

**UNIVERSIDADE DO ESTADO DE SANTA CATARINA – UDESC
CENTRO DE CIÊNCIAS AGROVETERINÁRIAS – CAV
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL**

THAYNÁ FIORENTIN MOREIRA

**AVALIAÇÃO DA PARASITOFAUNA EM PEQUENOS MAMÍFEROS SILVESTRES
NA ÁREA DA USINA HIDRELÉTRICA “QUEBRA-QUEIXO”, REGIÃO OESTE DE
SANTA CATARINA, BRASIL**

**LAGES
2025**

THAYNÁ FIORENTIN MOREIRA

**AVALIAÇÃO DA PARASITOFAUNA EM PEQUENOS MAMÍFEROS SILVESTRES
NA ÁREA DA USINA HIDRELÉTRICA “QUEBRA-QUEIXO”, REGIÃO OESTE DE
SANTA CATARINA, BRASIL**

Dissertação apresentada como requisito parcial
para obtenção do título de mestre em Ciência
Animal pelo Programa de Pós-Graduação em
Ciência Animal do Centro de Ciências
Agroveterinárias da Universidade do Estado de
Santa Catarina – UDESC.

Orientador: Prof. Dr. Andreas Lazaros
Chryssafidis

LAGES

2025

**Ficha catalográfica elaborada pelo programa de geração automática da
Biblioteca Universitária Udesc,
com os dados fornecidos pelo(a) autor(a)**

Moreira, Thayná

AVALIAÇÃO DA PARASITOFAUNA EM PEQUENOS
MAMÍFEROS SILVESTRES NA ÁREA DA USINA
HIDRELÉTRICA "QUEBRA-QUEIXO", REGIÃO OESTE DE
SANTA CATARINA / Thayná Moreira. -- 2025.

48 p.

Orientador: Andreas Lazaros Chryssafidis
Dissertação (mestrado) -- Universidade do Estado de Santa
Catarina, Centro de Ciências Agroveterinárias, Programa de
Pós-Graduação , Lages, 2025.

1. Ecologia Parasitária. 2. Fauna Parasitária. 3. Carrapatos. 4.
Diagnóstico Molecular. I. Lazaros Chryssafidis, Andreas. II.
Universidade do Estado de Santa Catarina, Centro de Ciências
Agroveterinárias, Programa de Pós-Graduação . III. Título.

THAYNÁ FIORENTIN MOREIRA

**AVALIAÇÃO DA PARASITOFAUNA EM PEQUENOS MAMÍFEOS SILVESTRES
NA ÁREA DA USINA HIDRELÉTRICA “QUEBRA-QUEIXO”, REGIÃO OESTE DE
SANTA CATARINA, BRASIL**

Dissertação apresentada como requisito parcial
para obtenção do título de mestre em Ciência
Animal pelo Programa de Pós-Graduação em
Ciência Animal do Centro de Ciências
Agroveterinárias da Universidade do Estado de
Santa Catarina – UDESC.

Orientador: Prof. Dr. Andreas Lazaros
Chryssafidis

BANCA EXAMINADORA

Membros:

Prof. Dr. Andreas Lazaros Chryssafidis
CAV-UDESC / Lages-SC
(Orientador e Presidente)

Prof. Dr. Anderson Barbosa de Moura
CAV-UDESC / Lages-SC
(Membro Interno)

Dr. Thiago Fernandes Martins
VPS-USP / São Paulo-SP
(Membro Externo)

Lages, 2025

AGRADECIMENTOS

Agradeço à Universidade do Estado de Santa Catarina (UDESC) pela bolsa de estudos nos 1 ano e 6 meses do projeto, e à Fundação de Amparo à Pesquisa e Inovação do Estado de Santa Catarina (FAPESC – chamada pública nº 48/2022 (termo de outorga 2023TR000236) pelo apoio e incentivo à pesquisa.

Em primeiro lugar, agradeço aos meus pais, Alex e Blenice, por serem o alicerce de minha jornada. A dedicação, o apoio incondicional e a confiança que sempre depositaram em mim e foram fundamentais para alcançar este momento. Sem vocês, nada disso seria possível.

Ao meu irmão, Leonardo, agradeço por sua companhia constante, que foi um refúgio em tempos desafiadores e um estímulo nos momentos de superação.

Ao professor Andreas, meu orientador, registro minha imensa gratidão pelos ensinamentos, pela paciência e pela oportunidade de desenvolver este trabalho sob sua orientação. Sua sabedoria e dedicação foram inspirações inestimáveis.

Estendo meus agradecimentos aos professores Lúcia e Anderson pelos conhecimentos compartilhados e pelo apoio durante minha trajetória acadêmica.

Às minhas colegas de pós-graduação, Amanda, Faiane, Larissa Américo e Rafaela, sou grata pela amizade, pelas trocas de experiências e pelo companheirismo ao longo dessa caminhada.

Agradeço com muito amor aos meus amigos e amigas que estiveram comigo desde o início do mestrado. Vocês foram meu porto seguro, oferecendo apoio constante nos momentos de desafios e tornando essa trajetória mais leve e significativa.

Agradeço também ao meu namorado, Pedro, por seu companheirismo, apoio, amor e suporte, especialmente nos momentos difíceis. Sua presença ao meu lado foi essencial para que eu pudesse enfrentar cada desafio com mais força e determinação.

À equipe do Departamento de Medicina Veterinária Preventiva e Saúde Animal: Prof. Marcelo Bahia Labruna, Lina de Campos Binder, e um agradecimento muito especial ao Dr. Thiago Fernandes Martins, por disponibilizarem parte do tempo e recursos para nos ajudar nas coletas e nas análises moleculares.

Por fim, deixo meu agradecimento especial a todos que participaram dessa jornada, cuja colaboração e apoio tornaram o desenvolvimento deste trabalho mais leve e produtivo.

RESUMO

A fauna silvestre desempenha um papel essencial na ecologia e na manutenção do equilíbrio ambiental, sendo os roedores particularmente importantes por sua ampla distribuição e papel na disseminação de parasitos e zoonoses. O objetivo deste estudo foi avaliar a diversidade de parasitos em pequenos mamíferos silvestres na região da Usina Hidrelétrica (UHE) "Quebra-Queixo", localizada no Oeste do estado de Santa Catarina. As coletas de parasitos foram realizadas entre novembro de 2023 e fevereiro de 2024, utilizando armadilhas do tipo Sherman e Tomahawk para a captura dos animais. O projeto foi aprovado pelo Comitê de Ética no Uso de Animais (CEUA) e pelo Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO). No total, foram capturados 19 animais, sendo 17 roedores da família Cricetidae, e dois marsupiais, um gambá-de-orelha-branca (*Didelphis albiventris*) e uma cuíca-marrom (*Monodelphis dimidiata*). Foram coletadas amostras de sangue de 17 indivíduos, e ectoparasitos de nove animais. Quatro espécimes foram encontrados mortos e submetidos a exames post-mortem. Durante as necropsias, foram coletados tecidos do baço e do fígado para análises complementares. As análises laboratoriais incluíram a detecção de *Rickettsia* spp. por meio da técnica de PCR, aplicada a amostras de sangue, tecidos e ectoparasitos. Exames coproparasitológicos foram conduzidos em fezes coletadas de animais vivos e mortos. Durante as necropsias, também foi realizada busca ativa por helmintos. Ácaros da família Laelapidae foram encontrados em roedores da família Cricetidae, enquanto carapatos das espécies *Ixodes loricatus* e *Amblyomma ovale* também parasitavam esses roedores. Além disso, pulgas da espécie *Leptopsylla segnis* foram identificadas em *Monodelphis dimidiata*. Nas fezes foram identificados ovos das ordens Strongylida, Ascaridida e Enoplida, enquanto helmintos da ordem Ascaridida e do gênero *Angiostrongylus* foram coletados durante os exames post-mortem. As análises moleculares detectaram apenas uma amostra positiva para *Rickettsia* spp., que posteriormente foi identificada como *Rickettsia bellii*. Este levantamento contribui para o conhecimento da diversidade de parasitos em animais silvestres de Santa Catarina. A pesquisa ressalta a importância de monitorar a saúde da fauna local e os impactos ambientais relacionados à atividade humana.

Palavras-chave: Ecologia Parasitária; Fauna Parasitária; Carapatos; Diagnóstico Molecular.

ABSTRACT

Wildlife plays an essential role in ecology and in maintaining environmental balance, with rodents being particularly important due to their wide distribution and role in spreading parasites and zoonoses. The aim of this study was to assess the diversity of parasites in small wild mammals in the region of the “Quebra-Queixo” Hydroelectric Power Plant (HPP), located in the west of Santa Catarina. The samples were collected between November 2023 and February 2024, using Sherman and Tomahawk traps to capture the animals. The project was previously approved by the Animal Use Ethics Committee (CEUA) and the Biodiversity Authorization and Information System (SISBIO). A total of 19 animals were captured, 17 of which were rodents from the Cricetidae family, one white-eared opossum (*Didelphis albiventris*) and one brown cuíca (*Monodelphis dimidiata*). Blood samples were collected from 17 individuals, while ectoparasites were removed from nine animals. Four specimens were found dead and submitted to post-mortem examinations. During the necropsies, spleen and liver tissues were collected for further analysis. Laboratory analyses included the detection of *Rickettsia* spp. using the PCR technique, applied to blood, tissue and ectoparasite samples. Coproparasitological examinations were carried out on feces collected from live and dead animals. During necropsies, an active search for helminths was also carried out. Mites from the Laelapidae family were found on rodents of the family Cricetidae, while ticks of the species *Ixodes loricatus* and *Amblyomma ovale* also parasitized these rodents. Additionally, fleas of the species *Leptopsylla segnis* were identified on *Monodelphis dimidiata*. In the feces, eggs from the Strongylida, Ascaridida and Enoplida orders were identified, while helminths from the Ascaridida order and the *Angiostrongylus* genus were collected during post-mortem examinations. Molecular analysis identified only one positive sample for *Rickettsia* spp., which was later classified as *Rickettsia bellii*. This survey contributes to the knowledge of parasite diversity in wild animals of Santa Catarina, Brazil. The research highlights the importance of monitoring the health of local fauna and the environmental impacts related to human activity.

