Univap**, v. 22, n. 40, 2016.

OLIVEIRA, Ayisa R. *et al.* Prevalence of *Platynosomum* spp infection and its association with biliary lithiasis and secondary bacterial infections in free-ranging marmosets (*Callithrix* spp) of the Brazilian Atlantic Forest. **Journal of Comparative Pathology**, v. 200, p. 59-66, 2023.

OMS. **Mais países eliminam doenças negligenciadas, mas investimentos são essenciais para sustentar o progresso**. Disponível em: <https://cee.fiocruz.br>. Acesso em: 12 de agosto de 2025.

PAPIER, K. L.; WILLIAMS, G. M. *et al.* Childhood Malnutrition and Parasitic Helminth Interactions, **Clinical Infectious Diseases**, Volume 59, Issue 2, 234–243, 2014. <https://doi.org/10.1093/cid/ciu211>

PINTO, H. A.; MATI, V. L. T.; DE MELO, A. L. New insights into the life cycle of *Platynosomum* (Trematoda: Dicrocoeliidae). **Parasitology research**, v. 113, n. 7, p. 2701–2707, 2014.

PHILPOT, F.. Notes on the eggs and early development of some species of Oxyuridae. **Journal of Helminthology**, 2(5), 239. 1924.

PURVIS, G.B. The species of *Platynosomum* in felines. **Vet. Rec.** 11, 228–229, 1931

PURVIS, G.B. The excretory system of *Platynosomum concinnum* (Braun, 1901): syn *P. fastosum* (Kossack, 1910) and *P. planicipitis* (Cameron, 1928). **Vet. Rec.** 13, 565. 1933.

QUIROGA, M. I., N. ALEMAN, S. VAZQUEZ, AND J. M. NIETO. Diagnosis of atoxoplasmosis in a Canary (*Serinus canarius*) by histopathological and ultrastructural examination. **Avian Disease** 44: 465–469, 2000.

RENTAS - REDE NACIONAL DE COMBATE AO TRÁFICO DE ANIMAIS SILVESTRES. **1º Relatório Nacional sobre o Tráfico de Fauna Silvestre**. Brasília: RENTAS, 2001. Disponível em: https://www.rentas.org.br/wp-content/uploads/2014/02/REL_RENTAS_pt_final.pdf. Acesso em: 17 de novembro de 2025.

REIS, N. R.; PERACCHI, A. L.; PEDRO, W. A.; LIMA, I. P., *et al.*. Mamíferos do Brasil. 2ª ed. Londrina. 2011.

REINHARD, Karl J.; ARAÚJO, Adauto; MORROW, Johnica J. Temporal and Spatial Distribution of *Enterobius vermicularis* (Nematoda: Oxyuridae) in the Prehistoric Americas. **The Korean journal of parasitology**, v. 54, n. 5, p. 591–603, 2016.

RIBEIRO. **Controle de Helmintos de Cães e Gatos**, XIII Congresso Brasileiro de Parasitologia Veterinária & I Simpósio Latino-americano de Ricketisioses Ouro Preto, Minas Gerais, Revista Brasileira de Parasitologia, V.13, Suplemento I, 2004.

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

ROCHA, C. F. D.; ANJOS, L. A. 2007. Feeding ecology of a nocturnal invasive alien lizard species, *Hemidactylus mabouia* Moreau de Jonnés, 1818 (Gekkonidae), living in an outcrop rocky area in southeastern Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, 3: 486-491.

SILVA, A. S. *et al.* Ocorrência de protozoários gastrintestinais em primatas mantidos em cativeiro na região sul do Brasil. **Ciência Rural**, v. 38, p. 2658-2661, 2008.

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.

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.

SIVIERI, A.; KOKUBUN, H. S.; MORAIS, F. V.; OLIVEIRA, M. S. 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.

SOULSBY, E. J. L. **Helminths, Arthropods and Protozoa of Domesticated Animals**, 7th ed. Lee & Febiger, Philadelphia. p. 26–27, 1982.

