



UNIVERSIDADE ESTADUAL DE CAMPINAS
INSTITUTO DE BIOLOGIA

RAPHAEL VIEIRA RAMOS

HELMINTOS E ECTOPARASITOS DE MAMÍFEROS
SILVESTRES, EXÓTICOS E DOMÉSTICOS DA REGIÃO DE
JUNDIAÍ - SÃO PAULO

CAMPINAS

2021

RAPHAEL VIEIRA RAMOS

**HELMINTOS E ECTOPARASITOS DE MAMÍFEROS SILVESTRES,
EXÓTICOS E DOMÉSTICOS DA REGIÃO DE JUNDIAÍ - SÃO PAULO**

*Dissertação apresentada ao Instituto de
Biologia da Universidade Estadual de
Campinas como parte dos requisitos exigidos
para a obtenção do Título de mestre em Biologia
Animal na área de Relações Antrópicas, Meio
Ambiente e Parasitologia.*

Orientador: Prof^a. Dra. SILMARA MARQUES ALLEGRETTI

Co-Orientador: Prof. Dr. DANILO CICCONE MIGUEL

ESTE ARQUIVO DIGITAL CORRESPONDE À
VERSÃO FINAL DA DISSERTAÇÃO DEFENDIDA
PELO ALUNO RAPHAEL VIEIRA RAMOS E
ORIENTADO PELA PROFESSORA SILMARA
MARQUES ALLEGRETTI.

CAMPINAS

2021

Ficha catalográfica
Universidade Estadual de Campinas
Biblioteca do Instituto de Biologia
Mara Janaina de Oliveira - CRB 8/6972

R147h Ramos, Raphael Vieira, 1991-
Helmintos e ectoparasitos de mamíferos silvestres, exóticos e domésticos da região de Jundiaí - São Paulo / Raphael Vieira Ramos. – Campinas, SP : [s.n.], 2021.

Orientador: Silmara Marques Allegretti.

Coorientador: Danilo Ciccone Miguel.

Dissertação (mestrado) – Universidade Estadual de Campinas, Instituto de Biologia.

1. Helminto. 2. Ectoparasita. 3. Mamífero. 4. Animais selvagens. 5. Animais exóticos. 6. Saúde animal. I. Allegretti, Silmara Marques, 1963-. II. Miguel, Danilo Ciccone, 1984-. III. Universidade Estadual de Campinas. Instituto de Biologia. IV. Título.

Informações Complementares

Título em outro idioma: Helminths and ectoparasites of wild, exotic and domestic mammals from Jundiaí - São Paulo

Palavras-chave em inglês:

Helminths

Ectoparasites

Mammals

Wild animals

Exotic animals

Veterinary public health

Área de concentração: Relações Antrópicas, Meio Ambiente e Parasitologia

Titulação: Mestre em Biologia Animal

Banca examinadora:

Silmara Marques Allegretti [Orientador]

Marlene Tiduko Ueta

Estevam Guilherme Lux Hoppe

Data de defesa: 22-01-2021

Programa de Pós-Graduação: Biologia Animal

Identificação e informações acadêmicas do(a) aluno(a)

- ORCID do autor: <https://orcid.org/0000-0003-0879-0804>

- Currículo Lattes do autor: <http://lattes.cnpq.br/9446456095233969>

Campinas, 22 de janeiro de 2021.

COMISSÃO EXAMINADORA

Profa. Dra. Silmara Marques Allegretti

Profa. Dra. Marlene Tiduko Ueta

Prof. Dr. Estevam Guilherme Lux Hoppe

Os membros da Comissão Examinadora acima assinaram a Ata de Defesa, que se encontra no processo de vida acadêmica do aluno.

A Ata da defesa com as respectivas assinaturas dos membros encontra-se no SIGA/Sistema de Fluxo de Dissertação/Tese e na Secretaria do Programa de pós-graduação em Biologia Animal no Instituto de Biologia da Universidade Estadual de Campinas.

Dedido este trabalho à todos os animais que participaram deste estudo, assim como todos os outros que podem ser beneficiados com os dados aqui contidos.

AGRADECIMENTOS

À minha querida orientadora Silmara Marques Allegretti, por toda paciência, carinho, compreensão e almofada terapêutica, fundamental para a minha vida na pesquisa. E claro, pelas fotos de gatos, gambás e preguiças compartilhadas.

À querida Professora Marlene Tiduko Ueta por todos os incentivos, puxões de orelha, ensinamentos, chocolates e amendoins, combustíveis essenciais para conduzir qualquer pesquisa.

Ao professor e co-orientador Danilo Ciccone Miguel por todo o auxílio e conhecimento compartilhado.

Ao professor Estevam Lux Hoppe, por todo auxílio, carinho e recepção em terras Jabuticabais, além do compartilhamento de memes e receitas, itens essenciais para um bom desempenho acadêmico.

À professora Darci Moraes Barros-Battesti, por toda a paciência e carinho em me mostrar o fabuloso mundo dos ectoparasitos.

Aos professores do programa de Pós Graduação em Biologia Animal por compartilharem seus conhecimento e experiências.

Ao Tiago Mendes, por toda a paciência, colaboração, conhecimento e por salvar minha alma e vida no mundo da estatística e com seu sábio conselho de lembrar de beber água toda vez que eu estiver falando rápido demais.

Ao contrerrâneo Thiago Merighi por toda a paciência nas explicações e ensinamentos sobre ectoparasitos.

À Amanda, Camila, Marília, Sheila, Maria Carolina, Karen, Thales, Guilherme e Letícia, queridos que sempre me auxiliaram, apoiaram, inspiraram, ouviram e compartilharam os surtos do mundo dos pós-graduandos.

Aos meus amigos queridos Gustavo e Adriano Bauer, por todo o incentivo, compreensão e ensinamentos. Sem vocês isso tudo não seria possível.

À todos os animais avaliados neste estudo e à todos os meus pacientes que me fazem querer melhorar como profissional e como ser humano.

Ao Muffin, paciente amado cuja vida e finitude muito contribuíram para este estudo e para a minha vida.

À toda a minha família, especialmente Dexter, Joglings, Emili, Bruno, Rodolfo e Thulio por todo o apoio, incentivo, companhia nos surtos e caminhadas.

À eterna professora e amiga Ana Rita Nardi, obrigado por me incentivar, fascinar e inspirar na parasitologia.

À querida Danaê, por todo o carinho, inspiração, amizade, desabafos e trazer à tona o mundo dos espinhudos *hedgehogs* (e oncologia, grunge, livros e artigos científicos).

À Shery Duque Pinheiro, presidente do Programa de Estudo, Manejo e Conservação do Bicho-Preguiça e amiga amada, por compartilhar seu amor e inspiração pelas preguiças, além da amizade, florais, memes e figurinhas.

À todos que passaram por minha vida e colaboraram para o ser que sou hoje. Sou ruim com nomes, mas com certeza meu coração se lembra. Muito obrigado.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES) – Código de Financiamento 001.

“Por vezes sentimos que aquilo que fazemos não é senão uma gota de água no mar. Mas o mar seria menor se lhe faltasse uma gota.”

Madre Teresa de Calcutá

RESUMO

A manutenção de animais silvestres e exóticos em cativeiro é uma excelente ferramenta para a conservação das espécies, tendo se tornado popular no mercado de animais de companhia, com destaque para os pequenos mamíferos. Estudos parasitológicos de animais silvestres são importantes, pois estes podem albergar elevado número de parasitos sem demonstrar sinais clínicos, além do potencial zoonótico e do fato de que as comunidades parasitárias podem influenciar diretamente no desempenho e estruturação de comunidades ecológicas e populacionais de seus hospedeiros. Para o estudo, foram avaliadas amostras de fezes, pelo e ectoparasitos de mamíferos silvestres, exóticos e domésticos atendidos em uma clínica na região de Jundiaí-SP. O exame de necropsia foi realizado nos animais mortos que foram recebidos ou que morreram na clínica. Foram atendidos 116 mamíferos e 10 indivíduos foram necropsiados no período de janeiro de 2017 a dezembro de 2019, sendo 62 amostras positivas. Coelho (*Oryctolagus cuniculus*) foram positivos para ácaros (*Cheyletiella parasitovorax*, *Leporacarus gibbus*, *Psoroptes cuniculi*, *Sarcoptes scabiei*), carrapato (*Rhipicephalus sanguineus*) e pulga (*Ctenocephalides felis*). Gambás (*Didelphis albiventris* e *Didelphis aurita*) foram positivos para helmintos (*Aspidodera* sp., *Cruzia tentaculata*, *Trichuris* sp., *Turgida turgida*, *Acanthocephala* e *Cestoda*), larvas de mosca (*Cochliomyia hominivorax*), carrapatos (*Amblyomma dubitatum* e *A. sculptum*), e pulga (*C. felis*). Nos porquinhos-da-índia (*Cavia porcellus*) foram encontrados ácaros (*Chirodiscoides caviae*) e uma larva de mosca (*Dermatobia hominis*) em um animal. Os ratos (*Rattus norvegicus*) estavam parasitados por piolhos (*Polyplax spinulosa*) e larva de mosca (*D. hominis*). Ouriços-pigmeus-africanos (*Atelerix albiventris*) foram positivos para ácaros (*Caparinia tripilis*), capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) para carrapatos (*A. dubitatum* e *A. sculptum*), um furão (*Mustela putorius furo*) para pulga (*C. felis*), um ouriço-cacheiro (*Sphiggurus villosus*) para larvas de moscas (*C. hominivorax*) e outro para carrapato (*A. longirostre*). Este é o primeiro relato do parasitismo de *C. hominivorax* em *D. albiventris* e *S. villosus*, e de *D. hominis* em *C. porcellus* e *R. norvegicus* da raça *hairless*. Mais de 85,83% dos indivíduos positivos estavam parasitados por ectoparasitos, ao passo que 14,07% estavam infectados por helmintos. Ácaros não foram encontrados em animais silvestres e em animais parasitados por pulgas e carrapatos. Helmintos foram encontrados somente em animais silvestres. A parasitose ocasionada por *C. parasitovorax*, *C. tripilis*, *P. cuniculi*, *P. spinulosa* e *S. scabiei* indicaram comorbidades e/ou estresse. Alguns ectoparasitos parecem atuar como indicadores de enfermidades não parasitárias do hospedeiro, podendo ser uma ferramenta interessante para a medicina veterinária. Pulgas *C. felis* e ácaros *S. scabiei*, assim como as diversas espécies de carrapatos encontradas, possuem potencial zoonótico e podem transmitir diversos patógenos entre os mamíferos. Pulgas *C. felis* foram encontradas em indivíduos selvagens e mantidos em cativeiro. Os tutores dos animais parasitados por *S. scabiei* apresentaram prurido e manchas avermelhadas pelo corpo. *Caparinia tripilis* e *P. spinulosa* são espécies exóticas de parasitos. Mamíferos silvestres, domésticos, exóticos e humanos podem compartilhar diversas espécies de parasitos, ressaltando a necessidade de estudos contínuos com essas espécies para esclarecer seus papéis epidemiológicos e o impacto na fauna silvestre.

Palavras-chave: helmintos; ectoparasitos; mamíferos; silvestres; exóticos

ABSTRACT

The maintenance of wild and exotic animals in captivity is an excellent tool for species conservation, becoming popular in the pet market, especially with small mammals. Parasitological studies of wild animals are important, as they can host a high number of parasites without showing clinical signs, besides the zoonotic potential and the fact that parasitic communities can directly influence the performance and structure of ecological and population communities of their hosts. For the study, samples of feces, hair and ectoparasites from wild, exotic and domestic mammals attended at a clinic in the region of Jundiaí-SP were evaluated. The necropsy exam was performed on dead animals that arrived or died at the clinic. 116 mammals were attended and 10 individuals were necropsied from January 2017 to December 2019 and 62 samples were positive. Rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) were positive for mites (*Cheyletiella parasitovorax*, *Leporacarus gibbus*, *Psoroptes cuniculi*, *Sarcoptes scabiei*), ticks (*Rhipicephalus sanguineus*) and fleas (*Ctenocephalides felis*). Opossums (*Didelphis albiventris* and *Didelphis aurita*) were positive for helminths (*Aspidodera* sp., *Cruzia tentaculata*, *Trichuris* sp., *Turgida turgida*, *Acanthocephala* and *Cestoda*), fly larvae (*Cochliomyia hominivorax*), ticks (*Amblyomma dubitatum* and *A. sculptum*), and fleas (*C. felis*). Mites (*Chirodiscoides caviae*) and fly larva (*Dermatobia hominis*) were found in the guinea pigs (*Cavia porcellus*). Louses (*Polyplax spinulosa*) and fly larva (*D. hominis*) parasitized rats (*Rattus norvegicus*). Hedgehogs (*Atelerix albiventris*) were positive for mites (*Caparinia tripilis*), capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) for ticks (*A. dubitatum* and *A. sculptum*), a ferret (*Mustela putorius furo*) for fleas (*C. felis*), an orange-spined hairy dwarf porcupine (*Sphiggurus villosus*) for fly larvae (*C. hominivorax*) and another for ticks (*A. longirostre*). This is the first report of *C. hominivorax* parasitizing *D. albiventris* and *S. villosus*, and *D. hominis* parasitizing *C. porcellus* and hairless *R. norvegicus*. More than 85.83% of positive individuals were parasitized by ectoparasites, while 14.07% were positive for helminths. Mites were not found in wild animals and in animals parasitized by fleas and ticks. Helminths were found only in wild animals. Parasitosis caused by *C. parasitovorax*, *C. tripilis*, *P. cuniculi*, *P. spinulosa* and *S. scabiei* were indicators of comorbidities and/or stress. Some ectoparasites demonstrated that they may act as indicators of non-parasitological diseases of their hosts, and it can be an interesting tool for veterinary medicine. *Ctenocephalides felis* fleas and *S. scabiei* mites, as well as the various tick species found, have zoonotic potential and can transmit several pathogens between mammals. *Ctenocephalides felis* was found in wild and in captivity individuals. The owners of the animals parasitized by *S. scabiei* mites showed itching and reddish spots on the body. *Caparinia tripilis* and *P. spinulosa* are exotic species of parasites. Humans, wild, domestic and exotic mammals can share several species of parasites, highlighting the need for continuous researches with these species to explain their epidemiological role and the impact in wildlife.

Keywords: helminths; ectoparasites; mammals; wild; exotics

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	13
1.1 Rodentia	15
1.1.1 Porquinho-da-Índia (<i>Cavia porcellus</i>).....	16
1.1.2 Capivara (<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>)	17
1.1.3 Chinchila (<i>Chinchilla lanigera</i>).....	17
1.1.4 Rato (<i>Rattus norvegicus</i>)	18
1.1.5 Ouriço-cacheiro (<i>Sphiggurus villosus</i>)	18
1.2 Lagomorpha	19
1.2.1 Coelho (<i>Oryctolagus cuniculus</i>).....	19
1.3 Erinaceomorpha	19
1.4 Didelphimorphia.....	20
1.5 Pilosa	21
1.6 Carnivora	21
1.7 Primates	21
2. OBJETIVO	27
2.1 Objetivo geral.....	27
2.2 Objetivos específicos.....	27
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	28
3.1 Identificação	28
3.2 Coleta de material	28
3.3 Amostras de fezes	28
3.4 Amostragem de pelo e raspado de pele	29
3.5 Ectoparasitos	29
3.6 Necropsia.....	29
3.7 Processamento do material	30
3.8 Quadro clínico	30
3.9 Análise estatística.....	31
3.10 Considerações éticas.....	31
4. RESULTADOS	33
4.1 Achados parasitológicos em coelhos (<i>Oryctolagus cuniculus</i>).....	35
4.1.1 <i>Cheyletiella parasitovorax</i> (Acari: Cheyletidae)	35
4.1.2 <i>Leporacarus gibbus</i> (Acari: Listrophoridae)	38
4.1.3 <i>Psoroptes cuniculi</i> (Acari: Psoroptidae).....	39
4.1.4 <i>Sarcoptes scabiei</i> (Acari: Sarcoptidae)	41

4.1.5	<i>Rhipicephalus sanguineus</i> (Acari: Ixodidae)	42
4.1.6	<i>Ctenocephalides felis</i> (Siphonaptera: Pulicidae)	43
4.2.	Gambás (<i>Didelphis spp.</i>)	44
4.2.1	Gambá-de-orelha-branca (<i>Didelphis albiventris</i>)	45
4.2.1.1	<i>Cochliomyia hominivorax</i> (Diptera: Calliphoridae)	45
4.2.1.2	<i>Cruzia tentaculata</i> (Nematoda: Kathliniidae)	45
4.2.1.3	<i>Trichuris sp.</i> (Nematoda: Trichuridae)	46
4.2.2	Gambá-de-orelha-preta (<i>D. aurita</i>)	46
4.2.2.1	<i>Cruzia tentaculata</i> (Nematoda: Kathliniidae)	47
4.2.2.2	<i>Turgida turgida</i> (Nematoda: Physalopteridae)	47
4.2.2.3	<i>Aspidodera sp.</i> (Nematoda: Aspidoderidae)	48
4.2.2.4	<i>Acanthocephala</i>	49
4.2.2.5	<i>Trichuris sp.</i> (Nematoda: Trichuridae)	49
4.2.2.6	Cestoda	50
4.2.2.7	<i>Amblyomma sculptum</i> e <i>Amblyomma dubitatum</i> (Acari: Ixodidae)	50
4.2.2.8	<i>Ctenocephalides felis</i> (Siphonaptera: Pulicidae)	51
4.3.	Porquinho-da-índia (<i>Cavia porcellus</i>)	52
4.3.1	<i>Chirodiscoides caviae</i> (Acari: Atopomelidae)	52
4.3.2	<i>Dermatobia hominis</i> (Diptera: Cuterebridae)	53
4.4	Rato (<i>Rattus norvegicus</i>)	54
4.4.1	<i>Dermatobia hominis</i> (Diptera: Cuterebridae)	54
4.4.2	<i>Polyplax spinulosa</i> (Phthiraptera: Polyplacidae)	54
4.5	Hedgehog (<i>Atelerix albiventris</i>)	56
4.5.1	<i>Caparinia tripilis</i> (Acari: Psoroptidae)	56
4.6	Capivara (<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>)	58
4.6.1	<i>Amblyomma sculptum</i> e <i>Amblyomma dubitatum</i> (Acari: Ixodidae)	58
4.7	Ferret (<i>Mustela putorius furo</i>)	58
4.7.1	<i>Ctenocephalides felis</i> (Siphonaptera: Pulicidae)	58
4.8	Ouriço-cacheiro (<i>Sphiggurus villosus</i>)	59
4.8.1	<i>Amblyomma longirostre</i> (Acari: Ixodidae)	59
4.8.2	<i>Cochliomyia hominivorax</i> (Diptera: Calliphoridae)	60
5.	DISCUSSÃO	61
6.	CONCLUSÃO	67
7.	REFERÊNCIAS	68
8.	APÊNDICE	89
9.	ANEXOS	101

1. INTRODUÇÃO

A aproximação de outros animais com os humanos começou no período neolítico, marcando o surgimento das primeiras zoonoses (MARVULO & CARVALHO, 2014), enfermidades transmitidas naturalmente entre os animais humanos e não humanos. Essas doenças são consideradas emergentes caso possuam novas regiões de ocorrências ou evolução, ou ainda, re-emergentes, se forem doenças que já ocorreram anteriormente mas demonstraram aumento significativo na incidência ou expandiram para diferentes regiões, hospedeiros e/ou vetores (BENGIS et al., 2004).

As definições de animais silvestres, exóticos e domésticos são estabelecidas pela portaria nº 93/1998 do Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) (BRASIL, 1998). Resumidamente, a fauna silvestre brasileira compreende os animais que ocorrem naturalmente em território brasileiro, enquanto fauna silvestre exótica se refere aos animais que não ocorrem naturalmente em nosso país, assim como subespécies introduzidas por humanos e espécies domésticas em estado asselvajado. Já a fauna doméstica é caracterizada por animais que apresentam características biológicas ou comportamentais dependentes de humanos, apresentando fenótipo diferente da espécie selvagem que os originou.

Como exemplo, coelhos (*Oryctolagus cuniculus*), porquinhos-da-índia (*Cavia porcellus*) e chinchilas (*Chinchilla lanigera*), animais de origem exótica, são considerados domésticos pela portaria nº 93/1998 do IBAMA. No entanto, na linguagem popular, são chamados de animais silvestres todos os animais que diferem dos animais domésticos convencionais (cães, gatos e animais de produção). No geral, os animais silvestres, exóticos e domésticos mantidos em cativeiro são denominados *pets* não convencionais.

Esses animais têm sido considerados hospedeiros e reservatórios de grande variedade de parasitos (SANTOS et al., 2015), além de importantes fontes de infecção de doenças zoonóticas, destacando-se enfermidades bacterianas, virais e parasitárias (KRUSE et al., 2004). Dentre os patógenos zoonóticos emergentes identificados em humanos, 72% possuem espécies silvestres envolvidas em sua transmissão e/ou manutenção (TAYLOR et al., 2001). Os humanos podem adquirir essas doenças de diversas maneiras, como exemplo, através do contato direto com fezes ou ambiente

contaminado, manejo de animais silvestres mantidos como animais de estimação, picadas de insetos ou consumo de carne de caça mal cozida (REDA, 2018).

Além da preocupação zoonótica, os parasitos também estão envolvidos em processos de regulação das populações de animais silvestres (TOMPKINS & BEGON, 1999; ALBON et al., 2002), assim como na estruturação de comunidades ecológicas (THOMAS et al., 2000) e vários processos biológicos. Dentre eles, a seleção sexual (EHMAN & SCOTT, 2002) e desempenho dos seus hospedeiros (ALBON et al., 2002), a dinâmica de predação e competição (PRENTER et al., 2004) e em processos de invasão biológica (TORCHIN et al., 2002). Apesar de raramente serem responsáveis pela morte dos animais e, muitas vezes, possuírem uma elevada carga parasitária sem demonstrar sinais clínicos (WOBESER, 2009; CAMEJO & LOUGHLIN, 2015), a presença do parasito pode ter um efeito negativo na saúde do hospedeiro, principalmente pela competição de recursos, além de ocasionar perda de energia para defesa e reparação dos tecidos parasitados, reduzindo a sobrevivência ou capacidade reprodutiva dessas espécies (WOBESER, 2009).

Apesar do conhecimento da importância ecológica, são poucas as informações disponíveis sobre a presença de parasitos nesses animais, uma vez que a maioria dos estudos existentes estão restritos a determinados grupos zoológicos, os quais abrigam parasitos comuns à espécie humana ou aos animais domésticos (GULLAND, 2010). Conhecer as espécies de parasitos colabora para o melhor entendimento de sua biologia, comportamento e controle, ampliando os conhecimentos entre as relações parasito-hospedeiro (VERONA, 2008).

A manutenção de animais silvestres e exóticos em cativeiro, além de constituir uma importante ferramenta para auxiliar na conservação das espécies (FELIPPE & ADANIA, 2014), tem ganhado cada vez mais espaço no mercado de *pets* não convencionais (BROWN, 2004), aumentando o número destes animais no atendimento clínico veterinário (LEITE et al., 2014). Com essa popularização, surgiram criadouros comerciais legalizados para algumas espécies, porém, Hamada (2004) afirma que o tráfico de animais silvestres é a terceira maior atividade ilícita do mundo, perdendo apenas para o tráfico de entorpecentes e armas.

Animais provenientes do tráfico não possuem manejo sanitário e nutricional adequados, além de serem submetidos à situações estressantes, facilitando o

acometimento e a transmissão de doenças. Além do tráfico e do mercado de animais de companhia, ações antrópicas vêm obrigando um número crescente de animais silvestres a viverem próximos aos seres humanos (TABLADO & JENNI, 2015). Além disso, as mudanças climáticas e ações como a expansão da agricultura, por exemplo, podem desencadear migrações e perda de hábitat, facilitando o contato entre animais silvestres e domésticos, auxiliando a veiculação de parasitos entre as espécies. Com isso, ocorre o aparecimento de doenças emergentes (WILLIAMS et al., 2002) e o desencadeamento de novas relações parasito-hospedeiro (SZABÓ et al., 2007), tornando mais difícil o controle e erradicação de doenças compartilhadas entre esses indivíduos (WILLIAMS et al., 2002).

Foi observado um aumento significativo na manutenção de mamíferos silvestres como animais de estimação (BROWN, 2004), ressaltando a necessidade de conhecer a fauna parasitária dos indivíduos, assim como o papel desses animais como possíveis hospedeiros de parasitos zoonóticos no ambiente domiciliar (MONIS et al., 2009) e centros veterinários.

A cidade de Jundiaí (23.1857° S, 46.8978° W), localizada no interior de São Paulo, abriga parte da Serra do Japi, uma das últimas e maiores remanescentes no sudeste do Brasil (LEITE et al., 2005), abrigando rica diversidade de espécies de animais e habitats (RODRIGUES, 1986). No entanto, por se encontrar próxima a centros urbanos, é constantemente ameaçada por ações antrópicas (MORELLATO, 1992), aproximando o contato e facilitando o aparecimento de injúrias nos animais silvestres da região.

Dentre os mamíferos silvestres, exóticos e domésticos atendidos em clínicas veterinárias da região e amostrados neste trabalho, seja pela manutenção em cativeiro ou por acidentes, destacam-se as seguintes ordens e espécies:

1.1 Rodentia

A ordem Rodentia abriga uma grande variedade de roedores, animais que podem pesar desde alguns gramas até mais de 100 kg (NOWAK, 1999), compreendendo cerca de 40% de todas as espécies de mamíferos do mundo. Esses animais são conhecidos por possuírem incisivos afiados e de crescimento contínuo, além da grande capacidade reprodutiva e facilidade de adaptação em qualquer ambiente (HICKMAN JR et al., 2004).

São monogástricos e apresentam um grande ceco, cólon alongado e alta taxa metabólica (LENNOX & BAUCK, 2004). As glândulas sudoríparas são ausentes ou reduzidas, fato que faz com alguns animais dissipem calor pelas orelhas e caudas (TEIXEIRA, 2014). Os roedores, no geral, praticam coprofagia (ato de reingerir as próprias fezes), processo fisiológico que auxilia no aproveitamento de proteínas, vitaminas do complexo B e vitamina K (CHEEKE, 1987; EBINO, 1993; HIRAKAWA, 2001).

Os principais membros que foram atendidos pertencem à duas subordens: Myomorpha e Hystricomorpha. Na subordem Myomorpha destacam-se duas famílias: Muridae que abriga, principalmente, os camundongos (*Mus musculus*) e ratos (*Rattus norvegicus*) e Cricetidae que abriga, dentre outros, o hamster-sírio (*Mesocricetus auratus*) (TEIXEIRA, 2014).

Na subordem Hystricomorpha destacam-se a família Caviidae, abrigando principalmente, o porquinho-da-índia (*Cavia porcellus*), a chinchila (*Chinchilla lanigera*) (LENNOX & BAUCK, 2004; TEIXEIRA, 2014) e a capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*), além da família Erethizontidae, que abriga o ouriço-cacheiro (*Sphiggurus villosus*) (SILVA, 1994; LANGE & SCHMIDT, 2014).

1.1.1 Porquinho-da-Índia (*Cavia porcellus*)

A espécie foi domesticada na América do Sul entre os anos 500 e 1000 d. C., sendo utilizada como alimento e em cerimônias religiosas pelos Incas (WEIR, 1974). São animais pequenos adaptados a uma grande variedade de locais, incluindo pradarias, florestas, pântanos e regiões rochosas, onde se alimentam da vegetação rasteira (PATTON et al., 2015) e vivem em pequenos grupos que se alojam em tocas ou fendas. Seus corpos são robustos, os membros são curtos e não possuem cauda (QUESENBERRY et al., 2004).

No geral, machos pesam entre 900 g a 1.200 g, enquanto fêmeas pesam de 700 g a 900 g (PATTON et al., 2015) e a expectativa de vida em cativeiro é de 5 a 6 anos. Diferente de outros roedores, os incisivos são brancos e, assim como primatas, não conseguem sintetizar vitamina C, necessitando de suplementação exógena (QUESENBERRY et al., 2004).

1.1.2 Capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*)

Considerada o maior roedor do mundo, habita a América Central e do Sul (NOWAK, 1999) e pode pesar de 35 a 65 kg (HERRERA & BARRETO, 2013), no entanto, alguns indivíduos podem pesar mais de 100 kg, principalmente em regiões antropizadas onde não possuem predadores naturais.

Possuem hábitos terrestres e aquáticos, alimentação herbívora (LANGE & SCHMIDT, 2014) e vivem em grupos constituídos por um macho dominante e várias fêmeas, podendo um grupo chegar a mais de 50 indivíduos (MCDONALD, 1981; LANGE & SCHMIDT, 2014).

Consideradas ameaçadas de extinção na década de 50 no Estado de São Paulo, atualmente são encontradas em diversos locais (VERDADE & FERRAZ, 2006). Costumam habitar regiões próximas de cursos de água, como rios e lagos (ROCHA et al., 2017), assim como lavouras e campos de pastagem em locais modificados por ações antrópicas (DIAS et al., 2020), fazendo com que sejam consideradas uma das maiores causas de danos às plantações (VERDADE & FERRAZ, 2006).

Capivaras são conhecidas por serem os hospedeiros de escolha do estágio adulto do carrapato *Amblyomma sculptum* (PEREZ et al., 2008; KATZ et al., 2009), importante vetor de *Rickettsia rickettsii*, agente causador da Febre Maculosa Brasileira (KRAWCZAK et al., 2014). Apesar de serem conhecidas como hospedeiros amplificadores, Ramírez-Hernández et al. (2020) verificarem que algumas capivaras também podem adoecer e morrer pela infecção por *R. rickettsii*.

1.1.3 Chinchila (*Chinchilla lanigera*)

Assim como os porquinhos-da-índia, são originadas na América do Sul. Por terem sua pele muito apreciada, quase foram extintas pelo excesso de caça no fim do século 19 e começo do século 20 (SPOTORNO et al., 2004). São animais silenciosos que vivem em tocas e fendas de rochas no Chile. Por serem saltadores, a cauda plumosa serve como equilíbrio enquanto o animal pula e se locomove pelo ar (QUESENBERRY et al., 2004).

Em vida livre, vivem em bandos de até 100 indivíduos (SPOTORNO et al., 2004), pesando entre 400 g e 600 g, e a fêmea tendendo a ser maior que o macho (PATTON et al., 2015).

Sua pelagem é extremamente densa, podendo crescer 60 pelos em um único folículo piloso (WILCOX, 1950). Quando assustadas, soltam grandes volumes de pelo, deixando a pelagem falha (QUESENBERRY et al., 2004). São extremamente suscetíveis ao estresse térmico, a temperatura ambiental não deve ultrapassar 22°C, sendo a temperatura ideal entre 10 e 15°C (RICHARDSON, 2003).

1.1.4 Rato (*Rattus norvegicus*)

Chamado popularmente de rato, mercol ou twister, é outro animal extremamente popular no mercado *pet*, principalmente por ser extremamente dócil, inteligente (BIHUN & BAUCK, 2004), sociável (LENNOX & BAUCK, 2004) e possuir diversos padrões de cores (BIHUN & BAUCK, 2004). A domesticação da espécie ocorreu na China, no século XVIII, onde eram animais apreciados como alimento, sendo também utilizados em laboratórios de diversos países (RICHARDSON, 2003).

São onívoros, possuem comportamento noturno e uma cauda sem pelo que compreende, em média, 85% do comprimento corporal (BANKS et al., 2010). Os machos pesam, em média, 400 g e as fêmeas, 300 g. A expectativa de vida é de 3 anos (LENNOX & BAUCK, 2004).

1.1.5 Ouriço-cacheiro (*Sphiggurus villosus*)

Também conhecidos como porcos-espinhos, são roedores arborícolas de porte médio que ocorrem na mata atlântica (WILSON & REEDER, 2005) e possuem hábitos noturnos, solitários (EMMONS & FEER, 1997) e lentos. Sua dieta é composta por folhas, flores, frutos e sementes (LANGE & SCHMIDT, 2014).

Seus pelos são modificados em formato de espinhos com coloração amarela e pontas pretas, revestidos por escamas voltadas para trás, semelhantes com minúsculas

farpas (JORGE et al., 2016). A cauda é preênsil e apresentam um odor intenso característico, principalmente nos machos (LANGE & SCHMIDT, 2014).

Comumente os ouriços descem das árvores para defecarem ou para procurar alimentos, o que facilita a predação por cães em ambientes antropizados (GALETTI & SAZIMA, 2006, JORGE et al., 2016), sendo comum o atendimento dessa espécie em centros veterinários.

1.2 Lagomorpha

A ordem Lagomorpha é composta por duas famílias: a Leporidae (coelhos e lebres) e a Ochotonidae (pikas) (ALVES et al., 2008). A principal característica que difere os lagomorfos dos roedores é a presença de dois pares de incisivos superiores (DONNELLY, 2004; PESSOA, 2014).

1.2.1 Coelho (*Oryctolagus cuniculus*)

Coelhos deixaram de serem utilizados apenas na indústria alimentícia e de peles, conquistando um espaço importante no mercado de *pets* não convencionais. Apresentam pelagem fina e de diferentes densidades, orelhas grandes que, além da captação de sons, auxiliam na termorregulação (PESSOA, 2014), sendo extremamente vascularizadas (DONNELLY, 2004).