Keywords: Parasitic Ecology; Ectoparasitic Fauna; Ticks; Molecular Diagnostic.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 – Usina Hidrelétrica “Quebra-Queixo”.....	25
Figura 2 – Marcação das áreas onde foram instaladas as armadilhas do tipo Sherman e Tomahawk durante a primeira coleta, realizada de 11 a 14 de novembro de 2023.	26
Figura 3 - Marcação das áreas onde foram instaladas as armadilhas do tipo Sherman e Tomahawk durante a segunda coleta, realizada de 31 de janeiro a 02 de fevereiro de 2024.....	27
Figura 4 – Animais sedados durante a coleta de amostras. A – Animal nº 1: roedor da família Cricetidae. B- Animal nº 4: Cuíca-marrom (<i>Monodelphis dimidiata</i>). C- Animal nº 6: Gambá-de-orelha-branca (<i>Didelphis albiventris</i>)	33
Figura 5 - Animais encontrados mortos nas armadilhas que passaram por necropsia.....	40
Figura 6 – Helmintos (setas) soltos na cavidade abdominal de roedor da família Cricetidae. Animal nº 15.....	40
Figura 7 – Cavidade torácica de roedor nº 15 com pulmão apresentando lesão devido ao parasitismo por metastrongilídeos(seta).....	41

LISTA DE QUADROS

Quadro 1 – Animais capturados nas coletas realizadas na UHE “Quebra-Queixo”.....	34
Quadro 2 - Amostras coletadas dos animais capturados.....	36
Quadro 3 – Identificação dos ectoparasitos encontrados nos mamíferos capturados.....	38
Quadro 4 - Resultados dos exames coproparasitológicos.....	42

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

FMB	Febre Maculosa Brasileira
LAPAR	Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias
UHE	Usina Hidrelétrica
UDESC	Universidade do Estado de Santa Catarina
USP	Universidade de São Paulo
VPS	Departamento de Medicina Veterinária Preventiva e Saúde Animal

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	15
2	REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	18
2.1	A USINA	18
2.2	ROEDORES E MARSUPIAIS SILVESTRES: PARASITOFAUNA E SEUS AGENTES INFECCIOSOS ASSOCIADOS	18
3	OBJETIVOS.....	22
3.1	OBJETIVO GERAL.....	22
3.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS	22
4	MATERIAIS E MÉTODOS	23
4.1	CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO	23
4.2	CAPTURA DOS ANIMAIS	24
4.3	COLETA DE AMOSTRAS	27
4.4	IDENTIFICAÇÃO MORFOLÓGICA DOS PARASITOS	27
4.5	EXAMES COPROPARASITOLÓGICOS.....	28
4.6	ANÁLISE MOLECULAR	28
5	RESULTADOS E DISCUSSÃO	31
5.1	IDENTIFICAÇÃO DOS ANIMAIS	31
5.2	COLETA DAS AMOSTRAS E IDENTIFICAÇÃO DOS ECTOPARASITOS ..	34
5.3	EXAME COPROPARASITOLÓGICO E IDENTIFICAÇÃO DOS ENDOPARASITOS	38
5.4	ANÁLISE MOLECULAR	42
6	CONSIDERAÇÕES FINAIS	44
7	REFERÊNCIAS.....	45

1 INTRODUÇÃO

A construção de uma usina hidrelétrica (UHE) pode trazer diversos benefícios para a região, como a geração de energia, a movimentação de renda, a melhoria da infraestrutura e a criação de empregos (Cruz; Silva, 2010). No entanto, essa construção também pode causar impactos negativos, como a degradação da flora e da fauna locais, resultando na modificação ou destruição de habitats naturais e na perda de biodiversidade (Santos *et al.*, 2017; Custódio *et al.*, 2022).

Para mitigar esses impactos, é necessário criar programas que minimizem e/ou compensem os efeitos sobre os aspectos físicos, biológicos e socioeconômicos nas áreas de influência da UHE (Tauk, 1996). Na UHE “Quebra-Queixo”, localizada no Oeste Catarinense, foram desenvolvidos 21 programas ambientais durante sua implementação, incluindo o Programa de Monitoramento e Manejo da Fauna e da Flora, que abrange o Subprograma de Monitoramento e Manejo da Fauna (Cherem; Kammers, 2008). Os resultados desse monitoramento foram publicados em 2008 por Cherem e Kammers, com o objetivo de divulgar as informações obtidas. Nos anos seguintes, o monitoramento continuou registrando diversos espécimes de mamíferos, como roedores da família Cricetidae, marsupiais da família Didelphidae e capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*).

Além dos esforços para preservar a biodiversidade local, a UHE também se tornou um ponto de interesse para atividades recreativas e turísticas, estando aberta para visitação mediante agendamento. A região ao redor da usina oferece oportunidades para visitação, atraindo visitantes que buscam um contato mais próximo com o meio ambiente. No entanto, o aumento da movimentação humana nessa área pode elevar as chances de interação entre pessoas e animais silvestres. Embora essas atividades possam promover a conscientização ambiental e o apreço pela natureza, também é necessário adotar medidas para minimizar impactos negativos, como a perturbação de habitats naturais e o risco de conflitos entre humanos e fauna.

O contato entre roedores silvestres e marsupiais com seres humanos pode impactar diretamente a saúde pública, devido à possibilidade de transmissão de doenças. Roedores desempenham um papel crucial na disseminação de doenças, devido ao contato próximo com humanos, alta taxa de natalidade e fácil acesso a alimentos e água, o que facilita a contaminação (Meerburg; Singleton; Kijlstra, 2009).

No Brasil, diversos animais silvestres têm sido identificados como portadores de agentes zoonóticos, representando um risco potencial para a saúde pública. Roedores da família Cricetidae, por exemplo, já foram encontrados portando patógenos como *Coxiella burnetii*, *Bartonella* spp. e *Rickettsia* spp. (Rozental *et al.*, 2017). Além disso, marsupiais foram descritos como hospedeiros de *Cryptosporidium* spp. e microsporídios (Lallo *et al.*, 2009). Entre os animais que desempenham um papel significativo na transmissão de zoonoses, a capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) se destaca como um hospedeiro definitivo de *Fasciola hepatica*, um parasito que afeta o fígado de diversos mamíferos, incluindo humanos.

O estudo de Dracz *et al.* (2016) relata a ocorrência natural de *F. hepatica* em capivaras no município de Confins, Minas Gerais. Os autores encontraram ovos do parasito nas fezes desses animais, confirmando que as capivaras podem manter o ciclo silvestre do parasito em áreas rurais. Essa descoberta é particularmente preocupante, uma vez que as capivaras frequentam ambientes aquáticos, onde os moluscos do gênero *Lymnaea* (hospedeiros intermediários) também estão presentes. Essa interação facilita a transmissão do parasito para outros animais e humanos, especialmente em regiões onde capivaras, gado e pessoas compartilham os mesmos recursos hídricos (Dracz *et al.*, 2016).

Além da fasciolose, as capivaras também desempenham um papel crucial na epidemiologia da Febre Maculosa Brasileira (FMB). Elas atuam como hospedeiros amplificadores de *Rickettsia rickettsii*, a bactéria causadora da FMB, para o carrapato *Amblyomma sculptum* (Guedes *et al.*, 2005). Gambás do gênero *Didelphis* também são reconhecidos como importantes reservatórios dessa bactéria (Moreira e Magalhães, 1935; Travassos e Vallejo-Freire, 1942; Horta *et al.*, 2009; Horta *et al.*, 2010). A FMB é uma doença grave, e estima-se que, entre 2007 e 2025, mais de 1.044 pessoas tenham morrido em decorrência dessa infecção no Brasil, segundo dados do Ministério da Saúde (2025).

Outro exemplo da relevância das capivaras na transmissão de doenças zoonóticas foi descrito por Labruna *et al.* (2018), que relataram um surto letal de fasciolose em um parque no estado de São Paulo. Nesse caso, a população de capivaras foi reduzida de 21 para apenas 2 animais em um período de 9 meses. O surto ocorreu em uma área onde não havia gado, sugerindo que a introdução do parasito pode ter ocorrido por meio de água contaminada, possivelmente proveniente de regiões com atividades pecuárias (Labruna *et al.*, 2018).

Segundo McArthur (2019), as doenças transmitidas por vetores são responsáveis por uma parte significativa da mortalidade e morbidade global. Estudos demostram que as interações entre patógenos, hospedeiros e o ambiente são cruciais para a emergência ou reemergência dessas doenças (Chala; Hamde, 2021). Portanto, é urgente a necessidade de estudos e coleta de dados sobre a parasitofauna de animais silvestres, especialmente aqueles que representam risco para a saúde pública, bem como seus agentes infecciosos.

Durante o monitoramento da fauna da UHE foram encontrados carapatos em roedores do gênero *Akodon* (Cherem, J. comunicação pessoal). Esses carapatos foram enviados ao Departamento de Medicina Veterinária Preventiva e Saúde Animal (VPS) da Universidade de São Paulo (USP). Após análise morfológica, a equipe concluiu que os carapatos pertenciam ao gênero *Ixodes*, mas não foi possível identificar a espécie com precisão, podendo ser uma espécie ainda não descrita na literatura.

A construção de UHE provoca modificações ambientais que influenciam diretamente a distribuição da fauna silvestre e de parasitos, como os carapatos. A inundação das áreas força o deslocamento de diversas espécies, aumentando a interação entre animais silvestres e domésticos e favorecendo a proliferação desses ectoparasitos. Em um estudo conduzido por Labruna *et al.* (2002), verificou-se que a diversidade de habitats em uma área de UHE contribuiu para o aumento da população de carapatos e sua interação com diferentes espécies de animais silvestres e domésticos. Além dos carapatos, os helmintos, encontrados em animais silvestres, também são afetados por mudanças ambientais causadas pelas atividades humanas. Esses parasitos possuem múltiplos estágios de vida que dependem do contato com o ambiente, o que os torna altamente influenciados por alterações na fauna silvestre e na dinâmica ecológica da região (Werner e Nunn, 2020; Riquelme *et al.*, 2021). Assim, as transformações ambientais e a interação entre hospedeiros, parasitos e vetores influenciam a disseminação de diversas doenças zoonóticas.

Considerando a importância do conhecimento sobre a parasitofauna de roedores silvestres e de marsupiais, juntamente com os agentes infecciosos associados a esses parasitos, e a necessidade de encontrar novos espécimes de *Ixodes* sp. para a possível descrição de uma nova espécie, este estudo buscou realizar um levantamento da parasitofauna de pequenos mamíferos silvestres, com foco na ixodofauna, na região da UHE “Quebra-Queixo” no Oeste Catarinense.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 A USINA

A Usina Hidrelétrica (UHE) “Quebra-Queixo” está localizada entre os municípios de São Domingos e Ipuacu (26°38'05.1"S, 52°27'13.1"W), no rio Chapecó, próximo ao afluente do rio Uruguai (Cherem, 2008). Inaugurada em 31 de dezembro de 2003, a usina possui uma capacidade instalada de 120 megawatts médios (Naty, 2022). Seu principal objetivo é gerar energia elétrica para atender à demanda da Região Noroeste do Estado de Santa Catarina (“UHE Quebra Queixo – Rennosonic”, 2024).

2.2 ROEDORES E MARSUPIAIS SILVESTRES: PARASITOFAUNA E SEUS AGENTES INFECCIOSOS ASSOCIADOS

A família Cricetidae é uma das maiores entre os mamíferos do Brasil e a maior entre os roedores, com 117 espécies distribuídas em 36 gêneros (Reis *et al.*, 2011). Essa família é subdividida em duas principais subfamílias: Cricetinae, que inclui hamsters e outros roedores domésticos e selvagens, e Arvicolinae, que abrange camundongos e gerbilos (Solari; Baker, 2007). Além dessas, destaca-se a subfamília Sigmodontinae, presente em diversos habitats na América do Sul e América Central, desempenhando papéis ecológicos importantes (Spies Betat, 2012). A subfamília Sigmodontinae é notável por sua grande diversidade morfológica e comportamental, possuindo oito tribos, 64 gêneros e 377 espécies (Solari; Baker, 2007). Novos gêneros e espécies continuam a ser descobertos e descritos regularmente (Spies Betat, 2012). Um dos principais gêneros dessa subfamília é o *Akodon*, com cerca de 10 espécies no Brasil (Silveira; Sbalqueiro; Monteiro-Filho, 2013). No entanto, essas espécies são morfologicamente semelhantes, tornando sua diferenciação difícil, geralmente realizada pelo número de cromossomos (Cherem; Kammers, 2008).

Já os membros da família Didelphidae pertencem à ordem Didelphimorphia, à infraclasse Metatheria, à subclasse Theria e à classe Mammalia. No Brasil, existem 16 gêneros e 55 espécies dessa família (Cubas *et al.*, 2014). Em Santa Catarina, foram registradas cerca de 17 espécies da ordem Didelphimorphia, com a possibilidade de haver mais (Cherem *et al.*, 2004). Esses animais são pequenos e se assemelham a roedores, exceto pela presença do marsúpio, que os tornam mamíferos não placentários. Entre os principais membros dessa família no Brasil estão as cuícas, as catitas e os gambás (Silva,

1994). O marsúpio, ou bolsa, nas fêmeas, divide a gestação em duas fases: uma no útero e a outra no marsúpio. Isso explica a origem do nome da família, derivado do latim "Di" (dois) e "Delphos" (ventre) (Cubas *et al.*, 2014).