SOUZA, M. F. R., Queiroz, B. V., Chaguri, A., Salgado, M., Campos Velho, N. M. R., & Lopes, K. A. R. (2020). Análise comportamental de um grupo de *Callithrix aurita* (É. Geoffroy, 1812) cativo. **Brazilian Journal of Health Review**, 3(3), 6442–6457. <https://doi.org/10.34119/bjhrv3n3-193>.

SOLOMON, S. Gladstone. On a new species of *Enterobius* from the Marmoset (*Callithrix jacchus*). **Journal of Helminthology**, v. 11, n. 2, p. 95-100, 1933.

SOLÓRZANO-GARCÍA, B.; PÉREZ-PONCE, L. G. Parasites of neotropical primates: a review. **International Journal of Primatology**, v. 39, n. 2, p. 155-182, 2018.

SOCIEDADE BRASILEIRA DE PRIMATOLOGIA. **Os Primatas**. [S.d.]. Disponível em: <https://www.sbprimatologia.org.br/os-primatas/>. Acesso em: 20 nov. 2025.

SHADDUCK, J.A.; PAKES, S.P.: Protozoal and metazoal diseases. In: **Pathology of Laboratory Animals**, ed. Benirschke, Garner, and Jones, pp. 1587-1696, vol. 11. Springer- Verlag, New York, 1978.

SMITH, J. L.; BROOKER, S. Impact of hookworm infection and deworming on anaemia in non-pregnant populations: A systematic review: Systematic Review. **Tropical Medicine and International Health**, v. 15, n. 7, p. 776–795, 2010

SULDEY, E. W. Dysentrie amibienne spontanee chez le chimpanze (*Troglodytes niger*). **Bull SOC Pathol Exot**, p. 12771–12773, 1924.

TAYLOR, D.; PERNI, S. F. Experimental infection of cats with the liver fluke *Platynosomum concinnum*. **American journal of veterinary research**, v. 38, n. 1, p. 51–54, 1977.

TROISIER, J.; DESCHIENS, R.: Deux cas d'oxyurose chez le chimpanze traversee de la paroi intestinale jusqu'au peritoine. Ann **Parasitol** 8 562-565, 1930

TOFT J.D. The Pathoparasitology of the Alimentary Tract and Pancreas of Nonhuman Primates: A Review. **Veterinary Pathology**. 19(7): 44-92. 1982.

THOMPSON, R. C.; ALYMBERY, A. J.; SMITH, A. Parasites, emerging disease and wildlife conservation. **International Journal for Parasitology**, Amsterdam, v. 40, n. 10, p. 1163-1170, 2010.



VALENTE, V. F. **Dinâmica da infecção e reinfecção por ancilostomídeos seguida ao tratamento anti-helmíntico em crianças residentes em seis comunidades dos municípios de Novo Oriente de Minas e Carai na região nordeste de Minas Gerais, Brasil.** 71 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) - Programa de Pós-Graduação em Ciências da Saúde, Centro de Pesquisas René Rachou, 2013.

VIEIRA, A.L.S.; ECCO, R.; LIMA, W.S.; GUEDES, R.M.C. *Platynosomum fastosum* infection in two cats in Belo Horizonte, Minas Gerais State, Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Pathology**, 2(1): 45-48, 2009.

VINEY, M.; Strongyloides. **Parasitology**, 144 (3): 259-262, 2017. doi:10.1017/S0031182016001773.

Vista do Novas ocorrências de *Callithrix* na Zona da Mata de Minas Gerais.
Disponível em:
<<https://periodicos.meioambiente.mg.gov.br/MB/article/view/175/120>>. Acesso em:
20 may. 2025

VICKERS, J. H. Gastrointestinal diseases of primates. *In*: Current Veterinary Therapy: 111. **Small Animal Practice**. Philadelphia: W.B. Saunders. p. 393–396, 1968.