Devido à complexa fisiologia digestiva, produzem dois tipos de fezes que apresentam diferentes composições: as fezes duras e as fezes moles ou cecótrofos (CAMPBELL-WARD, 2004). Os cecótrofos são ricos em ácido fólico, vitaminas do complexo B, aminoácidos e vitaminas C e K, por isso, coelhos praticam cecotrofia, que é a ingestão de cecótrofos diretamente do ânus (CHEEKE, 1987; PESSOA, 2014), um processo fisiológico normal em leporídeos (HIRAKAWA, 2001).

1.3 Erinaceomorpha

O *hedgehog* ou ouriço-pigmeu-africano (*Atelerix albiventris*) ocorre nas savanas e estepes da África central e oriental, pertencendo à ordem Erinaceomorpha e família Erinaceidae (IVEY & CARPENTER, 2004). Atualmente tem ganhado espaço como animal de estimação exótico em vários países ao redor do mundo, sendo frequentemente atendido em clínicas veterinárias (IACOB & IFTINCA, 2018).

Os membros pélvicos são bem desenvolvidos e não possuem cauda (JONES, 2003). O corpo coberto de espinhos, com exceção da face e da região ventral, é uma das principais características da espécie (HOEFER, 1994; PINNEY, 2003), além disso, possuem a habilidade de se “enrolar” em posição de bola, comportamento que funciona como mecanismo de defesa contra predadores, escondendo a região abdominal, os membros pélvicos, torácicos e a cabeça do animal (BANKS et al., 2010). Ao contrário do ouriço-cacheiro, os espinhos do *hedgehog* não se soltam de seu corpo.

São animais noturnos e solitários (BANKS et al., 2010), e costumam cavar buracos onde se escondem durante o dia, saindo apenas durante a noite para forragear (HOEFER, 1994) à procura de insetos, um dos principais componentes de sua dieta (WILSON & REEDER, 2005).

1.4 Didelphimorphia

Os marsupiais são um dos grupos de mamíferos atuais, juntamente com os placentários e monotremados, que diferem dos demais por possuírem a gestação curta e a lactação prolongada (NOWAK, 1999). As espécies mais populares encontradas no novo mundo são as do gênero *Didelphis*, conhecidas popularmente como gambás ou saruês (MALTA & LUPPI, 2006) e classificados na ordem Didelphimorphia e família Didelphidae (GARDNER, 2005).

Os gambás-de-orelha-preta (*Didelphis aurita*) e gambás-de-orelha-branca (*D. albiventris*) locomovem-se por quadrupedalismo em ambiente arborícola ou terrestre (VIEIRA, 2006) e possuem a gestação dividida em duas partes: uma ocorrendo no útero e a outra no marsúpio, uma bolsa localizada na região externa do abdômen cujo objetivo é finalizar o desenvolvimento dos filhotes (NASCIMENTO & HORTA, 2014).

Os gambás são considerados animais sinantrópicos e seu hábitat natural vem sendo progressivamente degradado. Apesar dessa proximidade com seres humanos, seja em ambiente urbano ou rural, e o potencial epidemiológico para transmissão de doenças

zoonóticas, as informações sobre a fauna parasitária desses animais são escassas (SOUZA et al., 2017).

1.5 Pilosa

A preguiça-comum (*Bradypus variegatus*) é um mamífero folívoro com hábitos arborícolas que pertence à superordem Xenarthra, ordem Pilosa, subordem Folivora e família Bradypodidae (TROLL et al., 2013). É a espécie da família que possui ampla distribuição em território brasileiro e mais sofre com os impactos antrópicos (MIRANDA, 2014).

Possuem taxa metabólica e temperatura corporal reduzidas (GILMORE et al., 2008) e um estômago complexo que é responsável por até 33% do peso corporal (FOLEY et al., 1995; GILMORE et al., 2008; VOIRIN et al., 2013).

Estes animais são prejudicados por ações antrópicas como: desmatamento e o tráfico de animais silvestres (MIRANDA, 2014), além de atropelamentos, eletrocussões e queimadas.

1.6 Carnivora

Os mamíferos carnívoros mais atendidos na clínica de *pets* não convencionais são os *ferrets* (*Mustela putorius furo*). Pertencentes à família Mustelidae, são animais de origem europeia cuja importação brasileira para o mercado *pet* começou na década de 90 (ROLL & MARSICANO, 2014).

Possuem o corpo e cauda alongados e uma coluna vertebral bem flexível, possibilitando o movimento de seu corpo em 180 graus (BROWN, 2004) e a entrada em pequenos lugares, facilitando a caça. Os machos são maiores que as fêmeas e ambos possuem glândulas anais que, além das secreções sebáceas, também produzem um odor almiscarado, sendo retiradas cirurgicamente dos animais de companhia com 5-6 semanas de idade (BANKS et al., 2010).

1.7 Primates

Os saguis são um dos primatas mais atendidos na rotina de clínicas especializadas em animais silvestres. São pequenos animais neotropicais que pertencem à superfamília Platyrrhini e família Callitrichidae (VERONA & PISSINATTI, 2014).

São escassas as informações em literatura sobre o sagui-de-tufo-branco (*Callithrix penicillata*), sendo, do gênero, o sagui-de-tufo-preto (*C. jacchus*) a espécie mais discutida (BARROS et al., 2002).

O gênero *Callithrix* apresenta cauda longa e não preênsil, além de dentes diferenciados especializados em perfurar troncos de árvores para a obtenção de exsudatos, látex e goma, itens que compõem a dieta, além de frutos e insetos. Uma das características marcantes nesses animais é a presença de tufo ornamentando a cabeça, além da presença de garras nas mãos e pés, auxiliando na escalada de troncos de árvore e alimentação. Costumam viver em grupos familiares com somente uma fêmea reprodutora dominante (VERONA & PISSINATTI, 2014).

Na tabela 1 foram levantados os ectoparasitos e helmintos (cestódeos, nematódeos, trematódeos e acantocéfalos) descritos na literatura para as espécies hospedeiras avaliadas no presente estudo.

Tabela 1: Levantamento dos estudos que identificaram ectoparasitos e helmintos descritos nas espécies de hospedeiros investigadas no presente trabalho.

ESPÉCIE	ECTOPARASITOS	HELMINTOS
Capivara (<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>)	Ácaros: <i>Sarcoptes scabiei</i> ²⁴ . Carrapatos: <i>Amblyomma aureolatum</i> ²⁹ , <i>Amblyomma brasiliense</i> ⁴ , <i>A. cajennense</i> ^{18, 49} , <i>A. coelebs</i> ⁴⁹ , <i>A. cooperi</i> ^{4, 49} , <i>A. dubtatum</i> ^{22, 63} , <i>A. extraoculatum</i> ⁴⁹ , <i>A. oblongoguttatum</i> ⁴⁹ , <i>A. parvum</i> ⁴ , <i>A. sculptum</i> ^{63, 83} , <i>Amblyomma sp.</i> ⁶³ , <i>A. striatum</i> ⁴ , <i>A. tigrinum</i> ⁴⁹ , <i>A. ypsilophorum</i> ⁸⁸ , <i>Anocentor nitens</i> ¹⁰⁹ , <i>Rhipicephalus (Boophilus) microplus</i> ⁶¹ , <i>Rhipicephalus sanguineus</i> ⁸³ . Pulgas: <i>Tunga trimamillata</i> ⁵⁸ .	Cestódeos: <i>Monoecocestus hagmanni</i> ^{93, 115} , <i>M. hydrochaeri</i> ^{93, 94} , <i>M. macrobursatum</i> ^{94, 115} . Nematódeo: <i>Capillaria hydrochoeri</i> ^{93, 115} , <i>Cooperia pectinata</i> ⁵ , <i>Cooperia punctata</i> ⁵ , <i>Cruorifilaria tubero cauda</i> ⁶⁶ , <i>Haemonchus sp.</i> ⁵ , <i>Habronema sp.</i> ⁹³ , <i>Hydrochoerisnema anomalobursata</i> ^{5, 115} , <i>Protozoophaga obesa</i> ^{93, 94, 115} , <i>Strongyloides sp.</i> ^{93, 94} , <i>Trichostrongylus axei</i> ⁵ , <i>Vianella hydrochoeri</i> ^{5, 93} . Trematódeo: <i>Hippocrepis fueleborni</i> ⁹⁴ , <i>H. hippocrepis</i> ⁹⁴ , <i>Hydrochoeristrema cabrali</i> ⁹³ , <i>Taxorchis schistocotyle</i> ⁹³ .
Chinchila (<i>Chinchilla lanigera</i>)	Não foram encontrados ectoparasitos descritos na espécie, no entanto, um autor ⁶⁰ relata a presença de piolhos e pulgas em chinchilas, não oferecendo maiores detalhes sobre as espécies encontradas.	Cestódeos: <i>Baylisascaris procyonis</i> ⁸⁶ , <i>Echinococcus granulosus</i> ³⁷ , <i>E. multilocularis</i> ⁹⁸ , <i>Rodentolepis nana</i> ^{37, 97} , <i>Taenia crassiceps</i> ⁹ , <i>Taenia multiceps</i> ³⁷ , <i>T. pisiformis</i> ³⁷ , <i>T. serialis</i> ³⁷ , <i>T. taeniaeformis</i> ⁹ .

		Nematódeos: <i>Haemonchus contortus</i> ⁵⁵ , <i>Trichostrongylus colubriformis</i> ⁹⁷ , <i>Ostertagia ostertagi</i> ⁹⁷ .
Coelho-doméstico (<i>Oryctolagus cuniculus</i>)	Ácaros: <i>Demodex cuniculi</i>⁴², <i>Dermanyssus gallinae</i>⁶², <i>Cheyletiella parasitovorax</i>^{6, 29, 42, 76, 101}, <i>Leporacarus (Listrophorus) gibbus</i>^{25, 42, 91, 110, 114}, <i>Notoedres cati</i>^{6, 29}, <i>Psoroptes cuniculi</i>^{6, 42, 62, 76, 101}, <i>Sarcoptes scabiei</i>^{6, 42, 85}. Carrapatos: <i>Amblyomma cajennense</i>²⁹, <i>Dermacentor marginatus</i>³⁶, <i>Haemaphysalis leporispalustris</i>^{29, 42}, <i>H. hispanica</i>³⁶, <i>Hyalomma lusitanicum</i>³⁶, <i>Ixodes ricinus</i>¹⁵, <i>I. ventraloi</i>³⁶, <i>Rhipicephalus bursa</i>³⁶, <i>Rhipicephalus (Boophilus) microplus</i>²⁹, <i>R. pusillus</i> (GONZÁLEZ et al., 2016), <i>R. sanguineus</i>^{29, 36}. Pulgas: <i>Ctenocephalides felis</i>⁴², <i>Spilopsyllus cuniculi</i>^{15, 42}. Piolhos: <i>Haemodipsus ventricosus</i>^{15, 42}.	Cestódeos: <i>Cisticercus pisiformes</i>⁶², <i>Cittotaenia ctenoides</i>^{15, 101}, <i>Cittotaenia denticulata</i>^{15, 101}, <i>Cittotaenia pectinata</i>¹⁰¹, <i>Echinococcus granulosus</i>¹⁰¹, <i>Mosgovoyia pectinata</i>¹⁵, <i>Taenia pisiformes</i>¹³, <i>Taenia serialis</i>¹⁰¹. Nematódeos: <i>Capillaria hepatica</i>¹⁰¹, <i>Dermatoxys veligera</i>¹⁰¹, <i>Graphidium strigosum</i>^{15, 101}, <i>Nematodirus leporis</i>^{39, 101}, <i>Passalurus ambiguus</i>^{15, 39, 42, 101}, <i>P. nonanulatus</i>, <i>Pelecitus scapiceps</i>¹⁰¹, <i>Obeliscoides cuniculi</i>¹⁰¹, <i>Thelazia callipaeda</i>³², <i>Trichostrongylus calcaratus</i>¹⁰¹, <i>Trichostrongylus retortaeformis</i>^{15, 39, 101}, <i>Trichuris sp.</i>³⁹, <i>Trichuris leporis</i>¹⁰¹. Trematódeos: <i>Dicrocoelium dendriticum</i>³⁹
Ferret (<i>Mustela putorius furo</i>)	Ácaros: <i>Otodectes cynotis</i>⁸⁰. Pulgas: <i>Ctenocephalides spp.</i>⁸⁰.	Nematódeos: <i>Dirofilaria immitis</i> ⁸⁰ .
Gambá-de-orelha-preta (<i>Didelphis aurita</i>)	Ácaros: <i>Didelphilichus serriifer</i>⁵⁷, <i>Ornithonyssus brasiliensis</i>³⁰. Carrapatos: <i>Amblyomma aureolatum</i>^{29, 84}, <i>Amblyomma brasiliense</i>¹⁰⁰, <i>Amblyomma cajennense</i>^{44, 84}, <i>Amblyomma coelebs</i>⁸⁷, <i>Amblyomma dubitatum</i>^{44, 63, 71}, <i>Amblyomma fuscum</i>¹⁰⁰, <i>Amblyomma geayi</i>², <i>Amblyomma ovale</i>¹⁰⁰, <i>Amblyomma sculptum</i>⁶³, <i>Amblyomma scutatum</i>², <i>Amblyomma sp.</i>¹⁴, <i>Haemaphysalis juxtakochi</i>⁷¹, <i>Ixodes amarali</i>², <i>Ixodes auritulus</i>², <i>Ixodes loricatus</i>^{11, 44, 63, 84, 100}, <i>Ixodes luciae</i>². Pulgas: <i>Adoratopsylla antiquorum</i>⁴⁴, <i>Adoratopsylla intermedia</i>^{2, 84}, <i>Ctenocephalides felis</i>^{2, 44, 57}, <i>Leptopsylla segnis</i>⁸⁴, <i>Rhopalopsyllus lugubris</i>⁴⁴, <i>Rhopalopsyllus lutzi</i>⁴⁴, <i>Pulex sp.</i>, <i>Polygenis atopus</i>⁵⁷, <i>Polygenis occidentalis</i>², <i>Polygenis roberti</i>⁴⁴, <i>Polygenis tripus</i>⁴⁴, <i>Xenopsylla cheopis</i>^{84, 102}.	Acantocéfalos: <i>Oligacanthorhynchus microcephalus</i>²⁰. Nematódeos: <i>Aspidodera raillieti</i>^{17, 20, 35}, <i>Cruzia tentaculata</i>^{17, 20, 35, 104}, <i>Globocephalus marsupialis</i>²⁰, <i>Gnathostoma sp.</i>¹, <i>Gongelonomoides marsupialis</i>^{35, 106}, <i>Heterostrongylus heterostrongylus</i>²⁰, <i>Skrjabnofilaria pricei</i>¹⁰⁶, <i>Travassostrongylus orloffi</i>²⁰, <i>Trichuris didelphis</i>²⁰, <i>T. minuta</i>²⁰, <i>Turgida turgida</i>^{17, 20, 35}, <i>Viannaia hamata</i>^{20, 35}. Trematódeos: <i>Brachylaima advena</i>²⁰, <i>Duboisella proloba</i>²⁰, <i>Rhopalias coronatus</i>²⁰.
Gambá-de-orelha-branca (<i>Didelphis albiventris</i>)	Ácaros: <i>Androlaelaps fahrenheitsi</i>⁵⁹, <i>Archemyobia inexpectata</i>²⁶, <i>Archemyobia latipilis</i>²⁶, <i>Didelphilichus serriifer</i>²⁶, <i>Gigantolaelaps vitzthumi</i>³³, <i>Laelaps fonsecai</i>³⁴, <i>Ornithonyssus sp.</i>²¹. Carrapatos: <i>Amblyomma aureolatum</i>^{3, 68}, <i>Amblyomma coelebs</i>²³, <i>Amblyomma dubitatum</i>^{23, 44}, <i>Amblyomma sculptum</i>^{23, 44}, <i>Amblyomma sp.</i>^{3, 23}, <i>Ixodes loricatus</i>^{3, 23, 44, 68}, <i>I. amarali</i>⁸.	Acanthocéfalos: <i>Centrorhynchus sp.</i>³, <i>Oligacanthorhynchus microcephalus</i>^{3, 69, 96}. Cestódeos: <i>Diphilobothridae</i>³; <i>Mathevotaenia sp.</i>⁶⁹. Nematódeos: <i>Ancylostoma sp.</i>⁹², <i>Aspidodera sp.</i>¹⁰⁴, <i>Aspidodera raillieti</i>^{3, 69, 78, 81}, <i>Capillaria spp.</i>^{3, 81}, <i>Cruzia tentaculata</i>^{3, 78, 81, 104}, <i>Didelphostrongylus hayesi</i>³, <i>Gnathostoma sp.</i>³.

	Pulgas: <i>Adoratopsylla ronnai</i>³⁸, <i>Craneopsylla minerva</i>³, <i>Ctenocephalides felis</i>^{3, 44, 57}, <i>Polygenis atopus</i>^{3, 44}, <i>P. rimatus</i>³, <i>P. roberti</i>^{3, 44}, <i>P. tripus</i>⁵⁷, <i>Pulex irritans</i>¹², <i>Rhopalopsyllus lutzi</i>⁴⁴.	<i>Gongylonema</i> sp.⁸¹; <i>Pterygodermatites kozeki</i>⁶⁹, <i>Toxocara cati</i>⁷⁸, <i>Toxocara</i> sp.⁹², <i>Travassostrongylus</i> spp.¹⁰⁴, <i>T. orloffii</i>^{3, 81}, <i>Trichinella spiralis</i>¹¹⁷, <i>Trichuris</i> sp.⁹², <i>T. didelphis</i>^{3, 81}, <i>T. minuta</i>³, <i>Turgida turgida</i>^{3, 81, 104}, <i>Viannaia</i> sp.¹⁰⁴, <i>V. hamata</i>^{3, 81}. Trematódeos: <i>Brachylaema migrans</i>^{3, 81}, <i>Didelphodiplostomum variabile</i>³, <i>Echinostoma revolutum</i>³, <i>Plagiorchis didelphis</i>³, <i>Rhopalias coronatus</i>^{3, 81, 104}, <i>R. baculifer</i>³.
Hamster-sírio (<i>Mesocricetus auratus</i>)	Ácaro: <i>Demodex criceti</i>⁶, <i>D. aurati</i>⁶, <i>Notoedres</i> spp.⁶, <i>Spleorodens clethrionomys</i>⁶, <i>Ornithonyssus bacoti</i>⁶.	Cestódeo: <i>Rodentolepis nana</i>⁶. Nematódeos: <i>Syphacia mesocriceti</i>⁶, <i>S. obvelata</i>⁶.
Hedgehog (<i>Atelerix albiventris</i>)	Ácaros: <i>Caparinia tripilis</i>^{45, 46}, <i>Demodex canis</i>⁷⁰, <i>Notoedres</i> sp.⁴⁶, <i>Sarcoptes scabiei</i>^{85, 72}. Carrapatos: <i>Amblyomma variegatum</i>⁷², <i>Haemaphysalis leachi</i>^{53, 72}, <i>Rhipicephalus appendiculatus</i>⁵³, <i>R. sanguineus</i>⁷². Pulgas: <i>Ctenocephalides crataepus</i>⁷², <i>C. felis</i>⁵³, <i>Echidnophaga gallinacea</i>⁵³.	Cestódeos: <i>Mesocestoides</i> sp.⁵⁰. Nematódeos: <i>Crenosoma striatum</i>⁵⁰, <i>Capillaria erinaceus</i>⁵⁰, <i>Haemonchus contortus</i>⁵¹, <i>Spirura ritypleurites</i>⁵⁰. Trematódeos: <i>Dicrocoelium dendriticum</i>⁵¹.
Ouriço-cacheiro (<i>Sphiggurus villosus</i>)	Carrapatos: <i>Amblyomma longirostre</i>^{7, 14}, <i>Amblyomma parkeri</i>⁶³, <i>Amblyomma</i> sp.¹⁰³.	Nematódeos: <i>Heligmostrongylus elegans</i>⁵⁶, <i>H. differens</i>⁵⁶, <i>H. sedecimradiatus</i>⁵⁶, <i>Longistriata castrosilvai</i>⁵⁶, <i>Molinema diancata</i>⁵⁶.
Porquinho-da-Índia (<i>Cavia porcellus</i>)	Ácaros: <i>Chirodiscoides caviae</i>^{74, 101, 102}, <i>Demodex caviae</i>¹⁰¹, <i>Psoroptes cuniculi</i>¹⁰¹, <i>Sarcoptes scabiei</i>⁸⁵, <i>Trixacarus caviae</i>^{43, 74, 101, 102}. Carrapatos: <i>Ixodes loricatus</i>²⁹. Piolhos: <i>Gliricola porcelli</i>^{74, 101, 102}, <i>Gyropus ovalis</i>^{74, 101, 102}, <i>Trimenopon hispidum</i>¹⁰¹. Pulgas: <i>Ctenocephalides felis</i>^{6, 101}, <i>Pulex irritans</i>¹⁰⁷, <i>Tunga penetrans</i>⁵⁸, <i>Xenopsylla cheopis</i>¹⁰⁷.	Cestódeos: <i>Hymenolepis diminuta</i>¹⁰¹, <i>Monoecocestus porcitesticulatus</i>⁵⁶, <i>Rodentolepis nana</i>¹⁰¹. Nematódeos: <i>Gongylonema neoplasticum</i>⁵⁶, <i>Hyostrogylus rubidus</i>⁵⁶, <i>Paraspidodera uncinata</i>^{56, 74, 101}, <i>Vianella</i> spp.⁵⁶.
Preguiça-comum (<i>Bradypus variegatus</i>)	Carrapatos: <i>Amblyomma geayi</i>^{27, 95}, <i>Amblyomma varium</i>^{27, 63, 90}. Ácaros: <i>Edentalges bradypus</i>¹¹¹, <i>Liponissus inheringi</i>¹¹¹, <i>Lobalges trouessarti</i>^{73, 111}, <i>Macrocheles impae</i>¹¹¹, <i>M. uroxys</i>¹¹¹, <i>M. lukoschusi</i>¹¹¹, <i>Sarcoptes scabiei</i>^{73, 90}. Pulgas: <i>Polygenis atopus</i>¹⁰⁵.	Cestódeos: <i>Moniezia benedeni</i>⁹⁰. Nematódeos: <i>Leiuris leptoccephalus</i>^{65, 90}, <i>Paraleiuris locchii</i>⁶⁵, <i>Spiruroidea</i>⁹⁰.
Rato (<i>Rattus norvegicus</i>)	Ácaros: <i>Androlaelaps casalis</i>⁶⁷, <i>Androlaelaps fahrenheitsi</i>^{67, 116}, <i>Androlaelaps morlani</i>⁶⁷, <i>Cheyletus eruditus</i>⁶⁷, <i>Cheyletus malaccensis</i>⁶⁷, <i>Chirodiscoides caviae</i>⁴⁰, <i>Demodex nanus</i>⁶, <i>Echinolaelaps echidinus</i>²⁹, <i>Eulaelaps stabularis</i>⁶⁷, <i>Eutrombicula alfreddugesi</i>¹¹⁶, <i>Hypoaspis lubrica</i>⁶⁷, <i>Laelaps echidina</i>⁶⁷, <i>Laelaps nuttalli</i>²⁹, <i>Leptotrombidium deffense</i>¹⁰¹, <i>Macrocheles</i> sp.⁶⁷, <i>Myobia musculi</i>¹⁰¹,	Cestódeos: <i>Hymenolepis diminuta</i>^{6, 31, 89, 108, 113}, <i>H. fraterna</i>³¹, <i>H. nana</i>^{6, 16, 31, 113}, <i>Rodentolepis diminuta</i>¹⁰¹, <i>R. nana</i>¹⁰¹, <i>Taenia taeniaeformis</i>^{89, 101, 113}. Nematódeos: <i>Angiostrongylus cantonensis</i>^{16, 101}, <i>Aonchotheca murissylvatici</i>³¹, <i>Ascaris</i> sp.¹⁶, <i>Aspicularis tetraptera</i>^{6, 16}, <i>Capillaria hepatica</i>^{89, 101}, <i>Gongylonema neoplasticum</i>¹⁶, <i>Heterakis spumosa</i>^{31, 108}, <i>Nematospiroides dubius</i>¹⁰¹,

	<i>Myocoptes musculus</i>¹⁰¹, <i>Notoedres muris</i>^{54, 113}, <i>Ornithonyssus bacoti</i>^{67, 101, 116}, <i>Ornithonyssus sylvium</i>¹¹⁶, <i>Radfordia ensifera</i>^{6, 67}, <i>Sarcoptes scabiei</i>⁴⁷, <i>Trixacarus diversus</i>⁵⁴. Carrapatos: <i>Amblyomma americanum</i>⁶⁷, <i>Amblyomma maculatum</i>⁶⁷, <i>Amblyomma</i> sp.¹⁹, <i>Dermacentor variabilis</i>¹¹⁶, <i>Haemaphysalis leporispalustris</i>⁶⁷, <i>Ixodes ricinus</i>¹¹², <i>Ixodes nipponensis</i>⁵², <i>Ixodes uriae</i>⁴⁸. Piolhos: <i>Hoplopleura oenomydis</i>⁷⁹, <i>H. pacifica</i>⁸⁵, <i>Polyplax serrata</i>¹⁰¹, <i>Polyplax spinulosa</i>^{79, 101, 113, 116}. Pulgas: <i>Ctenocephalides felis</i>⁶⁷, <i>Ctenophthalmus pseudagyrtes</i>⁶⁷, <i>Echidnophaga gallinacea</i>⁶⁷, <i>Leptopsylla segnis</i>^{67, 101}, <i>Nosopsyllus fasciatus</i>^{67, 101, 113}, <i>Orchopeas howardii</i>⁶⁷, <i>Polygenis gwyni</i>⁶⁷, <i>Tunga penetrans</i>⁵⁸, <i>Tunga caecata</i>⁵⁸, <i>Tunga caecigena</i>⁵⁸, <i>Tunga callida</i>⁵⁸, <i>Xenopsylla cheopis</i>^{10, 67, 101, 113}.	<i>Nippostrongylus brasiliensis</i>^{16, 31, 101, 108, 113}, <i>Syphacia muris</i>^{6, 31, 108, 113}, <i>S. obvelata</i>⁶, <i>Strongyloides</i> sp.¹⁶, <i>Toxocara cati</i>¹¹³, <i>Toxocara</i> sp.¹⁶, <i>Trichinella spiralis</i>⁹⁹, <i>Trichosomoides crassicauda</i>^{6, 101}, <i>Trichuris muris</i>³¹. Trematódeos: <i>Echinostoma chloropodis</i>³¹, <i>Notocotylus imbricatus</i>³¹, <i>Plagiurochis muris</i>³¹, <i>Plagiurochis proximus</i>³¹, <i>Schistosoma japonicum</i>⁴¹.
Sagui-de-tufo-preto (<i>Callithrix penicillata</i>)	Ácaros: <i>Fonsecalges johnjadini</i> ²⁸ .	Nematódeos: <i>Capillaria hepatica</i> ⁷⁵ , <i>Primasubulura jacchi</i> ⁸² , <i>Trichospirura leptostoma</i> ⁸² . Trematódeos: <i>Fasciola hepatica</i> ⁶⁴ , <i>Platynosomum illiciens</i> ⁷⁷ .

¹ALBUQUERQUE et al., 2007; ²AMARAL, 2008; ³ANTUNES, 2005; ⁴ARAGÃO, 1936; ⁵ARANTES, 1983; ⁶BANKS et al., 2010; ⁷BARROS & BAGGIO, 1991; ⁸BARROS-BATESTI & KNYSACK, 1999; ⁹BASSO et al., 2014; ¹⁰BILLETER et al., 2011; ¹¹BOSSI et al., 2002; ¹²BÔTELHO et al., 2003; ¹³BRODY et al., 2019; ¹⁴BRUM et al., 2003; ¹⁵BUTLER, 1994; ¹⁶CARVALHO-PEREIRA et al., 2017; ¹⁷CASTRO et al., 2017; ¹⁸CHIACCHIO et al., 2014; ¹⁹COSTA et al., 2002; ²⁰COSTA-NETO et al., 2018; ²¹COUTINHO, 1997; ²²DEBÁRBORA et al., 2014; ²³DE-SÁ et al., 2018; ²⁴DINIZ et al., 1997; ²⁵EDMONDS et al., 1981; ²⁶FAIN et al., 1996; ²⁷FAIRCHILD et al., 1966; ²⁸FIGUEIREDO et al., 2004; ²⁹FLECHTMANN, 1985; ³⁰FONSECA, 1948; ³¹FRANSEN et al., 2016; ³²GAMA et al., 2016; ³³GETTINGER, 1987; ³⁴GETTINGER, 1992; ³⁵GOMES et al., 2003; ³⁶GONZÁLEZ et al., 2016; ³⁷GORHAM & FARREL, 1955; ³⁸GUIMARÃES, 1954; ³⁹GÜRLER & DOĞANAY, 2007; ⁴⁰HARIKRISHNAN et al., 2009; ⁴¹HE et al., 2001; ⁴²HESS, 2004; ⁴³HILLYER & QUEENSBERRY, 1997; ⁴⁴HORTA et al., 2007; ⁴⁵IACOB & IFTINCA, 2018; ⁴⁶IVEY & CARPENTER, 2004; ⁴⁷IZDEBSKA & ROLBIECKI, 2013; ⁴⁸JAENSON & JENSEN, 2007; ⁴⁹JONES et al., 1972; ⁵⁰KAIKABO et al., 2006; ⁵¹KAIKABO et al., 2007; ⁵²KIM et al., 2010; ⁵³KIMBITA, 2015; ⁵⁴KLOMPEN, 1992; ⁵⁵KRAFT, 1960; ⁵⁶LANGE & SCHMIDT, 2014; ⁵⁷LINARDI, 2006; ⁵⁸LINARDI & AVELAR, 2014; ⁵⁹LINARDI et al., 1991; ⁶⁰LUCENA et al., 2012; ⁶¹MACHADO et al., 1985; ⁶²MARHOOD et al., 2018; ⁶³MARTINS et al., 2017; ⁶⁴MENDES et al., 2008; ⁶⁵MICHEL et al., 2017; ⁶⁶MORALES et al., 1978; ⁶⁷MORLAN, 1952; ⁶⁸MULLER et al., 2005; ⁶⁹NAVONE & SURIANO, 1992; ⁷⁰NÚÑEZ et al., 2019; ⁷¹OGRZEWSKA et al., 2012; ⁷²OKAEME & OSAKWE, 1985; ⁷³OLIVEIRA et al., 2000; ⁷⁴O'ROURKE, 2004; ⁷⁵PEREIRA et al., 2016; ⁷⁶PESSOA, 2014; ⁷⁷PINTO et al., 2017; ⁷⁸PINTO, MATI & MELO, 2014; ⁷⁹PRATT & KARP, 1953; ⁸⁰QUESENBERRY & ORCUTT, 2012; ⁸¹QUINTÃO E SILVA & COSTA, 1999; ⁸²RESENDE et al., 1994; ⁸³ROCHA et al., 2017; ⁸⁴SALVADOR et al., 2007; ⁸⁵SAMUEL et al., 2001; ⁸⁶SANFORD, 1991; ⁸⁷SARAIVA et al., 2012; ⁸⁸SCHULZE, 1941; ⁸⁹SEOUNG et al., 1995; ⁹⁰SIBAJA-MORALEZ et al., 2009; ⁹¹SILVA et al., 2006; ⁹²SILVA et al., 2017; ⁹³SINKOC et al., 2004; ⁹⁴SOUZA et al., 2015; ⁹⁵SOUZA et al., 2016; ⁹⁶SOUZA et al., 2017; ⁹⁷STAMPA & HOBSON, 1966; ⁹⁸STAEBLER et al., 2007; ⁹⁹STOJCEVIC et al., 2004; ¹⁰⁰SZABÓ et al., 2013; ¹⁰¹TAYLOR et al., 2015; ¹⁰²TEIXEIRA, 2014; ¹⁰³TEIXEIRA et al., 2017; ¹⁰⁴TEODORO et al., 2019; ¹⁰⁵TRIPTON & MACHADO-ALLISON, 1972; ¹⁰⁶VAZ & PEREIR, 1934; ¹⁰⁷VIDAL et al., 2006; ¹⁰⁸VILLAFANE et al., 2008; ¹⁰⁹VOGELANG & SANTOS DIAS, 1953; ¹¹⁰VOS & DORRESTEIN, 1978; ¹¹¹WAAGE & BEST, 1985; ¹¹²WALTON, 1965; ¹¹³WEBSTER &

MACDONALD, 1995; ¹¹⁴WEISBROTH & SCHER, 1971; ¹¹⁵WENDT et al., 2016; ¹¹⁶WHITAKER, 1977; ¹¹⁷ZUBIETA et al., 2014.

Carvalho et al. (2013) relatam a ocorrência de *B. variegatus*, *C. penicillata*, *D. aurita*, *H. hydrochaeris* e *S. villosus* na Serra do Japi, além da presença de animais domésticos, como cães e gatos. No caso desses animais abandonados ou com acesso às regiões de matas, pode-se esperar o comportamento de caça de animais silvestres, podendo ocasionalmente levar à diminuição das populações de outras espécies e até mesmo servirem como reservatórios e transmissores de doenças (FERREIRA et al., 2011; GALETI & SAZIMA, 2006).

O presente trabalho se justifica pela necessidade de conhecer os parasitos de mamíferos silvestres de vida livre que vivem próximo ao ambiente domiciliar ou mantidos em cativeiro, assim como dos mamíferos exóticos e domésticos mantidos como animais de companhia, auxiliando na compreensão das relações parasito-hospedeiro, papel epidemiológico e relação das parasitoses com outras enfermidades.