A espécie *Didelphis albiventris*, conhecida como gambá-de-orelha-branca, adapta-se facilmente a diversos ambientes e pode ter comportamento terrestre ou arborícola (Eisenberg; Redford, 1989). Sua dieta frutífera contribui para a dispersão de sementes em áreas de florestas degradadas (Cantor *et al.*, 2010). Essa espécie é amplamente distribuída em Santa Catarina e frequentemente encontrada na UHE “Quebra-Queixo”, especialmente fêmeas com filhotes (Cherem; Kammers, 2008). Outro representante da família é a *Monodelphis dimidiata*, popularmente chamada de catita ou cuíca-marrom, encontra-se principalmente nas regiões Sul e Sudeste (Reis *et al.*, 2011). Diferencia-se dos gambás (*Didelphis* spp.) por não possuir cauda preênsil, sendo exclusivamente terrícola (*Monodelphis dimidiata*: Teta, P. & Martin, G.M., 2016).

Os ácaros da família Laelapidae incluem 90 gêneros e mais de 1.300 espécies (Beaulieu *et al.*, 2011), com grande relevância mundial e médica, sendo alguns suspeitos de atuarem como possíveis vetores de zoonoses (Poláciková, 2012). Essa família apresenta ampla diversidade ecológica, variando de predadores generalistas a parasitos facultativos ou obrigatórios de animais. Esses ácaros são frequentemente associados a pequenos roedores, sendo encontrados tanto na superfície corporal quanto nos ninhos desses hospedeiros (Poláciková, 2012; Kaminskiené *et al.*, 2017).

A espécie de pulga *Leptopsylla segnis* possui ampla distribuição cosmopolita, atribuída à dispersão de seus hospedeiros, como ratos e camundongos, em decorrência da atividade humana. É encontrada predominantemente em zonas temperadas, mas também registrada em regiões que variam de áridas a hiperúmidas, com maior abundância observada em áreas áridas (Salas *et al.*, 2019). *L. segnis* parasita predominantemente o camundongo doméstico (*Mus musculus*), podendo causar anemia no hospedeiro, com maior relevância relacionada às implicações zoonóticas pela possível transmissão de agentes patógenos (Zurita *et al.*, 2022).

Carapatos nidícolas, especialmente os pertencentes à família Argasidae e alguns membros da família Ixodidae, adaptados a ambientes protegidos como ninhos e tocas, tem a capacidade de sobreviver sem se alimentar por longos períodos e se alimentar rapidamente, o que os torna vetores eficientes na transmissão de patógenos,

especialmente em áreas de contato humano com seus habitats (Anderson; Magnarelli, 2008).

Essas interações parasitárias estão associadas à transmissão de diversos agentes infecciosos. Os roedores, por exemplo, são hospedeiros de microrganismos zoonóticos transmitidos por vetores, como ácaros, pulgas e carrapatos. Entre os principais agentes estão a bactéria *Yersinia pestis*, causadora da peste negra, além de *Coxiella* spp., *Bartonella* spp. e *Rickettsia* spp. (Lallo *et al.*, 2009; Rozental *et al.*, 2017). Dentre essas infecções, destacam-se as doenças causadas pelas bactérias do gênero *Rickettsia* do grupo da FMB, consideradas algumas das mais antigas e relevantes infecções transmitidas por vetores, podendo apresentar quadros clínicos leves a graves (Martiniano *et al.*, 2022).

Nesse contexto, as riquétsias se destacam como patógenos de importância médica humana e veterinária, apresentando relevância no cenário epidemiológico global. As riquétsias são microrganismos gram-negativos intracelulares obrigatórios, transmitidos principalmente por carrapatos, que infectam humanos e animais, destacando-se como patógenos de relevância médica e veterinária, com os artrópodes desempenhando um papel essencial como vetores em seu ciclo de transmissão (Bowman, 2010; Katargina *et al.*, 2015; Taylor, 2016; Kim, 2022). O gênero *Rickettsia* é dividido em quatro grupos: o grupo ancestral basal, o grupo da febre maculosa (com representantes como *Rickettsia rickettsii* e *Rickettsia parkeri*), o grupo do tifo e o grupo de transição (representado por *Rickettsia bellii*) (Blanton, 2019). Espécies de *Rickettsia* do grupo FMB infectam células de carrapatos, apresentam virulência moderada, causam doenças leves a graves em humanos e desencadeiam respostas imunes inflamatórias específicas após a transmissão (Kim, 2022).

A febre maculosa é uma doença infecciosa causada por riquétsias do grupo da FMB, podendo se manifestar com febre, cefaleia, mialgia, prostração e náusea ou vômito (Oliveira *et al.*, 2016), sendo *R. rickettsii* o principal agente etiológico e o mais patogênico (Campos *et al.*, 2017; Faccini-Martínez, *et al.*, 2018). Os carrapatos *Amblyomma scutulatum* e *Amblyomma aureolatum* são reconhecidos como os principais vetores de *R. rickettsii* para seres humanos, enquanto animais como capivaras, cavalos e cães atuam como hospedeiros vertebrados (Oliveira *et al.*, 2016; Montenegro *et al.*, 2017; Martiniano *et al.*, 2022). Já *R. parkeri*, também pertencente a esse grupo, tem sido associada a casos humanos, com manifestações como exantema e sintomas mais brandos, em comparação à infecção por *R. rickettsii* (Whitman *et al.*, 2007; Paddock *et al.*, 2008; Campos *et al.*,

2017; Faccini-Martínez, *et al.*, 2018; Martiniano *et al.*, 2022). No Brasil, *R. parkeri* tem sido associada a áreas rurais e periurbanas ocorrendo no bioma da Mata Atlântica, com incidência significativa em algumas regiões (Binder, 2020; Aguirre *et al.*, 2022) com o *Amblyomma ovale* confirmado como o seu principal vetor e os cães como seu hospedeiro (Faccini-Martínez *et al.*, 2018; Bitencourth *et al.*, 2019).

Em Santa Catarina, entre 2007 e 2025, não houve registro de óbitos por FMB, conforme dados do Ministério da Saúde (2025). No entanto, o estado contabilizou 659 casos no período, evidenciando alta morbidade relacionada à infecção por *Rickettsia parkeri*. Esses dados indicam que, apesar da frequência da doença, a letalidade permanece baixa. A FMB é notificada no estado desde 2003, com manifestações clínicas mais leves e ausência de óbitos até 2009 (Medeiros *et al.* 2011). Pesquisas detectaram *R. parkeri* e *R. amblyommiae* carapatos como *Amblyomma aureolatum* e *Amblyomma ovale*, além de anticorpos contra *R. rickettsii* e *R. bellii* em cavalos, indicando a circulação de riquétsias patogênicas e não patogênicas na região (Medeiros *et al.* 2011; Medeiros *et al.* 2013). O crescimento dos casos pode estar associado à expansão urbana, ao contato com hospedeiros como cavalos e capivaras e à maior exposição a áreas infestadas por carapatos (Medeiros *et al.* 2013).

As capivaras, devido ao seu comportamento e habitat, desempenham um papel crucial na ecologia dos carapatos vetores da FMB (Guedes *et al.*, 2005). A transmissão ocorre principalmente em áreas de vegetação modificada, onde há maior interação entre humanos, animais domésticos e fauna silvestre (Albuquerque *et al.*, 2024).

Segundo Moraes-Filho (2017), o diagnóstico da FMB é particularmente desafiador devido à inespecificidade dos sinais clínicos, que podem ser confundidos com os de outras doenças infecciosas. Para superar essa dificuldade, são utilizados métodos como a Reação de Imunofluorescência Indireta, a PCR e o cultivo com isolamento do patógeno. Entre esses, o cultivo com isolamento é considerado o método mais específico, pois permite a identificação direta do agente etiológico e a diferenciação entre espécies de *Rickettsia* já conhecidas ou ainda não descritas (Moraes-Filho, 2017).

3 OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GERAL

Este estudo tem como objetivo explorar a diversidade de parasitos e agentes infecciosos transmitidos por vetores que afetam pequenos mamíferos silvestres na área da Usina Hidrelétrica “Quebra-Queixo”, localizada no Oeste de Santa Catarina.

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Investigar a ocorrência de ectoparasitos em roedores de vida livre;

Analizar a presença de endoparasitos em roedores de vida livre;

Identificar os parasitos encontrados com base em características morfológicas;

Determinar a infecção dos animais por agentes do gênero *Rickettsia* transmitidos por carrapatos;

Catalogar os ectoparasitos e endoparasitos que infestam pequenos mamíferos silvestres da Usina Hidrelétrica “Quebra-Queixo”.

4 MATERIAIS E MÉTODOS

O Comitê de Ética no Uso de Animais (CEUA) do CAV/UDESC aprovou o projeto sob o protocolo nº 9816270923. Além disso, o Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO) também concedeu aprovação, conforme o protocolo nº 90570-1.

4.1 CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO

A UHE “Quebra-Queixo” (Figura 1), conforme descrito por Cherem e Kammers (2008), está localizada no Oeste do Estado de Santa Catarina, entre os municípios São Domingos e Ipuacu (26°38'05.1"S, 52°27'13.1"W), a partir da foz do rio Chapecó, com 672 metros de comprimento na crista e altura máxima de 75 metros. O reservatório cobre uma área de 5,60 km² e possui um volume de 136,63 x 10⁶ m³ no nível d’água máximo normal, com vida útil estimada em 100 anos. A cota normal de alagamento está a 549 metros de altitude, e o trecho do rio com vazão reduzida, entre a barragem e a casa de força, tem 6 km de extensão. O vertedouro, localizado lateralmente à barragem, é do tipo soleira livre, com 250 metros de comprimento. Segundo Monteiro (2001), o Oeste do Estado de Santa Catarina apresenta temperaturas elevadas e chuvas intensas. Essas condições, marcadas por pancadas de chuva e trovoadas, ocorrem com maior intensidade nessa região, que também possui os mais altos índices de insolação. Além disso, a vegetação local é caracterizada pela Floresta de Araucárias, marcada pela presença de araucárias e vegetação aciculifoliada, que originalmente cobria 40% do território, mas, devido à intensa exploração, hoje restam apenas 5% da área original em remanescentes isolados (Peron; Maar; Netto, 2009).

Figura 1 – Usina Hidrelétrica “Quebra-Queixo”.



Fonte: Money Report, 2022.

4.2 CAPTURA DOS ANIMAIS

Foram realizadas duas coletas nos arredores da usina. A primeira ocorreu entre 11 e 14 de novembro de 2023, e a segunda entre 31 de janeiro e 2 de fevereiro de 2024. O local escolhido para armar as armadilhas foi próximo à estrada que leva à barragem/vertedouro, onde anteriormente foram encontrados espécimes de *Ixodes* sp. em roedores.

As armadilhas Sherman e Tomahawk foram utilizadas ao longo da estrada, com auxílio do aplicativo Avenza Maps para o mapeamento dos pontos de captura. Para isso, uma Carta com imagens de satélite do Google Earth foi elaborada no software QGis e salva em formato PDF. O uso da Carta no aplicativo permitiu a navegação, o mapeamento e a identificação dos locais de amostragem. Na primeira coleta, foram colocadas 67 armadilhas Sherman e sete Tomahawk; na segunda, foram 54 armadilhas Sherman. As armadilhas Sherman foram empregadas para capturar pequenos mamíferos, como roedores, enquanto as armadilhas Tomahawk tiveram como objetivo a captura de mamíferos de maior porte, como marsupiais. Todas as armadilhas foram numeradas e suas posições identificadas no mapa do aplicativo (Figuras 2 e 3). É importante destacar que, ao contrário da primeira coleta, realizada em clima ensolarado e estável, a segunda ocorreu sob condições de chuva intensa e tempestades, o que dificultou a captura de animais nas armadilhas. Além disso, na segunda coleta, as armadilhas foram concentradas na área com maior número de capturas registradas na primeira amostragem.

Figura 2 – Marcação das áreas onde foram instaladas as armadilhas do tipo Sherman e Tomahawk durante a primeira coleta, realizada de 11 a 14 de novembro de 2023.



Fonte: LAPAR, 2023.

Figura 3 - Marcação das áreas onde foram instaladas as armadilhas do tipo Sherman e Tomahawk durante a segunda coleta, realizada de 31 de janeiro a 02 de fevereiro de 2024.



Fonte: LAPAR, 2024.

Para atrair os animais, foram usadas porções de banana e bacon nas armadilhas. Após a montagem, esperava-se aproximadamente 12 horas para a checagem. Quando um animal era capturado, anotava-se a numeração da armadilha e a localização geográfica. Após a coleta de amostras, os animais eram soltos no mesmo local onde foram capturados.

Durante a segunda coleta, foi identificado um dos principais locais de estadia das capivaras que habitam a usina (Figura 3), com a ajuda dos funcionários do local. Nas imediações desse local, foi realizado o arraste de flanela no chão (Newman *et al.* 2019) em uma área de vegetação alta, usada como passagem pelos animais, identificada por pegadas e fezes no chão.

4.3 COLETA DE AMOSTRAS

Após a captura, os animais eram cuidadosamente retirados das armadilhas. Para garantir o bem-estar dos animais e a segurança da equipe, eram sedados com 0,1 ml de Cetamina 1% e Xilazina 0,2%.

Depois de sedados, os animais eram colocados em uma bandeja para a coleta de amostras biológicas e uma inspeção visual minuciosa em busca de ectoparasitos. Para facilitar a visualização e coleta dos artrópodes, utilizava-se um algodão umedecido com éter etílico. Os animais eram numerados sequencialmente, conforme a ordem em que eram encontrados.

Os carapatos eram coletados com coletores específicos, identificados pelo número do animal e armazenados em microtubos com furos e folhas para manter a umidade quando vivos, ou em álcool 70% se mortos. As pulgas e os ácaros eram capturados com pinças e armazenados em microtubos com álcool 70%.

Coletava-se entre 0,3 e 0,4 ml de sangue total por animal via intracardíaca. Fezes eram coletadas quando os animais defecavam durante a contenção ou sedação. Para identificar roedores já capturados, fazia-se uma marcação na orelha direita, guardando uma amostra de DNA para futuras análises moleculares. Todas as amostras eram identificadas pelo número do animal e armazenadas em microtubos.

Alguns animais encontrados mortos nas armadilhas foram armazenados em formol e levados ao Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias (LAPAR) da Universidade do Estado de Santa Catarina (UDESC) em Lages para necropsia. Além da busca por helmintos, foram coletados e extraídos materiais genéticos de cérebro, pulmão, coração, baço e fígado para pesquisas com *Rickettsia* spp.. O conteúdo do intestino grosso era coletado para exames coproparasitológicos.

Durante o arraste de flanela realizado no chão, os carapatos eram coletados com pinças e armazenados em tubos de polipropileno de 15 ml com álcool 70%. Fezes frescas de capivaras encontradas no chão eram coletadas e armazenadas em coletores universais.

4.4 IDENTIFICAÇÃO MORFOLÓGICA DOS PARASITOS

A identificação dos artrópodes foi realizada utilizando chaves dicotômicas e pictóricas disponíveis na literatura (Linardi e Rocha, 2000; Botelho; Linardi; Mário De Maria, 2002; Barros-Battesti *et al.*, 2006; Martins *et al.*, 2014). Para os helmintos encontrados nas necropsias, a identificação baseou-se na avaliação de sua morfologia e

no local onde foram encontrados dentro do hospedeiro, consultando e comparando dados presentes na literatura (Freitas, 1977; Bowman, 2010).

4.5 EXAMES COPROPARASITOLÓGICOS

As fezes coletadas dos roedores capturados e o conteúdo do intestino grosso obtido durante a necropsia foram processados individualmente pelo método de centrífugo-flutuação com solução de sulfato de zinco, devido à pequena quantidade de material. Nas fezes de capivaras coletadas no ambiente, foram realizados exames coproparasitológicos de flutuação com solução saturada de cloreto de sódio, além do centrífugo-flutuação com sulfato de zinco e do exame coproparasitológico de sedimentação espontânea.

Os exames de flutuação realizados são adaptações dos métodos de Faust (1938) e Willis (1921). As fezes eram pesadas e diluídas proporcionalmente em água. Em seguida, o material era homogeneizado, filtrado e transferido para outro recipiente, onde era centrifugado a 1.500 RPM por 4 minutos. O sobrenadante era descartado e adicionava-se solução de sulfato de zinco ou cloreto de sódio saturado. O material era homogeneizado novamente e mais solução era adicionada até formar um menisco. Uma lamínula era colocada sobre o menisco e esperava-se 15 minutos para que as estruturas presentes nas fezes flutuassem. Após esse período, a lamínula era transferida para uma lâmina e lida em um microscópio óptico modelo ZEISS Primostar 1, utilizando a objetiva de 10x. Se fosse utilizada a solução de sulfato de zinco, adicionava-se uma ou duas gotas de lugol na lâmina antes de colocar a lamínula.

O exame de sedimentação espontânea foi uma adaptação do método de Hoffman, Pons e Janer (1934). As fezes eram pesadas, diluídas em água e filtradas para um cálice de sedimentação, onde mais água era adicionada. Após 10 minutos, o sobrenadante era descartado. Esse processo era repetido mais duas vezes. No final, o sedimento restante era coletado, corado com uma ou duas gotas de lugol e colocado em uma lâmina de vidro com uma lamínula, para leitura em um microscópio óptico modelo ZEISS Primostar 1, utilizando a objetiva de 10x.

4.6 ANÁLISE MOLECULAR

Para a análise molecular, foram utilizadas amostras de sangue total, tecidos, pulgas e carrapatos. A extração de DNA das amostras de sangue total e tecidos foi

realizada com o kit comercial DNeasy Tissue (Qiagen), seguindo as instruções do fabricante. Nos artrópodes, empregou-se a técnica de isotiocianato de guanidina descrita por Sangioni *et al.* (2005) para a extração do material genético.

Após a extração, as amostras foram submetidas individualmente à triagem por PCR em tempo real no equipamento 7500 Real Time PCR Systems (Applied Bio Systems, Foster City, CA, EUA). Essa análise é focada na detecção de bactérias do gênero *Rickettsia*, utilizando os primers CS-5 (5'-GAGAGAAAATTATATCCAAATGTTGAT-3') e CS-6 (5'-AGGGTCTCGTGCATTCTT-3'), além da sonda [5' 6-FAM d(CATTGTGCCATCCAGCCTACGGT) BHQ-1 3'] (BioSearch Technologies, Novato, Calif.). Esses componentes amplificam um fragmento de 147 pb do gene da proteína citrato sintase (gltA), presente em todas as espécies de *Rickettsia*, conforme Labruna *et al.* (2004).

As amostras positivas na triagem passaram por dois protocolos de PCR distintos, utilizando o kit DreamTaqTM PCR Master Mix (2X), da Thermo Fisher, conforme as instruções do fabricante. O primeiro protocolo consistiu em um seminested-PCR para amplificação de um fragmento de 512 pb do gene da proteína de membrana externa (ompA). Inicialmente, usaram-se os primers externos Rr190.70F (5'-ATGGCGAATATTCTCCAAAA-3') e Rr190.60R (5'-AGTGCAGCATTGCTCCCCT-3'). A reação seguiu com desnaturação inicial de 5 minutos a 95°C, 35 ciclos de amplificação (40 segundos a 95°C, 30 segundos a 58°C e 45 segundos a 65°C) e uma extensão final de 10 minutos a 72°C.

Na segunda etapa desse protocolo, empregaram-se os primers Rr190.70F (externo) e Rr190.701R (interno, 5'-GTTCCGTTAATGGCAGCATCT-3'). Essa amplificação gerou um fragmento de 617 pb exclusivo das espécies de *Rickettsia* do grupo da febre maculosa. O processo incluiu desnaturação inicial de 3 minutos a 95°C, 40 ciclos de amplificação (30 segundos a 95°C, 20 segundos a 55°C e 60 segundos a 65°C) e extensão final de 5 minutos a 72°C (Regnery; Spruill; Plikaytis, 1991; Roux; Fournier; Raoult, 1996; Szabó *et al.*, 2013).

O segundo protocolo visou a detecção de *Rickettsia bellii*, utilizando os primers Rb F (5'-ATCCTGATTGCTGAATTTTT-3') e Rb R (5'-TGCAATACCAGTACTGACG-3'), que amplificaram um fragmento de 338 pb do gene da proteína citrato sintase (gltA) da espécie (Szabó *et al.*, 2013). A amplificação incluiu

desnaturação inicial de 5 minutos a 95°C, 40 ciclos (15 segundos a 95°C, 30 segundos a 52°C e 30 segundos a 72°C) e extensão final de 7 minutos a 72°C.

Todos os produtos amplificados foram visualizados em gel de agarose a 1,5%, permitindo a análise e confirmação dos resultados obtidos.

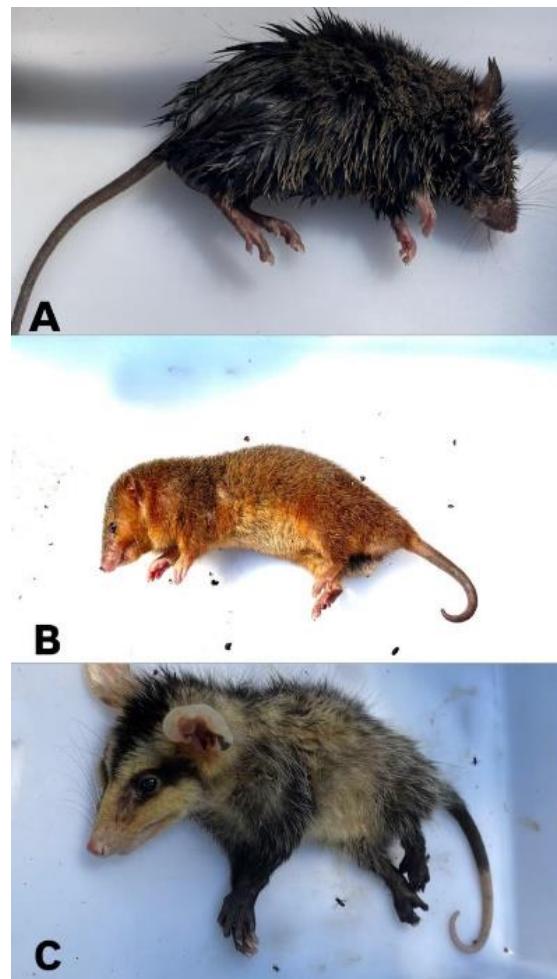
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 IDENTIFICAÇÃO DOS ANIMAIS

Para abranger e capturar a maior diversidade de espécies de roedores e marsupiais, a escolha de métodos de amostragem eficazes é crucial para estudos ecológicos e parasitológicos. Segundo Astúa *et al.* (2006), a combinação de armadilhas Sherman e Tomahawk, juntamente com iscas específicas, como bacon, permite capturar uma ampla variedade de espécies, desde roedores menores até marsupiais de maior porte. Essa abordagem garante uma amostragem representativa da comunidade de pequenos mamíferos.

Durante a primeira coleta, foram capturados 14 animais, e na segunda, cinco, totalizando 19 animais (17 roedores da família Cricetidae, e dois marsupiais, um gambá-de-orelha-branca (*Didelphis albiventris*) e uma cuíca-marrom (*Monodelphis dimidiata*)) (Figura 4) (Quadro 1). Devido à grande dificuldade em diferenciar os gêneros da família Cricetidae, que requer a visualização da morfologia do crânio ou análises moleculares, a identificação foi feita apenas a nível de família.