2. OBJETIVO

2.1 Objetivo geral

O objetivo deste projeto foi identificar a presença de parasitos intestinais e ectoparasitos em pacientes mamíferos atendidos em clínica particular especializada no atendimento de animais silvestres na região de Jundiaí.

2.2 Objetivos específicos

- a) Avaliar a presença e conhecer os ectoparasitos e helmintos de mamíferos da fauna silvestre nativa, exótica e doméstica mantidos em cativeiro ou que vivem próximos a ambiente domiciliar.
- b) Avaliar os quadros clínicos das parasitoses em mamíferos silvestres, exóticos e domésticos.
- c) Verificar a presença de possíveis parasitos zoonóticos e compartilhamento de parasitos entre os mamíferos mantidos em cativeiro ou que vivem próximos ao ambiente domiciliar.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Identificação

Os animais amostrados foram identificadas com os seguintes dados: espécie, sexo, peso, local de origem, procedência (cativeiro, vida livre ou tráfico) e data. No caso de ectoparasitos e parasitos encontrados durante o exame necroscópico, foi realizada a quantificação e registrada a localização dos mesmos.

3.2 Coleta de material

Foi definida a coleta de amostras de fezes, pelagem, artrópodes macroscópicos e raspado de pele de mamíferos silvestres, exóticos e domésticos atendidos em uma clínica veterinária localizada em Jundiaí, no estado de São Paulo, no período de janeiro de 2017 a dezembro de 2019.

Os critérios para coleta de amostras foram estabelecidos como:

- coleta de fezes de animais que apresentaram distúrbios gastrintestinais ou foram atendidos pela primeira vez, descartando a administração prévia de antiparasitários nos seis meses anteriores.
- amostras de pelos para tricografia e raspados de pele foram coletadas de animais que apresentaram sinais clínicos relacionados ao tegumento, suspeita clínica ou em casos de visualização/suspeita da presença de parasitos durante o exame físico.
- em animais necropsiados foi realizada a pesquisa de ectoparasitos e helmintos.

3.3 Amostras de fezes

As fezes foram coletadas no momento em que o animal defecou durante a contenção física ou diretamente da gaiola ou do ambiente, com preferência para amostras frescas e com a menor quantidade de sujidades. Para animais pequenos, quando possível, foi realizada a coleta seriada para obtenção de maior volume e quantidade de amostras. Em alguns casos, as fezes foram coletadas diretamente da ampola retal ou através da

abertura do intestino durante a necropsia. Todas as amostras foram armazenadas em coletores universais, identificadas e refrigeradas ou mantidas em formol 5% até o processamento.

3.4 Amostragem de pelo e raspado de pele

O exame de tricografia foi realizado com a coleta de pelos de regiões que apresentaram descamação, rarefação pilosa, pontos enegrecidos ou suspeita de parasitismo. Os pelos foram colhidos através de extração ou corte com tesoura na base dos pelos.

O raspado de pele para exame parasitológico do raspado cutâneo (EPRC) foi realizado quando os animais demonstraram áreas de rarefação pilosa, alopecia ou lesões crostosas, juntando-se uma porção da área acometida entre os dedos e realizando-se a raspagem da pele com lâmina de bisturi estéril.

Ambas as amostras foram colocadas diretamente em lâmina coberta com lamínula e examinadas no microscópio e/ou armazenadas em coletores universais identificados contendo álcool absoluto.

3.5 Ectoparasitos

Os ectoparasitos macroscópicos como carrapatos, pulgas, piolhos e alguns ácaros foram retirados com pinça, imediatamente após identificação no hospedeiro, colocados em água quente (60°C) e, posteriormente, armazenados em coletores universais identificados contendo álcool absoluto. Um pente fino embebido em álcool 70% foi utilizado para escovar os animais e auxiliar na retirada de alguns piolhos e pulgas.

3.6 Necropsia

A necropsia foi realizada nos animais que vieram à óbito na clínica ou que foram recebidos em estado de óbito e foram autorizados pelos tutores, atentando-se para a localização dos parasitos. Os animais foram pesados e a biometria foi realizada com

medidas do comprimento do corpo (CC) e do comprimento da cauda (CA). As amostras de fezes coletadas durante a necropsia foram armazenadas em coletores universais identificados contendo formol 5% e/ou foram processadas imediatamente.

3.7 Processamento do material

As amostras de fezes foram submetidas ao exame parasitológico, através de exame direto, método de Willis (WILLIS, 1921) e método de Hoffmann (HOFFMANN et al., 1934) além da procura de parasitos macroscópicos. Foi realizada a morfometria dos ovos e dos parasitos encontrados nas amostras positivas, auxiliando na identificação da família, gênero e/ou espécie.

As amostras de pelo e raspados de pele foram colocadas em uma lâmina com solução fisiológica e lamínula, onde foi realizada a pesquisa de ectoparasitos em microscópio. Os carrapatos foram identificados com auxílio de um estereoscópio. Os ectoparasitos foram identificados através de chaves taxonômicas (AL-RABIAI et al., 1983; ARAGÃO & FONSECA, 1961; BOCHKOV, 2010; CENTER FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION, 1992; FAIN & BOCHKOV, 2001; KIRWAN et al., 1998; LAWRENCE, 1955; ONOFRIO et al., 2006; SANDERS et al., 2000; STOJANOVICH & PRATT, 1965; VILLALOBOS et al., 2016).

Os helmintos encontrados durante a necropsia foram limpos em solução fisiológica aquecida e armazenados em coletores universais com álcool 70%. Para a identificação, foram diafanizados em etanol glicerinado e avaliados em microscópio de campo claro (Leica Microsystems) para obtenção de dados morfológicos e morfométricos.

Os helmintos e ovos foram identificados por micrometria, morfometria e chaves taxonômicas (ADNET et al., 2009; MATEY et al., 2001; VICENTE et al., 1997) e os parasitos encontrados foram depositados no Museu de Zoologia da Universidade Estadual de Campinas (ZUEC).

3.8 Quadro clínico

Para a avaliação clínica foram estabelecidos os critérios de apatia, dor física, prurido, crostas, descamação cutânea, estresse e outras enfermidades. Foram considerados indivíduos apáticos aqueles que não exerciam o comportamento normal para a espécie e se encontravam letárgicos.

Dor física foi considerada presente em casos de lesões extensas, quando havia sinal de incômodo durante o exame físico ou o indivíduo apresentava sinais clínicos manifestados em casos de desconforto físico, de acordo com cada espécie, conforme descrito por Cubas et al. (2014) e National Research Council (2009). O sinal clínico de prurido foi considerado presente em animais que se coçavam diversas vezes ao dia e demonstravam incômodo. Crostas foram definidas pela presença de hiperqueratoses ou lesões que geraram aspecto crostoso do tegumento e permaneceram aderidos à pele, enquanto os fragmentos de epitélio soltos (caspas) foram considerados como descamações.

Os animais foram considerados em estresse a partir da observação comportamental de cada indivíduo ou considerado em casos de mudanças de ambiente recentes, presença recente de novos companheiros em cativeiro ou mudanças de comportamento relatadas pelo tutor. Como “outras enfermidades” foram classificadas as enfermidades concomitantes não relacionadas com doenças parasitárias.

3.9 Análise estatística

Para realização de análise estatística, os dados foram analisados primeiramente como um todo (incluindo todas as espécies) e em seguida analisados separadamente por espécie. Primeiramente os dados foram analisados quanto à sua normalidade (teste Shapiro-Wilk) e em seguida os dados foram analisados utilizando o teste de correlação de Pearson com nível de significância $p < 0,05$, correlacionando a infecção e infestação de diferentes espécies de parasitas entre si, e a infecção e infestação por diferentes parasitas e o quadro clínico dos indivíduos. Algumas espécies não puderam ser analisadas individualmente devido ao número de indivíduos ($n < 5$).

3.10 Considerações éticas

Os protocolos experimentais desenvolvidos no presente estudo foram submetidos à Comissão de Ética no Uso de Animais da Universidade Estadual de Campinas (nº 5156-1) (Anexo B) e ao Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade do Ministério do Meio Ambiente (nº 64755) (Anexo C). Os tutores responsáveis pelos indivíduos foram esclarecidos em relação a doação de amostras para o projeto e assinaram um termo de consentimento das amostras para a pesquisa contendo nome, RG, CPF, tipo de amostra colhida, nome do animal, espécie do animal, idade do indivíduo e sexo (Anexo A).

4. RESULTADOS

No total, foram avaliados 116 mamíferos (66 machos e 50 fêmeas), sendo 28 coelhos (*O. cuniculus*), 23 gambás-de-orelha-preta (*D. aurita*), 15 gambás-de-orelha-branca (*D. albiventris*), 11 porquinhos-da-índia (*C. porcellus*), 8 hedgehogs (*A. albiventris*), 8 ratos (*R. norvegicus*), 6 preguiças (*B. variegatus*), 4 ferrets (*M. putorius furo*), 3 capivaras (*H. hydrochaeris*), 3 hamsters (*M. auratus*), 3 saguis-de-tufo-preto (*C. penicillata*), 2 chinchilas (*C. lanigera*) e 2 ouriços (*S. villosus*). Os animais amostrados, os tipos de amostras coletadas e a positividade para cada tipo de parasito estão detalhados no apêndice A. A tabela 2 demonstra a prevalência e quantificação de parasitos em cada espécie de hospedeiro.

Tabela 2: Prevalência e quantificação de parasitos encontrados em cada espécie.

Espécie	N	Prevalência de parasitas (%)	Helmintos (n)	Ácaros (n)	Carrapatos (n)	Larvas de dipteros (n)	Piolhos (n)	Pulgas (n)
<i>A. albiventris</i>	8	37,5	0	3	0	0	0	0
<i>C. porcellus</i>	11	81,8	0	8	0	1	0	0
<i>D. albiventris</i>	15	13,3	2	0	0	1	0	0
<i>D. aurita</i>	23	47,8	7	0	4	0	0	2
<i>H. hydrochaeris</i>	3	100	0	0	3	0	0	0
<i>M. putorius furo</i>	4	25	0	0	0	0	0	1
<i>O. cuniculus</i>	28	89,2	0	19	3	0	0	4
<i>R. norvegicus</i>	8	75	0	0	0	1	5	0
<i>S. villosus</i>	2	100	0	0	1	1	0	0

Dos 116 amostrados, foram coletadas 159 amostras, das quais 62 foram positivas e estão detalhadas no apêndice B. Os 10 animais necropsiados, no geral, vítimas de atropelamentos, eletrocussões ou ataques de cães, estão detalhados no apêndice C.

Os parasitos encontrados em cada espécie animal estão relacionados na tabela 3.

Dos 116 animais atendidos, 52 (44,82%) eram silvestres, 49 (42,24%) domésticos e 15 (12,93%) eram exóticos. Parasitos foram encontrados em 62 (53,44%) indivíduos, sendo 40 (64,50%) domésticos, 18 (29,03%) silvestres e 4 (6,47%) exóticos.

Tabela 3: Ectoparasitos e helmintos encontrados nos mamíferos avaliados.

Hospedeiro	Ácaros	Carrapatos	Larvas de Dípteros	Piolhos	Pulgas	Acantocéfalos	Cestódeos	Nematódeos
<i>A. albiventris</i>	<i>Caparinia tripilis</i>	-	-	-	-	-	-	-
<i>C. porcellus</i>	<i>Chirodiscoides caviae</i>	-	<i>Dermatobia hominis</i>	-	-	-	-	-
<i>D. albiventris</i>	-	-	<i>Cochliomyia hominivorax</i>	-	-	-	-	<i>Cruzia tentaculata</i> <i>Trichuris sp.</i>
<i>D. aurita</i>	-	<i>Amblyomma sculptum</i> <i>Amblyomma dubitatum</i>	-	-	<i>Ctenocephalides felis</i>	Acanthocephala	Cestoda	<i>Aspidodera sp.</i> <i>Cruzia tentaculata</i> <i>Trichuris sp.</i> <i>Turgida turgida</i>
<i>H. hydrochaeris</i>	-	<i>Amblyomma dubitatum</i> <i>Amblyomma sculptum</i>	-	-	-	-	-	-
<i>M. putorius furo</i>	-	-	-	-	<i>Ctenocephalides felis</i>	-	-	-
<i>O. cuniculus</i>	<i>Cheyletiella parasitovorax</i> <i>Leporacarus gibbus</i> <i>Psoroptes cuniculi</i> <i>Sarcoptes scabiei</i>	<i>Rhipicephalus sanguineus</i>	-	-	<i>Ctenocephalides felis</i>	-	-	-
<i>R. norvegicus</i>	-	-	<i>Dermatobia hominis</i>	<i>Polyplax spinulosa</i>	-	-	-	-
<i>S. villosus</i>	-	<i>Amblyomma longirostre</i>	<i>Cochliomyia hominivorax</i>	-	-	-	-	-

Dos silvestres, os indivíduos S32 e S67 eram mantidos em cativeiro e todos os outros eram de vida livre, sendo encontrados nas proximidades de residências. Ectoparasitos foram mais prevalentes, sendo encontrados em 85,93% dos indivíduos, enquanto 14,07% dos animais estavam parasitados por helmintos. Ácaros corresponderam a 54,54% dos ectoparasitos enquanto 18,18% foram carrapatos, 12,72% pulgas, 9,09% piolhos e 5,47% larvas de dípteros. Nematódeos corresponderam a 86,68% dos helmintos encontrados enquanto 6,6% foram cestódeos e 6,66% acantocéfalos.

Não foram encontrados ácaros em animais silvestres (correlação de Pearson negativa, $r=-0,568$, $p<0,05$), somente em animais domésticos (correlação de Pearson positiva, $r=0,621$, $p<0,05$) e exóticos. Carrapatos e pulgas foram encontrados em silvestres e domésticos, enquanto helmintos só foram encontrados em animais silvestres. Os dados encontrados são descritos a seguir separados por espécies de hospedeiros.

4.1 Achados parasitológicos em coelhos (*Oryctolagus cuniculus*)

Todos os coelhos atendidos eram mantidos em cativeiro. Alguns animais foram para consulta de orientação e outros com queixas de prurido, descamação, diarreia ou apatia.

Não foram encontrados helmintos nos indivíduos amostrados, corroborando com as afirmações de Taylor et al. (2015) de que helmintoses são raras em coelhos mantidos em cativeiro. Dos 28 coelhos atendidos, 25 foram positivos para ectoparasitos (20 indivíduos estavam parasitados por ácaros, 4 por pulgas e 3 por carrapatos). Em coelhos parasitados por ácaros foi encontrado poliparasitismo com outras espécies de ácaros, não tendo sido encontrado outros ectoparasitas, enquanto pulgas e carrapatos foram encontrados parasitando o mesmo hospedeiro.

4.1.1 *Cheyletiella parasitovorax* (Acari: Cheyletidae)

O ácaro *C. parasitovorax* (Figura 1) é descrito por Taylor et al. (2015) com formato do corpo ovóide, alongado e com uma “cintura”, se locomovendo rapidamente.

As quelíceras possuem formato de lâmina e são utilizadas para perfurar a pele do hospedeiro, os palpos são curvos, fortes, longos e possuem garras palpais curvas.

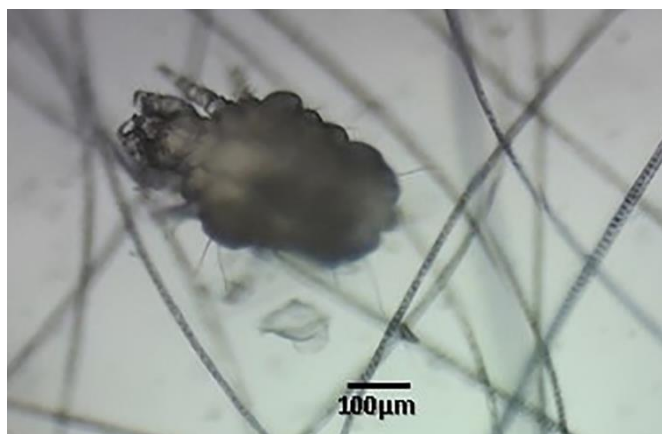


Figura 1: Ácaro *Cheyletiella parasitovorax* encontrado em exame microscópico.

O parasitismo por *C. parasitovorax* pode ser assintomático quando o indivíduo possui baixa carga parasitária (TAYLOR et al., 2015), mas sinais clínicos como prurido e descamação da pele podem ocorrer, principalmente em animais imunodeprimidos ou obesos que não conseguem realizar o *grooming* (ato de se limpar) corretamente. O sinal clínico de descamação na região dorsal faz com que a parasitose fosse denominada como “caspa ambulante” (HESS, 2004), tendo sido encontrada uma correlação positiva ($r=0,523$, $p<0,05$) entre a presença do ácaro e a presença de caspa.

Três coelhos (S86, S98 e S104) foram atendidos com a presença de descamação na região dorsal. Todos os animais eram adultos e não possuíam contactantes (contato com outros animais). Em dois deles (S98 e S104), *C. parasitovorax* foi encontrada no teste da fita de acetato, tendo este se mostrado mais eficaz para o diagnóstico do ácaro. O ácaro não foi encontrado no EPRC, como demonstrado na tabela 4.

Tabela 4: Compação da positividade de *C. parasitovorax* em diferentes técnicas.

Animal	Tricografia	EPRC	Fita de acetato
S86	-	-	Não realizado
S98	-	Não realizado	+
S104	+	-	+

O animal S86 apresentou descamação cutânea na região dorsal e intenso prurido (Figura 2A e 2B). Amostras de pelo para tricografia foram coletadas de diversas áreas da região dorsal do animal, assim como a realização de raspado de pele das áreas com descamação, porém, todas as amostras foram negativas. Bronswijk e Kreek (1976),

afirmam que a presença da “caspa” pode ser considerada um sinal positivo para o parasitismo por *C. parasitovorax*, assim, foi estabelecido o tratamento com selamectina (6 mg/kg) em única aplicação tópica, escovação diária dos pelos e retornos semanais para acompanhar a evolução do quadro. Após 2 semanas, a descamação e o prurido cessaram totalmente (Figura 2C).



Figura 2: Descamação em região dorsal de coelho – suspeita de parasitismo por *C. parasitovorax* (A e B). Um mês após tratamento com selamectina – animal foi tosado (C).

Nos outros dois indivíduos, o tratamento foi realizado da mesma maneira e se mostrou eficaz. O coelho S98 era idoso, obeso e posteriormente foi diagnosticado com doença renal crônica, sendo encontrada leve descamação na região dorsal (Figura 3). O indivíduo S104 havia mudado de ambiente havia um mês, corroborando com as sugestões de Hess (2004): possivelmente a parasitose foi decorrente de imunossupressão ocasionada pelo estresse de adaptação. O animal S104 também estava parasitado por *Leporacarus gibbus*.



Figura 3: Leve descamação na pelagem do coelho S98, ocasionada por *C. parasitovorax*

4.1.2 *Leporacarus gibbus* (Acari: Listrophoridae)

Geralmente é encontrado nos pelos de coelhos (TAYLOR et al., 2015), onde se adere externamente na região dorsal, lateral e abdominal dos hospedeiros. Parece se alimentar de detritos resultantes de lesões mecânicas que ocasiona pela raspagem da pelagem (KIRWAN, et al., 1998).

O dimorfismo sexual existe e é facilmente identificado (Figura 4B): as fêmeas possuem o corpo subcilíndrico e achatado lateralmente, a cabeça é escura e com capuz, as patas são curtas e conseguem se aderir ao pelo por possuírem duas abas membranosas estriadas em cada coxa do primeiro par de pernas, enquanto o macho possui dois processos adanaís alongados com ventosas diferenciadas (KIRWAN et al., 1998).

Os ácaros podem ser facilmente identificados em animais de pelagem clara. Pequenos pontos escuros na haste do pelo podem levantar a suspeita do parasitismo (Figura 4A), confirmado facilmente pelo exame de tricografia.



Figura 4: Pontos escuros na pelagem de coelho indicando a presença de *L. gibbus* (A). *L. gibbus* macho à esquerda (processos adanaís alongados) e fêmea à direita (corpo achatado lateralmente) (B).

Serra-Freire et al. (2010) relatam que as infestações de *L. gibbus* podem ser subdiagnosticadas e que só ocasionam sinais clínicos, como alopecia, prurido e dermatite, quando apresentam elevada carga parasitária. Silva et al. (2006) citam pústulas, descamações, eritema e a presença de crostas na parasitose.

Alguns autores ainda discutem se *L. gibbus* e *C. parasitovorax* são comensais, pois geralmente são assintomáticos (KIRWAN et al., 1998; WALL & SHEARER, 2001). Outros autores relatam que em casos de co-parasitismo, os sinais clínicos observados são decorrentes de *C. parasitovorax* e não de *L. gibbus* (SILVA et al., 2006).

Seis coelhos (S90, S92, S96, S99, S102 e S104) foram positivos e mesmo em casos de infestações com grande carga parasitária (acima de 10 ácaros por campo) de *L. gibbus*, nenhum dos indivíduos parasitados avaliados neste estudo demonstrou sinais clínicos. O animal S104 poliparasitado por *L. gibbus* e *C. parasitovorax* demonstrou sinais clínicos compatíveis com queiletielose e o indivíduo S99 poliparasitado por *L. gibbus*, *Sarcoptes scabiei* e *Psoroptes cuniculi*, apresentou apenas sinais clínicos relacionados aos dois últimos parasitos.

Kirwan et al. (1998) sugerem que coelhos de pelos longos são mais suscetíveis ao parasitismo, no entanto, em nosso estudo a maioria dos animais parasitados possuíam pelagem curta, não tendo sido encontrada essa associação.

4.1.3 *Psoroptes cuniculi* (Acari: Psoroptidae)

O ácaro possui quelíceras afiladas (Figura 5B), pernas moderadamente curtas, corpo com contorno oval e coloração pérola nos machos e marrom-clara nas fêmeas. Fêmeas púberes possuem dois tubérculos copulatórios na extremidade póstero-dorsal que se adaptam às ventosas genitais dos machos (Figura 5A) (GUIMARÃES et al., 2001).

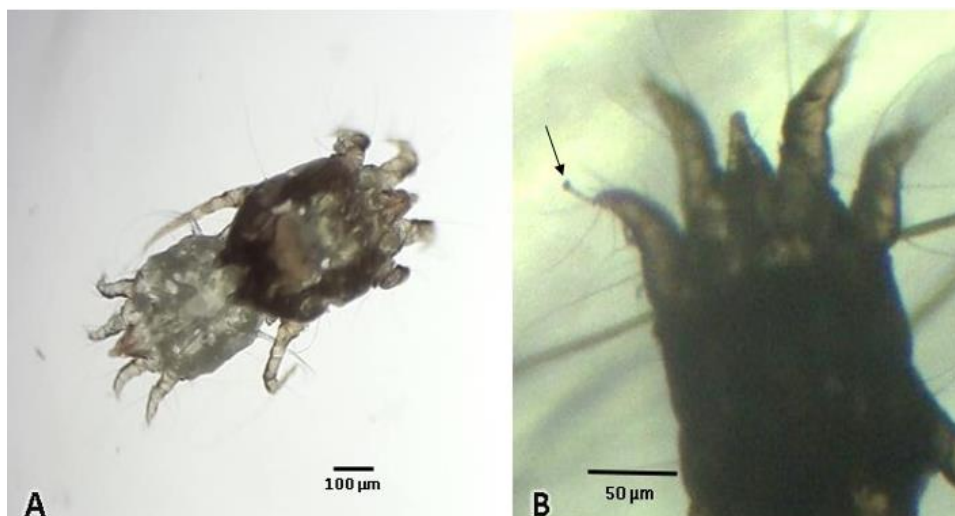


Figura 5: Macho (claro, esquerda) e fêmea (escura, direita) de *P. cuniculi* copulando (A). Indivíduo fêmea com quelíceras afiladas e pulvilo emdestaque no segundo membro esquerdo (B).

Os ácaros ficam na superfície do tecido cutâneo e se encontram, principalmente, no conduto auditivo do coelhos, onde se alimentam de emulsão lipídica de linfa, células cutâneas, secreções e bactérias da pele do hospedeiro (RAFFERTY & GRAY, 1987). A presença desses indivíduos se alimentando gera inflamação e extravasamento de linfa, coagulando e formando crostas com aspecto de “massa folhada”, lesionando o tecido (SANDERS et al., 2000; VENNEN & MITCHELL, 2009). Antígenos presentes nas fezes dos ácaros podem levar a reações de hipersensibilidade, ocasionando os sinais clínicos no hospedeiro (MATHIESON & LEHANE, 1996). Vennen e Mitchell (2009) relatam que o ciclo se completa em 3 semanas e o parasito pode sobreviver fora do hospedeiro por até 21 dias, sendo transmitido por contato direto ou fômites.

Os animais acometidos podem apresentar prurido, meneios cefálicos e “orelhas caídas” (VENNEN & MITCHELL, 2009), dependendo da intensidade do parasitismo. Em coelhos debilitados, a inflamação e as crostas podem se espalhar para a face, pescoço, laterais do corpo, região perianal e membros, além de os ácaros poderem se espalhar pelo canal auditivo e ocasionarem otite média e sinais neurológicos decorrentes de perfuração timpânica (WHITE et al., 2002). O diagnóstico é facilmente realizado com a retirada de amostra das crostas e análise em microscópio (ACAR et al., 2007) ou pela visualização do movimento dos ácaros através do otoscópio.

Oito indivíduos (S81, S84, S89, S91, S93, S99, S101 e S106) estavam parasitados pelo ácaro e apresentaram crostas no conduto auditivo (Figura 6A), demonstrando correlação positiva ($r=0,560$, $p<0,05$) entre a presença do parasito e o sinal clínico. O animal S99 estava poliparasitado por *S. scabiei* e *L. gibbus*, apresentando hiperqueratose nasal e apenas leve presença de crostas nos condutos auditivos, além de secreção ocular bilateral (Figura 6B). Este foi o único indivíduo com quantidade reduzida de crostas do conduto auditivo. O coelho S106 foi o único que apresentou crostas nos membros torácicos e região perianal (Figura 6D), além da presença abundante de crostas em ambos condutos auditivos (Figura 6C).



Figura 6: Alterações clínicas ocasionadas por *P. cuniculi* em conduto auditivo (A), discretas lesões crostosas em pavilhão auditivo e hiperqueratose nasal ocasionada por *S. scabiei* no animal S99 (B), lesão crostosa exacerbada em conduto auditivo (C) e lesão crostosa em região perianal (D) do indivíduo S106.

No geral, os animais que apresentaram a parasitose eram adultos e sofreram algum tipo de estresse, como a mudança de ambiente, por exemplo. Nenhum animal parasitado demonstrou doenças basais ou as complicações descritas por White et al. (2002). O indivíduo S99 ficava em uma cocheira ao lado de um cavalo, embora *P. cuniculi* possa parasitar equinos (ZÄHLER et al., 2000), nenhum sinal clínico foi encontrado no animal.

4.1.4 *Sarcoptes scabiei* (Acari: Sarcoptidae)

O ácaro *S. scabiei* (Figura 7D) cava galerias na pele de diversas espécies de mamíferos (PENCE & UECKERMAN, 2002). Por ser um ectoparasito zoonótico (ARLIAN, 1989), ocasiona escabiose em humanos e sarna sarcóptica em animais não humanos (PENCE & UECKERMAN, 2002). Os adultos possuem o corpo globoso e pequenos espinhos com pontas triangulares na parte dorsal, que os ajudam no processo de escavar a pele dos hospedeiros (MULLEN & OCONNOR, 2009).

Seis coelhos (S79, S82, S83, S85, S97 e S99) foram positivos. Os animais S82, S83 e S85 apresentaram lesões em membros pélvicos, torácicos (Figura 7A e 7B), na bordas das orelhas, prurido e hiperqueratose nasal, sinal clínico chamado popularmente de “nariz de Pinóquio” (Figura 7C). Nos animais acometidos por sarna sarcóptica, houve correlação positiva moderada entre hiperqueratose ($r=0,563$, $p<0,05$) e prurido ($r=0,511$, $p<0,05$). O diagnóstico foi realizado através de EPRC.

S83 apresentou infecção secundária e perda de uma unha em um dos dígitos do membro torácico esquerdo. O indivíduo S79 apresentou lesões nos membros e orelhas, e

S97 nos membros e nariz, assim como S99, que estava poliparasitado por *P. cuniculi* e *L. gibbus*.



Figura 7: Alterações clínicas ocasionadas por *S. scabiei* em membros torácicos de *O. cuniculus* (A e B), hiperqueratose nasal (C) e o ácaro encontrado no EPRC (D).

No geral, a maioria (80%) dos animais que apresentaram a parasitose estavam passando por algum tipo de estresse, possivelmente desencadeando imunodepressão. A hiperqueratose diminuiu após uma semana do primeiro tratamento com ivermectina aplicada por via subcutânea (0,6mg/kg), havendo “queda” da hiperqueratose nasal (quando presente) e diminuição da hiperqueratose dos dígitos.

Somente S79 e S82 possuíam cães como contactantes, além de S99 que possuía um cavalo, no entanto, nenhum dos contactantes apresentaram sinais clínicos relacionados com a parasitose.

4.1.5 *Rhipicephalus sanguineus* (Acari: Ixodidae)

O carrapato *R. sanguineus* é trioxeno e conhecido como carrapato-marrom-do-cão. São pequenos, possuem o corpo alongado, os palpos e rostro curtos, base hexagonal do gnatossoma, fenda profunda na coxa I e placas espiraculares com formato de vírgula mais acentuado nos machos (MONTEIRO, 2017b; DANTAS-TORRES, 2008).

Apesar de serem encontrados principalmente em cães, essa espécie pode parasitar uma grande variedade de mamíferos, incluindo os seres humanos (ESTRADA-PEÑA & JONGEJAN, 1999), sendo considerado vetor de diversos agentes patogênicos, incluindo enfermidades zoonóticas (PALMAS et al., 2001).

A espécie foi encontrada em três indivíduos: duas fêmeas na região cervical de S80 (Figura 8A), três fêmeas na orelha e dois machos e duas ninfas na região cervical de S95 e duas fêmeas na orelha de S100 (Figura 8B), juntamente com diversas *C. felis* pelo corpo.

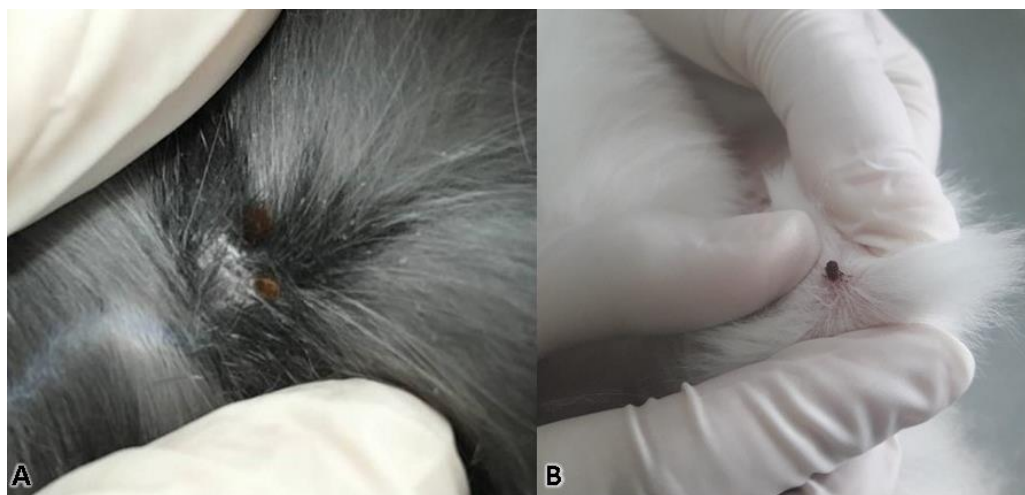


Figura 8: *R. sanguineus* encontrados na região cervical de S80 (A). *R. sanguineus* parasitando a orelha de S100 (B).

Somente S80 possuía cães e gatos como contactantes. Os outros hospedeiros eram mantidos soltos no quintal de suas respectivas residências. Monteiro (2017b) reforça que larvas não alimentadas podem sobreviver no ambiente por até 8 meses e meio, enquanto ninfas e adultos sobrevivem, respectivamente, por até 6 e 19 meses.

4.1.6 *Ctenocephalides felis* (Siphonaptera: Pulicidae)

A espécie de pulga que mais acomete coelhos em cativeiro é a *C. felis* (BUCKOKE, 2012), principal espécie que parasita cães, gatos e, eventualmente, humanos (LINARDI & AVELAR, 2016).

Essa espécie de pulga é caracterizada por apresentar o segundo ctenídeo genal levemente maior que o primeiro e uma única cerda dorsal forte entre os detalhes mediano e apical da tíbia posterior (LINARDI & AVELAR, 2016).

A parasitose pode se manifestar clinicamente por pelagem opaca, queda de pelos, eritema, rarefação pilosa, prurido (HESS & TATER, 2012), dermatites e reações alérgicas (LINARDI & AVELAR, 2016).

A pulga foi encontrada em dois indivíduos que apresentaram pontos enegrecidos em toda a pelagem (fezes das pulgas) (Figura 9). Um dos hospedeiros (S94) apresentou prurido intenso e possuía dois cães contactantes. O outro (S100) apresentou prurido leve e também estava parasitado por *R. sanguineus*, não tendo contato direto com outros animais, contudo os vizinhos possuíam cães e gatos.



Figura 9: Fezes de *C. felis* na pelagem de coelho.

4.2. Gambás (*Didelphis spp.*)

Nos marsupiais do gênero *Didelphis*, não foram encontrados parasitos nos filhotes de vida livre (idade estimada de 50 a 120 dias) nem nos animais órfãos mantidos em cativeiro desde a infância. Todos os adultos e juvenis de vida livre foram positivos para algum tipo de parasito, sendo observada uma correlação positiva ($r= 0,539$, $p<0,05$) entre a infecção por helmintos e a idade dos hospedeiros. Não foram encontradas diferenças estatísticas significativas entre *D. aurita* e *D. albiventris*.

4.2.1 Gambá-de-orelha-branca (*Didelphis albiventris*)

4.2.1.1 *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae)

Miíase ocasionada por larvas de *Lucilia eximia* é relatada por Cansi e Bonorio (2011), no entanto, que seja de nosso conhecimento, este é o primeiro relato de *C. hominivorax* parasitando *D. albiventris*.

Larvas de diversos instares de *C. hominivorax* foram encontradas se alimentando da pele, tecido muscular e dos ossos rádio e ulna de S36 (Figura 10A e 10B). A carcaça foi encontrada com miíase extensa e filhotes vivos no marsúpio.



Figura 10: Lesões ocasionadas por *C. hominivorax* em membro torácico esquerdo de *D. albiventris* (A).
Diversos instares de *C. hominivorax* na lesão (B).

4. 2.1.2 *Cruzia tentaculata* (Nematoda: Kathlaniidae)

O nematódeo *Cruzia tentaculata* costuma parasitar o ceco e o intestino delgado de mamíferos. Vicente et al. (1997) descrevem o parasito com três lábios subtriangulares, faringe com três fileiras de ganchos longitudinais e três estruturas truncadas em forma de dentes em sua base (Figura 11). Seus ovos possuem casca espessa e rugosa e são eliminados embrionados (Figura 14).

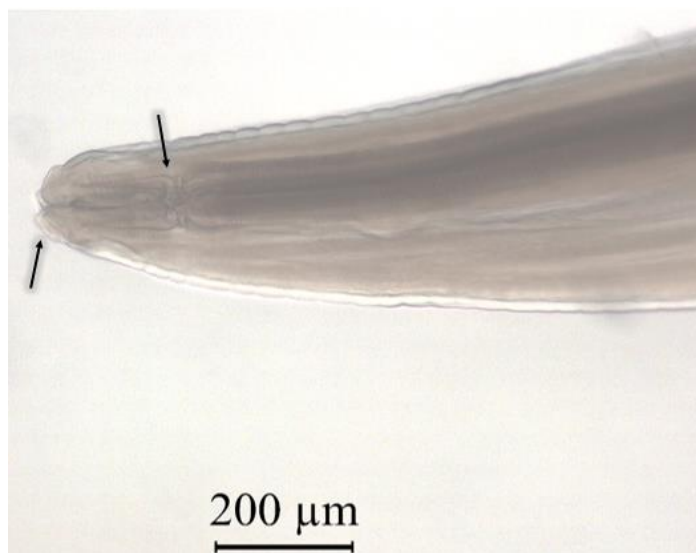


Figura 11: *Cruzia tentaculata*. Notar os lábios subtriangulares e faringe com três fileiras de ganchos longitudinais (setas).

Ovos de *C. tentaculata* foram encontrados nas fezes de S36 e os nematódeos adultos foram encontrados no ceco durante a necropsia. O nematódeo possui ciclo direto (ANDERSON, 2000) e ao avaliar as fezes dos oito filhotes (S37, S38, S39, S40, S41, S42, S43 e S44), que ainda estavam amamentando dentro do marsúpio da mãe parasitada, não foram encontrados parasitos. Os filhotes foram monitorados por 30 dias e o exame foi repetido com intervalos de 7 dias, não havendo indicação de transmissão transplacentária ou transmamária.

4. 2.1.3 *Trichuris* sp. (Nematoda: Trichuridae)

Ovos de *Trichuris* sp. (Figura 14) foram encontrados nas fezes do indivíduo S31. *Trichuris didelphis* é relatado em *D. albiventris* por Quintão e Silva e Costa (1999), no entanto, devido a semelhança morfológica dos ovos, dificilmente é possível identificar a espécie sem recorrer a ferramentas de biologia molecular ou análise dos vermes adultos.

4. 2.2 Gambá-de-orelha-preta (*D. aurita*)

Alguns indivíduos atendidos foram resgatados ainda filhotes e eram mantidos em cativeiro, seja por fatores impossibilitantes de retornarem ao ambiente selvagem (amputações, paraplegias, *imprinting*...) ou por desconhecimento dos responsáveis. As

maiores casuísticas em animais de vida livre (adultos e jovens) foram ataques de cães (9/23 - 39,12%) ou atropelamentos (3/23 – 13,04%).

4. 2.2.1 *Cruzia tentaculata* (Nematoda: Kathliniidae)

Amostras de fezes de 6 indivíduos (S47, S49, S50, S51, S52 e S56) de *D. aurita* foram positivas para ovos de *C. tentaculata*. O nematódeo foi encontrado no ceco dos indivíduos S49 e S51 durante a necropsia, assim como no animal S53. O indivíduo S51 eliminou *C. tentaculata* ativamente pelos ânus quando houve piora no quadro clínico (Figura 12).

Estudos sugerem que o nematódeo seja um dos principais parasitos de gambás (ADNET et al., 2009; GOMES et al., 2003; TEODORO et al., 2019). No geral, 54,54% (6/11) dos *D. aurita* parasitados avaliados neste estudo foram positivos para *C. tentaculata*. Dos indivíduos parasitados por helmintos, o parasito estava presente em 85,71% (6/7) das amostras.



Figura 12: *C. tentaculata* saindo ativamente pelo ânus do gambá S51.

4. 2.2.2 *Turgida turgida* (Nematoda: Physalopteridae)

Um macho de *T. turgida* foi encontrado parasitando a curvatura maior do estômago de S58 (Figura 13) durante o exame necroscópico, local em que Anderson (2000) relata que o parasita se encontra, sendo que as diferentes espécies da família

Physalopteridae são seletivas quanto ao local do parasitismo. O resultado do exame coproparasitológico foi negativo.

Anderson (2000), descreve *T. turgida* como parasita de estômago de diversas espécies de mamíferos, possuindo insetos das ordens Orthoptera e Coleoptera como hospedeiros intermediários e répteis e anfíbios como possíveis hospedeiros paratênicos.

Matey et al. (2001) descrevem detalhadamente as características anatômicas do nematódeo, com destaque para abertura oral envolta lateralmente por dois pseudolábios simétricos compostos por três lábios fundidos e achatados no interior, além de um colar cefálico formado por uma profunda dobra de cutícula estriada formando uma estrutura que envolve a extremidade cefálica.



Figura 13: Macho de *Turgida turgida* aderido à mucosa do estômago de *D. aurita*.

O nematódeo pode ocasionar inflamação granulomatosa, úlceras e fibrose no local em que se adere no hospedeiro (HUMBERG et al., 2011), no entanto, o indivíduo não demonstrou alterações no local de adesão. Nichelason et al. (2008) sugerem que *T. turgida* seja uma das espécies que mais causam morbidade e mortalidade em gambás.

4. 2.2.3 *Aspidodera* sp. (Nematoda: Aspidoderidae)

Amostras de fezes de três indivíduos (S46, S47 e S52) foram positivas para ovos da *Aspidodera* sp. (Figura 14). *Aspidodera raillietti* é a única espécie relatada em *D.*

aurita (SANTOS, LENT & GOMES, 1990; GOMES et al., 2003; CASTRO et al., 2017; COSTA-NETO et al., 2018; TEODORO et al., 2019), no entanto, dificilmente é possível indenticar a espécie sem a análise dos vermes adultos.

O animal S46 foi encontrado na estrada com paresia de membros pélvicos, S47 foi atacado por cães e estava poliparasitado (*C. tentaculata*, *Trichuris sp.*, Cestoda e carrapatos) e S52 foi encontrado atropelado, com fratura de mandíbula e também poliparasitado (*C. tentaculata*). Todos os indivíduos não demonstraram sinais clínicos relacionados aos parasitismos. Os indivíduos S52 e S47 chegaram para atendimento em estado grave e apresentaram maior quantidade de ovos nas fezes.

4. 2.2.4 Acanthocephala

Ovos de Acanthocephala foram encontrados nas fezes de S49 (Figura 14), indivíduo poliparasitado (*C. tentaculata* e *Trichuris sp.*) e sem sinais clínicos de parasitoses. Costa-Neto et al. (2018) encontraram *Oligacanthorhynchus microcephalus* parasitando *D. aurita*. Até o momento, é a única espécie de acantocéfalo relatada nesses indivíduos. Os ovos de Acanthocephala são morfologicamente semelhantes, dificultando a identificação de gênero ou espécie do parasito.

4. 2.2.5 *Trichuris sp.* (Nematoda: Trichuridae)

Três amostras de fezes (S47, S49 e S50) foram positivas para ovos de *Trichuris sp.* Costa-Neto et al. (2018) relatam *T. didelphis* e *T. diminuta* em *D. aurita*. Por possuírem ovos com morfologia e tamanhos semelhantes, não é possível afirmar a espécie do parasito pelo exame coproparasitológico. Nenhum nematódeo adulto foi encontrado.



Figura 14: Ovos de helmintos encontrados nas fezes de *D. aurita* e *D. albiventris*.

4. 2.2.6 Cestoda

Proglotes de cestódeo não identificado foram eliminadas pelo indivíduo S47 (Figura 15) em seu segundo dia de internação, quando o animal começou a ficar mais agitado e apresentar melhora clínica. O indivíduo também estava poliparasitado por *Aspidodera sp.*, *C. tentaculata*, *Trichuris sp.* e carrapatos, não demonstrando sinais clínicos relacionados à parasitose.



Figura 15: Proglotes de cestódeo em fezes de *D. aurita* (S47).

4. 2.2.7 *Amblyomma sculptum* e *Amblyomma dubitatum* (Acari: Ixodidae)

Carrapatos do gênero *Amblyomma* são facilmente identificados através do formato de seus gnátossomas: rostro longo e segundo segmento do palpo maior ou igual duas vezes a largura (ARAÚJO, COSTA & BOTELHO, 2016).

Amblyomma dubitatum é caracterizado por apresentar espinho forte na coxa I e longo espinho na coxa IV nos machos e grandes placas espiraculares em ambos os sexos (ONOFRIO et al., 2006), enquanto *A. sculptum* apresenta 11 festões na extremidade posterior do corpo, ausência de placas adanaís e peritrema triangular (ARAÚJO, COSTA & BOTELHO, 2016).

Animais herbívoros como a capivara, equinos, bovinos e as antas são considerados hospedeiros primários para todos os estágios de *A. sculptum*, no entanto, as fases mais jovens tendem a serem menos seletivas do que as adultas (LABRUNA et al., 2002), sendo encontradas, inclusive, em cães domésticos (OGRZEWALSKA et al., 2012).

O parasitismo por estádios imaturos dessas espécies é mais frequentemente relatado em *Didelphis* do que as fases adultas (NASCIMENTO & HORTA, 2014). Dois indivíduos que foram atacados por cães estavam parasitados por uma ninfa (S55) e duas fêmeas (S68) de *A. dubitatum* (Figura 16), enquanto uma ninfa de *A. sculptum* foi encontrada em um indivíduo saudável (S57) e duas fêmeas e cinco machos em outro indivíduo atacado por cães (S47), o qual também estava poliparasitado por helmintos. Além disso, oito larvas de *Amblyomma* sp. estavam parasitando outro indivíduo morto por cães (S53).



Figura 16: Indivíduos de *Amblyomma dubitatum* parasitando as orelhas de *D. aurita*.

4. 2.2.8 *Ctenocephalides felis* (Siphonaptera: Pulicidae)

Indivíduos de *C. felis* foram encontrados em dois *D. aurita* adultos. S68 era de vida livre, foi atacado por cães e encontrado no quintal da residência, também parasitado por *A. dubitatum*. O animal S67 era mantido em cativeiro e possuía cães e gatos como contactantes.

A infestação por *C. felis* em gambás é frequente no novo mundo. Por serem nômades e sinantrópicos, podem adquirir e disseminar as pulgas para outros hospedeiros, já que a espécie é a pulga mais comumente encontrada em cães e gatos (LINARDI & GUIMARÃES, 2000). Informações sobre o impacto de *C. felis* em *Didelphis* são escassas.

4.3. Porquinho-da-índia (*Cavia porcellus*)

4.3.1 *Chirodiscoides caviae* (Acari: Atopomelidae)

O ácaro *C. caviae* (Figura 17A) possui as patas I e II modificadas para se prenderem aos pelos, gnatosoma triangular e parte posterior do corpo oval nas fêmeas e triangular nos machos (MONTEIRO, 2017a). São frequentemente encontrados parasitando pelos de porquinhos-da-índia, na maioria das vezes, na região postero-dorsal dos animais (HARIKRISHNAN et al., 2009).

Realizam todo o ciclo de vida nos pelos de seus hospedeiros, onde se alimentam de descamações da pelagem (WALL & SHEARER, 2001). Apesar de geralmente serem assintomáticos, podem ocasionar irritação, prurido e alopecia em grandes infestações (WALL & SHEARER, 2001). O ácaro foi encontrado em 8 indivíduos (S18, S19, S20, S21, S22, S23, S24 e S25), tanto em filhotes, quanto em adultos e idosos. Apenas os indivíduos S19 e S20 foram sintomáticos. Os animais eram contactantes e apresentaram prurido intenso.

O animal S19 era adulto e S20 jovem (Figura 17B). O juvenil havia sido adquirido pelos tutores duas semanas antes da consulta e alocado no mesmo recinto do adulto, um paciente monitorado pela equipe da clínica, apresentando resultados negativos nos exames parasitológicos anteriores ao contato com o jovem. Os indivíduos apresetaram alta carga parasitária e refratariedade ao tratamento com ivermectina. Os animais foram tosados e monitorados até o crescimento total da pelagem, não sendo encontrados parasitos nos exames de tricografia, havendo melhora no prurido após dois dias da realização do procedimento.

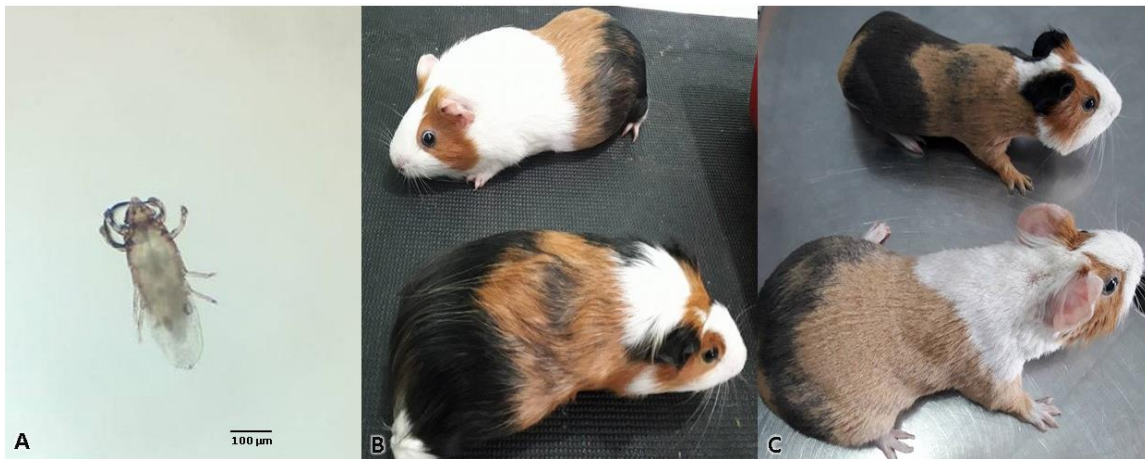


Figura 17: Ácaro de pelos *Chirodiscoides caviae* (A), encontrado na região dorsal de *C. porcellus* (B). Após insucesso no tratamento com ivermectina, a tosa foi recomendada e demonstrou-se eficaz no tratamento do parasito (C).

4. 3. .2 *Dermatobia hominis* (Diptera: Cuterebridae)

Este é o primeiro relato de parasitismo por *D. hominis* em porquinho-da-índia em condições naturais. Uma larva de segundo instar de *Dermatobia hominis* foi encontrada no indivíduo S27 (Figura 18). O animal ficava em uma gaiola no quintal e apresentou lesão furuncular com alopecia perilesional no focinho esquerdo, uma semana antes da consulta. O hospedeiro demonstrou incomodo, esfregando a lesão nas grades da gaiola, a qual drenava um líquido incolor.



Figura 18: Larva de *D. hominis* retirada de lesão folicular em focinho de porquinho-da-índia.

Os espiráculos respiratórios, ganchos orais e morfologia corporal da larva de mosca foram compatíveis com as descrições de Villalobos et al. (2016) para caracterizar o segundo instar.

4.4 Rato (*Rattus norvegicus*)

4. 4.1 *Dermatobia hominis* (Diptera: Cuterebridae)

Este é o primeiro relato de miíase em rato da raça *hairless*. Uma larva de *D. hominis* foi encontrada em um rato *hairless* (S112). O animal era mantido em gaiola com outros dois contactantes e foi para atendimento com lesão furuncular em flanco direito, sem outros sinais clínicos (Figura 19A).

A larva foi retirada e identificada como terceiro instar de *D. hominis* (Figura 19B), de acordo com as descrições de Villalobos et al. (2016). Possivelmente a ausência de pelos da raça facilitou o parasitismo.



Figura 19: Lesão furuncular em flanco direito de rato da raça *hairless* (A). Larva de *D. hominis* retirada da lesão (B).

4. 4.2 *Polyplax spinulosa* (Phthiraptera: Polyplacidae)

A espécie é conhecida por parasitar *R. norvegicus* e *R. rattus* ao redor do mundo todo (DURDEN, 2009) e caracterizada pelo corpo achatado dorso-ventralmente, presença

de duas antenas com cinco segmentos cada, tarso de cada pata com uma garra em cada e sete segmentos abdominais (JENA et al., 2017).

Jena et al. (2017) relatam que o parasito não costuma ocasionar sinais clínicos em baixas cargas parasitárias e o *grooming* realizado pelos indivíduos parece realizar o controle dos parasitos, no entanto, podem veicular diversas enfermidades virais e bacterianas para os hospedeiros. Sharp e Villano (2012) descrevem animais com grandes infestações apresentando anemia, dermatite, prurido, alopecia ou rarefação pilosa, inflamação cutânea e retardo no crescimento.

O piolho (Figura 20B) foi encontrado parasitando 5 indivíduos (S107, S108, S110, S113 e S114). A maioria dos animais com alta carga parasitária eram machos idosos ou debilitados que não conseguiam realizar o *grooming* normalmente, demonstrando prurido intenso, rarefação pilosa e presença de pontos pretos na pelagem (Figura 20A), com exceção da fêmea S114 que possuía neoplasia torácica e chegou para atendimento em fase final de vida (Figura 21).

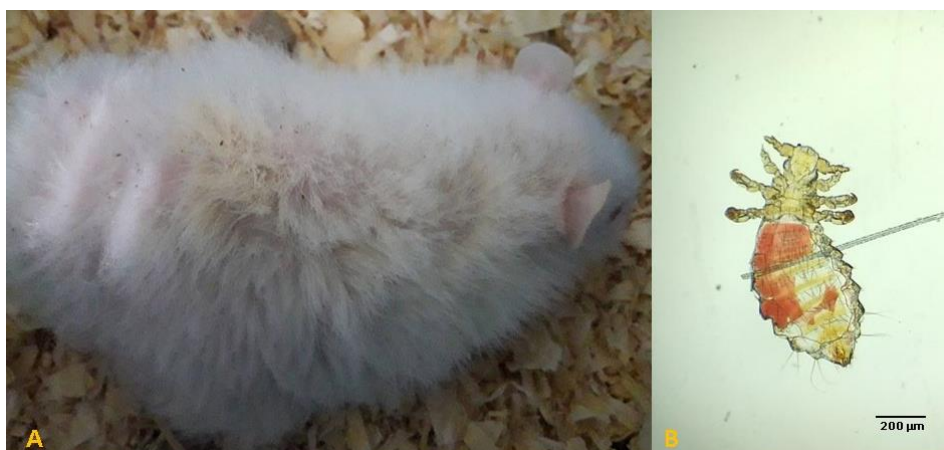


Figura 20: Rarefação pilosa com pontos escuros em rato idoso (A). Piolho *Polyplax spinulosa* (B).

A fêmea S108 não apresentou sinais clínicos. Bell e Clifford (1964), em seu estudo com camundongos, notaram que as fêmeas são mais efetivas em seu *grooming* comparado aos machos, o que facilita a retirada de piolhos e, conseqüentemente, reduz a carga parasitária. Além disso, animais que vivem juntos na mesma gaiola apresentam baixa carga parasitária por realizarem o *grooming* mútuo, ou seja, um limpa o outro, o que pode explicar os achados deste estudo. O piolho também foi encontrado no exame coproparasitológico de um dos indivíduos avaliados neste estudo.



Figura 21: Animal S114 com intensa infestação parasitária por *P. spinulosa* (pontos marrons).

4.5 Hedgehog (*Atelerix albiventris*)

4. 5.1 *Caparinia tripilis* (Acari: Psoroptidae)

Assim como seu hospedeiro, é um parasita exótico. O ácaro possui corpo ovóide, achatado dorso-ventralmente, coberto com uma fina cutícula e sem a presença de espinhos. A fêmea é maior que o macho e o ovo é ovóide e com coloração branco perolado (IACOB & IFTINCA, 2018). Maiores detalhes sobre os ácaros são descritos por Lawrence (1955) e Iacob e Iftinca (2018).

Os sinais clínicos podem ser caracterizados por prurido, edema, perda de espinhos, deformação da orelha e da base das unhas, e lesões crostosas na pele que podem ocasionar infecções secundárias (MULLEN & OCONNOR, 2009).

A prevalência do ácaro em populações de *hedgehogs* varia de 40 a 100% (IACOB & IFTINCA, 2018). Moreira et al. (2013) sugerem que as ectoparasitoses podem ser frequentes nesses animais por serem anatomicamente incapazes de limparem suas peles, enquanto Gardhouse e Eshar (2015) sugerem que *C. tripilis* deveria ser considerado um ectoparasito normal da pele de *hedgehogs*, não ocasionando sinais clínicos em pequenas

infestações em indivíduos saudáveis e ocasionando parasitose em animais imunocomprometidos e enfermos.

Caparinia tripilis (Figura 22A) foi encontrada em crostas na região dorsal (Figura 21C) de S02, S05 e S07, assim como na orelha e região periocular do último indivíduo (Figura 21B). S07 também apresentou perdas de espinhos na região lateral esquerda do corpo (Figura 21A), além de presença abundante de ovos do parasito (Figura 22B). S05 apresentou leve prurido.



Figura 21: Área alopécica lateral (A) e crostas na orelha e região periocular do animal S07 (B). Presença de crostas entre os espinhos do animal S02 (C).

S02 estava se adaptando ao novo lar e não demonstrou maiores alterações. S05 foi diagnosticada com hemometra e S07 estava com paresia de membros pélvicos. O tratamento tópico com selamectina (6mg/kg) em aplicação única se mostrou eficaz na eliminação dos parasitos e dos sinais clínicos relacionados com a parasitose (crostas, prurido e alopecia)

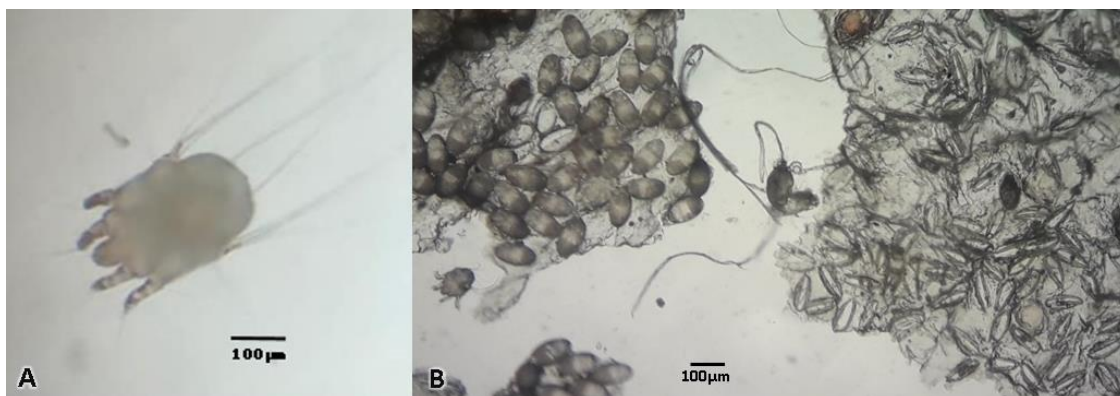


Figura 22: *Caparinia tripilis* encontrado no exame microscópico (A), ovos embrionados (esquerda) e cascas de ovos vazias (direita) em fita de acetato (B).

4.6 Capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*)

4. 6.1 *Amblyomma sculptum* e *Amblyomma dubitatum* (Acari: Ixodidae)

As três fêmeas de *H. hydrochaeris* atendidas habitavam regiões periurbanas e foram vítimas de colisões automobilísticas. Durante o exame físico, foram inspecionadas para a presença de ectoparasitos (Figura 23). Um dos indivíduos foi necropsiado (S71).



Figura 23: Inspeção prévia ao procedimento de necropsia para retirada de carrapatos de S71.

Apesar dos exames coproparasitológicos demonstrarem-se negativos para a presença de helmintos, todos os animais estavam parasitados por carrapatos. Adultos de *A. dubitatum* e *A. sculptum* foram encontrados em S71, ninfas e adultos de *A. dubitatum* em S69 e machos de *A. dubitatum* em S70.

As duas espécies são relatadas em capivaras (QUEIROGAS et al., 2012) e também foram encontradas parasitando *D. aurita* (S47, S55, S57 e S68) provenientes das mesmas regiões.

4. 7 Ferret (*Mustela putorius furo*)

4. 7.1 *Ctenocephalides felis* (Siphonaptera: Pulicidae)

Um indivíduo (S75) estava parasitado por *C. felis* (Figura 24B) e possuía gatos como contactantes. Abundantes pontos enegrecidos foram visualizados na pelagem (Figura 24A) e o hospedeiro apresentava leve prurido, sem lesões aparentes.

Geralmente o parasitismo é assintomático nestes hospedeiros, mas pode ocasionar prurido intenso e pápulas eritematosas, geralmente na região cervical dorsal e interescapular (ORCUTT & TATER, 2012) e, ao contrário de cães, os *ferrets* dificilmente apresentam reações de hipersensibilidade às picadas de pulgas (FOX, 1998).

O tratamento foi realizado com aplicação tópica de selamectina (15mg/kg) e limpeza do ambiente com metrifonato, eliminando as pulgas do ambiente e do animal.



Figura 24: Fezes de pulgas (pontos pretos) na região cervical de *Mustela putorius furo* (A). Pulga *Ctenocephalides felis* (B).

4. 8 Ouriço-cacheiro (*Sphiggurus villosus*)

4. 8.1 *Amblyomma longirostre* (Acari: Ixodidae)

O carrapato *A. longirostre* pode ser identificado pela presença do hipostômio pontudo lanceolado, juntamente com seu escudo alongado (OGRZEWALSKA, UEZU & LABRUNA, 2010) e placas ventrais alongadas (SILVEIRA et al., 2008).

Larvas de *A. longirostre* são encontradas em aves, enquanto as ninfas parasitam, geralmente, passeriformes, e as fases adultas podem ser encontradas em indivíduos da família Erethizontidae, como nos gêneros *Sphiggurus*, *Coendou* e *Chaetomys* (NAVA, VELAZCO & GUGLIELMONE, 2010).

Um macho de *A. longirostre* foi encontrado na região dorsal de um filhote órfão (S115). O carrapato foi retirado e o indivíduo não apresentou sinais clínicos.

4. 8.2 *Cochliomyia hominivorax* (Diptera: Calliphoridae)

Esta é a primeira descrição do parasitismo por *C. hominivorax* em ouriço-cacheiro. As larvas de diversos estádios foram encontradas na região cervical (Figura 25) de um indivíduo (S116) encontrado em uma residência.



Figura 25: Larvas de diversos instares de *C. hominivorax* em região cervical de ouriço-cacheiro.

O animal estava apático, com diversas lesões pelo corpo e dor. A suspeita era de que o animal havia sido atacado por cães e as lesões facilitaram a instalação da miíase. O indivíduo faleceu pouco tempo após o resgate.

5. DISCUSSÃO

Os parasitos de animais silvestres, domésticos e exóticos podem atuar como indicadores de doenças de origem não parasitária de seus hospedeiros e, em alguns casos, antes mesmo do aparecimento dos primeiros sinais clínicos dessas enfermidades. O parasito pode atuar como um “alerta”, uma vez que foi observado manifestação de diversas intensidades de parasitoses, aumento da carga parasitária e/ou eliminação ativa dos parasitos em casos de enfermidades concomitantes e estresse. Os sinais clínicos encontrados em cada indivíduo estão detalhados no apêndice D.

No geral, animais com enfermidades concomitantes apresentaram apatia (correlação de Pearson positiva, $r = 0,790$, $p < 0,05$). A maioria dos indivíduos apáticos demonstravam dor (correlação de Pearson positiva, $r = 0,662$, $p < 0,05$), assim como os animais com outras enfermidades (correlação positiva significativa, $r = 0,583$, $p < 0,05$).

Um total de 16 indivíduos demonstraram dor, apatia e outras doenças. Destes, 12 indivíduos estavam parasitados e somente S114 e S116, parasitados por *P. spinulosa* e *C. hominivorax*, respectivamente, demonstraram incomodo com a presença dos parasitos. Ataques de cães foi a causa de dor e apatia mais prevalente (55,55%), seguido de atropelamentos (27,78%), eletrocussões (11,12%) e neoplasias (5,55%).

Sete animais (S05, S07, S98, S107, S108, S110 e S114) apresentaram ectoparasitoses associadas com enfermidades concomitantes e dois gambás (S47 e S51) eliminaram helmintos nas fezes após sinais de piora do quadro clínico. Os animais parasitados por *C. hominivorax* (S36 e S116) apresentaram lesões extensas ocasionadas pelas larvas que, possivelmente, auxiliaram na evolução do quadro clínico para o óbito.

O coelho S98 que era mantido em cativeiro desde a infância, sem contactantes, apresentou queiletielose sem outros sinais clínicos, demonstrando leve descamação na região dorsal. Após investigação clínica e exames complementares, o indivíduo foi diagnosticado em fase inicial de doença renal crônica. A tutora levou o animal para atendimento por ter visualizado a descamação na pelagem.

Todos os coelhos que apresentaram sarna sarcóptica e sarna psoróptica estavam sendo submetidos à algum tipo de situação estressante, como mudança de ambiente, adaptação ao novo lar e/ou ao novo companheiro de recinto.

Os porquinhos-da-índia S19 e S20 apresentaram alta carga parasitária de *C. caviae* e estavam se adaptando um ao outro em seu novo lar. O tratamento de todos os outros porquinhos-da-índia parasitados avaliados foi realizado com aplicação de ivermectina por via subcutânea (0,4 mg/kg) a cada 7 dias, com 3 repetições (MORRISEY & CARPENTER, 2012). Os outros indivíduos tratados com aplicações subcutâneas demonstraram redução da carga parasitária após a primeira aplicação e eliminação dos parasitos após o término do tratamento. Suspeita-se que o intenso parasitismo dos dois indivíduos refratários ao tratamento possa ter ocorrido devido ao estresse de adaptação e consequente imunossupressão.

Após a falha terapêutica, foi realizado aspersão de ivermectina (0,2 mg/mL) a cada 7 dias, com 3 repetições (HIRSJAVI & PHYALA, 1995), seguido de escovação com pente fino. A tricografia foi realizada antes de cada aplicação, sendo notado apenas redução da carga parasitária e persistência do prurido. Após conversa com os tutores, foi optado por não utilizar outro fármaco e realizar a tosa da pelagem do corpo com lâmina Andis nº 10 (Figura 16C), deixando apenas os pelos da cabeça e, assim, eliminando completamente os parasitos. Os animais foram monitorados até o crescimento completo da pelagem e não foram encontrados ácaros nos exames de tricografia.

A *hedgehog* S05 era adulta, sem contactantes desde a infância e apresentou leves descamações ocasionadas por *C. tripilis* alguns dias antes de ser diagnosticada com hemometra. Outro indivíduo, S07, começou a apresentar queda de espinhos e crostas na orelha ocasionados pelo ácaro algumas semanas antes de apresentar paresia progressiva de membros pélvicos, com piora no quadro da parasitose conforme havia progressão da paresia. Após o tratamento e cura da parasitose, a paresia progrediu para os membros torácicos e o indivíduo faleceu, aproximadamente, dois meses depois.

Foi encontrada uma correlação positiva ($r = 0,745$, $p < 0,05$) entre apatia e o aparecimento de crostas nos *hedgehogs*, corroborando com as sugestões de Gardhouse e Eshar (2015) e Moreira et al. (2013), que consideram o ácaro habitante comensal da pele, tornando-se patogênico em casos de doenças concomitantes ou estresse. Possivelmente os animais estavam apáticos por outras enfermidades e não pela presença e sinais clínicos ocasionados pelo ácaro. S05 apresentou melhora do quadro de apatia dois dias após a cirurgia de ovariosalpingohisterectomia e manejo de dor. As crostas só desaparecem completamente após duas semanas, não ocasionando maiores incômodos, enquanto o quadro clínico de S07 piorou mesmo após a cura da parasitose. S02 estava se adaptando

ao novo lar, o que pode ocasionar estresse pela mudança de ambiente, assim, podemos considerar a parasitose como um alerta para doenças não parasitárias ou para estresse.