Figura 4 – Animais sedados durante a coleta de amostras. A – Animal nº 1: roedor da família Cricetidae. B- Animal nº 4: Cuíca-marrom (*Monodelphis dimidiata*). C- Animal nº 6: Gambá-de-orelha-branca (*Didelphis albiventris*).



Fonte: LAPAR, 2024.

Quadro 1 –Animais capturados nas coletas realizadas na UHE “Quebra-Queixo”

Nº de identificação do animal	Espécie	Nome popular	Sexo
PRIMEIRA COLETA			
1	Família Cricetidae	Rato silvestre	Macho
2	Família Cricetidae	Rato silvestre	Macho
3	Família Cricetidae	Rato silvestre	Macho
4	<i>Monodelphis dimidiata</i>	Cuíca-marrom, catita	Macho
5	Família Cricetidae	Rato silvestre	Fêmea
6	<i>Didelphis albiventris</i>	Gambá-de-orelha-branca	Macho
7	Família Cricetidae	Rato silvestre	Fêmea
8	Família Cricetidae	Rato silvestre	Fêmea
9	Família Cricetidae	Rato silvestre	Fêmea
10	Família Cricetidae	Rato silvestre	Macho
11	Família Cricetidae	Rato silvestre	Macho
12	Família Cricetidae	Rato silvestre	Macho
13	Família Cricetidae	Rato silvestre	Macho
14	Família Cricetidae	Rato silvestre	Fêmea
SEGUNDA COLETA			
15	Família Cricetidae	Rato silvestre	Fêmea
16	Família Cricetidae	Rato silvestre	Macho
17	Família Cricetidae	Rato silvestre	Macho
18	Família Cricetidae	Rato silvestre	Macho
19	Família Cricetidae	Rato silvestre	Fêmea

Fonte: própria autora.

Os roedores são reconhecidos como um dos principais hospedeiros de patógenos zoonóticos, desempenhando um papel crucial na manutenção e transmissão de doenças (Han *et al.*, 2016; Riquelme *et al.*, 2021). Essas espécies, muitas vezes encontradas em

alta densidade em áreas alteradas pela ação humana, tornam-se ainda mais relevantes em contextos de desequilíbrio ecológico. O aumento populacional de roedores reservatórios pode elevar a frequência de contatos entre indivíduos infectados e suscetíveis, facilitando a disseminação de patógenos com transmissão horizontal (Mendoza *et al.*, 2019). Além disso, os roedores silvestres podem atuar como hospedeiros definitivos, intermediários ou paratênicos de diversos endoparasitas, incluindo helmintos e protozoários com potencial zoonótico (Meerburg, Singleton; Kijlstra 2009). Essa capacidade de abrigar e transmitir uma ampla variedade de parasitos reforça a importância de monitorar essas populações, especialmente em áreas onde a interferência humana modifica o ambiente natural. O estudo desses animais e dos patógenos associados a eles é essencial para prevenir surtos de doenças e proteger a saúde pública.

5.2 COLETA DAS AMOSTRAS E IDENTIFICAÇÃO DOS ECTOPARASITOS

Foram coletadas amostras de sangue de 17 animais, amostras de fezes de 10 animais (seis de animais vivos e quatro pós-necropsia) e ectoparasitos de nove animais (Quadro 2). Quatro animais foram encontrados mortos nas armadilhas e, posteriormente, submetidos a necropsia.

Quadro 2 – Amostras coletadas dos animais capturados

Nº de identificação	Animal	Amostras coletadas		
		Sangue	Fezes	Ectoparasitos
1	Rato Silvestre	x	x	x
2	Rato Silvestre	x	NC	NE
3	Rato Silvestre	x	NC	x
4	Cuíca-marrom	x	NC	x
5	Rato Silvestre	NC	x	NE
6	Gambá-de-orelha-branca	x	NC	NE
7	Rato Silvestre	x	x	NE
8	Rato Silvestre	x	NC	NE
9	Rato Silvestre	x	x	NE
10	Rato Silvestre	x	x	x
11	Rato Silvestre	x	x	NE
12	Rato Silvestre	x	NC	x
13	Rato Silvestre	x	NC	x
14	Rato Silvestre	x	NC	NE
15	Rato Silvestre	x	x	x
16	Rato Silvestre	NC	NC	NE
17	Rato Silvestre	x	x	x
18	Rato Silvestre	x	x	x
19	Rato Silvestre	x	x	NE

Legenda: x = amostra coletada. NC = não coletado. NE= não encontrado

Fonte: própria autora.

Os ácaros encontrados nos animais número 1, 3, 12, 13 e 15 foram todos identificados como pertencentes à família Laelapidae (Botelho; Linardi; Mário De Maria, 2002). As pulgas encontradas no animal número 4 foram identificadas como *Leptopsylla segnis* (Linardi e Rocha, 2000). A pulga *L. segnis* é comumente encontrada em roedores (Guimarães, 1946) e já foi descrita na espécie *M. dimidiata* (Linardi e Rocha, 2000), assim como os ácaros lelapídeos (Gettinger; Owen, 2016). A detecção desses parasitos em diferentes espécies de animais silvestres sugere uma cadeia ecológica estabelecida,

onde pequenos mamíferos silvestres atuam como reservatórios e dispersores desses parasitos. Esse achado reforça a importância de estudos sobre interação parasito-hospedeiro para compreender padrões de transmissão e infecção em diferentes contextos ambientais.

Foi encontrada uma ninfa de ixodídeo no animal nº 17 e três ninfas no animal nº 18, todas identificadas como pertencentes à espécie *Amblyomma ovale* (Barros-Battesti *et al.*, 2006). *A. ovale* é caracterizado por apresentar um escudo marrom com manchas acobreadas e esverdeadas, pela presença de um sulco marginal que delimita posteriormente todos os festões, por um hipostômio com três fileiras de projeções semelhantes a dentes em cada lado, pela coxa I com dois espinhos longos, sendo o externo ligeiramente curvado para fora e mais longo que o interno, e pela coxa IV, que possui um único espinho (Barros-Battesti *et al.*, 2006; Lignon *et al.*, 2023). Essa espécie apresenta ampla distribuição neotropical, adaptando-se a diferentes condições climáticas e tipos de vegetação. O estágio adulto de *A. ovale* alimenta-se de diversos hospedeiros, principalmente de carnívoros neotropicais, incluindo cães domésticos, além de mamíferos de médio a grande porte, como antas (*Tapirus spp.*), enquanto os estágios de larvas e ninfas, já foram registrados em roedores, marsupiais e aves passeriformes (Barros-Battesti *et al.*, 2006; Martins *et al.*, 2011).

No animal número 10, foi encontrada uma ninfa ingurgitada de *Ixodes* sp. (Quadro 3), que foi encaminhada ao LAPAR e acondicionada durante uma semana em uma estufa para a realização da muda para a fase adulta. Após a muda, o carapato foi identificado como macho e encaminhado ao VPS da USP para análise, sendo posteriormente confirmado como pertencente à espécie *Ixodes loricatus*. Espécies de *Ixodes* possuem um sulco anal anterior ao ânus, visível com iluminação oblíqua, não apresentam olhos, festões ou ornamentação no escudo, e seus palpos são mais grossos na junção dos segmentos dois e três (Bowman, 2010; Monteiro, 2017). O aparelho bucal de *Ixodes* é longo, mais comprido nas fêmeas, com o quarto segmento dos palpos pequeno e contendo órgãos sensoriais quimiorreceptores, enquanto o segundo segmento pode ser restrito à base, criando um espaço entre o palpo e as quelíceras, e os machos apresentam placas ventrais que cobrem quase completamente a superfície ventral (Taylor, 2016). *I. loricatus* é um carapato de três hospedeiros encontrado na América do Sul, cujos estágios imaturos parasitam roedores da família Cricetidae, com preferência pelo gênero *Akodon*, enquanto os estágios adultos infestam marsupiais da família Didelphidae, demonstrando uma

adaptação específica ao ciclo de vida desses mamíferos (Barros-Battesti *et al.*, 2006; Colombo *et al.*, 2015).

Quadro 3 – Identificação dos ectoparasitos encontrados nos mamíferos capturados

Número sequencial	Animal	Tipo de ectoparasito	Espécie identificada
1	Rato silvestre	Ácaro	Família Laelapidae
3	Rato silvestre	Ácaro	Família Laelapidae
4	Cuíca-marrom	Pulga	<i>Leptopsylla segnis</i>
10	Rato silvestre	Carrapato	<i>Ixodes loricatus</i>
12	Rato silvestre	Ácaros	Família Laelapidae
13	Rato silvestre	Ácaros	Família Laelapidae
15	Rato silvestre	Ácaros	Família Laelapidae
17	Rato silvestre	Carrapato	<i>Amblyomma ovale</i>
18	Rato silvestre	Carrapato	<i>Amblyomma ovale</i>

Fonte: própria autora

Os carrapatos coletados no ambiente durante o arraste de flanela foram identificados como *Amblyomma dubitatum* (Barros-Battesti *et al.*, 2006), incluindo diversas larvas, uma ninfa e uma fêmea adulta. Espécies de *A. dubitatum* apresentam escudo de coloração castanho-clara com uma mancha esbranquiçada central, interrompida na porção mediana posterior por uma faixa escura longitudinal; seus festões apresentam prolongamentos quitinosos moderados, a dentição hipostomal é 4/4 da base até a metade e 3/3 da metade ao ápice, podendo alguns indivíduos apresentar dentição 3/3, além disso, as coxas II e III possuem uma prega no lugar dos espinhos (Rio Grande do Sul, 2018). *A. dubitatum* tem como principais hospedeiros os roedores, especialmente as capivaras, nas quais podem ser encontrados todos os estágios do parasito (Nava *et al.*, 2010; Martins *et al.*, 2017). Descobertas recentes sugerem que outros mamíferos, como pequenos roedores das famílias Caviidae e Cricetidae e marsupiais da família Didelphidae, podem atuar como hospedeiros alternativos para as larvas e ninfas do carrapato (Dantas-Torres *et al.*, 2010; Nava *et al.*, 2010; Debárbora *et al.*, 2012; Debárbora *et al.*, 2014).

Um estudo realizado por Labruna *et al.* (2007) documentou casos de infecção humana por *A. dubitatum*, envolvendo larvas, ninfas e adultos, sugerindo que essa espécie

de carapato pode atuar como um vetor competente de *Rickettsia* para humanos. Essa descoberta reforça a importância de investigar a presença e o comportamento de carapatos em áreas onde a interação entre humanos e animais silvestres, como capivaras, é frequente. A combinação desses fatores ressalta a necessidade de estudos integrados que abordem tanto a ecologia dos vetores quanto a dinâmica de transmissão de patógenos, visando à prevenção de doenças e à proteção da saúde pública em áreas impactadas por grandes empreendimentos, como a UHE “Quebra-Queixo”.

Pesquisas conduzidas por Sakai *et al.* (2014) revelaram que carapatos *A. dubitatum* naturalmente infectados por *Rickettsia bellii* podem comprometer a eficiência da infecção por *Rickettsia rickettsii*. O estudo mostrou que a transmissão transovariana de *R. rickettsii* nessa espécie de carapato é ineficiente, indicando que *A. dubitatum* não atua como um vetor competente para esse patógeno. Esse resultado sugere que a presença de *R. bellii* pode interferir na capacidade de *A. dubitatum* de transmitir outras espécies de *Rickettsia*, como *R. rickettsii*, evidenciando a complexidade das interações entre bactérias e seus vetores.