A rata S114 era idosa, não possuía contactantes e chegou para atendimento com neoplasia torácica e em fase final de vida, apresentando mucosas hipocoradas e intensa infestação de *P. spinulosa*. A movimentação dos piolhos se tornou mais intensa nos minutos finais de vida e os parasitos começaram a deixar o corpo do hospedeiro. Por ser hematófago, possivelmente a quantidade de piolhos auxiliou no agravamento do quadro clínico. Todos os outros ratos parasitados pelo piolho eram idosos e estavam debilitados. O rato S107 apresentou intensa infestação de *P. spinulosa* após um mês e meio do início de um quadro de pododermatite, enfermidade que causa dor e desconforto. A rata S108 apresentou infestação moderada e estava com aumento de volume abdominal há uma semana, sendo diagnosticada com neoplasia uterina.

O rato S110 estava com paresia de membros pélvicos, ficando em decúbito lateral direito, o que não o permitia realizar seu *grooming*. O indivíduo apresentou um elevado número de ovos (>10 por campo) em toda a pelagem na região dorsal e alta concentração de piolhos adultos na região lateral do corpo, a qual ficava apoiada na serragem da gaiola. O parasitismo piorou após a separação do indivíduo de seu companheiro de gaiola para tratamento clínico, sendo possível que o estresse gerado pela separação e a ausência do *grooming* realizado pelo companheiro tenham levado ao aumento da carga parasitária.

Quanto aos helmintos, indivíduos de *C. tentaculata* começaram a sair ativamente pelo ânus do gambá S51 quando o animal apresentou piora clínica (hipotermia e letargia), alguns minutos antes do óbito. Sessenta e oito nematódeos foram encontrados se movimentando ativamente no reto durante a necropsia. O indivíduo S47 eliminou proglotes de cestódeo não identificado nas fezes após piora clínica (hipotermia, apatia e hemorragia).

Dos ácaros identificados neste estudo, Pessoa (2014) descreve *P. cuniculi*, *S. scabiei* e *C. parasitovorax* como ácaros com potencial zoonótico, no entanto, Kim et al. (2012) sugerem que *C. tripilis*, apesar de não possuir potencial zoonótico, podem veicular dermatófitos para outros mamíferos e Keeble e Koterwas (2020) descrevem que esporos dos fungos são relatados nas fezes do ácaro.

. O ácaro *S. scabiei* possui diversas variedades morfollogicamente semelhantes mas geneticamente e fisiologicamente diferentes. Cada variedade se adaptou a um

hospedeiro durante a sua evolução (ARAÚJO, BOTELHO & SANT'ANNA, 2016). A escabiose é ocasionada por *S. scabiei* variedade *hominis*, no entanto, outras variações do ácaro podem parasitar os humanos transitoriamente, ocasionando sinais clínicos leves e cura espontânea em dias ou semanas, como descrito por Araújo, Botelho e Sant'anna (2016).

Os tutores dos coelhos com sarna sarcóptica (com exceção do tutor do indivíduo S99), apresentaram manchas avermelhadas e prurido na região peitoral e nos braços, locais que ficavam em contato direto com os hospedeiros. Algumas pessoas relataram que os sintomas persistiam há sete dias.

Quanto aos carrapatos, os estádios de larva e ninfa de *A. sculptum* possuem baixa especificidade parasitária, sendo considerada a espécie de carrapato que mais parasita humanos no Brasil (GUGLIELMONE et al., 2006). Pajuaba Neto et al. (2018) verificaram que ninfas de *A. dubitatum* apresentam menor tendência de parasitar humanos comparado com *A. sculptum*. As duas espécies foram encontradas parasitando gambás e capivaras em ambiente urbanizado. Dias et al. (2020) demonstram que capivaras tendem a mudar a sua área de uso em locais antropizados, preferindo fragmentos florestais para se abrigar durante o dia, e Cáceres e Monteiro-Filho (1998) observaram que é o mesmo ambiente habitado por gambás-de-orelha-preta nestes locais.

Capivaras podem apresentar riquetsemia de *R. rickettsii* por, aproximadamente, 10 dias (SOUZA et al., 2009), enquanto Horta et al. (2009) verificaram que *D. aurita* pode apresentar riquetsias na corrente sanguínea por até 26 dias, atuando como potencial amplificador da doença no Brasil. Ogrzewalska et al. (2012) encontraram antígenos de *R. rickettsii* em 2 indivíduos de *D. aurita* na região de São Paulo, um em Santo André e outro em São Bernardo do Campo. Horta et al. (2007) encontraram anticorpos de *R. parkerii* em *D. aurita*, cães, gatos, cavalos e humanos nas regiões de Mogi das Cruzes, Pedreira, Piracicaba, Pirassununga e São Paulo. *R. belli* foi encontrada em duas ninfas de *A. dubitatum* nas regiões de Mogi das Cruzes e Piracicaba.

Além dos carrapatos serem compartilhados entre as duas espécies de hospedeiros silvestres, Horta et al. (2007) afirmam que *A. sculptum* pode parasitar cães, gatos e cavalos em ambiente doméstico, facilitando também o possível parasitismo em seres humanos. Ressaltamos a importância deste fato, uma vez que Guimarães et al. (2019) encontraram em *D. aurita* no Rio de Janeiro um genótipo de *Ehrlichia* sp., bactéria

transmitida por carrapatos, intimamente relacionado a *E. canis*, espécie frequentemente encontrada em cães no Brasil. Não existem estudos sobre o impacto de *E. canis* na saúde de *Didelphis*.

Apesar da transmissão transovariana e transestadial de *R. rickettsii* em *A. sculptum*, assim como sua competência vetorial, dependerem da cepa da bactéria e da população de carrapato envolvidas (GERARDI et al., 2019), outro modo de transmissão entre os carrapatos que deve ser ressaltado é o *co-feeding*, que ocorre quando um vetor não infectado se alimenta ao mesmo tempo e próximo ao mesmo local de um vetor infectado. Diferentemente da transmissão sistêmica, que demanda tempo para a infecção de novos vetores, a transmissão por *co-feeding* é praticamente instantânea (VOORDOUW, 2015; RANDOLPH, 2011). Por mais que, geralmente, os reservatórios apresentem ricketsemia apenas uma vez durante a vida, mesmo em casos de novas infecções, o *co-feeding* pode realizar a manutenção da bactéria nos vetores (MORAES-FILHO et al., 2018). Além de bactérias, acredita-se que *A. sculptum* possa transmitir espécies de arbovírus causadores de febres hemorrágicas pouco conhecidas no Brasil (ARAÚJO, COSTA & BOTELHO, 2016).

Quanto aos *R. sanguineus*, um dos tutores do coelho parasitado (S80) relatou que retirou dois carrapatos do seu corpo, no entanto, não guardou os exemplares, impossibilitando a identificação das espécies. *Rhipicephalus sanguineus* também pode transmitir *R. rickettsii* para humanos (PAROLA et al., 2005), além de *Babesia canis* e *E. canis* para cães (ARAÚJO, COSTA & BOTELHO, 2016). Socolovschi et al. (2009) relatam que o aumento da temperatura está aumentando a atividade do carrapato e a propensão para parasitarem hospedeiros incomuns, como os seres humanos e outros mamíferos, aumentando a probabilidade da transmissão de patógenos.

As pulgas ecléticas como a *C. felis* podem ser vetores ou hospedeiros intermediários de diversas enfermidades virais, bacterianas e parasitárias, com destaque para o cestódeo *Dipylidium caninum* (RAMANA et al., 2011) e as bactérias *Bartonella henselae* (BOUSHIRA et al., 2013) e *Rickettsia felis* (NG-NGUYEN et al., 2020), zoonoses que possuem animais domésticos como reservatórios. *Rickettsia felis* foi encontrada por Horta et al. (2007) em pulgas parasitando *D. aurita*, cães e gatos nas regiões de Mogi da Cruzes, Piracicaba, Pirassununga e São Paulo.

Em nosso estudo, *C. felis* foi encontrada em *ferrets*, gambás e coelhos. Um dos gambás era mantido em cativeiro (S67) e o outro era de vida livre (S68), alertando para o impacto da fauna doméstica na fauna silvestre. O contato de animais silvestres com animais domésticos pode facilitar a transmissão dos parasitos, veiculando as pulgas tanto para o ambiente domiciliar quanto para o ambiente silvestre, abrindo portas para possível surgimento de enfermidades e novas relações parasito-hospedeiro pouco compreendidas, principalmente nos animais selvagens. Além disso, Krasnov et al. (2005) e Crkvencic e Slapeta (2019) sugerem que as alterações climáticas, especialmente o aumento da temperatura do ambiente, são fatores importante no ciclo de vida e na distribuição do parasito.

O piolho *P. spinulosa* encontrado nos ratos também pode ser vetor de diversas enfermidades (DURDEN, 2009), além disso, Wang, Durden e Shao (2020) demonstram que o piolho se adaptou rapidamente à diversas espécies de roedores silvestres em território australiano, fator que deve ser levado em consideração uma vez que ratos domésticos frequentemente escapam de suas residências e espécies de roedores sinantrópicos são encontrados em ambiente domiciliar. A mesma preocupação deve ser levantada em relação à *C. tripilis* e os *hedgehogs*, já que tanto o hospedeiro quanto o parasito são espécies exóticas. *Ornithonyssus bacoti*, ácaro hematófago que costuma parasitar ratos, foi encontrado por Godoy, Giacomelli e Ramos (2020) parasitando *hedgehogs* na Argentina pela primeira vez, levando a morte de diversos animais. A possibilidade de fuga dessas espécies alerta para a possibilidade de novas interações parasito-hospedeiro com a fauna silvestre e doméstica.

6. CONCLUSÃO

Mamíferos silvestres, domésticos e exóticos são frequentemente mantidos como animais de companhia, além de circularem em ambientes peridomiciliares de áreas antropizadas, podendo atuar diretamente como veiculadores de enfermidades entre os ambientes silvestre e doméstico. Esses animais podem atuar como veiculadores indiretos, uma vez que são frequentemente atacados por cães domésticos, animais com os quais podem compartilhar parasitos, podendo ambos adoecerem e/ou transportarem parasitos para seus respectivos ambientes. O compartilhamento de algumas espécies de ácaros, pulgas e carrapatos entre espécies domésticas, silvestres, exóticas e humanos reforça a necessidade de pesquisas continuas envolvendo essas espécies, assim como compreender seus papéis epidemiológicos e o impacto das parasitoses na fauna silvestre.

É ainda interessante referir que ectoparasitos parecem atuar como indicadores de doenças não parasitárias de mamíferos, uma vez que parasitoses foram identificadas como sinais de alerta para enfermidades concomitantes, assintomáticas em alguns casos, podendo ser uma ferramenta interessante para a medicina veterinária.

Este é o primeiro relato de *D. albiventris* e *S. villosus* parasitados por *C. hominivorax* e *C. porcellus* e *R. norvegicus* da raça hairless parasitado por *D. hominis*.

7. REFERÊNCIAS

- ACAR, A., KURTDEDE, A., URAL, K., CINGI, C. C., KARAKURUM, M. Ç., YAGCI, B. B., SARI, B. An ectopic case of *Psoroptes cuniculi* infestation in a pet rabbit. *Turkish Journal of Veterinary and Animal Science*. v. 31, n. 7, p. 423 – 425. 2007.
- ADNET, F. A. O., ANJOS, D. H. S., MENEZES-OLIVEIRA, A., LANFREDI, R. M. Further Description of *Cruzia Tentaculata* (Rudolphi, 1819) Travassos, 1917 (Nematoda: Cruzidae) by Light and Scanning Electron Microscopy. *Parasitology Research*. n. 104, p. 1207 – 1211. 2009.
- ALBON, S. D., STIEN, A., IRVINE, R. J., LANGVATN, R., ROPSTAD, E., HALVORSEN, O. The role of parasites in the dynamics of a reindeer population. *Proceedings of the Royal Society of London*. v. 269, n. 1500, p. 1625 – 1632. 2002.
- ALBUQUERQUE, G. R., LANFREDI, R. M., TEIXEIRA FILHO, W. L., RODRIGUES, M. L. A., LOPES, C. W. G. Gnathostomíase em *Didelphis aurita* e sua importância em saúde pública. *Revista Brasileira de Medicina Veterinária*. v. 29, n. 4, p. 168 – 170. 2007.
- AL-RABIAI, S., WAGNER, J. E., ENNS, W. R., FARRAR, P. L. A Redescription of *Chirodiscoides caviae* Hirst (Acari: Atopomelidae), with Differentiating Characteristics of Male and Female Adults and Nymphal Stages. *Journal of the Kansas Entomological Society*. v. 56, n. 4, p. 483 – 495. 1983.
- ALVES, P. C., FERRANDO, N., HACKLANDER, K. *Lagomorph biology – evolution, ecology and conservation*. Berlim: Springer-Verlag, 2008. 413 pp.
- AMARAL, H. H. *Ecologia de Phthiraptera, Siphonaptera e Acari (Ixodidae) de pequenos roedores e marsupiais do Parque Estadual da Pedra Branca, Rio de Janeiro*. 2008. 95 p. Tese (Doutorado) – Programa de pós-graduação em Ciências Ambientais e Florestais, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. 2008.
- ANDERSON, R. C. *Nematode Parasite of Vertebrates: Their Development and Transmission*. 2 ed. London: CAB Publishing, 2000. 672 p.
- ANTUNES, G. M. *Diversidade e potencial zoonótico de parasitos de D. albiventris Lund, 1841 (Marsupialia: Didelphidae)*. 2005. 122 p. Tese (Doutorado) – Programa de pós-graduação em Ciências Veterinárias, Universidade Federal do Rio Grande do Sul. 2005.
- ARAGÃO, H. B. Ixodidas brasileiros e de alguns países limitrophes. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. v. 31, n 4, p. 759 – 844. 1936.
- ARAGÃO, H., FONSECA, F. Nota de Ixodologia. VIII. Lista e chave para os representantes da fauna ixodológica brasileira. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. n. 59, p. 115 – 129. 1961.
- ARANTES, I. G. *Considerações sobre Trichostrongyloidea Cram, 1927, parasitas de capivaras (Hydrochaeris hydrochaeris hydrochaeris Linnaeus, 1766) provenientes do Estado do Mato Grosso do Sul (Municípios de Angélica, Aquidauana e Rio Verde)*. 1983. 76 p. Tese (Livre Docência) – Programa de pós-graduação da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista. 1983.

ARAÚJO, R. N., BOTELHO, J. R., SANT'ANNA, M. R. V. Ordem Sarcoptiformes. In: NEVES, D. P. *Parasitologia Humana*. 13 ed. São Paulo: Atheneu, 2016. p. 491 – 496.

ARAÚJO, R. N., COSTA, J. O., BOTELHO, J. R. Classe Arachnida. In: NEVES, D. P. *Parasitologia Humana*. 13 ed. São Paulo: Atheneu, 2016. p. 479 – 490.

ARLIAN, L. G. Biology, host relations, and epidemiology of *Sarcoptes scabiei*. *Annual Review of Entomology*. v. 34, p. 139 – 161. 1989.

BANKS, R. E., SHARP, J. M., DOSS, S. D., VANDERFORD, D. A. *Exotic Small Mammal Care and Husbandry*. Iowa: Wiley-Blackwell, 2010. 198 pp.

BARROS, M., BOERE, V., MELLO, E. L., TOMAZ, C. Reactions to Potential Predators in Captive-born Marmosets (*Callithrix penicillata*). *International Journal of Parasitology*. v. 23, n. 2, p. 443 – 455. 2002.

BARROS, D. M., BAGGIO, D. Ectoparasites Ixodida Leach, 1817 on wild mammals in the state of Paraná, Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. v. 87, p. 291 – 296. 1991.

BARROS-BATTESTI, D. M., KNYSACK, I. Catalogue of the Brazilian Ixodes (Acari: Ixodidae) material in the Mite Collection of Instituto Butantan, São Paulo, Brazil. *Papéis Avulsos de Zoologia*. v. 41, n. 3, p. 49 – 57. 1999.

BASSO, W., RUTTEN, M., DEPLAZES, P., GRIMM, F. Generalized *Taenia crassiceps* cysticercosis in a chinchilla (*Chinchilla lanigera*). *Veterinary Parasitology*. v. 199, n. 1-2, p. 116 – 120. 2014.

BELL, J. F., CLIFFORD, C. Effects of Limb Disability on Lousiness in Mice. II. Intersex Grooming Relationships. *Experimental Parasitology*. n. 15, p. 340 – 349. 1964.

BENGIS, R. G., LEIGHTON, F. A., FISCHER, J. R., ARTOIS, M., MORNER, T., TATE, C. M. The role of wildlife in emerging and re-emerging zoonoses. *Scientific and Technical Review of the Office International des Epizooties*. V. 23, n. 2, p. 497 – 511. 2004.

BIHUN, C., BAUCK, L. Basic Anatomy, Physiology, Husbandry and clinical Techniques. In: QUESENBERRY, K., CARPENTER, J. W. *Ferrets, Rabbits and Rodents: clinical medicine and surgery*. 2. Ed. St. Louis: Saunders, 2004. p. 286 – 298.

BILLETER, S. A., GUNDI, V. A. K. B., ROOD, M. P., KOSOY, M. Y. Molecular detection and identification of *Bartonella* species in *Xenopsylla cheopis* fleas (Siphonaptera: Pulicidae) collected from *Rattus norvegicus* rats in Los Angeles, California. *Applied and Environmental Microbiology*. v. 77, n. 2, p. 7850 – 7852. 2011.

BOCHKOV, A. V. A Review of Mammal-Associated Psoroptidia (Acariformes: Astigmata). *Acarina*. v. 18, n. 2, p. 99 – 260. 2010.

BOSSI, D. E. P., LINHARES, A. X., BERGALHO, H. G. Parasitic arthropods of some wild rodents from Juréia-Itatins Ecological Station, State of São Paulo, Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. v. 97, p. 959 – 963. 2002.

BÔTELHO, M. C. N., OLIVEIRA, J. B., LEITE, L. M. R. M., BASTOS NETO, I. P., SILVA, L. A. M., CAMPELLO, M. L. C. B., AGUIAR, M. C. A., LINARDI, P. M., SERRA-FREIRE, N. M. Sifonápteros parasitos de marsupiais e pequenos roedores

silvestres da Reserva Biológica Serra Negra, Pernambuco, Brasil – Registro de novos hospedeiros. *Revista Universidade Rural, Série Ciências da Vida*. v. 22, p. 71 – 74. 2003.

BOUSHIRA, E., FRANC, M., BOULOUIS, H. J., JACQUIET, P., RAYMOND-LETRON, I., LIÉNARD, E. Assessment of Persistence of *Bartonella hanselae* in *Ctenocephalides felis*. *Applied and Environmental Microbiology*. v. 79, n. 23, p. 7439 – 7444. 2013.

BRASIL. IBAMA. Portaria nº 93, de 7 de julho de 1998. Dispoe sobre a exportação e importação de espécimes vivos, produtos e subprodutos da fauna silvestre brasileira e fauna silvestre exótica. *Diário Oficial da União*. Brasília, DF, 7 de jul. 1998. p. 1.

BRODY, A., KLOER, T. B., RUSH, R. T., HARRIS, L. J., GRIFFIN, L. R., SADAR, M. J. Ultrasonographic features of mesenteric cysticercosis in a domestic rabbit (*Oryctolagus cuniculus*). *Veterinary Radiology and Ultrasound*. p. 1 – 4. 2019.

BRONSWIJK, J. E. M. H., KREEK, E. J. *Cheyletiella* (Acari: Cheyletiellidae) of dog, cat and domesticated rabbit, a review. *Journal of Medical Entomology*. v. 13, n. 3, p. 315 – 327. 1976.

BROWN, S. A. Basic anatomy, physiology and husbandry. In: QUESENBERY, K. E., CARPENTER, J. W. *Ferrets, rabbits and rodents: clinical medicine and surgery*. 2 ed. St Louis: Saunders, 2004. P. 136 – 138.

BRUM, J. G. W., VALENTE, A. L. S., ALBANO, A. P., COIMBRA, M. A. C., GREQUE, G. G. Ixodidae de mamíferos silvestres atendidos no núcleo de reabilitação de fauna silvestre, UFPEL. *Arquivo do Instituto de Biologia*. v. 70, n. 2, p. 211 – 212. 2003.

BUCKOKE, H. Rabbit fleas and myxomatosis. *Veterinary Nursing Journal*. v. 21, n. 2, p. 63 – 75. 2012.

BUTLER, F. T. Arthropod and helminth parasites from rabbits *Oryctolagus cuniculus* in South-west Ireland. *The Irish Naturalists Journal*. v. 24, n. 10, p. 392 – 395. 1994.

CÁCERES, N. C., MONTEIRO-FILHO, E. L. A. Population dynamics of the commom opossum *Didelphis marsupialis* (Mammalia: Marsupialia), in southern Brazil. *Zeitschrift fur Saeugetierkund*. v. 63, p. 169 – 172. 1998.

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

CAMPBELL-WARD, M. L. Gastrointestinal Physiology and Nutrition. In: QUESENBERY, K. E., CARPENTER, J. W. *Ferrets, rabbits and rodents: clinical medicine and surgery*. 2 ed. St Louis: Saunders, 2004. P. 183 – 192.

CANSI, E. R., BONORIO, R. Mííase por *Lucilia eximia* (Diptera: Calliphoridae) em *Didelphis albiventris* (Mammalia: Didelphidae) no Brasil Central. *Entomobrasilis*. v. 4, n. 3, p. 150 – 151. 2011.

CARVALHO, W. D., GODOY, M. S. M., ADANIA, C. H., ESBÉRARD, C. E. L. Assembleia de Mamíferos Não Voadores da Reserva Biológica Serra do Japi, Jundiá, São Paulo, Sudeste do Brasil. *Bioscience Journal*. v. 29, n. 5, p. 1370 – 1387. 2013.

CARVALHO-PEREIRA, T., SOUZA, F. N., SANTOS, L. R. N., WALKER, R., PERTILE, A. C., OLIVEIRA, D. S., PEDRA, G. G., MINTER, A., RODRIGUES, M. G., BAHIANSE, T. C., REIS, M. G., DIGGLE, P. J., KO, A. I., CHILDS, J. E., SILVA, E. M., BEGON, M., COSTA, F. The helminth community of a population of *Rattus norvegicus* from an urban Brazilian slum and the threat of zoonotic diseases. *Parasitology*. p. 1 – 10. 2017.

CASTRO, R. G. B. M., COSTA-NETO, S. F., MALDONADO-JÚNIOR, A., GENTILE, R. Ecological Aspects of Nematode Parasites of *Didelphis aurita* (Didelphimorphia, Didelphidae) in Urbanic-Sylvatic Habitats in Rio de Janeiro, Brazil. *Oecologia Australis*. v. 21, n. 1, p. 54 -61. 2017.

CENTER FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION. Pictorial Keys to Arthropods, Reptiles, Birds and Mammals of Public Health Significance. Atlanta: US Department of Health and Human Services. 1992.

CHEEKE, P. R. *Rabbit Feeding and Nutrition*. San Diego: Academic Press Inc. 1987. p. 16 – 19.

CHACCHIO, R. G., PRIOSTE, F. E. S., VANSTREELS, R. E. T., KNOBL, T., KOLBER, M., MIYASHIRO, S. I., MATUSHIMA, E. R. Health evaluation and survey of zoonotic pathogens in free-ranging capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*). *Journal of Wildlife Diseases*. v. 50, n. 3, p. 496 – 504. 2014.

COSTA, I. P., BONOLDI, V. L. N., YOSHINARI, N. H. Search for *Borrelia* sp. in ticks collected from potential reservoirs in a urban forest reserve in the state of Mato Grosso do Sul, Brazil: a short report. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. v. 97, n. 5, p. 631 – 635. 2002.

COSTA-NETO, S. F., CARDOSO, T. S., BOULLOSA, R. G., MALDONADO-JÚNIOR, A., GENTILE, R. Metacommunity structure of the helminths of the black-eared opossum *Didelphis aurita* in peri-urban, sylvatic and rural environments in South-eastern Brazil. *Journal of Helminthology*. 2018.

COUTINHO, M. T. Z. *Guildas de ectoparasitos de pequenos mamíferos para comparações espaciais e temporais entre ambientes*. 1997. 126 p. Dissertação (Mestrado) – Ecologia, Conservação e Manejo de Vida Silvestre, Universidade Federal de Minas Gerais. 1997.

CRKVENCIC, N., SLAPETA, J. Climate change models predict southerly shift of the cat flea (*Ctenocephalides felis*) distribution in Australia. *Parasite & Vectors*. v. 12, n. 137, p. 1 – 13. 2019.

CUBAS, Z. S., SILVA, J. C. R., CATÃO-DIAS, J. L. *Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária*. 2. ed. São Paulo: Roca, 2014. 5054 pp.

DANTAS-TORRES, F. The brown dog tick, *Rhipicephalus sanguineus* (Latreille, 1806) (Acari: Ixodidae): from taxonomy to control. *Veterinary Parasitology*. v. 15, n. 14-15, p. 173 – 185. 2008.

DEBÁRBORA, V. N., MANGOLD, A. J., EBERHARDT, A., GUGLIELMONE, A. A., NAVA, S. Natural infestation of *Hydrochoerus hydrochaeris* by *Amblyomma dubitatum* ticks. *Experimental and Applied Acarology*. v. 63, n. 2, p. 285 – 294. 2014.

DE-SÁ, E. F. G. G., RODRIGUES, V. S., GARCIA, M. V., ZIMMERMANN, N. P., RAMOS, V. N., BLECHA, I. M. Z., DUARTE, P. O., MARTINS, T. F., BORDIGNON, M. O., ANDREOTTI, R. Ticks on *Didelphis albiventris* from Cerrado area in the Midwestern Brazil. *Systematic and Applied Acarology*. v. 23, n. 5, p. 935 – 945. 2018.

DIAS, T. C., STABACH, J. A., HUANG, Q., LABRUNA, M. B., LEIMGRUBER, P., FERRAZ, K. M. P. M. B., LOPES, B., LUZ, H. R., COSTA, F. B., BENATTI, H. R., CORREA, L. R., NIEVAS, A. M., MONTICELLI, P. F., PIOVEZAN, U., SZABÓ, M. P. J., AGUIAR, D. M., BRITES-NETO, J., PORT-CARVALHO, M., ROCHA, J. V. Human-induced changes in habitat preference by capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) and their potential effect on zoonotic disease transmission. *BioRxiv*. p. 1 – 31. 2020.

DINIZ, L. S. M., COSTA, E. O., BENITES, R. N. Processos dermatológicos em animais silvestres. *Clínica Veterinária*. v. 2, n. 8, p. 16 – 19. 1997.

DONNELLY, T. M. Basic Anatomy, Physiology and Husbandry. In: QUESENBERY, K., CARPENTER, J. W. *Ferrets, Rabbits and Rodents: clinical medicine and surgery*. 2. Ed. St. Louis: Saunders, 2004. p. 136 – 146.

DURDEN, L. A. Lice (Phthiraptera). In: MULLEN, G., DURDEN, L. A. *Medical and Veterinary Entomology*. 2 ed. Amsterdam: Elsevier, 2009. p. 59 – 82.

EBINO, K. Y. Studies on coprophagy in experimental animals. *Jikken Dobutsu*. v. 42, p. 1 – 9. 1993.

EDMONDS, J. W., BACKHOLER, J. R., SHEPHERD, R. C. H. Some biological characteristics of a feral rabbit, *Oryctolagus cuniculus* (L.), population of wild and domestic origin. *Australian Wildlife Research*. v. 8, n. 3, p. 589 – 596. 1981.

EHMAN, K. D., SCOTT, M. E. Female mice mate preferentially with non-parasitized males. *Parasitology*. v. 125, n. 5, p. 461-466. 2002.

EMMONS, L. H., FEER, F. *Neotropical Rainforest Mammals - A Field Guide*. 2 ed. Chicago: The University of Chicago Press. 1997. 396 pp.

ESTRADA-PEÑA, A., JONGEJAN, F. Ticks feeding on humans: a review of records on human-biting Ixodoidea with special reference to pathogen transmission. *Experimental & Applied Acarology*. v. 23, n. 9, p. 685 – 715. 1999.

FAIN, A., BOCHOKOV, A. V. A review of some genera of cheyletid mites (Acari: Prostigmata) with descriptions of new species. *Acarina*. v. 9, n. 1, p. 47 – 95. 2001.

FAIN, A., ZANATTA-COUTINHO, M. T., FONSECA, M. T. Observations on a small collection of mites (Acari) parasitic on mammals from Brazil. *Bulletin de L'institut Royal des Sciences Naturelles de Belgique, Entomologie*. v. 66, p. 57 – 63. 1996.

FAIRCHILD, G. B., KOHLS, G. M., TRIPTON, V. J. The ticks of Panama. In: WENZEL, R. L., TRIPTON, V. J. *Ectoparasites of Panama*. Chicago: Field Museum of Natural History, 1966. p. 167 – 219.

FELIPPE, P. A. N., ADANIA, C. H. Conservação e bem-estar animal. In: CUBAS, Z. S., SILVA, J. C. R., CATÃO-DIAS, J. L. *Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária*. 2. ed. São Paulo: Roca, 2014. p. 2 – 9.

FERREIRA, J. P., LEITÃO, I., SANTOS-REIS, M., REVILLA, E. Human-related Factors Regulate the Spatial Ecology of Domestic Cats in Sensitive Areas for Conservation. *Plos One*. v. 6, n. 10, p. 1 – 10. 2011.

FIGUEIREDO, K. V. L., MUNIZ, J. A. P. C., AMORIM, M., GAZÊTA, G. S., SERRA-FREIRE, N. M. *Fonsecalges johnjadini* Fain, 1962 (Acari: Psoroptidae, Cebalginae) Parasitando Primatas Não-Humanos no Centro Nacional de Primatas em Belém – Pará, Brasil. *Revista de Ciências Agrárias*. n. 41, p. 121 – 126. 2004.

FLECHTMANN, C. H. W. *Ácaros de Importância Médico Veterinária*. 3 ed. São Paulo: Nobel, 1985. 192 pp.

FOLEY, W. J.; ENGELHARDT, W. V.; CHARLES-DOMINIQUE, P. The passage of digesta, particle size, and *in vitro* fermentation rate in the three-toed sloth *Bradypus tridactylus* (Edentata: Bradypodidae). *Journal of Zoology*, v. 236, p. 681 – 696. 1995.

FONSECA, F. A monograph of the genera and species of Macronyssidae Oudemans, 1936 (synom.: Liponyssidae Vitzthum, 1931) (Acari). *Proceedings Zoological Society of London*. v. 118, n. 2, p. 249 – 334. 1948.

FOX, J. G. Parasitic Diseases. In: FOX, J. G. *Biology and Diseases of the Ferret*. 2. Ed. Baltimore: Lippincott Williams & Wilkins, 1998. p. 375.

FRANSSEN, F., SWART, A., VAN KNAPEN, F., VAN DER GIESSEN, J. Helminth parasites in black rats (*Rattus rattus*) and brown rats (*Rattus norvegicus*) from different environments in the Netherlands. *Infection Ecology & Epidemiology*. v. 6, p. 1 – 14. 2016.

GALETTI, M., SAZIMA, I. Impact of feral dogs in an urban Atlantic forest fragment in southeastern Brazil. *Natureza e Conservação*. v. 4, n. 1, p. 146 – 151. 2006.

GAMA, A., PIRES, I., CANADO, M., COUTINHO, T., LOPES, A. P., LATROFA, M. S., CARDOSO, L., DANTAS-TORRES, F., OTRANTO, D. First report of *Thelazia callipaeda* infection in wild European rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) in Portugal. *Parasites & Vectors*. v. 9, n. 236, p. 1 – 4. 2016.

GARDHOUSE, S., ESHAR, D. Retrospective study of disease occurrence in captive African pygmy hedgehogs (*Atelerix albiventris*). *Israel Journal of Veterinary Medicine*. v. 70, n. 1, p. 32 – 36. 2015.

GARDNER, A. L. Order Didelphidia. In: WILSON, D. E., REEDER, D. M. *Mammal Species of the World: a taxonomic and geographic reference*. Washington D. C.: Smithsonian Institution Press, 2005. p. 15 – 23.

GERARDI, M., RAMÍREZ-HERNÁNDEZ, A., BINDER, L. C., KRAWCZAK, F. S., GREGORI, F., LABRUNA, M. B. Comparative Susceptibility of Different Populations of *Amblyomma sculptum* to *Rickettsia rickettsi*. *Frontiers in Physiology*. v. 10, n. 653, p. 1 – 12. 2019.

GETTINGER, D. Host association of *Gigantolaelaps* (Acari: Laelapidae) in the Cerrado Province of Central Brazil. *Journal of Medical Entomology*. v. 24, p. 559 – 565. 1987.

GETTINGER, D. Three new species of *Laelaps* (Acari: Laelapidae) associated with small mammals in Central Brazil. *Journal of Medical Entomology*. v. 29, p. 66 -70. 1992.

GILMORE, D. P., DUARTE, D. P. F., DA-COSTA, C. P. An update on the physiology of two- and three-toed sloths. In: VIZACAÍNO, S. F., LOUGHRY, W. J. *The biology of the Xenarthra*. Gainesville: University Press of Florida, 2008. p. 130 – 142.

GODOY, G. M; GIACOMELLI, P.; RAMOS, R. V. Infestación por *Ornithonyssus bacoti* en Erizo pigmeo africano (*Atelerix albiventris*) de Ciudad de Mendoza, Argentina. Congreso Nacional de AVEACA, 20, 2020, Online. Memorias del XX congreso nacional de AVEACA, 2020, 240 p.