5.3 EXAME COPROPARASITOLÓGICO E IDENTIFICAÇÃO DOS ENDOPARASITOS

Foi realizada a necropsia nos animais 15, 17, 18 e 19 (Figura 5). No animal 15, foram encontrados helmintos da ordem Ascaridida na cavidade abdominal, devido à ruptura do intestino delgado causada pela autólise (Figura 6). Ascarídeos são nematoides comuns em animais domésticos, variando de alguns centímetros a cerca de meio metro de comprimento, com boca cercada por três lábios carnudos e cauda do macho geralmente curvada ventralmente, sendo que alguns gêneros apresentam asas laterais cervicais que conferem à extremidade anterior uma aparência de ponta de flecha (Bowman, 2010). Os parasitos da ordem Ascaridida são vermes com potencial zoonótico e ciclo de vida direto, podendo utilizar hospedeiros paratênicos, sendo que seus ovos de casca grossa, eliminados no ambiente pelos hospedeiros definitivos, desenvolvem-se em larvas infectantes sob condições ambientais favoráveis (Otranto *et al.*, 2019).

Figura 5 – Animais encontrados mortos nas armadilhas que passaram por necropsia.



Fonte: LAPAR, 2024.

Figura 6 – Helmintos (setas) soltos na cavidade abdominal de roedor. Animal nº 15.



Fonte: LAPAR, 2024.

Nos pulmões, foram identificados metastrongilídeos compatíveis com *Angiostrongylus* spp., que causaram aderências e lesões devido ao parasitismo (Figura 7). O gênero *Angiostrongylus*, pertencente à superfamília Metastrongyloidea, parasita os sistemas respiratório e vascular de canídeos, felídeos, pequenos mamíferos e, ocasionalmente, primatas, incluindo humanos, apresentando um ciclo de vida heteroxênico que envolve mamíferos como hospedeiros definitivos e diversas espécies de moluscos como hospedeiros intermediários (Silva e Morassutti, 2021). A identificação morfológica de larvas de *Angiostrongylus* spp. é bastante difícil devido ao seu pequeno

tamanho (400-600 μm) e à ausência de características diagnósticas bem desenvolvidas (Ash *et al.*, 1970; Valente *et al.*, 2020), sendo as principais características utilizadas para identificação a forma e o comprimento do corpo, o comprimento do esôfago, a distância entre o poro excretor e a extremidade anterior, a distância entre o primórdio genital e a extremidade posterior, além do comprimento e formato da ponta da cauda (Valente *et al.*, 2020).

Figura 7 – Cavidade torácica de roedor nº 15 com pulmão apresentando lesão devido ao parasitismo por metastrongilídeos (seta).



Fonte: LAPAR, 2024.

Os resultados das análises coproparasitológicas estão apresentados no Quadro 4. Foram encontrados ovos da ordem Ascaridida nos animais 10 e 15, sendo que, neste último, também foram identificados helmintos adultos durante a necropsia, além de ovos da ordem Strongylida no exame de flutuação. Estrôngilos possuem ciclo direto, sem a necessidade de hospedeiros intermediários para completar seu desenvolvimento, e as fêmeas liberam ovos de casca dupla e fina, contendo várias células em seu interior, com larva infectante no terceiro estágio (Monteiro, 2017).

Quadro 4 – Resultados dos exames coproparasitológicos.

Número sequencial	Animal	Exame de flutuação	Exame de sedimentação
1	Rato Silvestre	Amostra negativa	Não realizado
5	Rato Silvestre	Amostra negativa	Não realizado
7	Rato Silvestre	Amostra negativa	Não realizado
10	Rato Silvestre	Ovos de helmintos da ordem Ascaridida	Não realizado
11	Rato Silvestre	Amostra negativa	Não realizado
15	Rato Silvestre	Ovos de helmintos das ordens Ascaridida e Strongylida	Não realizado
17	Rato Silvestre	Amostra negativa	Não realizado
18	Rato Silvestre	Ovo de helmintos da ordem Enoplida	Não realizado
Fezes de capivaras coletadas do ambiente	Capivara	Amostras negativas	Amostras negativas

Fonte: própria autora.

No animal 18, foi encontrado um ovo pertencente à ordem Enoplida. Ordem Enoplida compreende nematoides que habitam ambientes de água doce, marinhos e terrestres (Anderson, 2000). Parasitos do intestino grosso de mamíferos, esses organismos são facilmente reconhecidos pelo formato do corpo semelhante a um chicote, devido à porção anterior fina e alongada, e seus ovos possuem coloração acastanhada e são bioperculados (Monteiro, 2017). Os vermes dessa ordem não possuem cauda, apresentando ânus terminal que confere à extremidade posterior a aparência de um tubo cortado, possuindo, quando presente, apenas um único espículo, enquanto a larva de primeiro estágio é caracterizada por um pequeno estilete denominado onquiostilo (Bowman, 2010).

Os exames coproparasitológicos revelaram ovos das ordens Ascaridida, Strongylida e Enoplida, reforçando a diversidade de helmintos presentes na região estudada. Esses achados demonstram a importância de investigações parasitológicas para compreender padrões de infecção e possíveis impactos na saúde da fauna silvestre. A interação entre parasitos e hospedeiros, associada a fatores ambientais, pode influenciar na dinâmica das infecções, tornando necessária a continuidade de pesquisas na área.

5.4 ANÁLISE MOLECULAR

Durante a triagem por PCR em tempo real, apenas uma amostra, proveniente de uma ninfa de carrapato da espécie *Amblyomma ovale* encontrada em um roedor da família Cricetidae, apresentou resultado positivo para a presença de bactérias do gênero *Rickettsia*. Para confirmar a identificação, foram realizados dois protocolos específicos: um direcionado a espécies do grupo da FMB e outro exclusivo para a espécie *Rickettsia bellii*. Após essa análise, foi possível confirmar que a amostra correspondia à espécie *R. bellii*.

A *R. bellii* é a rickettsia mais comum encontrada em carrapatos na América e apresenta o maior número de registros dentro do gênero *Rickettsia* (Pacheco *et al.*, 2008; Miranda *et al.* 2014), além de infectar a maior diversidade de espécies de carrapatos já descrita (Krawczak *et al.*, 2018). Essa espécie de rickettsia chama atenção por sua extensa variedade de hospedeiros e ampla distribuição geográfica, sendo geralmente classificada como uma espécie não patogênica para humanos e animais (Pinter e Labruna, 2006; Horta *et al.*, 2006; Krawczak *et al.*, 2018). Evidências sorológicas em capivaras indicam exposição à *R. bellii*, sugerindo que a bactéria pode ser transmitida a hospedeiros vertebrados durante a alimentação do carrapato (Pacheco *et al.*, 2007).

A identificação de *R. bellii* em ninfa de *A. ovale* corrobora com estudos que apontam esse carrapato como um vetor potencial dessa riquetsia (Szabó *et al.*, 2013), bem como já foi demonstrado seu potencial como vetor de *R. parkeri* (Martiniano *et al.*, 2022). Um estudo conduzido por Horta *et al.* (2006) demonstrou que 100% dos carrapatos testados da espécie *I. loricatus*, tanto da primeira quanto da segunda geração, estavam infectados por *R. bellii*. Esse resultado indica que a transmissão transovariana foi altamente eficiente nessa população de carrapatos. Além disso, a sobrevivência transestadial também foi observada, confirmando a capacidade de *R. bellii* de se manter no ciclo de vida de *I. loricatus*. Esses achados destacam a adaptação bem-sucedida de *R. bellii* ao seu hospedeiro artrópode, reforçando a importância de estudos que investiguem a dinâmica de transmissão de patógenos em carrapatos. Um estudo de Neves *et al.* (2023) sugere que a detecção de *R. bellii* em carrapatos pode indicar que essa espécie não patogênica esteja competindo com *Rickettsia* patogênicas, como *R. rickettsii*, influenciando a transmissão vertical nos carrapatos. A *R. bellii* pode inibir a transmissão transovariana de riquetsias patogênicas em carrapatos, reduzindo a persistência dessas últimas em populações de vetores. Isso ocorre porque a coinfecção de carrapatos por

diferentes espécies de *Rickettsia* pode afetar a dinâmica de transmissão, seja por competição direta entre as bactérias ou por mecanismos imunológicos dentro do carapato. A detecção de uma ninfa de *A. ovale* infectada por *R. bellii* na região da UHE “Quebra-Queixo” é relevante devido à presença de capivaras, hospedeiros amplificadores de *Rickettsia*, o que pode favorecer a disseminação da riquetsias em ambientes frequentados por humanos. Essa possibilidade é relevante para a epidemiologia da FMB, pois a predominância de *R. bellii* em certas áreas poderia limitar a disseminação de riquetsias patogênicas, reduzindo o risco de infecção humana. Essa interação entre fauna silvestre, parasitos e agentes infecciosos destaca a necessidade de estudos epidemiológicos complementares para avaliar riscos potenciais para a saúde pública.

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os resultados desta pesquisa fornecem informações valiosas sobre a parasitofauna associada a roedores e outros pequenos mamíferos na área estudada, destacando a diversidade e complexidade dos parasitos encontrados. A presença de mamíferos silvestres, como roedores da família Cricetidae, gambás e cuícas-marrom, reflete padrões previamente descritos na literatura, indicando a permanência dessas espécies na região e reforçando a importância de monitoramentos ecológicos contínuos. Esses achados contribuem para o entendimento das interações entre hospedeiros, parasitos e o ambiente, especialmente em áreas impactadas por grandes empreendimentos, como usinas hidrelétricas. Além disso, a identificação de *Rickettsia bellii* em carapatos ressalta a necessidade de vigilância epidemiológica em regiões onde a interação entre fauna silvestre e humanos é intensa. Estudos futuros poderão expandir as análises para incluir a detecção de outros agentes zoonóticos e investigar os efeitos dessas infecções na ecologia local e na saúde pública, ampliando ainda mais o conhecimento sobre as dinâmicas parasitárias e seus impactos.

Este estudo visa contribuir de forma significativa para a pesquisa sobre a parasitofauna de pequenos mamíferos silvestres, fornecendo dados relevantes e inéditos. A escassez de informações sobre ectoparasitos e endoparasitos, especialmente no contexto da transmissão de agentes infecciosos por artrópodes, torna esses achados ainda mais importantes. A presença de *Rickettsia bellii* destaca a necessidade de monitoramento contínuo, tanto para fins epidemiológicos quanto para a conservação da biodiversidade. O monitoramento da fauna local e de seus parasitos é fundamental para mitigar possíveis impactos ambientais e epidemiológicos associados a grandes empreendimentos, como a UHE “Quebra-Queixo”.