GOMES, D. C., CRUZ, R. P., VICENTE, J. J., PINTO, R. M. Nematode parasites of marsupials and small rodents from the Brazilian Atlantic Forest in the State of Rio de Janeiro, Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia*. v. 20, n. 4, p. 699 – 707. 2003.

GONZÁLEZ, J., VALCÁRCEL, F., PÉREZ-SÁNCHEZ, J. L., TERCERO-JAIME, J. M., OLMENDA, A. S. Seasonal dynamics of ixodid ticks on wild rabbits *Oryctolagus cuniculus* (Leporidae) from Central Spain. *Experimental and Applied Acarology*. v. 70, p. 369 – 380. 2016.

GORHAM, J. R., FARREL, K. Diseases and parasites of chinchillas. *Proceedings of the American Veterinary Medical Association, 92nd Annual Meeting*. p. 228 – 243. 1955.

GUGLIELMONE, A. A., BEATI, L., BARROS-BATTESTI, D. M., LABRUNA, M. B., NAVA, S., VENZAL, J. M., MANGOLD, A. J., SZABÓ, M. P. J., MARTINS, J. R., GONZÁLEZ-ACUÑA, D., ESTRADA-PEÑA, A. Ticks (Ixodidae) on humans in south america. *Experimental & Applied Acarology*. v. 40, p. 83 – 100. 2006.

GUIMARÃES, L. R. Notas sobre algumas espécies de Hystrichopsyllidae (Siphonaptera) da América do Sul. *Papéis Avulsos do Departamento de Zoologia de São Paulo*. v. 11, p. 509 – 515. 1954.

GUIMARÃES, J. H., TUCCI, E. C., BARROS-BATTESTI, D. M. *Ectoparasitos de Importância Veterinária*. São Paulo: Plêiade, 2001. 218 p.

GUIMARÃES, A., RAIMUNDO, J. M., SILVA, A. T., CARPINTERO, F. M., PIRES, J. R., BENEVUTE, J. R., MACHADO, R. Z., ANDRÉ, M. R., BALDANI, C. D. Detection of a putative novel genotype of *Ehrlichia* sp. from opossums (*Didelphis aurita*) from Brazil. *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*. v. 28, n. 1, p. 140 – 144. 2019.

GULLAND, F. M. D. Impact of infectious diseases on wild animals populations: a review. *Ecology of infectious diseases in natural populations*. p. 20 – 51. 2010.

GÜRLER, A. T., DOĞANAY, A. Ankara ve civarında bulunan tavşanlarda solunum ve sindirim sistemi helmintlerinin yaygınlığı. *Ankara Üniversitesi Veteriner Fakültesi Dergisi*. n. 54, p. 105 – 109. 2007.

HAMADA, H. H. Tráfico de animais silvestres – uma abordagem analítica do fenômeno criminal no Estado de Minas Gerais. *O Alferes*. v. 19, n. 56, p. 59 – 82. 2004.

HARIKRISHNAN, V. S., RANARAJ, V. R., FERNANDEZ, A. C. Incidence of *Chirodiscoides caviae* in Laboratory Rats-Screening, Identification and Treatment. *Scandinavian Journal of Laboratory Animal Sciences*. v. 36, n. 2, p. 147 – 153. 2009.

HE, Y. X., SALAFSKY, B., RAMASWAMY, K. Host-parasite relationships of *Schistosoma japonicum* in mammalian hosts. *Trends in Parasitology*. v. 17, n. 7, p. 320 – 324. 2001.

HERRERA, E., BARRETO, G. R. Taxonomy, Natural History and Distribution of the Capybara. In: MOREIRA, J. R., ALVAREZ, M. R., TARIFA, T., PACHECO, V., TABER, A., TIRIRA, D. G. *Capybara: Biology, Use and Conservation of an Exceptional Neotropical Species*. New York: Springer. 2013. p. 3 – 36.

HESS, L. Dermatologic Diseases. In: QUESENBERRY, K., CARPENTER, J. W. *Ferrets, Rabbits and Rodents: clinical medicine and surgery*. 2. Ed. St. Louis: Saunders, 2004. p. 194 – 202.

HESS, L., TATER, K. Dermatologic Disease. In: QUESENBERRY, K., CARPENTER, J. W. *Ferrets, Rabbits and Rodents: clinical medicine and surgery*. 3. Ed. St. Louis: Saunders, 2012. p. 232 – 244.

HICKMAN JR, C. P., ROBERTS, L. S., LARSON, A. *Princípios integrados de zoologia*. 11 ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2004. 872 p.

HILLYER, E., QUESENBERRY, K. *Ferrets, Rabbits and Rodents: clinical medicine and surgery*. 1. Ed. Philadelphia: W. B. Saunders, 1997. 432p.

HIRAKAWA, H. Coprophagy in leporids and other mammalian herbivores. *Mammal Review*. v. 31, n. 1, p. 61 – 80. 2001.

HIRSJAVI, P., PHYALA, L. Ivermectin treatment of a colony of guineapigs infested with fur mite (*Chirodiscoides caviae*). *Laboratory Animals*. v. 29, p.200 – 203. 1995.

HOEFER, H. I. Hedgehogs. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*. v. 24, p. 113 – 120. 1994.

HOFFMANN, W. A., PONS, J. A., JANER, J. L. Sedimentation concentration method in Schistosomiasis mansoni. *Puerto Rico Journal of Public Health and Tropical Medicine*. v. 9, p. 283 – 298. 1934.

HORTA, M. C., LABRUNA, M. B., PINTER, A., LINARDI, P. M., SCHUMAKER, T. T. S. *Rickettsia* infection in five areas of the state of São Paulo, Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. v. 102, p. 793 – 801. 2007.

HORTA, M. C., MORAES-FILHO, J., CASAGRANDE, R. A., SAITO, T. B., ROSA, S. C., OGRZEWSKA, M., MATUSHIMA, E. R., LABRUNA, M. B. Experimental infection of opossums *Didelphis aurita* by *Rickettsia rickettsii* and evaluation of the transmission of the infection to ticks *Amblyomma cajennense*. *Vector Borne Zoonotic Diseases*. v. 9, p. 109 – 117. 2009.

HUMBERG, R. M. P., TAVARES, L. E. R., PAIVA, F., OSHIRO, E. T., BONAMIGO, R. A., JUNIOR, N. T., OLIVEIRA, A. G. *Turgida turgida* (Nematoda: Physalopteridae) parasitic in white-bellied opossum, *Didelphis albiventris* (Marsupialia: Didelphidae), state of Mato Grosso do Sul, Brazil. *Pesquisa Veterinária Brasileira*. v. 31, n. 1, p. 78 – 80. 2011.

IACOB, O., IFTINCA, A. The dermatitis by *Caparinia tripilis* and *Microsporum*, in African pygmy hedgehog (*Atelerix albiventris*) in Romania – First Report. *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*. v. 27, n. 4, p. 584 – 588. 2018.

IVEY, E., CARPENTER, J. W. African Hedgehogs. In: QUESENBERRY, K., CARPENTER, J. W. *Ferrets, Rabbits and Rodents: clinical medicine and surgery*. 2. Ed. St. Louis: Saunders, 2004. p. 339 – 353.

IZDEBSKA, J. N., ROLBIECKI, L. Sarcoptic mites (Acari, Sarcoptidae) parasitizing the brown rat *Rattus norvegicus* (Berkenhout, 1769) (Rodentia, Muridae), with a new data for the fauna of Poland. *Annals of Parasitology*. v. 59, n. 3, p. 125 – 128. 2013.

JAENSON, T. G. T., JENSEN, J. K. Records of ticks (Acari, Ixodidae) from the Faroe Islands. *Norway Journal of Entomology*. v. 54, p. 11 – 15. 2007.

JENA, S., PARTHASARATHY, S., CHAWLA, S. Identification and morphological characterisation of spiny rat louse (*Polyplax spinulosa*) from a laboratory rat. *Journal of Entomology and Zoology Studies*. v. 5, n. 6, p. 82 – 84. 2017.

JONES, M. D. The Hedgehog. In: BALLARD, B., CHEEK, R. *Exotic Animal Medicine for the Veterinary Technician*. Ames: Iowa State Press, 2003. p. 255 – 261.

JONES, E. K., CLIFFORD, C. M., KEIRANS, J. E., KOHLS, G. M. The ticks of Venezuela (Acarina: Ixodoidea) with a key to the species of *Amblyomma* in the Western Hemisphere. *Brigham Young University Science Bulletin, Biological Series*. v. 17, p. 1 – 40. 1972.

JORGE, L. M. A., FILHO, F. B., LAMY, F., BALASSIANO, L. K. A., TOWERSEY, L., HAY, R., FRADE, M. A. C. Clinical Manifestation, Histopathology, and Imaging of Traumatic Injuries Caused by Brazilian Porcupine (*Sphiggurus villosus*) Quills. *Case Reports in Dermatological Medicine*. v. 2016, p. 1 – 5, 2016.

KAIKABO, A. A., KALSHINGI, H. A., KALSHINGI, H. A., SADDIQ, M. D., MUAZU, A., GASHUA, I. B., SULEIMAN, A. B. Detection of helminth parasites of ruminants in hedgehog *Atelerix albiventris*. *Nigerian Journal of Parasitology*. v. 28, n. 2, p. 129 – 130. 2007.

KAIKABO, A. A., MUSTAPHA, A., ALI, M., YARORO, I. I. Observations on the helminth parasites of West African nocturnal hedgehog (*Atelerix albiventris*) in the semi-arid northern Nigeria. *Animal Products Research Advances*. v. 2, n. 3, p. 172 – 174. 2006.

KATZ, G., CAMARGO-NEVES, V. L. F., ANGERAMI, R. N., NASCIMENTO, E. M. M., COLOMBO, S. Situação epidemiológica e importância da febre maculosa no estado de São Paulo. *Boletim Epidemiológico Paulista*. v. 6, n. 69, p. 4 – 13. 2009.

KEEBLE, E., KOTERWAS, B. Selected emerging diseases of pet hedgehogs. *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*. v. 23, p. 443 – 458. 2020.

KRASNOV, B. R., SHENBROT, G. I., KHOKHLOVA, I. S., POULIN, R. Diversification of ectoparasite assemblage and climate: an example with fleas parasitic on small mammals. *Global Ecology and Biogeography*. v. 14, p. 167 – 175. 2005.

KRAWCZAK, F. S., NIEIRI-BASTOS, F. A., NUNES, F. P., SOARES, J. F., MORAES-FILHO, J., LABRUNA, M. B. Rickettsial infection in *Amblyomma cajennense* ticks and capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) in a Brazilian spotted fever-endemic area. *Parasite and Vectors*. v. 7, n. 7, p. 1 – 7. 2014.

KIM, K. R., AHN, K. S., OH, D. S., SHIN, S. S. Efficacy of a combination of 10% imidacloprid and 1% moxidectin against *Caparinia tripilis* in African pygmy hedgehog (*Atelerix albiventris*). *Parasite & Vectors*. v. 5, n. 1, p. 1 – 8. 2012.

KIM, H. C., CHONG, S. T., SAME, W. J., NUNN, P. V., WOLF, S. P., ROBBINS, R. G., KLEIN, T. A. Tick surveillance of small mammals captured in Gyeonggi and Gangwon Provinces, Republic of Korea, 2004 – 2008. *Systematic and Applied Acarology*. v. 15, p. 100 – 108. 2010.

KIMBITA, E. N. First report of *Rhipicephalus appendiculatus*, *Echidnophaga gallinacea* and *Ctenocephalides felis* on African pygmy hedgehogs (*Atelerix albiventris*) captured in Morogoro, Tanzania. *Research Opinions in Animal & Veterinary Sciences*. v. 5, n. 8, p. 329 – 334. 2015.

KIRWAN, A. P., MIDDLETON, B., MCGARRY, J. W. Diagnosis and prevalence of *Leporacarus gibbus* in the fur of domestic rabbits in the UK. *Veterinary Record*. n. 142, p. 20 – 21. 1998.

KLOMPEN, J. S. H. *Phylogenetic relationships in the mite Family Sarcoptidae (Acari: Astigmata)*. Michigan: Ann Arbor, 1992. 164 p.

KRAFT, H. *Haemonchus contortus* as the cause of death in Chinchilla. *Kleintier Praxis*. v. 5, 61 pp. 1960.

KRUSE, H., KIRKEMO, A-M., HANDELAND, K. Wildlife as Source of Zoonotic Infections. *Emerging Infectious Diseases*. v. 10, n. 12, p. 2067 – 2072. 2004.

LABRUNA, M. B., PAULA, C. D., LIMA, T. F., SANA, D. A. Ticks (Acari: Ixodidae) on Wild Animals from the Porto-Primavera Hydroelectric Power Station Area, Brazil. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*. v. 97, n. 8, p. 1133 – 1136. 2002.

LANGE, R. R., SCHMIDT, E. M. S. Rodentida – Roedores Selvagens (Capivara, Cutia, Paca e Ouriço). In: CUBAS, Z. S., SILVA, J. C. R., CATÃO-DIAS, J. L. *Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária*. 2. ed. São Paulo: Roca, 2014. p. 1137 – 1168.

LAWRENCE, R. F. A new mange-mite from the Cape Polecat. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology*. v. 49, n. 1, p. 54 – 62. 1955.

LEITE, E. C., PAGANI, M. I., MONTEIRO, R., HAMBURGER, D. S. Ecologia da paisagem: mapeamento da vegetação da Reserva Biológica da Serra do Japi, Jundiá, SP, Brasil. *Acta Botanica Brasilica*. v. 19, p. 233 – 243. 2005.

LEITE, H. C., PINTO, D. G., COUTO, E. P., CARVALHO, M. P. N. Levantamento das ocorrências clínicas em répteis entre 2006 e 2014 na cidade de São Paulo – SP. In: CONGRESSO DA ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE ANIMAIS SELVAGENS, 17, 2014, São Paulo. *Anais...* São Paulo: ABRAVAS, 2014. p. 51 – 53.

LENNOX, A. M., BAUCK, L. Basic Anatomy, Physiology, Husbandry, and Clinical Techniques. In: QUESENBERRY, K., CARPENTER, J. W. *Ferrets, Rabbits and Rodents: clinical medicine and surgery*. 2. Ed. St. Louis: Saunders, 2004. p. 339 – 353.

LINARDI, P. M. Os Ectoparasitos de Marsupiais Brasileiros. In: CÁCERES, N. C. *Os Marsupiais do Brasil: Biologia, Ecologia e Conservação*. Campo Grande: Editora UFMS, 2006. p. 129 – 158.

LINARDI, P. M., AVELAR, D. M. Neosomes of tungid fleas on wild and domestic animals. *Parasitology Research*. v. 113, p. 3517 – 3533. 2014.

LINARDI, P. M., AVELAR, D. M. Siphonaptera. In: NEVES, D. P. *Parasitologia Humana*. 13 ed. São Paulo: Atheneu, 2016. p. 459 – 470.

LINARDI, P. M., BOTELHO, J. R., XIMENEZ, A., PADOVANI, C. R. Notes on ectoparasites of some small mammals from Santa Catarina State, Brazil. *Journal of Medical Entomology*. v. 28, p. 183 – 185. 1991.

LINARDI, P. M., GUIMARÃES, L. R. *Sifonápteros do Brasil*. São Paulo: Museu de Zoologia USP/FAPESP, 2000. 291 p.

LUCENA, R. B., GIARETTA, P. R., TESSELE, B., FIGHERA, R., KOMMERS, G. D., IRIGOYEN, L. F., BARROS, C. S. L. Doenças de chinchilas (*Chinchilla lanigera*). *Pesquisa Veterinária Brasileira*. v. 32, n. 6, p. 529 – 535. 2012.

MACDONALD, D. W. Dwindling resources and the social behaviour of capybara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) (Mammalia). *Journal of Zoology*. v. 194, n. 3, p. 371 – 391. 1981.

MACHADO, R. Z., MACHADO, C. R., TOLEDO, C. Z. P., FERREIRA, F. A., ROCHA, U. F. Ecologia em carrapatos XIII – *Boophilus microplus* (Canestrini, 1887) em infestações naturais de veados (*Ozotocerus bezoarticus bezoarticus*, Linnaeus, 1766) e capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris hydrochaeris*, Linnaeus, 1762) dos estados de São Paulo e Mato Grosso do Sul. *Ars Veterinária*. v. 1, n. 1, p. 47 – 50. 1985.

MALTA, M. C. C., LUPPI, M. M. Marsupialia - Didelphimorphia (gambá e cuíca). In: CUBAS, Z. S., SILVA, J. C. R., CATÃO-DIAS, J. L. *Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária*. São Paulo: Ed. Rocca, p. 340 – 357, 2006.

MARHOOD, I. A., MATTAR, K. T., MOHAMMAD, F. I. Parasitic infection in wild rabbits *Oryctolagus cuniculus*. *Eurasian Journal of Analytical Chemistry*. v. 13, n. 5, p. 1 – 5. 2018.

MARTINS, T. F., IGAYRA-SOUZA, C. A., SANCHES, T. C., MELO, M. A., BOLOCHIO, C. E., NAGAHAMA, A. A., HIDASHI, H. W., PENIDO JUNIOR, G. N., ACOSTA, I. C. L., MUÑOZ LEAL, S., LABRUNA, M.B. Diversidade de carrapatos (Acari: Ixodidae) em animais silvestres recebidos pelo zoológico municipal de Guarulhos. *ARS Veterinária*. v. 33, p. 1, p. 20 – 25. 2017.

MARVULO, M. F. V., CARVALHO, V. M. Zoonoses. In: CUBAS, Z. S., SILVA, J. C. R., CATÃO-DIAS, J. L. *Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária*. 2. ed. São Paulo: Roca, 2014. p. 2194 – 2206.

MATEY, V. E., KUPERMAN, B. I., KINSELLA, J. M. Scanning Electron Microscopy of *Turgida turgida* (Nematoda: Spiruroidea), Parasite of the Virginia Opossum, *Didelphis virginiana*, from Southern California. *The Journal of Parasitology*. v. 87, n. 5, p. 1199 – 1202. 2001.

MATHIESON, B. R. F., LEHANE, M. J. Isolation of gram-negative bacterium *Serratia marcescens*, from the sheep scab mite, *Psoroptes ovis*. *Veterinary Record*. n. 138, p. 210 – 211. 1996.

MENDES, E. A., LIMA, W. S., MELO, A. L. Development of *Fasciola hepatica* in *Lymnea columella* infected with miracidia derived from cattle and marmoset infections. *Journal of Helminthology*. v. 82, n. 1, p. 81 – 84. 2008.

MICHEL, A. F. R. M., SILVA, F. L., BARBOSA, F. S., CARVALHO, T. F., PINTO, J. M. S., SANTOS, R. L. Ulcerative and necrotizing gastritis in a captive sloth (*Bradypus variegatus*, Xenarthra, Bradypodidae) due to severe parasitism with *Paraleiuris locchii* (Nematoda, Spirocercidae). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. v. 48, n. 1, p. 255 – 259. 2017.

MIRANDA, F. Cingulata (tatus) e Pilosa (Preguiças e Tamanduás). In: CUBAS, Z. S., SILVA, J. C. R., CATÃO-DIAS, J. L. *Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária*. 2. ed. São Paulo: Roca, 2014. p. 707 – 721.

MONIS, P. T., CACCIO, S. M., THOMPSON, R. C. Variation in *Giardia*: towards a taxonomic revision of the genus. *Trends in Parasitology*. v. 25, n. 2, p. 93 – 100. 2009.

MONTEIRO, S. G. Astigmata | Sarnas. In: MONTEIRO, S. G. *Parasitologia na Medicina Veterinária*. 2 ed. Rio de Janeiro: Roca, 2017a. p. 35 – 46.

MONTEIRO, S. G. Mesostigmata | Carrapatos. In: MONTEIRO, S. G. *Parasitologia na Medicina Veterinária*. 2 ed. Rio de Janeiro: Roca, 2017b. p. 19 – 34.

MORAES-FILHO, J., COSTA, F. B., GERARDI, M., SOARES, H. S., LABRUNA, M. B. *Rickettsia rickettsii* co-feeding transmission among *Amblyomma aureolatum* ticks. *Emerging Infectious Diseases*. v. 24, n. 11, p. 2041 – 2048. 2018.

MORALES, G. A., GUZMAN, V. H., ANGEL, D. Vascular damage caused by *Crurofilaria tubero cauda* in the capybara (*Hydrochoerus hydrochaeris*). *Journal of Wildlife Diseases*. v. 14, p. 15 – 21. 1978.

MOREIRA, A., TROYO, A., CALDÉRON-ARGUEDAS, O. First report of acarasis by *Caparinia tripilis* in African Hedgehogs (*Atelerix albiventris*) in Costa Rica. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. v. 22, n. 1, p. 155 – 158. 2013

MORELLATO, L. P. C. *História Natural da Serra do Japi: ecologia e preservação de uma área florestal no sudeste do Brasil*. Campinas: FAPESP/UNICAMP, 1992. 321 p.

MORLAN, H. B. Host relationships and seasonal abundance of some southwest Georgia ectoparasites. *The American Midland Naturalist*. v. 48, n. 1, p. 74 – 93. 1952.

MORRISEY, J. K.; CARPENTER, J. W. Formulary. In: QUESENBERRY, K. E., CARPENTER, J. W. *Ferrets, rabbits and rodents: clinical medicine and surgery*. 3 ed. St Louis: Saunders, 2012. p. 566 – 575.

MULLEN, G. R., OCONNOR, B. M. Mites (Acari). In: MULLEN, G., DURDEN, L. A. *Medical and Veterinary Entomology*. 2 ed. Amsterdam: Elsevier, 2009. p. 433 – 492.

MULLER, G., BRUM, J. G. W., LANGONE, P. Q., MICHELS, G. H., SINKOC, A. L., RUAS, J. L., BERNE, M. E. A. *Didelphis albiventris* Lund, 1841, parasitado por *Ixodes loricatus* Neumann, 1899, e *Amblyomma aureolatum* (Pallas, 1772) (Acari:

Ixodidae) no Rio Grande do Sul. *Arquivos do Instituto de Biologia*. v. 72, n. 3, p. 319 – 324. 2005.

NASCIMENTO, C. C., HORTA, M. C. Didelphimorphia (Gambá e Cuíca). In: CUBAS, Z. S., SILVA, J. C. R., CATÃO-DIAS, J. L. *Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária*. 2. ed. São Paulo: Roca, 2014. p. 682 – 706.

NAVA, S., VELAZCO, P. M., GUGLIELMONE, A. A. First record of *Amblyomma longirostre* (Koch, 1844) (Acari: Ixodidae) from Peru, with a review of this tick's host relationships. *Systematic & Applied Review*. v. 15, p. 21 – 30. 2010.

NAVONE, G. T., SURIANO, D. M., Species composition and seasonal dynamics of the helminth community parasitizing *Didelphis albiventris* (Marsupialia: Didelphidae) in savannas of central Argentina. *Ecología Austral*. v. 2, n. 1, p. 95 – 100. 1992.

NATIONAL RESEARCH COUNCIL. *Recognition and Alleviation of Pain and Distress*. Academy Press: Washington, 2009. 199 pp.

NG-NGUYEN, D., HII, S. F., HOANG, M. T. T., NGUYEN, V. A. T., REES, R., STENOS, J., TRAUB, R. J. Domestic dogs are mammalian reservoirs for the emerging zoonosis flea-borne spotted fever, caused by *Rickettsia felis*. *Scientific Reports*. v. 10, p. 41 – 51. 2020.

NICHELASON, A. E., REJMANEK, D., DABRITZ, H. A., MELLI, A. C., MILLER, M., CONRAD, P. A. Evaluation of *Cruzia Americana*, *Turgida turgida*, *Didelphostrongylus hayesi* infection in the Virginia opossum (*Didelphis virginiana*) and risk factors along the California coast. *Journal of Parasitology*. v. 94, p. 1166 – 1168. 2008.

NOWAK, R. M. *Walker's Mammals of the World*. 6 ed. Baltimore: Jhon Hopkins University Press, 1999. 2015 pp.

NÚÑEZ, C. R., WAISBURD, G. S., CORDERO, A. M., GONZÁLEZ, V. B., CÁRDENAS, R. H., JARAMILLO, E. Y., GÓMEZ, L. G. B. First report of the use of afoxolaner/milbemycin oxime in an African pygmy hedgehog (*Atelerix albiventris*) with demodicosis caused by *Demodex canis* identified by molecular techniques. *Journal of Exotic Pet Medicine*. v. 29, p. 128 – 130. 2019.

OGRZEWALSKA, M., SARAIVA, D. G., MORAES-FILHO, J., MARTINS, T. F., COSTA, F. B., PINTER, A., LABRUNA, M. B. Epidemiology of Brazilian spotted fever in the Atlantic Forest, State of São Paulo, Brazil. *Parasitology*. v. 139, n. 10, p. 1283 – 1300. 2012.

OGRZEWALSKA, M., UEZU, A., LABRUNA, M. B. Ticks (Acari: Ixodidae) infesting wild birds in the eastern Amazon, northern Brazil, with notes on rickettsial infection in ticks. *Parasitology Research*. v. 106, p. 809 – 816. 2010.

OKAEME, A. N., OSAKWE, M. E. Ectoparasites of the African Hedgehog *Atelerix albiventris* (Wagner) in the Kainji Lake area of Nigeria. *African Journal of Ecology*. v. 23, p. 167 – 169. 1985.

OLIVEIRA, J. B., BRITO, M. D. C., FERREIRA, G. F., SOARES, C. A., ANDERLINI, G. A., EVÊNCIO SOBRINHO, A. Parasitismo por *Sarcoptes scabiei* De Geer, 1778 e *Lobalges trouessarti* Fonseca, 1954 em *Bradypus variegatus* (preguiça). *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*. v. 52, n. 3. 2000.

ONOFRIO, V. C., LABRUNA, M. B., PINTER, A., GIACOMIN, F. G., BARROS-BATTESTI, D. M. Comentários e chaves para as espécies do gênero *Amblyomma*. In: BARROS-BATTESTI, D. M., ARZUA, M., BECHARA, G. H. *Carrapatos de importância médico-veterinária da Região Neotropical: Um guia ilustrado para a identificação de espécies*. São Paulo: Vox; International Consortium on Ticks and Ticks Born Diseases (ICTTD-3); Butantan, 2006. p.53 – 113.

ORCUTT, C., TATER, K. Dermatologic diseases. In: QUESENBERRY, K., CARPENTER, J. W. *Ferrets, Rabbits and Rodents: clinical medicine and surgery*. 3. Ed. St. Louis: Saunders, 2012. p. 122 – 131.

O'ROURKE, D. P. Disease Problems of Guinea Pigs. In: QUESENBERRY, K., CARPENTER, J. W. *Ferrets, Rabbits and Rodents: clinical medicine and surgery*. 2. Ed. St. Louis: Saunders, 2004. p. 245 – 254.

PAJUABA NETO, A. A., RAMOS, V. N., MARTINS M. M., OSAVA, C. F., PASCOAL, J. O., SUZIN, A., YOKOSAWA, J., SZABÓ, M. P. J. Influence of microhabitat use and behavior of *Amblyomma sculptum* and *Amblyomma dubitatum* nymphs (Acari: Ixodidae) on human risk for tick exposure, with notes on *Rickettsia* infection. *Ticks and Tick-borne Diseases*. v. 9, n. 1, p. 67 – 71. 2018.

PALMAS, C., BORTOLETTI, G., CONCHEDDA, M., CONTINI, C., GABRIELE, F., ECCA, A. R. Study on immunobiology in ectoparasites of public health interest: *Rhipicephalus sanguineus*. *Parassitologia*. v. 43, p. 29 – 35. 2001.

PAROLA, P., PADDOCK, C., RAOULT, D. Tick-borne rickettsiosis around the world: emerging diseases challenging old concepts. *Clinical Microbiology Review*. v. 18, p. 719 – 756. 2005.

PATTON, J. L., PARDIÑAS, U. F. J., D'ELIA, G. *Mammals of South America*. v. 2, p. Chicago: University of Chicago Press, 2015. 1384 pp.

PENCE, D. B., UECKERMANN, E. Sarcoptic mange in wildlife. *Scientific and Technical Review of the World Organisation for Animal Health*. v. 21, p. 385 – 398. 2002.

PEREIRA, W. L. A., BENIGNO, R. N. M., SILVA, K. S. M., BERNAL, M. K. M., AGUIRRA, L. R. V. M. Hepatic capillariasis in two captive *Callithrix penicillata*. *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*. v. 53, n. 3, p. 1 – 6. 2016.

PEREZ, C. A.; ALMEIDA, A. F.; ALMEIDA, A.; CARVALHO, V. H. B.; BALESTRIN, D. C.; GUIMARÃES, M. S.; COSTA, J. C.; RAMOS, L. A.; ARRUDA-SANTOS, A. D.; MÁXIMO-ESPINDOLA, C. P.; BARROS-BATTESTI, D. M. Carrapatos do gênero *Amblyomma* (Acari: Ixodidae) e suas relações com os hospedeiros em área endêmica para febre maculosa no Estado de São Paulo. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*. v. 17, n. 14, p. 210 – 217, 2008.

PESSOA, C. A. Lagomorpha (Coelho, Lebre e Tapiti). In: CUBAS, Z. S., SILVA, J. C. R., CATÃO-DIAS, J. L. *Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária*. 2. ed. São Paulo: Roca, 2014. p. 1209 – 1237.

PINNEY, C. C. Hedgehogs. In: PINNEY, C. C. *The Complete Home Veterinary Guide*. 3 ed. New York: McGraw-Hill Professional, 2003. p. 501 – 508.

PINTO, H. A., MATI, V. L. T., MELO, A. L. *Toxocara cati* (Nematoda: Ascarididae) in *Didelphis albiventris* (Marsupialia: Didelphidae) from Brazil: a case of

pseudoparasitism. *Brazilian Veterinary Journal of Parasitology*. v. 23, n. 4, p. 522 – 525. 2014.

PINTO, H. A., MATI, V. L. T., PUJONI, D. G. F., MELO, A. L. *Platynosomum illiciens* (Trematoda: Dicrocoeliidae) in Captive Black-tufted Marmoset *Callithrix penicillata* (Primates: Cebidae) from Brazil: A Morphometric Analyses with Taxonomic Comments on Species of *Platynosomum* from Nonhuman Primates. *Journal of Parasitology*. v. 103, n. 1, p. 14 – 21. 2017.

PRATT, H. D., KARP, H. Notes on the rat lice *Polyplax spinulosa* (Burmeister) and *Hoploplura oenomydis* Ferris. *The Journal of Parasitology*. v. 39, n. 5, p. 495 – 504. 1953.

PRENTER, J., MACNEIL, D., DICK, J. T. A., DUNN, A. M. Roles of parasites in animal invasions. *Trends in Ecology and Evolution*. v. 19, n. 7, p. 385 – 390. 2004.

QUEIROGAS, V. L., DEL CLARO, K., NASCIMENTO, A. R. T., SZABÓ, M. P. J. Capybaras and ticks in the urban areas of Uberlândia Minas Gerais, Brazil: ecological aspects for the epidemiology of tick-borne diseases. *Experimental & Applied Acarology*. v. 57, p. 75 – 82. 2012.

QUESENBERRY, K. E., DONNELLY, T. M., HILLYER, E. V. Biology, Husbandry and Clinical Techniques of Guinea Pigs and Chinchillas. In: QUESENBERRY, K., CARPENTER, J. W. *Ferrets, Rabbits and Rodents: clinical medicine and surgery*. 2. Ed. St. Louis: Saunders, 2004. p. 232 – 244.

QUESENBERRY, K. E., ORCUTT, C. Basic Approach to Veterinary Care. In: QUESENBERRY, K., CARPENTER, J. W. *Ferrets, Rabbits and Rodents: clinical medicine and surgery*. 3. Ed. St. Louis: Saunders, 2012. p. 13 – 26.

QUINTÃO E SILVA, M. G., COSTA, H. M. A. Helminths of white-bellied opossum from Brasil. *Journal of Wildlife Diseases*. v. 35, n. 2, p. 371 – 374. 1999.

RAFFERTY, D. E., GRAY, J. S. The feeding behaviour of *Psoroptes* spp. mites on rabbits and sheep. *Journal of Parasitology*. n. 73, p. 901 – 906. 1987.

RAMANA, K. V., RAO, S. D., RAO, R., MOHANTY, S. K., WILSON, C. G. Human Dipylidiasis: A Case Report of *Dipylidium caninum* Infection from Karimnagar. *Online Journal of Health and Allied Sciences*. v. 10, n. 2, p. 1 – 2. 2011.

RAMÍREZ-HERNÁNDEZ, A., UCHOA, F., SERPA, M. C. A., BINDER, L. C., RODRIGUES, A. C., SZABÓ, M. P. J., FOGAÇA, A., SOUZA, C. E., LABRUNA, M. B. Clinical and serological evaluation of capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) successively exposed to an *Amblyomma sculptum*-derived strain of *Rickettsia rickettsia*. *Scientific Reports*. v. 10, n. 924, p. 1 – 15. 2020.

RANDOLPH, S. E. Transmission of tick-borne pathogens between co-feeding ticks: Milan Labuda's enduring paradigm. *Ticks and Tick-borne Diseases*. v. 2, p. 179 – 182. 2011.

REDA, A. A. Probiotics for the control of helminth zoonosis. *Journal of Veterinary Medicine*. v. 2018, p. 1 – 9. 2018.

RESENDE, D. M., PEREIRA, L. H., MELO, A. L., TAFURI, W. L., MOREIRA, N. I. B., OLIVEIRA, C. L. Parasitism by *Primasubulura jacchi* (Marcel, 1857) and *Trichospirura leptostoma* Smith and Chitwood, 1967 in *Callithrix penicillata* Marmosets,

Trapped in the Wild Environment and Maintained in Captivity. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. v. 89, n. 1, p. 123 – 125. 1994.

RICHARDSON, V. C. G. *Diseases of small domestic rodents*. 2 ed. Oxford: Blackwell, 2003. 260 pp.

ROCHA, V. J., SEKIAMA, M. L., GONÇALVES, D. D., SAMPIERI, B. R., BARBOSA, G. P., DIAS, T. C., ROSSI, H. R., SOUZA, P. F. P. Capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) e a presença do carrapato (*Amblyomma sculptum*) no campus da UFSCAR-Araras, São Paulo. *Ciência Animal Brasileira*. v. 18, p. 1 – 15. 2017.

RODRIGUES, R. R. *Levantamento Florístico e Fitossociológico das Matas da Serra do Japi, Jundiá, SP*. 198 f. Dissertação (Mestrado em Ecologia) – Universidade Estadual de Campinas. 1986.

ROLL, A. A., MARSICANO, G. Carnivora – Mustelidae (Ferrets). In: CUBAS, Z. S., SILVA, J. C. R., CATÃO-DIAS, J. L. *Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária*. 2. ed. São Paulo: Roca, 2014. p. 840 – 865.

SALVADOR, C. H., CARVALHO-PINTO, C., CARVALHO, R., GRAIPEL, M. E., SIMÕES-LOPES, P. C. Interação parasito-hospedeiro entre ectoparasitos (Ixodida & Siphonaptera) e gambás *Didelphis aurita* Wied-Neuwied, 1826 (Mammalia: Didelphimorphia), no continente e em ilhas do litoral de Santa Catarina, Sul do Brasil. *Biotemas*. v. 20, n. 4, p. 81 – 90. 2007.

SAMUEL, W. M., PYBUS, M. J., KOCAN, A. A. *Parasitic Disease of Wild Mammals*. 2 ed. Iowa: Iowa State University Press. 2001. 570 pp.

SANDERS, A., FROGGATT, P., WALL, R., SMITH, K. E. Life-cycle stage morphology of *Psoroptes mange* mites. *Medical and Veterinary Entomology*. n. 14, p. 131 – 141. 2000.

SANFORD, S. E. Cerebrospinal nematodiasis caused by *Baylisascaris procyonis* in chinchillas. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*. v. 3, p. 77 – 79. 1991.

SANTOS, C. P., LENT, H., GOMES, D. C. The genus *Aspidodera* Railliet and Henry, 1912 (Nematoda: Heterakoidea): revision, new synonyms and key for species. *Revista Brasileira de Biologia*. v. 50, n. 4, p. 1017 – 1031. 1990.

SANTOS, P. M. S., SILVA, S. G. N., FONSECA, C. F., OLIVEIRA, J. B. Parasitos de aves e mamíferos silvestres em cativeiro no estado de Pernambuco. *Pesquisa Veterinária Brasileira*. n. 35, v. 9, p. 788 – 794. 2015.

SARAIVA, D. G., FOURNIER, G. F., MARTINS, T. F., LEAL, K. P., VIEIRA, F. N., CÂMARA, E. M., COSTA, C. G., ONOFRIO, V. C., BARROS-BATTESTI, D. M., GUGLIELMONE, A. A., LABRUNA, M. B. Ticks (Acari: Ixodidae) associated with small terrestrial mammals in the state of Minas Gerais, southeastern Brazil. *Experimental and Applied Acarology*. v. 58, p. 169 – 166. 2012.

SCHULZE, P. Neves uber Brasilianische Amblyommen. *Zoologischer Anzeiger*. v. 134, n. 5 – 6, p. 93 – 104. 1941.

SEOUNG, J. K., HUH, S., LEE, J. S., OH, Y. S. Helminths in *Rattus norvegicus* in Chuncheon, Korea. *The Korean Journal of Parasitology*. v. 33, n. 3, p. 235 – 237. 1995.

SERRA-FREIRE, N. M., BENIGNO, R. N. M., FALCÃO, K. Casos clínicos de dermatite por *Leporacarus gibbus* (Acari: Listrophoridae) em criações zootécnicas de coelhos domésticos (*Oryctolagus cuniculus*) nos estados do Pará e São Paulo. *Revista Brasileira de Medicina Veterinária*. n. 32, v. 2, p. 111-114. 2010.

SHARP, P., VILLANO, J. *The Laboratory Rat*. 2 ed. United States: CRC Press, 2012. p. 153 – 154.

SIBAJA-MORALES, K. D., OLIVEIRA, J. B., ROCHA, A. E. J., GAMBOA, J. H., GAMBOA, J. P., MURILLO, F. A., SANDÍ, J., NUÑEZ, Y., BALDI, M. Gastrointestinal parasites and ectoparasites of *Bradypus variegatus* and *Choloepus hoffmanni* sloths in captivity from Costa Rica. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. n. 40, p. 86 – 90, 2009.

SILVA, F. *Mamíferos Silvestres – Rio Grande do Sul*. 2 ed. Porto Alegre: Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul. 1994. 246 pp.

SILVA, E. M., LIMA, V. S. S., BORGES, J. C. G., PORTO, W. N. J. Ocorrência de parasitas gastrointestinais zoonóticos em uma população de *Didelphis albiventris* (Lund, 1841) de uma área urbana no nordeste do Brasil. *Revista Eletrônica de Veterinária*. v. 18, n. 9, p. 1 – 13. 2017.

SILVA, A. S., TOCHETTO, C., MAHL, D. L., FACCIO, L., DAU, S. L., ZANETTE, R. A., MONTEIRO, S. G. Infestação por *Leporacarus gibbus* em coelhos domésticos no Brasil. *Estudos de Biologia*. v. 28, n. 64, p. 127 – 129. 2006.

SILVEIRA, J. A. G., OLIVEIRA, P. A., CURI, N. H. A., BARATA, R. S. L., CHIARELLO, A. G., RIBEIRO, M. F. B. Ocorrência de *Amblyomma longirostre* (Koch, 1844) em *Chaetomys subspinosus* (Olfers, 1818) oriundos da Mata Atlântica. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*. v. 60, n. 13, p. 772 – 774. 2008.

SINKOC, A. L., BRUM, F. A., MULLER, G., BRUM, J. G. W. Helminthos parasitos de capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris* L. 1766) na região de Araçatuba, São Paulo, Brasil. *Arquivos do Instituto Biológico*. v. 71, n. 3, p. 329 – 333. 2004.

SOCOLOVSKI, C., RAOULT, D., PAROLA, P. Influence of temperature on the attachment of *Rhipicephalus sanguineus* ticks on rabbits. *Clinical Microbiology and Infection*. v. 15, n. 2, p. 326 – 327. 2009.

SOUZA, A. C., ALVARES, E. F., REIS, S. S., NEVES, A. S., BARINO, G. T. M., SILVA, M. E., ROCHA, V. N., REIS JUNIOR, J. L., SILVA, S. M., RIBEIRO, R. R. First report of *oligacanthorhynchus microcephalus* (rudolphi, 1819) (acanthocephala: oligacanthorhynchidae) in *didelphis albiventris* (lund, 1841) (marsupialia: didelphidae) in Southeastern Brazil. *Journal of Dairy, Veterinary & Animal Research*. v. 5, n. 3, p. 99 – 102. 2017.

SOUZA, C. E.; MORAES-FILHO, J.; OGRZEWSKA, M.; UCHOA, F. C.; HORTA, M. H.; SOUZA, S. S. L.; BORBA, R. C. M.; LABRUNA, M. B. Experimental infection of capybaras *Hydrochoerus hydrochaeris* by *Rickettsia rickettsii* and evaluation of the transmission of the infection to ticks *Amblyomma cajennense*. *Veterinary Parasitology*. v. 161, p. 116 – 121, 2009.

SOUZA, G. T. R., RIBEIRO, T. S., ANTONUCCI, A. M., UEDA, B. H., CARNIEL, M. K., KARLING, L. C., EIRAS, J. C., TAKEMOTO, R. M., PAVANELLI,

G. C. Endoparasite Fauna of Wild Capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) (Linnaeus, 1766) from the Upper Paraná River Floodplain, Brazil. *Aquatic Mammals*. V. 41, n. 2, p. 213 – 221. 2015.

SOUZA, S. F., MEDEIROS, L. S., OLIVEIRA, R. S., DESCHK, M., CARVALHO, Y. K., RIBEIRO, V. M. F., SOUZA, A. P., LAVINA, M. S. Primeiro registro de *Amblyomma geayi* (Acari: Ixodidae) em preguiça (*Bradypus variegatus*) no estado do Acre, Amazônia Ocidental: relato de caso. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*. v. 68, n. 4, p. 953 – 957. 2016.

SPOTORNO, A. E., ZULETA, C. A., VALLADARES, J. P., DEANE, A. L., JIMÉNEZ, J. E. Mammalian Species: Chinchilla laniger. *American Society of Mammalogists*. n. 758. p. 1 – 9. 2004.

STAMPA, S., HOBSON, N. K. Control of some internal parasites of chinchillas. *Journal of the American Veterinary Medicine Society*. v. 149, n. 7, p. 929 – 932. 1966.

STAEBLER, S., STEINMETZ, H., KELLER, S., DEPLAZES, P. First description of natural *Echinococcus multilocularis* infections in chinchillas (*Chinchilla laniger*) and Prevost's squirrel (*Callosciurus prevostii borneosensis*). *Parasitology Research*. v. 101, p. 1725 – 1727. 2007.

STOJANOVICH, C. J., PRATT, H. D. *Key to Anoplura of North America*. Georgia: US Department of Health, Education and Welfare. 1965. 25 p.

STOJCEVIC, D., ZIVICNJAK, T., MARINCULIC, A., MARUCCI, G., ANDELKO, G., BRSTILO, M., PAVO, L., POZIO, E. The epidemiological investigation of *Trichinella* infection in brown rats (*Rattus norvegicus*) and domestic pigs in Croatia suggests that rats are not a reservoir at farm level. *Journal of Parasitology*. v. 90, n. 3, p. 666 – 670. 2004.

SZABÓ, M. P. J., CASTRO, M. B., RAMOS, H. G. C., GARCIA, M. V., CASTAGNOLI, K. C., PINTER, A., VERONEZ, V. A., MAGALHÃES, G. M., DUARTE, J. M. B., LABRUNA, M. G. Species diversity and seasonality of free-living ticks (Acari: Ixodidae) in the natural habitat of wild Marsh deer (*Blastocerus dichotomus*) in Southeastern Brazil. *Veterinary Parasitology*. v. 134, n. 2, p. 147 – 154. 2007.

SZABÓ, M. P. J., NIERI-BASTOS, F. A., SPOLIDORIO, M. G., MARTINS, T. F., BARBIERI, A. M., LABRUNA, M. B. In vitro isolation from *Amblyomma ovale* (Acari: Ixodidae) and ecological aspects of the Atlantic rainforest *Rickettsia*, the causative agent of a novel spotted fever rickettsiosis in Brazil. *Parasitology*, v. 140, p. 719 – 728. 2013.

TABLADO, Z., JENNI, L. Determinants of uncertainty in wildlife responses to human disturbance. *Biological Reviews*. n. 92, p. 216 – 233. 2015.

TAYLOR, M. A., COOP, R. L., WALL, R. L. *Veterinary Parasitology*. 4. ed. New Jersey: Wiley-Blackwell, 2015. 1032 p.

TAYLOR, L., LATHAM, S., WOOLHOUSE, M. Risk factors for human disease emergence. *Philosophical Transactions of the Royal Society B Biological Sciences*. v. 356. n. 1411, p. 983 – 989. 2001.

TEIXEIRA, V. N. Rodentia – Roedores Exóticos (Rato, Camundongo, Hamster, Gerbilo, Porquinho-da-índia e Chinchila). In: CUBAS, Z. S., SILVA, J. C. R., CATÃO-

DIAS, J. L. *Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária*. 2. ed. São Paulo: Roca, 2014. p. 1170 – 1208.

TEIXEIRA, R. H. F., LABRUNA, M. B., MARTINS, T. F. Ixodídeos coletados parasitando animais selvagens no Zoológico de Sorocaba, Estado de São Paulo, Brasil. *Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia do CRMV – SP*. v. 15, n. 1, p. 8 – 14. 2017.

TEODORO, A. K. M., CUTOLO, A. A., MOTOIE, G., MEIRA-STREJEVITCH, C. S., PEREIRA-CHIOCCOLA, V. L., MENDES, T. M. F., ALLEGRETTI, S. M. Gastrointestinal, skin and blood parasites in *Didelphis spp.* from urban and sylvatic areas in São Paulo state, Brazil. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*. v. 16, n. 1, p. 1 – 7. 2019.

THOMAS, F., GUÉGAN, J. F., MICHALAKIS, Y., RENAUD, F. Parasites and host life-history traits: implications for community ecology and species co-existence. *International Journal of Parasitology*. v. 30, n. 5, p. 669 – 674. 2000.

TORCHIN, M. E., LAFFERTY, K. D., KURIS, A. M. Parasites and marine invasions. *Parasitology*. v. 124, p. 137 – 151. 2002.

TOMPKINS, D. M., BEGON, M. Parasites can regulate wildlife populations. *Parasitology Today*. v. 15, n. 8, p. 311 – 313. 1999.

TRIPTON, V. J., MACHADO-ALLISON, C. E. M. Fleas of Venezuela. *Brigham Young University Science Bulletin, Biological Series*. v. 17, n. 6, p. 1 – 115. 1972.

TROLL, S., GOTTSCHALK, J., SEEBURGER, J., ZIEMSEN, E., HAFNER, M., THIELEBEIN, J., EINSPANIER, A. Characterization of the ovarian cycle in the two-toed sloths (*Choloepus didactylus*): An innovative, reliable, and noninvasive method using fecal hormone analyses. *Theriogenology*. v. 80, p. 275–283. 2013.

VAZ, Z., PEREIR, C. Two new parasitic worms of *Didelphys aurita*: *Skrjabinothylax pricei* n. sp. and *Gongylonema marsupialis* n. sp. *Journal of the Washington Academy of Sciences*. v. 24, n. 1, p. 54 – 56. 1934.

VENNEN, K. M., MITCHELL, M. Rabbits. In: MITCHELL, M., TULLY, T. *Manual of Exotic Pet Practice*. St. Louis: Elsevier Saunders. 2009. p. 375 – 405.

VERDADE, L. M., FERRAZ, K. M. P. M. B. Capybaras in an anthropogenic habitat in southeastern Brazil. *Brazilian Journal of Biology*. v. 66, p. 371 – 378. 2006.

VERONA, C. E. *Parasitos em sagui-de-tufo-branco (Callithrix jacchus) no Rio de Janeiro*. 116 f. Tese (Doutorado em Saúde Pública) – Programa de Pós-Graduação em Saúde Pública, Fundação Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, 2008.

VERONA, C. E., PISSINATTI, A. Primates – Primatas do Novo Mundo (Sagui, Macaco-prego, Macaco-aranha, Bugio e Muriqui). In: CUBAS, Z. S., SILVA, J. C. R., CATÃO-DIAS, J. L. *Tratado de Animais Selvagens – Medicina Veterinária*. 2. ed. São Paulo: Roca, 2014. p. 723 – 743.

VICENTE, J. J., RODRIGUES, H. O., GOMES, D. C., PINTO, R. M. Nematoides do Brasil. Parte V: Nematoides de mamíferos. *Revista Brasileira de Zoologia*. v. 14, n. 1, p. 138 – 139. 1997.

- VIEIRA, M. V. Locomoção, Morfologia e Uso do Hábitat em Marsupiais Neotropicais: uma abordagem ecomorfológica. In: CÁCERES, N. C.; MONTEIRO-FILHO, E. L. A. *Os Marsupiais do Brasil: biologia, ecologia e evolução*. Campo Grande: UFMS, 2006. v. 1, p. 299 – 321.
- VIDAL, A. C., SAMAME, B. H., JARA, A. M., CHAUCA, F. L. Fipronil para el control de pulgas en cuyes (*Cavia porcellus*). *Trabajos de Investigación*. 2006.
- VILLAFANE, I. E. G., ROBLES, M. R., BUSCH, M. Helminth communities and host-parasite relationships in argentine brown rat (*Rattus norvegicus*). *Helminthologia*. v. 45, n. 3, p. 126 – 129. 2008.
- VILLALOBOS, G., VEJA-MEMIJE, M. E., MARAVILHA, P., MARTINEZ-HERNANDEZ, F. Myiasis caused by *Dermatobia hominis*: countries with increased risk for travelers going to neotropic areas. *International Journal of Dermatology*. v. 55, n. 1, p. 1060 – 1068. 2016.
- VOGELSANG, E. G., SANTOS DIAS, J. A. T. Nueva contribucion al studio de la fauna ixodológica de Venezuela. *Revista de Medicina Veterinária y Parasitologia*. v. 12, n. 1-4, p. 63 – 89. 1953.
- VOIRIN, B.; KAYS, R.; WIKELSKI, M.; LOWMAN, M. Why do sloths poop on the ground? *Treetops at Risk: Challenges of Global Canopy Ecology and Conservation*. New York: Springer, 2013. p. 195 – 199.
- VOORDOUW, M. J. Co-feeding transmission in Lyme disease pathogens. *Parasitology*. v. 142, p. 290 – 303. 2015.
- VOS, J. P., DORRESTEIN, G. M. *Listrophorus gibbus*, a fur mite in domestic rabbits. *Tijdschrift Voor Diergeneeskunde*. v. 103, n.13, p. 695-698.1978.
- WAAGE, J. K., BEST, R. C. Arthropod associates of sloths. In: MONTGOMERY, G. G. *The Evolution and Ecology of Armadillos, Sloths and Vermilinguas*. Smithsonian Institution Press: Washington and London, 1985. p. 297 – 311.
- WALL, R., SHEARER, D. *Veterinary Ectoparasites: Biology, Pathology and Control*. 2 ed. Blackwell: Oxford, London, Edingburgh, 2001. 275 pp.
- WALTON, G. A. Pastureland infestation by the sheep tick (*Ixodes ricinus* L.) as indicated by parasitism of the brown rat (*Rattus norvegicus* berk). *Journal of Medical Entomology*. v. 1, n. 4, p. 326 – 328. 1965.
- WANG, W., DURDEN, L. A., SHAO, R. Rapid host expansion of an introduced parasite, the spiny rat louse (*Polyplax spinulosa*) (Psocodea: Phthiraptera: Polyplacidae), among endemic rodents in Australia. *Parasites & Vectors*. v. 13, n. 83, p. 1 – 15, 2020.
- WEBSTER, J. P., MACDONALD, D. W. Parasites of wild brown rats (*Rattus norvegicus*) on UK farms. *Parasitology*. v. 111, n. 3, p. 247 – 255. 1995.
- WEIR, B. J. Notes on the origin of the domestic guinea-pig. *Symposia of the Zoological Society of London*. v. 34, p. 265 – 301. 1974.
- WEISBROTH, S. H., SCHER, S. *Listrophorus gibbus* (Acarina: listrophoridae). An unusual parasitic mite from laboratory rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) in the United States. *Journal of Parasitology*. v. 57, n. 2, p. 438 - 440. 1971.

WENDT, L. W., MULLER, G., PINHEIRO, M., SANTOS, L. M. J. F., SILVA, M. A. M. P., GONZALES, H. G., RUAS, J. L., FARIAS, N. A. Helminths gastrointestinales de carpinchos (*Hydrochoerus hydrochaeris*) en sistema de crianza semi-intensivo en la región sur del estado de Rio Grande do Sul, Brasil. *Science and Animal Health*. v. 4, n. 3, p. 283 – 293. 2016.

WHITAKER, J. O. JR. Food and external parasites of the Norway rat, *Rattus norvegicus*, in Indiana. *Proceedings of the Indiana Academy of Science*. v. 86, p. 193 – 198. 1977.

WHITE, S. D., BOURDEAU, P. J., MEREDITH, A. Dermatologic problems of rabbits. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. v. 11, p. 141 – 150. 2002.

WILCOX, H. Histology of the skin and hair of the adult chinchilla. *The Anatomical Record*. n. 180, p. 385 – 397. 1950.

WILLIAMS, E. S., YUILL, T., ARTOIS, M., FISCHER, J., HAIGH, S. A. Emerging infectious diseases in wildlife. *Revue Scientifique et Technique-Office International des Epizooties*, v. 21, n. 1, p. 139 – 157. 2002.

WILLIS, H. H. A simple levitation method for the detection of hookworm ova. *Medical Journal of Australia*. v. 2, p. 375 – 376. 1921.

WILSON, D. E.; REEDER, D. M. *Mammal species of the world: a taxonomic and geographic reference*. 3. ed. Baltimore: Jhon Hopkins University Press, 2005. 2.142 p.

WOBESER, G. A. Parasitism: Costs and Effects. In: ATKINSON, C. T., THOMAS, N. J., HUNTER, D, B. *Parasitic Diseases of Wild Birds*. Willey Blackwell: Iwoa, 2009. p. 3 – 9.

ZAHLER, M., HENDRIKX, W. M., ESSIG, A., RINDER, H., GOTHE, R. Species of the genus *Psoroptes* (Acari: Psoroptidae): a taxonomic consideration. *Experimental & Applied Acarology*. v. 24, n. 3, p. 213 – 225. 2000.

ZUBIETA, R. C., RUIZ, M., MORICI, G., LOVERA, R., FERNÁNDEZ, M. S., CARACONSTANTOGOLO, J., CAVIA, R. First report of *Trichinella spiralis* from the white-eared opossum (*Didelphis albiventris*) and the thick-tailed opossum (*Lutreolina crassicaudata*) in central Argentina. *Helminthologia*. v. 51, n. 3, p. 198 – 202. 2014.

8. APÊNDICE

APÊNDICE A - Número de identificação do animal (ID), espécie amostrada e sexo (espécie), amostras coletadas (amostras), endoparasitas (Endo), helmintos (H), ectoparasitas (Ecto), ácaros (A), carrapatos (C), larvas de dípteros (L), piolhos (Pi), pulgas (Pu) e Amostras positivas (X).

ID	Espécie	Amostras	Endo	Ecto				
			H	Á	C	L	Pi	Pu
S01	<i>Atelerix albiventris</i> ♂	Fezes e raspado de pele						
S02	<i>Atelerix albiventris</i> ♂	Raspado de pele		X				
S03	<i>Atelerix albiventris</i> ♂	Fezes						
S04	<i>Atelerix albiventris</i> ♂	Fezes						
S05	<i>Atelerix albiventris</i> ♀	Fezes						
S06	<i>Atelerix albiventris</i> ♀	Fezes						
S07	<i>Atelerix albiventris</i> ♂	Fezes e raspado de pele		X				
S08	<i>Atelerix albiventris</i> ♀	Fezes e raspado de pele		X				
S09	<i>Bradypus variegatus</i> ♀	Fezes e raspado de pele						
S10	<i>Bradypus variegatus</i> ♀	Fezes						
S11	<i>Bradypus variegatus</i> ♀	Fezes						
S12	<i>Bradypus variegatus</i> ♀	Fezes						
S13	<i>Bradypus variegatus</i> ♂	Fezes e raspado de pele						
S14	<i>Bradypus variegatus</i> ♂	Fezes						
S15	<i>Callithrix penicillata</i> ♀	Fezes						
S16	<i>Callithrix penicillata</i> ♀	Fezes						
S17	<i>Callithrix penicillata</i> ♂	Fezes						
S18	<i>Cavia porcellus</i> ♀	Fezes e pelo		X				
S19	<i>Cavia porcellus</i> ♂	Fezes e pelo		X				
S20	<i>Cavia porcellus</i> ♂	Fezes e pelo		X				
S21	<i>Cavia porcellus</i> ♂	Pelo		X				
S22	<i>Cavia porcellus</i> ♂	Pelo		X				
S23	<i>Cavia porcellus</i> ♂	Pelo		X				
S24	<i>Cavia porcellus</i> ♂	Fezes e pelo		X				

S25	<i>Cavia porcellus</i> ♀	Fezes e pelo		X				
S26	<i>Cavia porcellus</i> ♂	Pelo		X				
S27	<i>Cavia porcellus</i> ♂	Pelo		X		X		
S28	<i>Cavia porcellus</i> ♂	Pelo		X				
S29	<i>Chinchilla lanigera</i> ♀	Fezes						
S30	<i>Chinchilla lanigera</i> ♂	Fezes						
S31	<i>Didelphis albiventris</i> ♂	Fezes	X					
S32	<i>Didelphis albiventris</i> ♀	Fezes						
S33	<i>Didelphis albiventris</i> ♂	Fezes						
S34	<i>Didelphis albiventris</i> ♂	Fezes						
S35	<i>Didelphis albiventris</i> ♀	Fezes						
S36	<i>Didelphis albiventris</i> ♀	Fezes e ectoparasitos	X		X	X		
S37	<i>Didelphis albiventris</i> ♂	Fezes						
S38	<i>Didelphis albiventris</i> ♀	Fezes						
S39	<i>Didelphis albiventris</i> ♂	Fezes						
S40	<i>Didelphis albiventris</i> ♂	Fezes						
S41	<i>Didelphis albiventris</i> ♀	Fezes						
S42	<i>Didelphis albiventris</i> ♂	Fezes						
S43	<i>Didelphis albiventris</i> ♀	Fezes						
S44	<i>Didelphis albiventris</i> ♀	Fezes						
S45	<i>Didelphis albiventris</i> ♂	Fezes						
S46	<i>Didelphis aurita</i> ♂	Fezes	X					
S47	<i>Didelphis aurita</i> ♂	Fezes e ectoparasitos	X		X			
S48	<i>Didelphis aurita</i> ♂	Fezes						
S49	<i>Didelphis aurita</i> ♂	Fezes	X					
S50	<i>Didelphis aurita</i> ♀	Fezes	X					
S51	<i>Didelphis aurita</i> ♂	Fezes	X					
S52	<i>Didelphis aurita</i> ♂	Fezes	X					
S53	<i>Didelphis aurita</i> ♀	Fezes e ectoparasitos	X		X			
S54	<i>Didelphis aurita</i> ♂	Fezes						
S55	<i>Didelphis aurita</i> ♂	Ectoparasitos			X			
S56	<i>Didelphis aurita</i> ♀	Fezes						
S57	<i>Didelphis aurita</i> ♂	Ectoparasitos			X			
S58	<i>Didelphis aurita</i> ♀	Fezes	X					
S59	<i>Didelphis aurita</i> ♂	Fezes						
S60	<i>Didelphis aurita</i> ♂	Fezes						
S61	<i>Didelphis aurita</i> ♂	Fezes						
S62	<i>Didelphis aurita</i> ♂	Fezes						
S63	<i>Didelphis aurita</i> ♀	Fezes						

S64	<i>Didelphis aurita</i> ♀	Fezes						
S65	<i>Didelphis aurita</i> ♀	Fezes						
S66	<i>Didelphis aurita</i> ♂	Fezes						
S67	<i>Didelphis aurita</i> ♂	Fezes						X
S68	<i>Didelphis aurita</i> ♂	Fezes e ectoparasitos			X			X
S69	<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i> ♀	Fezes e ectoparasitos			X			
S70	<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i> ♀	Fezes e ectoparasitos			X			
S71	<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i> ♀	Ectoparasitos			X			
S72	<i>Mesocricetus auratus</i> ♀	Fezes e raspado de pele						
S73	<i>Mesocricetus auratus</i> ♀	Raspado de pele						
S74	<i>Mesocricetus auratus</i> ♂	Raspado de pele						
S75	<i>Mustela putorius furo</i> ♂	Fezes e ectoparasitos						X
S76	<i>Mustela putorius furo</i> ♂	Fezes						
S77	<i>Mustela putorius furo</i> ♂	Fezes						
S78	<i>Mustela putorius furo</i> ♀	Fezes						
S79	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♂	Fezes e pelo		X				
S80	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♂	Ectoparasitos			X			
S81	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♂	Fezes e pelo		X				
S82	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♀	Fezes e pelo		X				
S83	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♀	Fezes e pelo		X				
S84	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♂	Fezes e pelo		X				
S85	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♀	Fezes e pelo		X				
S86	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♂	Fezes e pelo						
S87	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♀	Fezes e pelo						
S88	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♂	Fezes						
S89	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♀	Pelo		X				
S90	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♀	Fezes e pelo		X				
S91	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♀	Fezes e pelo		X				
S92	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♂	Fezes e pelo		X				
S93	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♀	Fezes e pelo		X				
S94	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♂	Fezes e ectoparasitos						X
S95	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♀	Ectoparasitos			X			
S96	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♀	Pelo		X				
S97	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♂	Fezes e pelo		X				
S98	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♂	Fezes e pelo		X				

S99	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♂	Pelo		X				
S100	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♀	Fezes e ectoparasitos			X			X
S101	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♂	Fezes e pelos		X				
S102	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♂	Fezes e pelos		X				
S103	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♂	Fezes e ectoparasitos						X
S104	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♀	Pelo		X				
S105	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♀	Ectoparasitos						X
S106	<i>Oryctolagus cuniculus</i> ♂	Pelo		X				
S107	<i>Rattus norvegicus</i> ♂	Fezes e pelo					X	
S108	<i>Rattus norvegicus</i> ♀	Fezes e pelo					X	
S109	<i>Rattus norvegicus</i> ♀	Pelo						
S110	<i>Rattus norvegicus</i> ♂	Fezes e pelo					X	
S111	<i>Rattus norvegicus</i> ♂	Pelo						
S112	<i>Rattus norvegicus</i> ♂	Ectoparasitos				X		
S113	<i>Rattus norvegicus</i> ♂	Fezes e pelo					X	
S114	<i>Rattus norvegicus</i> ♀	Pelo					X	
S115	<i>Sphiggurus villosus</i> ♀	Fezes e ectoparasitos			X			
S116	<i>Sphiggurus villosus</i> ♂	Fezes e ectoparasitos				X		
TOTAL	116	159	10	33	13	4	5	7

**APÊNDICE B – Localização dos parasitos encontrados em cada hospedeiro.
Animais de cativeiro (C) e animais de vida livre (VL).**

Espécie	Parasitos	Local
<i>A. albiventris</i> (S02) ♂ C	<i>Caparinia tripilis</i>	Região dorsal
<i>A. albiventris</i> (S05) ♀ C	<i>Caparinia tripilis</i>	Região dorsal
<i>A. albiventris</i> (S07) ♂ C	<i>Caparinia tripilis</i>	Região dorsal e conduto auditivo
<i>C. porcellus</i> (S18) ♀ C	<i>Chirodiscoides caviae</i>	Região lombar
<i>C. porcellus</i> (S19) ♂ C	<i>Chirodiscoides caviae</i>	Região lombar
<i>C. porcellus</i> (S20) ♂ C	<i>Chirodiscoides caviae</i>	Região lombar
<i>C. porcellus</i> (S21) ♂ C	<i>Chirodiscoides caviae</i>	Região lombar
<i>C. porcellus</i> (S22) ♂ C	<i>Chirodiscoides caviae</i>	Região lombar
<i>C. porcellus</i> (S23) ♂ C	<i>Chirodiscoides caviae</i>	Região lombar
<i>C. porcellus</i> (S24) ♂ C	<i>Chirodiscoides caviae</i>	Região lombar
<i>C. porcellus</i> (S25) ♀ C	<i>Chirodiscoides caviae</i>	Região lombar
<i>C. porcellus</i> (S26) ♂ C	Larva de <i>Dermatobia hominis</i>	Focinho
<i>D. albiventris</i> (S31) ♂ VL	Ovos de <i>Trichuris sp.</i>	Fezes
<i>D. albiventris</i> (S36) ♀ VL	Miíase em membro torácico esquerdo e ovos de <i>Cruzia tentaculata</i> nas fezes	Fezes
<i>D. aurita</i> (S46) ♂ VL	Ovos de <i>Aspidodera sp.</i>	Fezes
<i>D. aurita</i> (S47) ♂ VL	Ovos de <i>Aspidodera sp.</i> , <i>Cruzia tentaculata</i> e <i>Trichuris sp.</i> Proglotes de cestódeo	Fezes
	3 fêmeas e 5 machos de <i>Amblyomma sculptum</i>	Orelha
<i>D. aurita</i> (S49) ♂ VL	Ovos de <i>Cruzia tentaculata</i> , <i>Trichuris sp.</i> e <i>Acantocephala</i>	Fezes
<i>D. aurita</i> (S50) ♀ VL	<i>Cruzia tentaculata</i> e <i>Trichuris sp.</i>	Fezes
<i>D. aurita</i> (S51) ♂ VL	<i>Cruzia tentaculata</i>	Fezes
<i>D. aurita</i> (S52) ♂ VL	<i>Aspidodera sp.</i> e <i>Cruzia tentaculata</i>	Fezes