7 REFERÊNCIAS

- ALBUQUERQUE, Michellin Pereira de *et al.* Eco-epidemiological analysis of *Rickettsia parkeri* in domestic dogs and *Amblyomma ovale* ticks in the Atlantic rainforest of Northeast Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, [S.L.], v. 33, n. 4, p. 1-10, 2024.
- ANDERSON, John F.; MAGNARELLI, Louis A.. Biology of Ticks. **Infectious Disease Clinics Of North America**, [S.L.], v. 22, n. 2, p. 195-215, jun. 2008.
- ANDERSON, R. C.. **Nematode Parasites of Vertebrates**: their development and transmission. 2. ed. Londres: Cab International, 2000.
- AGUIRRE, André de Abreu Rangel *et al.* *Rickettsia parkeri* strain Atlantic rainforest infecting *Amblyomma ovale* (Acari: Ixodidae) in the Amazon Biome (Acre state, Brazil). **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 13, n. 1, p. 101836, jan. 2022.
- ASH, Lawrence R.. Diagnostic Morphology of the Third-Stage Larvae of *Angiostrongylus cantonensis*, *Angiostrongylus vasorum*, *Aelurostrongylus abstrusus*, and *Anafilaroides rostratus* (Nematoda: metastrogyloidea). **The Journal Of Parasitology**, [S.L.], v. 56, n. 2, p. 249, abr. 1970.
- ASTÚA, Diego *et al.* Influence of baits, trap type and position for small mammal capture in a Brazilian lowland Atlantic Forest. **Boletim do Museu de Biologia Mello Leitão, Nova Série**, v. 19, p. 31-44, 2006.
- BARROS-BATTESTI, Darci Moraes; ARZUA, Márcia; BECHARA, Gervásio Henrique. **Carrapatos de Importância Médico-Veterinária da Região Neotropical**: um guia ilustrado para identificação de espécies. São Paulo: Vox, 2006. 223 p.
- BEAULIEU, F. *et al.* Superorder Parasitiformes Reuter, 1909. In: Zhang, Z.-Q. (Ed.) Animal biodiversity: An outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness. **Zootaxa**, v. 3148, n. 1, p. 123–123, 23 dez. 2011.
- BITENCOURTH, K. *et al.* Genetic diversity, population structure and rickettsias in *Amblyomma ovale* in areas of epidemiological interest for spotted fever in Brazil. **Medical And Veterinary Entomology**, [S.L.], v. 33, n. 2, p. 256-268, 11 fev. 2019.
- BLANTON, L. S. The Rickettsioses. **Infectious Disease Clinics of North America**, v. 33, n. 1, p. 213–229, mar. 2019.
- BOTELHO, J. R.; LINARDI, P. M.; MÁRIO DE MARIA. Alguns gêneros e subgêneros de Laelapidae (Acari: Mesostigmata) associados com roedores e revalidados por meio de taxonomia numérica. **Lundiana International Journal of Biodiversity**, v. 3, n. 1, p. 51–56, 1 fev. 2002.
- BOWMAN, D. D.. **Parasitologia Veterinária de Georgis**. 9. ed. [S.I.]: Elsevier Editora Ltda, 2010.

CAMPOS, Sabrina D. E. *et al.* Circulação de Rickettsias do Grupo da Febre Maculosa em cães no entorno de Unidades de Conservação Federais do estado do Rio de Janeiro: evidência sorológica e fatores associados. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, [S.L.], v. 37, n. 11, p. 1307-1312, nov. 2017.

CANTOR, Mauricio *et al.* Potential seed dispersal by *Didelphis albiventris* (Marsupialia, Didelphidae) in highly disturbed environment. **Biota Neotropica**, v. 10, n. 2, p. 45–51, jun. 2010.

Casos confirmados de Febre Maculosa. Brasil, Regiões e Unidades Federadas (Infecção) - 2007 a 2025 — Ministério da Saúde. Disponível em: <<https://www.gov.br/saude/pt-br/assuntos/saude-de-a-a-z/f/febre-maculosa/situacao-epidemiologica/casos-confirmados-de-febre-maculosa-brasil-grandes-regioes-e-unidades-federadas-infeccao-2007-a-2024/view>>.

CHALA, B.; HAMDE, F. Emerging and Re-emerging Vector-Borne Infectious Diseases and the Challenges for Control: A Review. **Frontiers in Public Health**, v. 9, n. 715759, 5 out. 2021.

CHEREM, Jorge. J. *et al.* Lista dos mamíferos do estado de Santa Catarina, sul do Brasil. **Mastozoología Neotropical**, 11(2):151-184, Mendoza, 2004

CHEREM, Jorge. J.; KAMMERS, Marcelo. **A fauna das áreas de influência da Usina Hidrelétrica Quebra Queixo**. [s.l.] Habilis, 2008.

COLOMBO, Valeria C. *et al.* Ecology of the interaction between *Ixodes loricatus* (Acari: ixodidae) and *Akodon azarae* (Rodentia;Criceridae). **Parasitology Research**, [S.L.], v. 114, n. 10, p. 3683-3691, 1 jul. 2015.

CRUZ, C. B.; SILVA, V. DE P. DA. Grandes projetos de investimento: a construção de hidrelétricas e a criação de novos territórios. **Sociedade & Natureza**, v. 22, n. 1, p. 181–190, abr. 2010.

CUSTÓDIO, Douglas *et al.* L. **USINAS HIDRELÉTRICAS E SEUS IMPACTOS AMBIENTAIS**. Anais da Exposição Anual de Tecnologia, Educação, Cultura, Ciências e Arte do Instituto Federal de São Paulo. **Anais...** In: **EXPOSIÇÃO ANUAL DE TECNOLOGIA, EDUCAÇÃO, CULTURA, CIÊNCIAS E ARTE DO INSTITUTO FEDERAL DE SÃO PAULO**. 2022.

DANTAS-TORRES, Filipe *et al.* Ticks Infesting Wildlife Species in Northeastern Brazil With New Host and Locality Records. **Journal Of Medical Entomology**, [S.L.], v. 47, n. 6, p. 1243-1246, 1 nov. 2010.

DEBÁRBORA, Valeria N. *et al.* Ticks (Acari: ixodidae) parasitizing endemic and exotic wild mammals in the Esteros del Iberá wetlands, Argentina. **Systematic And Applied Acarology**, [S.L.], v. 17, n. 3, p. 243-250, 31 ago. 2012.

DEBÁRBORA, Valeria N. *et al.*. Study of the life cycle of *Amblyomma dubitatum* (Acari: ixodidae) based on field and laboratory data. **Experimental And Applied Acarology**, [S.L.], v. 63, n. 1, p. 93-105, 24 jan. 2014.

DRACZ, Ruth Massote *et al.* Occurrence of *Fasciola hepatica* (Linnaeus, 1758) in capybara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) (Linnaeus, 1766) in Minas Gerais, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, [S.L.], v. 25, n. 3, p. 364-367, 12 abr. 2016.

EISENBERG, J. F.; REDFORD, K. H. **Mammals of the Neotropics, Volume 3.** [s.l.] University of Chicago Press, 1989.

FAUST, Ernest Carroll *et al.* A critical study of clinical laboratory techniques for the diagnosis of protozoan cysts and helminth eggs in feces. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, 1938, 18(2), 169-183.

FACCINI-MARTÍNEZ, Álvaro A. *et al.* Febre Maculosa por *Rickettsia parkeri* no Brasil: condutas de vigilância epidemiológica, diagnóstico e tratamento. **Journal Of Health & Biological Sciences**, [S.L.], v. 6, n. 3, p. 299-312, 2 jul. 2018.

FREITAS, Moacyr G.. **Helminthologia Veterinária**. Belo Horizonte: Rabelo & Brasil, 1977. 396 p.

GETTINGER, D. D.; OWEN, R. D. *Laelapine Mite* (Acari: Laelapidae) Morphometric Analysis Reflects Taxonomic and Geographic Clusters of South American Oryzomyines (Rodentia: Sigmodontinae). **MANTER: Journal of Parasite Biodiversity**, 14 set. 2016.

GUEDES, Elizângela *et al.* Detection of *Rickettsia rickettsii* in the tick *Amblyomma cajennense* in a new Brazilian spotted fever-endemic area in the state of Minas Gerais. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, [S.L.], v. 100, n. 8, p. 841-845, dez. 2005.

GUIMARÃES, L. R. Alguns aspectos bionômicos de *Leptopsylla segnis* (Schönh.) (Suctoria). **Arquivos de Zoologia**, v. 4, p. 233-260, 8 fev. 1946.

HOFFMAN, W. A.; PONS, J. A.; JANER, J. L. The Sedimentation Concentration Method in Schistosomiasis Mansoni. **Journal of Public Health and Tropical Medicine**, v. 9, p. 283-289, 1934.

HORTA, Mauricio C. *et al.* Natural Infection, Transovarial Transmission, and Transstadial Survival of *Rickettsia bellii* in the Tick *Ixodes loricatus* (Acari: ixodidae) from Brazil. **Annals Of The New York Academy Of Sciences**, [S.L.], v. 1078, n. 1, p. 285-290, out. 2006.

HORTA, Maurício C. *et al.* Experimental Infection of opossums *Didelphis aurita* by *Rickettsia rickettsii* and evaluation of the transmission of the infection to ticks *Amblyomma cajennense*. **Vector Borne Zoonotic. Dis.**, v. 9, p. 109-117, 2009.

HORTA, Maurício C. *et al.* Experimental infection of the opossum *Didelphis aurita* by *Rickettsia felis*, *Rickettsia bellii*, and *Rickettsia parkeri* and evaluation of the transmission of the infection to ticks *Amblyomma cajennense* and *Amblyomma dubitatum*. **Vector Borne Zoonotic. Dis.**, v.10, p. 959-967, 2010

KAMINSKIENĖ, Evelina *et al.* Laelapidae mites (Acari: mesostigmata) infesting small rodents in the curonian spit, lithuania. **Biologija**, [S.L.], v. 63, n. 2, p. 169-176, 4 set. 2017.

KATARGINA, Olga *et al.* Detection and identification of *Rickettsia* species in *Ixodes* tick populations from Estonia. **Ticks And Tick-Borne Diseases**, [S.L.], v. 6, n. 6, p. 689-694, set. 2015.

KIM, H. K. Rickettsia -Host-Tick Interactions: Knowledge Advances and Gaps. **Infection and Immunity**, v. 90, n. 9, 15 set. 2022.

KRAWCZAK, Felipe S. *et al.* Genotypic Characterization of *Rickettsia bellii* Reveals Distinct Lineages in the United States and South America. **Biomed Research International**, [S.L.], v. 2018, p. 1-8, 2018.

LABRUNA, Marcelo B. *et al.* Ticks (Acari: ixodidae) on wild animals from the porto-primavera hydroelectric power station area, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, [S.L.], v. 97, n. 8, p. 1133-1136, dez. 2002.

LABRUNA, Marcelo B. *et al.* Rickettsia species infecting *Amblyomma cooperi* ticks from an area in the state of São Paulo, Brazil, where Brazilian spotted fever is endemic. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 42, n. 1, p. 90-98, 2004.

LABRUNA, Marcelo B. *et al.* Human Parasitism by the Capybara tick, *Amblyomma dubitatum* (ACARI: ixodidae). **Entomological News**, [S.L.], v. 118, n. 1, p. 77-80, jan. 2007.

LABRUNA, M. B. *et al.* Lethal Fascioliasis in Capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) in Brazil. **Journal Of Parasitology**, [S.L.], v. 104, n. 2, p. 173-176, abr. 2018.

LALLO, M. A. *et al.* E. Ocorrência de *Giardia*, *Cryptosporidium* e microsporídios em animais silvestres em área de desmatamento no Estado de São Paulo, Brasil. **Ciência Rural**, v.39, n.5, ago, 2009.

LIGNON, Julia Somavilla *et al.* Parasitism by *Amblyomma ovale* on domestic dog in the central region of the state of Rio Grande do Sul, Brazil. **Acta Scientiarum. Animal Sciences**, [S.L.], v. 46, p. 1-5, 18 out. 2023.

LINARDI, Pedro Marcos; ROCHA, Lindolpho. **Sifonápteros do Brasil**. São Paulo: Usp/Fapesp, 2000. 291 p.

MARTINIANO, N. O. DE M. *et al.* A new focus of spotted fever caused by *Rickettsia parkeri* in Brazil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 64, 2022.

MARTINS, Thiago F. *et al.* Life-cycle and host preference of *Amblyomma ovale* (Acari: ixodidae) under laboratory conditions. **Experimental And Applied Acarology**, [S.L.], v. 56, n. 2, p. 151-158, 24 nov. 2011.

MARTINS, Thiago F. *et al.* Taxonomic key to nymphs of the genus Amblyomma (Acari: ixodidae) in argentina, with description and redescription of the nymphal stage of four amblyomma species. **Ticks And Tick-Borne Diseases**, [S.L.], v. 5, n. 6, p. 753-770, out. 2014

MARTINS, Thiago. F. *et al.* Diversidade de carapatos (ACARI: ixodidae) em animais silvestres recebidos pelo zoológico municipal de Guarulhos. **Ars Veterinaria**, [S.L.], v. 33, n. 1, p. 20, 13 out. 2017.

MCARTHUR, D. B. Emerging Infectious Diseases. **Nursing Clinics of North America**, v. 54, n. 2, p. 297-311, jun. 2019.

MEDEIROS, Alessandra Pereira *et al.* Spotted fever group Rickettsia infecting ticks (Acari: ixodidae) in the state of Santa Catarina, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, [S.L.], v. 106, n. 8, p. 926-930, dez. 2011.

MEDEIROS, Alessandra Pereira *et al.* Antibodies against rickettsiae from spotted fever groups in horses from two mesoregions in the state of Santa Catarina, Brazil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, [S.L.], v. 65, n. 6, p. 1713-1719, dez. 2013.

MEERBURG, B. G.; SINGLETON, G. R.; KIJLSTRA, A. Rodent-borne diseases and their risks for public health. **Critical Reviews in Microbiology**, v. 35, n. 3, p. 221-270, 23 jun. 2009.

MIRANDA, Jorge *et al.* Molecular detection of *Rickettsia bellii* and *Rickettsia* sp. strain Colombianensi in ticks from Cordoba, Colombia. **Ticks And Tick-Borne Diseases**, [S.L.], v. 5, n. 2, p. 208-212, mar. 2014.

Monodelphis dimidiata: Teta, P. & Martin, G.M. **IUCN Red List of Threatened Species**, 10 fev. 2016.

MONTEIRO, M. A.. Caracterização climática do estado de Santa Catarina: uma abordagem dos principais sistemas atmosféricos que atuam durante o ano. **Geosul**, Florianópolis, v. 16, n. 31, p. 69-78, jan. 2001.

MONTEIRO, S. G.. **Parasitologia na Medicina Veterinária**. 2. ed. Rio de Janeiro: Editora Roca, 2017

MONTENEGRO, Diego C. *et al.* Spotted Fever: epidemiology and vector-rickettsia-host relationship in Rio de Janeiro state. **Frontiers In Microbiology**, [S.L.], v. 8, p. 1-10, 30 mar. 2017.

MORAES-FILHO, J. Febre maculosa brasileira / Brazilian spotted fever / **Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia do CRMV-SP / Journal of Continuing Education in Animal Science of CRMV-SP**. São Paulo: Conselho Regional de Medicina Veterinária, v. 15, n. 1, p. 38-45, 2017.

MOREIRA, J. A.; MAGALHÃES, O. *Thyphus exanthematico* em Minas Gerais. **Brasil Médico**, v. 44, p. 465-470, 1935.

NATY. CSN acerta compra da operadora da usina hidrelétrica Quebra-Queixo. Disponível em: <https://forbes.com.br/forbes-money/2022/07/csn-acerta-compra-da-operadora-da-usina-hidreletrica-quebra-queixo/>

NAVA, Santiago *et al.* Hosts, distribution and genetic divergence (16S rDNA) of *Amblyomma dubitatum* (Acari: ixodidae). **Experimental And Applied Acarology**, [S.L.], v. 51, n. 4, p. 335-351, 19 jan. 2010.

NEVES, Lucianne Cardoso *et al.* Detection of *Rickettsia* spp. in Animals and Ticks in Midwestern Brazil, Where Human Cases of Rickettsiosis Were Reported. **Animals**, [S.L.], v. 13, n. 8, p. 1288, 9 abr. 2023.

NEWMAN, Brent C. *et al.* A standardized method for the construction of a tick drag/flag sampling approach and evaluation of sampling efficacy. **Experimental And Applied Acarology**, [S.L.], v. 79, n. 3-4, p. 433-446, 1 nov. 2019.

Óbitos confirmados de Febre Maculosa. Brasil, Regiões e Unidades Federadas (Infecção) - 2007 a 2025 — Ministério da Saúde. Disponível em: <<https://www.gov.br/saude/pt-br/assuntos/saude-de-a-a-z/f/febre-maculosa/situacao-epidemiologica/obitos-de-febre-maculosa-brasil-grandes-regioes-e-unidades-federadas-infeccao-2007-a-2024/view>>.

OLIVEIRA, Stefan Vilges de *et al.* An update on the epidemiological situation of spotted fever in Brazil. **Journal Of Venomous Animals And Toxins Including Tropical Diseases**, [S.L.], v. 22, n. 1, p. 1-8, 22 ago. 2016.

PACHECO, R. C. *et al.* Detection of a novel spotted fever group rickettsia in *Amblyomma parvum* ticks (Acari: Ixodidae) from Argentina. **Experimental & applied acarology**, v. 43, n. 1, p. 63–71, 2007.

PACHECO, Richard *et al.* Isolation of *Rickettsia bellii* from *Amblyomma ovale* and *Amblyomma incisum* ticks from southern Brazil. **Revista Mvz Córdoba**, [S.L.], v. 13, n. 2, p. 1273-1279, 1 maio 2008.

PADDOCK, Christopher D. *et al.* *Rickettsia parkeri* Rickettsiosis and Its Clinical Distinction from Rocky Mountain Spotted Fever. **Clinical Infectious Diseases**, [S.L.], v. 47, n. 9, p. 1188-1196, nov. 2008.

PERON, André; MAAR, Alexander; NETTO, Fernando Del Prá. **Santa Catarina: História, Espaço Geográfico e Meio Ambiente**. Florianópolis: Insular, 2009. 256 p.

PINTER, Adriano; LABRUNA, Marcelo B.. Isolation of *Rickettsia rickettsii* and *Rickettsia bellii* in Cell Culture from the Tick *Amblyomma aureolatum* in Brazil. **Annals Of The New York Academy Of Sciences**, [S.L.], v. 1078, n. 1, p. 523-529, out. 2006.

POLÁCIKOVÁ, Zuzana. Ecology of mites (Acarina) on small mammals (*Eulipotyphla, Rodentia*) in Podunajská nížina plain. **Biologia**, [S.L.], v. 68, n. 1, p. 162-169, 27 dez. 2012.

REGNERY, R L; SPRUILL, C L; PLIKAYTIS, B D. Genotypic identification of rickettsiae and estimation of intraspecies sequence divergence for portions of two rickettsial genes. **Journal Of Bacteriology**, [S.L.], v. 173, n. 5, p. 1576-1589, mar. 1991. American Society for Microbiology. <http://dx.doi.org/10.1128/jb.173.5.1576-1589.1991>.

REIS, N. R. *et al. Mamíferos do Brasil*. Londrina: Edur; Rio De Janeiro, Brazil, 2011.

Rio Grande do Sul. Secretaria Estadual da Saúde. Centro Estadual de Vigilância em Saúde. **Guia de Vigilância Acaralógica**: vetores e hospedeiros da febre maculosa e outras riquetsioses no Rio Grande do Sul / Org. André Alberto Witt – Porto Alegre CEVS/RS, 2018. 112 p.

RIQUELME, Maira *et al.* Intestinal Helminths in Wild Rodents from Native Forest and Exotic Pine Plantations (*Pinus radiata*) in Central Chile. **Animals**, [S.L.], v. 11, n. 2, p. 384, 3 fev. 2021.

ROUX, V.; FOURNIER, P. e; RAOULT, D. Differentiation of spotted fever group rickettsiae by sequencing and analysis of restriction fragment length polymorphism of PCR-amplified DNA of the gene encoding the protein rOmpA. **Journal Of Clinical Microbiology**, [S.L.], v. 34, n. 9, p. 2058-2065, set. 1996.

ROZENTAL, Tatiana *et al.* Zoonotic pathogens in Atlantic Forest wild rodents in Brazil: *Bartonella* and *Coxiella* infections. **Acta Tropica**. v. 168, p. 64–73, 1 abr. 2017.

SAKAI, Renata K. *et al.* Experimental infection with *Rickettsia rickettsii* in an *Amblyomma dubitatum* tick colony, naturally infected by *Rickettsia bellii*. **Ticks And Tick-Borne Diseases**, [S.L.], v. 5, n. 6, p. 917-923, out. 2014.

SALAS, Lucila Moreno *et al.* Fleas of black rats (*Rattus rattus*) as reservoir host of *Bartonella* spp. in Chile. **Peerj**, [S.L.], v. 7, p. 1-25, 1 ago. 2019.

SANGIONI, Luis A. *et al.* Rickettsial infection in animals and Brazilian Spotted Fever endemicity. **Emerging Infectious Diseases**, v. 11, n. 2, p. 265-270, 2005

SANTOS, Erick Silva dos *et al.* Hydroelectric power plant in the amazon and socioeconomic impacts on fishermen in Ferreira Gomes county - Amapá state. **Ambiente e Sociedade**, São Paulo, v. 20, n. 4, p. 191-208, dez 2017.

SILVA, Alexandre J. da; MORASSUTTI, Alessandra L.. *Angiostrongylus* spp. (Nematoda; Metastrongyloidea) of global public health importance. **Research In Veterinary Science**, [S.L.], v. 135, p. 397-403, mar. 2021.

SILVA, Flávio. **Mamíferos silvestres**, Rio Grande do Sul. Porto Alegre: Fundação Zoobotânica do Rio Grande do Sul, 1994.

SILVEIRA, F.; SBALQUEIRO, I. J.; MONTEIRO-FILHO, E. L. DE A. Identificação das espécies brasileiras de Akodon (Rodentia: Cricetidae: Sigmodontinae) através da microestrutura dos pelos. **Biota Neotropica**, v. 13, n. 1, p. 339–345, mar. 2013.

SOLARI, S.; BAKER, R. J. Mammal species of the world: a taxonomic and geographic reference. **Journal of Mammalogy**, v. 88, n. 3, p. 824–830, jun. 2007.

SPIES BETAT, V. **Distribuição da subfamília sigmodontinae (Mammalia, Rodentia) no Rio Grande do Sul, Brasil**. Trabalho de conclusão de especialização-Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 2012.

SZABÓ, M. P. J. *et al.* *In vitro* isolation from *Amblyomma ovale* (Acari: ixodidae) and ecological aspects of the atlantic rain forest rickettsia, the causative agent of a novel spotted fever rickettsiosis in Brazil. **Parasitology**, [S.L.], v. 140, n. 6, p. 719-728, 30 jan. 2013.

TAYLOR, M. A. **Parasitologia Veterinária**. 4. ed. [S. L.]: Editora Guanabara Koogan, 2016. 3789 p.

TRAVASSOS, J.; VALLEJO-FREIRE, A. Comportamento de alguns cavídeos (*Cavia aperea* e *Hydrochoerus capybara*) às inoculações experimentais do vírus da febre maculosa. Possibilidade desses cavídeos representarem o papel de depositários transitórios do vírus na natureza. **Mem. Inst. Butantan**, v. 15, p. 73-86, 1942.

UHE Quebra Queixo – Rennosonic. Disponível em: <https://rennosonic.com/cases/uhe-quebra-queixo/>

VALENTE, Romina *et al.* Gastropods as intermediate hosts of *Angiostrongylus* spp. in the Americas: bioecological characteristics and geographical distribution. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, [S.L.], v. 115, p. 1-9, 2020.

WERNER, Courtney S.; NUNN, Charles L.. Effect of urban habitat use on parasitism in mammals: a meta-analysis. **Proceedings Of The Royal Society B: Biological Sciences**, [S.L.], v. 287, n. 1927, p. 20200397, 13 maio 2020.

WILLIS H. H. A simple levitation method for the detection of hookworm ova. **Medical Journal of Australia**, 1921, v. 8, p. 375- 376, 1921

WHITMAN, Timothy J. *et al.* *Rickettsia parkeri* Infection after Tick Bite, Virginia. **Emerging Infectious Diseases**, v. 13, n. 2, p. 334–336, 1 fev. 2007.

ZURITA, Antonio *et al.* Morphological, molecular and phylogenetic characterization of *Leptopsylla segnis* and *Leptopsylla taschenbergi* (Siphonaptera). **Zoologica Scripta**, [S.L.], v. 51, n. 6, p. 741-754, 21 jul. 2022.