<i>D. aurita</i> (S55) ♂ VL	1 ninfa de <i>Amblyomma dubitatum</i>	Orelha
<i>D. aurita</i> (S56) ♀ VL	<i>Aspidodera</i> sp. e <i>Cruzia tentaculata</i>	Fezes
<i>D. aurita</i> (S57) ♂ VL	1 ninfa de <i>Amblyomma sculptum</i>	Orelha
<i>D. aurita</i> (S67) ♂ C	<i>Ctenocephalides felis</i>	Corpo
<i>D. aurita</i> (S68) ♂ VL	<i>Ctenocephalides felis</i> 2 F de <i>Amblyomma dubitatum</i>	Corpo Orelha
<i>H. hydrochaeris</i> ♀ (S69) VL	1 ninfa, 2 machos e 3 fêmeas de <i>Amblyomma dubitatum</i>	Orelha e dorso
<i>H. hydrochaeris</i> (S70) ♀ VL	6 machos de <i>Amblyomma dubitatum</i>	Corpo todo
<i>H. hydrochaeris</i> (S71) ♀ VL	3 machos de <i>Amblyomma dubitatum</i> e 11 machos e 10 fêmeas de <i>Amblyomma sculptum</i>	Corpo todo (+++)
<i>M. putorius furo</i> (S75) ♂ C	<i>Ctenocephalides felis</i>	Todo o corpo
<i>O. cuniculus</i> (S79) ♂ C	<i>Sarcoptes scabiei</i>	Membros e orelha
<i>O. cuniculus</i> (S80) ♂ C	2 fêmeas de <i>Rhipicephalus sanguineus</i>	Região cervical
<i>O. cuniculus</i> (S81) ♂ C	<i>Psoroptes cuniculi</i>	Conduto auditivo
<i>O. cuniculus</i> (S82) ♀ C	<i>Sarcoptes scabiei</i>	Membros, nariz e orelha
<i>O. cuniculus</i> (S83) ♀ C	<i>Sarcoptes scabiei</i>	Membros, orelhas e nariz
<i>O. cuniculus</i> (S84) ♂ C	<i>Psoroptes cuniculi</i>	Conduto auditivo
<i>O. cuniculus</i> (S85) ♀ C	<i>Sarcoptes scabiei</i>	Membros, orelha e nariz
<i>O. cuniculus</i> (S89) ♀ C	<i>Psoroptes cuniculi</i>	Conduto auditivo
<i>O. cuniculus</i> (S90) ♀ C	<i>Leporacarus gibbus</i>	Região lombar
<i>O. cuniculus</i> (S91) ♀ C	<i>Psoroptes cuniculi</i>	Conduto auditivo
<i>O. cuniculus</i> (S92) ♂ C	<i>Leporacarus gibbus</i>	Região lombar
<i>O. cuniculus</i> (S93) ♀ C	<i>Psoroptes cuniculi</i>	Fase inicial, única crosta no conduto auditivo
<i>O. cuniculus</i> (S94) ♂ C	Pulgas <i>Ctenocephalides felis</i>	Corpo todo (++++)
<i>O. cuniculus</i> (S95) ♀ C	3 fêmeas, 2 machos e 2 ninfas de <i>Rhipicephalus sanguineus</i>	Orelha e região dorsal
<i>O. cuniculus</i> (S96) ♀ C	<i>Leporacarus gibbus</i>	Dorso

<i>O. cuniculus</i> (S97) ♂ C	<i>Sarcoptes scabiei</i>	Membros e nariz
<i>O. cuniculus</i> (S98) ♂ C	<i>Cheyletiella parasitovorax</i>	Região lombar
<i>O. cuniculus</i> (S99) ♂ C	<i>Sarcoptes scabiei</i>	Membros e nariz
	<i>Psoroptes cuniculi</i>	Conduto auditivo
	<i>Leporacarus gibbus</i>	Região lombar
<i>O. cuniculus</i> (S100) ♀ C	<i>Rhipicephalus sanguineus</i> F	Orelha
	5 <i>Ctenocephalides felis</i>	Corpo todo
<i>O. cuniculus</i> (S101) ♀ C	<i>Psoroptes cuniculi</i>	Conduto auditivo
<i>O. cuniculus</i> (S102) ♂ C	<i>Leporacarus gibbus</i>	Dorso
<i>O. cuniculus</i> (S103) ♂ C	<i>Ctenocephalides felis</i>	Corpo todo
<i>O. cuniculus</i> (S104) ♀ C	<i>Cheyletiella parasitovorax</i>	Região dorsal
	<i>Leporacarus gibbus</i>	Região lombar
<i>O. cuniculus</i> (S105) ♀ C	<i>Ctenocephalides felis</i>	Corpo
<i>O. cuniculus</i> (S106) ♂ C	<i>Psoroptes cuniculi</i>	Conduto auditivo, mãos e região perianal
<i>R. norvegicus</i> (S107) ♂ C	<i>Polyplax spinulosa</i>	Região dorsal
<i>R. norvegicus</i> (S108) ♀ C	<i>Polyplax spinulosa</i>	Região dorsal
<i>R. norvegicus</i> (S110) ♂ C	<i>Polyplax spinulosa</i> e ovos +++	Região dorsal e região escapular
<i>R. norvegicus</i> (S112) ♂ C	Larva de <i>Dermatobia hominis</i>	Flanco direito
<i>R. norvegicus</i> (S113) ♂ C	<i>Polyplax spinulosa</i>	Dorso
<i>R. norvegicus</i> (S114) ♀ C	<i>Polyplax spinulosa</i>	Corpo todo
<i>S. villosus</i> (S115) ♀ VL	<i>Amblyomma longirostre</i>	Dorso
<i>S. villosus</i> (S116) ♂ VL	<i>Cochliomyia hominivorax</i>	Pescoço

APÊNDICE C – Animais necropsiados, peso, medidas e localização dos parasitos encontrados. (CC) comprimento do corpo, (CA) comprimento da cauda, (VL) vida livre, (C) cativo e (NDN) nada digno de nota.

Espécie	Peso (g)	CC(cm)	CA (cm)	Parasitos	Local
<i>B. variegatus</i> (S10) ♀ VL	3860	42	3	NDN	
<i>D. albiventris</i> (S36) ♀ VL	1152	33	34	<i>C. tentaculata</i>	Ceco
				<i>C. hominivorax</i>	Membro torácico esquerdo
<i>D. aurita</i> (S51) ♂ VL	674	35	Sem cauda	<i>C. tentaculata</i>	Ceco
<i>D. aurita</i> (S53) ♀ VL	1426	42	33	<i>C. tentaculata</i>	Ceco
				8 larvas de <i>Amblyomma sp.</i>	Corpo
<i>D. aurita</i> (S58) ♀ VL	1206	39	34	<i>T. turgida</i>	Estômago
<i>D. aurita</i> (S59) ♂ VL	352	19	4 (cauda lesionada)	NDN	
<i>D. aurita</i> (S64) ♀ VL	178	10	17	NDN	
<i>D. aurita</i> (S65) ♀ VL	155	15	17	NDN	
<i>D. aurita</i> (S66) ♂ VL	200	21	20	NDN	
<i>H. hydrochaeris</i> (S71) ♀ VL	30000	94	Sem cauda	3 machos de <i>A. dubitatum</i> e 11 machos e 10 fêmeas de <i>A. sculptum</i>	Corpo todo

APÊNDICE D - Relação de espécies amostradas, presença de parasitos na amostra e sinais clínicos. (NDN) Nada digno de nota.

ID	Espécie	Amostra	Sinais clínicos
S01	<i>A. albiventris</i> ♂	-	NDN
S02	<i>A. albiventris</i> ♂	+	Apatia e crostas.
S03	<i>A. albiventris</i> ♂	-	Fezes diarreicas.
S04	<i>A. albiventris</i> ♂	-	Prurido.
S05	<i>A. albiventris</i> ♀	+	Aumento de volume abdominal, apatia, dor, prurido, crostas e sangramento vaginal.
S06	<i>A. albiventris</i> ♀	-	Fezes diarreicas.
S07	<i>A. albiventris</i> ♂	+	Paresia de membros pélvicos, crostas em conduto auditivo e rarefação pilosa em lateral esquerda.
S08	<i>A. albiventris</i> ♀	-	Descamação cutânea.
S09	<i>B. variegatus</i> ♀	-	Vítima de eletrocussão. Exposição óssea de membro torácico esquerdo. Apatia e dor.
S10	<i>B. variegatus</i> ♀	-	Vitima de eletrocussão. Exposição óssea de membro torácico direito e membros pélvicos. Queimadura em todos os membros. Apatia e dor.
S11	<i>B. variegatus</i> ♀	-	NDN
S12	<i>B. variegatus</i> ♀	-	NDN
S13	<i>B. variegatus</i> ♂	-	Presença de crostas em região dorsal.
S14	<i>B. variegatus</i> ♂	-	NDN
S15	<i>C. penicillata</i> ♀	-	Diarreia mucoide.
S16	<i>C. penicillata</i> ♀	-	Apatia e disfagia.
S17	<i>C. penicillata</i> ♂	-	Doença osteometabólica. Apatia e dor.
S18	<i>C. porcellus</i> ♀	+	NDN
S19	<i>C. porcellus</i> ♂	+	Estresse e prurido intenso.
S20	<i>C. porcellus</i> ♂	+	Estresse e prurido intenso.
S21	<i>C. porcellus</i> ♂	+	NDN
S22	<i>C. porcellus</i> ♂	+	NDN
S23	<i>C. porcellus</i> ♂	+	NDN
S24	<i>C. porcellus</i> ♂	+	NDN
S25	<i>C. porcellus</i> ♀	+	NDN
S26	<i>C. porcellus</i> ♂	+	NDN
S27	<i>C. porcellus</i> ♂	+	Prurido e rarefação pilosa com lesão furuncular no focinho
S28	<i>C. porcellus</i> ♂	+	NDN
S29	<i>C. lanigera</i> ♀	-	Diminuição no volume de fezes e apatia.
S30	<i>C. lanigera</i> ♂	-	Diarreia mucoide.

S31	<i>D. albiventris</i> ♂	+	NDN
S32	<i>D. albiventris</i> ♀	-	Órfão, NDN
S33	<i>D. albiventris</i> ♂	-	NDN
S34	<i>D. albiventris</i> ♂	-	Órfão, NDN
S35	<i>D. albiventris</i> ♀	-	NDN
S36	<i>D. albiventris</i> ♀	+	Animal encontrado em estado de óbito com filhotes vivos. Míase em membro torácico esquerdo.
S37	<i>D. albiventris</i> ♂	-	Órfão, NDN
S38	<i>D. albiventris</i> ♀	-	Órfão, NDN
S39	<i>D. albiventris</i> ♂	-	Órfão, NDN
S40	<i>D. albiventris</i> ♂	-	Órfão, NDN
S41	<i>D. albiventris</i> ♀	-	Órfão, NDN
S42	<i>D. albiventris</i> ♂	-	Órfão, NDN
S43	<i>D. albiventris</i> ♀	-	Órfão, NDN
S44	<i>D. albiventris</i> ♀	-	Órfão, NDN
S45	<i>D. albiventris</i> ♂	-	Órfão, NDN
S46	<i>D. aurita</i> ♂	+	Encontrado na estrada com paresia de membros pélvicos e cauda.
S47	<i>D. aurita</i> ♂	+	Ataque de cão. Perfuração em tórax e abdome. Dor e apatia.
S48	<i>D. aurita</i> ♂	-	Órfão, NDN
S49	<i>D. aurita</i> ♂	+	Ataque de cão. Indivíduo sem a cauda, perfuração torácica, estertor pulmonar. Dor e apatia. Óbito e necropsia.
S50	<i>D. aurita</i> ♀	+	Ataque de cão. Perfurações no dorso e tórax, dor e apatia.
S51	<i>D. aurita</i> ♂	+	Ataque de cão. Cauda amputada, dor e apatia. Óbito e necropsia.
S52	<i>D. aurita</i> ♂	+	Encontrado na estrada. Suspeita de atropelamento. Fratura de mandíbula, dor e apatia.
S53	<i>D. aurita</i> ♀	+	Ataque de cão. Perfuração torácica e abdominal, dor e apatia. Óbito.
S54	<i>D. aurita</i> ♂	-	Atacado por cão. Leves escoriações, apatia e dor.
S55	<i>D. aurita</i> ♂	+	Atacado por cão. Leves escoriações, apatia e dor.
S56	<i>D. aurita</i> ♀	-	NDN
S57	<i>D. aurita</i> ♂	+	NDN
S58	<i>D. aurita</i> ♀	+	Atropelamento. Escoriações, dor e apatia.
S59	<i>D. aurita</i> ♂	-	NDN
S60	<i>D. aurita</i> ♂	-	Órfão, NDN
S61	<i>D. aurita</i> ♂	-	Órfão, NDN
S62	<i>D. aurita</i> ♂	-	Órfão, NDN

S63	<i>D. aurita</i> ♀	-	Órfão, NDN
S64	<i>D. aurita</i> ♀	-	Órfão, NDN
S65	<i>D. aurita</i> ♀	-	Órfão, NDN
S66	<i>D. aurita</i> ♂	-	Órfão, NDN
S67	<i>D. aurita</i> ♂	+	Ataque de cão, leves escoriações.
S68	<i>D. aurita</i> ♂	+	Ataque de cão, leves escoriações
S69	<i>H. hydrochaeris</i> ♀	+	Vítima de atropelamento. Indivíduo encontrado morto com sangramento na face.
S70	<i>H. hydrochaeris</i> ♀	+	Vítima de atropelamento. Fratura em membro pélvico esquerdo. Escoriações em flanco, apatia e dor.
S71	<i>H. hydrochaeris</i> ♀	+	Vítima de atropelamento. Traumatismo crânio-encefálico. Sangramento nasal e retal, apatia e dor. Óbito e necropsia.
S72	<i>M. auratus</i> ♀	-	Rarefação pilosa e apatia.
S73	<i>M. auratus</i> ♀	-	Rarefação pilosa e apatia.
S74	<i>M. auratus</i> ♂	-	Rarefação pilosa
S75	<i>M. putorius furo</i> ♂	+	Prurido.
S76	<i>M. putorius furo</i> ♂	-	Diarreia
S77	<i>M. putorius furo</i> ♂	-	Diarreia
S78	<i>M. putorius furo</i> ♀	-	Rarefação pilosa. Linfoma.
S79	<i>O. cuniculus</i> ♂	+	Prurido e lesões crostosas em membros
S80	<i>O. cuniculus</i> ♂	+	NDN
S81	<i>O. cuniculus</i> ♂	+	Crostas no conduto auditivo.
S82	<i>O. cuniculus</i> ♀	+	Prurido e lesões crostosas em membros, nariz e borda das orelhas
S83	<i>O. cuniculus</i> ♀	+	Prurido e lesões crostosas em membros, nariz e borda das orelhas. Perda de unha em um dígito do membro torácico esquerdo.
S84	<i>O. cuniculus</i> ♂	+	Crostas no conduto auditivo.
S85	<i>O. cuniculus</i> ♀	+	Prurido, lesões crostosas em membros, nariz, na borda das orelhas e dor
S86	<i>O. cuniculus</i> ♂	-	Descamação em região dorsal e prurido
S87	<i>O. cuniculus</i> ♀	+	Prurido, lesões crostosas em membros e nariz
S88	<i>O. cuniculus</i> ♂	-	Diarreia.
S89	<i>O. cuniculus</i> ♀	+	Crostas em conduto auditivo.
S90	<i>O. cuniculus</i> ♀	+	NDN
S91	<i>O. cuniculus</i> ♀	+	Crostas em conduto auditivo
S92	<i>O. cuniculus</i> ♂	+	NDN
S93	<i>O. cuniculus</i> ♀	+	Resgatado de maus tratos, leves crostas em conduto auditivo.

S94	<i>O. cuniculus</i> ♂	+	Prurido intenso.
S95	<i>O. cuniculus</i> ♀	+	NDN
S96	<i>O. cuniculus</i> ♀	+	NDN
S97	<i>O. cuniculus</i> ♂	+	Prurido e lesões crostosas em membros e nariz
S98	<i>O. cuniculus</i> ♂	+	Descamação em região dorsal e prurido.
S99	<i>O. cuniculus</i> ♂	+	Descamação, crostas em conduto auditivo, membros e região nasal, lesões oculares, prurido e dor.
S100	<i>O. cuniculus</i> ♀	+	Prurido.
S101	<i>O. cuniculus</i> ♂	+	Crostas em conduto auditivo.
S102	<i>O. cuniculus</i> ♂	+	NDN
S103	<i>O. cuniculus</i> ♂	+	Prurido.
S104	<i>O. cuniculus</i> ♀	+	Descamação em região dorsal e prurido.
S105	<i>O. cuniculus</i> ♀	+	Prurido.
S106	<i>O. cuniculus</i> ♂	+	Crostas em conduto auditivo, região cervical e perianal.
S107	<i>R. norvegicus</i> ♂	+	Pododermatite, apatia e rarefação pilosa.
S108	<i>R. norvegicus</i> ♀	+	Rarefação pilosa, prurido e aumento de volume abdominal
S109	<i>R. norvegicus</i> ♀	-	Diarreia
S110	<i>R. norvegicus</i> ♂	+	Paresia de membros pélvicos, apatia e rarefação pilosa.
S111	<i>R. norvegicus</i> ♂	-	Rarefação pilosa e prurido.
S112	<i>R. norvegicus</i> ♂	+	Lesão furuncular no flanco esquerdo.
S113	<i>R. norvegicus</i> ♂	+	Diarreia, rarefação pilosa, apatia e prurido.
S114	<i>R. norvegicus</i> ♀	+	Tumor em região torácica, dispneia, rarefação pilosa, dor, apatia e pontos escuros em todo o corpo.
S115	<i>S. villosus</i> ♀	-	Filhote órfão.
S116	<i>S. villosus</i> ♂	+	Animal atacado por cão. Apatia, dor e miíase extensa. Óbito.

9. ANEXOS

ANEXO A – Termo de autorização para uso de amostras dos animais

TERMO DE AUTORIZAÇÃO PARA USO DE AMOSTRAS

Eu, _____,
inscrito (a) no CPF _____ e portador (a) do RG
_____, cedo:

- ☐ Sangue
- ☐ Pelo
- ☐ Pena
- ☐ Fezes
- ☐ Urina
- ☐ Cadáver para necropsia

do indivíduo sob minha responsabilidade:

Animal: _____

Espécie: _____

Idade: _____

Sexo: ☐ Macho ☐ Fêmea ☐ Indefinido

Para a pesquisa de mestrado do médico veterinário Raphael Vieira Ramos, CRMV SP 37285, orientado pela bióloga Silmara Marques Allegretti na Universidade Estadual de Campinas.

Jundiaí, _____ de _____ de 20____.

Tutor do animal

ANEXO B – Certificado do Comitê de Ética – CEUA/UNICAMP



CERTIFICADO

Certificamos que a proposta intitulada **ESTUDO DE HELMINTOS E ECTOPARASITOS DE ANIMAIS SILVESTRES, EXÓTICOS E DOMÉSTICOS ATENDIDOS EM CLÍNICAS PARTICULARES NO ESTADO DE SÃO PAULO**, registrada com o nº **5156-1/2019**, sob a responsabilidade de **Prof. Dr. Silmara Marques Allegretti e Raphael Vieira Ramos**, que envolve a produção, manutenção ou utilização de animais pertencentes ao filo *Chordata*, subfilo *Vertebrata* (exceto o homem) para fins de pesquisa científica (ou ensino), encontra-se de acordo com os preceitos da **LEI Nº 11.794, DE 8 DE OUTUBRO DE 2008**, que estabelece procedimentos para o uso científico de animais, do **DECRETO Nº 6.899, DE 15 DE JULHO DE 2009**, e com as normas editadas pelo **Conselho Nacional de Controle da Experimentação Animal (CONCEA)**, tendo sido aprovada pela **Comissão de Ética no Uso de Animais da Universidade Estadual de Campinas - CEUA/UNICAMP**, em reunião de **14/03/2019**.

Finalidade:	() Ensino (X) Pesquisa Científica
Vigência do projeto:	01/05/2019 a 01/05/2020
Vigência da autorização para manipulação animal:	14/03/2019 a 01/05/2020
Espécie / linhagem/ raça:	Espécie silvestre não-brasileira* / <i>Atelerix albiventris</i>
No. de animais:	20
Idade/Peso:	1.00 Anos / 600.00 Gramas
Sexo:	10 Machos 10 Fêmeas
Espécie / linhagem/ raça:	Coelhos / <i>Oryctolagus cuniculus</i>
No. de animais:	20
Idade/Peso:	1.00 Anos / 1.00 Kilos
Sexo:	10 Machos 10 Fêmeas
Espécie / linhagem/ raça:	Cobaia / <i>Cavia porcellus</i>
No. de animais:	20
Idade/Peso:	1.00 Anos / 800.00 Gramas
Sexo:	10 Machos 10 Fêmeas
Espécie / linhagem/ raça:	Chinchila / <i>Chinchilla lanigera</i>
No. de animais:	20
Idade/Peso:	1.00 Anos / 600.00 Gramas
Sexo:	10 Machos 10 Fêmeas
Espécie / linhagem/ raça:	Hamster / <i>Mesocricetus auratus</i>
No. de animais:	20
Idade/Peso:	1.00 Anos / 150.00 Gramas
Sexo:	10 Machos 10 Fêmeas
Espécie / linhagem/ raça:	Primata não-humano** / <i>Callithrix penicillata</i>
No. de animais:	20
Idade/Peso:	1.00 Anos / 400.00 Gramas
Sexo:	10 Machos 10 Fêmeas
Espécie / linhagem/ raça:	Espécie silvestre brasileira* / <i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>
No. de animais:	20
Idade/Peso:	1.00 Anos / 30.00 Kilos
Sexo:	10 Machos 10 Fêmeas

ANEXO B - continuação

Espécie / linhagem/ raça:	Espécie silvestre brasileira* / <i>Bradypus variegatus</i>
No. de animais:	20
Idade/Peso:	1.00 Anos / 3.00 Kilos
Sexo:	10 Machos 10 Fêmeas
Espécie / linhagem/ raça:	Espécie silvestre brasileira* / <i>Didelphis albiventris</i>
No. de animais:	20
Idade/Peso:	1.00 Anos / 1.00 Kilos
Sexo:	10 Machos 10 Fêmeas
Espécie / linhagem/ raça:	Espécie silvestre brasileira* / <i>Didelphis aurita</i>
No. de animais:	20
Idade/Peso:	1.00 Anos / 1.00 Kilos
Sexo:	10 Machos 10 Fêmeas
Espécie / linhagem/ raça:	Espécie silvestre brasileira* / <i>Sphiggurus villosus</i>
No. de animais:	20
Idade/Peso:	1.00 Anos / 1.00 Kilos
Sexo:	10 Machos 10 Fêmeas
Espécie / linhagem/ raça:	Espécie silvestre brasileira* / <i>Mazama gouazoubira</i>
No. de animais:	20
Idade/Peso:	1.00 Anos / 17.00 Kilos
Sexo:	10 Machos 10 Fêmeas
Espécie / linhagem/ raça:	Rato heterogêneo / <i>Rattus norvegicus</i>
No. de animais:	20
Idade/Peso:	1.00 Anos / 500.00 Gramas
Sexo:	10 Machos 10 Fêmeas
Espécie / linhagem/ raça:	Ave** / <i>Amazona aestiva</i>
No. de animais:	20
Idade/Peso:	1.00 Anos / 350.00 Gramas
Sexo:	10 Machos 10 Fêmeas
Espécie / linhagem/ raça:	Réptil** / <i>Crotalus durissus</i>
No. de animais:	20
Idade/Peso:	1.00 Anos / 4.00 Kilos
Sexo:	10 Machos 10 Fêmeas
Espécie / linhagem/ raça:	Réptil** / <i>Bothrops jararaca</i>
No. de animais:	20
Idade/Peso:	1.00 Anos / 2.00 Kilos
Sexo:	10 Machos 10 Fêmeas
Espécie / linhagem/ raça:	Réptil** / <i>Chelonoidis carbonaria</i>
No. de animais:	20
Idade/Peso:	1.00 Anos / 2.00 Kilos
Sexo:	10 Machos 10 Fêmeas
Espécie / linhagem/ raça:	Ave** / <i>Megascops choliba</i>
No. de animais:	20
Idade/Peso:	1.00 Anos / 150.00 Gramas
Sexo:	10 Machos 10 Fêmeas
Origem:	Clínica veterinária particular
Biotério onde serão mantidos os animais:	-Não se aplica-

A aprovação pela CEUA/UNICAMP não dispensa autorização a junto ao IBAMA, SISBIO ou CIBio e é restrita a protocolos desenvolvidos em biotérios e laboratórios da Universidade Estadual de Campinas.

ANEXO B – continuação

Campinas, 06 de maio de 2019.


Prof. Dr. Wagner José Fávoro
Presidente
Rosângela dos Santos
Secretária Executiva

IMPORTANTE: Pedimos atenção ao prazo para envio do relatório final de atividades referente a este protocolo até 30 dias após o encerramento de sua vigência. O formulário encontra-se disponível na página da OSLAUNCAMP, área do pesquisador responsável. A não apresentação de relatório no prazo estabelecido impedirá que novos protocolos sejam submetidos.

ANEXO C - Autorização para atividades com finalidades científica - SISBIO



Ministério do Meio Ambiente - MMA

Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio

Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 64755-1	Data da Emissão: 28/12/2018 20:42:27	Data da Revalidação*: 28/12/2019
De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: Raphael Vieira Ramos	CPF: 390.372.718-04
Nome da Instituição: UNIVERSIDADE ESTADUAL DE CAMPINAS	CNPJ: 46.068.425/0001-33

Cronograma de atividades

#	Descrição da atividade	Início (mês/ano)	Fim (mês/ano)
1	Colheita, processamento de amostras e identificação do material	10/2018	10/2019

Equipe

#	Nome	Função	CPF	Nacionalidade
1	Silmara Marques Allegretti	Orientadora	096.962.098-51	Brasileira
2	Danilo Ciccone Miguel	Co-orientador	326.422.468-25	Brasileira

Observações e ressalvas

1	O titular de autorização ou de licença permanente, assim como os membros de sua equipe, quando da violação da legislação vigente, ou quando da inadequação, omissão ou falsa descrição de informações relevantes que subsidiaram a expedição do ato, poderá, mediante decisão motivada, ter a autorização ou licença suspensa ou revogada pelo ICMBio, nos termos da legislação brasileira em vigor.
2	As atividades de campo exercidas por pessoa natural ou jurídica estrangeira, em todo o território nacional, que impliquem o deslocamento de recursos humanos e materiais, tendo por objeto coletar dados, materiais, espécimes biológicos e minerais, peças integrantes da cultura nativa e cultura popular, presente e passada, obtidos por meio de recursos e técnicas que se destinem ao estudo, à difusão ou à pesquisa, estão sujeitas a autorização do Ministério de Ciência e Tecnologia.
3	O titular de licença ou autorização e os membros da sua equipe deverão optar por métodos de coleta e instrumentos de captura direcionados, sempre que possível, ao grupo taxonômico de interesse, evitando a morte ou dano significativo a outros grupos; e empregar esforço de coleta ou captura que não comprometa a viabilidade de populações do grupo taxonômico de interesse em condição in situ.
4	Esta autorização NÃO exclui o pesquisador titular e os membros de sua equipe da necessidade de obter as anulações previstas em outros instrumentos legais, bem como do consentimento do responsável pela área, pública ou privada, onde será realizada a atividade, inclusive do órgão gestor de terra indígena (FUNAI), da unidade de conservação estadual, distrital ou municipal, ou do proprietário, arrendatário, posseiro ou morador de área dentro dos limites de unidade de conservação federal cujo processo de regularização fundiária encontra-se em curso.
5	Este documento somente poderá ser utilizado para os fins previstos na Instrução Normativa ICMBio nº 03/2014 ou na Instrução Normativa ICMBio nº 10/2010, no que se refere a esta Autorização, não podendo ser utilizado para fins comerciais, industriais ou esportivos. O material biológico coletado deverá ser utilizado para atividades científicas ou didáticas no âmbito do ensino superior.
6	Em caso de pesquisa em UNIDADE DE CONSERVAÇÃO, o pesquisador titular desta autorização deverá contactar a administração da unidade a fim de CONFIRMAR AS DATAS das expedições, as condições para realização das coletas e de uso da infra-estrutura da unidade.
7	Este documento não dispensa o cumprimento da legislação que dispõe sobre acesso a componente do patrimônio genético existente no território nacional, na plataforma continental e na zona econômica exclusiva, ou ao conhecimento tradicional associado ao patrimônio genético, para fins de pesquisa científica, bioprospecção e desenvolvimento tecnológico. Veja maiores informações em www.mma.gov.br/gen .

Este documento foi expedido com base na Instrução Normativa nº 03/2014. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Código de autenticação: 0647550120181228

Página 1/4

ANEXO C – continuação



Ministério do Meio Ambiente - MMA

Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio

Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 64755-1	Data da Emissão: 28/12/2018 20:42:27	Data da Revalidação*: 28/12/2019
De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: Raphael Vieira Ramos	CPF: 390.372.718-04
Nome da Instituição: UNIVERSIDADE ESTADUAL DE CAMPINAS	CNPJ: 46.068.425/0001-33

Locais onde as atividades de campo serão executadas

#	Descrição do local	Município-UF	Bioma	Caverna?	Tipo
1	Clínica Veterinária Amazoo	Jundiaí-SP	Mata Atlântica	Não	Fora de UC Federal

Atividades X Táxons

#	Atividade	Táxon	Qtde.
1	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Hydrochoerus hydrochaeris	-
2	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Petaurus breviceps	-
3	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Mustela putorius	-
4	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Psittacara leucophthalmus	-
5	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Cercopithecus thomasi	-
6	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Bothrops jararaca	-
7	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Boa constrictor	-
8	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Morelia spilota	-
9	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Chelonoidis carbonaria	-
10	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Bradypus variegatus	-
11	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Mazama gouazoubira	-
12	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Atherix albiventris	-
13	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Callithrix penicillata	-
14	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Sphiggurus villosus	-
15	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Mus musculus	-
16	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Trachemys dorbigni	-
17	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Triturus sulphuratus	-
18	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Pantherophis guttatus	-
19	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Didelphis albiventris	-
20	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Amazona aestiva	-
21	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Megascops choliba	-
22	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Crotalus durissus	-
23	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Didelphis aurita	-
24	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Iguana iguana	-
25	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Pogona vitticeps	-
26	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Chinchilla lanigera	-
27	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Mesocricetus auratus	-
28	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Meriones unguiculatus	-
29	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Caracara plancus	-
30	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Oryzomys cuniculus	-

Este documento foi expedido com base na Instrução Normativa nº 03/2014. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Código de autenticação: 0647550120181228

Página 2/4

ANEXO C – continuação



Ministério do Meio Ambiente - MMA
Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio
Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 64755-1	Data da Emissão: 28/12/2018 20:42:27	Data da Revalidação*: 28/12/2019
De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: Raphael Vieira Ramos	CPF: 390.372.718-04
Nome da Instituição: UNIVERSIDADE ESTADUAL DE CAMPINAS	CNPJ: 46.068.425/0001-33

Atividades X Táxons

#	Atividade	Táxon	Qtde.
31	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Tyto furcata	-
32	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Cavia porcellus	-
33	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Rattus norvegicus	-
34	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Dasyus novemcinctus	-
35	Coleta/transporte de amostras biológicas ex situ	Callithrix jacchus	-

Materiais e Métodos

#	Tipo de Método (Grupo taxonômico)	Materiais
1	Amostras biológicas (Aves)	Animal encontrado morto ou partes (carcaça/osso/pele, Ectoparasita, Fezes, Penas, Fragmento de tecido/órgão, Sangue
2	Amostras biológicas (Carnívoros)	Animal encontrado morto ou partes (carcaça/osso/pele, Ectoparasita, Fezes, Pêlo, Sangue, Urina, Fragmento de tecido/órgão
3	Amostras biológicas (Outros mamíferos)	Animal encontrado morto ou partes (carcaça/osso/pele, Ectoparasita, Fezes, Pêlo, Sangue, Urina, Fragmento de tecido/órgão
4	Amostras biológicas (Primates)	Animal encontrado morto ou partes (carcaça/osso/pele, Ectoparasita, Fezes, Pêlo, Sangue, Fragmento de tecido/órgão
5	Amostras biológicas (Répteis)	Animal encontrado morto ou partes (carcaça/osso/pele, Ecdise, Ectoparasita, Fezes, Fragmento de tecido/órgão, Regurgitação/conteúdo estomacal, Sangue
6	Amostras biológicas (Tatus)	Animal encontrado morto ou partes (carcaça/osso/pele, Ectoparasita, Fezes, Fragmento de tecido/órgão, Pêlo, Sangue

Destino do material biológico coletado

#	Nome local destino	Tipo destino
1	UNIVERSIDADE ESTADUAL DE CAMPINAS	Laboratório

Este documento foi expedido com base na Instrução Normativa N° 03/2014. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na internet (www.icmbio.gov.br/sisbio).

Código de autenticação: 0647550120181228

Página 3/4

ANEXO C – continuação



Ministério do Meio Ambiente - MMA

Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio

Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 64755-1	Data da Emissão: 28/12/2018 20:42:27	Data da Revalidação*: 28/12/2019
De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbo no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

Dados do titular

Nome: Raphael Vieira Ramos	CPF: 390.372.718-04
Nome da Instituição: UNIVERSIDADE ESTADUAL DE CAMPINAS	CNPJ: 46.068.425/0001-33

Registro de coleta imprevista de material biológico

De acordo com a Instrução Normativa nº03/2014, a coleta imprevista de material biológico ou de substrato não contemplado na autorização ou na licença permanente deverá ser anotada na mesma, em campo específico, por ocasião da coleta, devendo esta coleta imprevista ser comunicada por meio do relatório de atividades. O transporte do material biológico ou do substrato deverá ser acompanhado da autorização ou da licença permanente com a devida anotação. O material biológico coletado de forma imprevista, deverá ser destinado à instituição científica e, depositado, preferencialmente, em coleção biológica científica registrada no Cadastro Nacional de Coleções Biológicas (CCBIO).

[illegible]

* Identificar o espécime do nível taxonômico possível.