

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL

FACULDADE DE VETERINÁRIA

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS VETERINÁRIAS

TESE DE DOUTORADO

ECTOPARASITOS E PATÓGENOS VETORIAIS EMERGENTES

(*Bartonella* spp., *Rickettsia* spp. E *Mycoplasma* spp.) EM FELÍDEOS

NEOTROPICAIS

Ugo Araújo Souza

Porto Alegre, RS, Abril de 2021.

TESE DE DOUTORADO

ECTOPARASITOS E PATÓGENOS VETORIAIS EMERGENTES (*Bartonella* spp., *Rickettsia* spp. E *Mycoplasma* spp.) EM FELÍDEOS NEOTROPICAIS

Autor: Ugo Araújo Souza

Tese submetida ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias da Faculdade de Medicina Veterinária FAVET - UFRGS como requisito parcial para a obtenção do título de Doutor em Ciências Veterinárias, com ênfase em Parasitologia.

Orientador: Prof. Dr. João Fabio Soares

Departamento de Patologia Clínica
Veterinária/Professor Adjunto A - UFRGS

Coorientador: Prof. Dr. José Reck

Instituto de Pesquisas Veterinárias Desidério
Finamor (IPVDF)

Porto Alegre, RS, Abril de 2021

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

CIP - Catalogação na Publicação

Souza, Ugo Araújo
ECTOPARASITOS E PATÓGENOS VETORIAIS EMERGENTES
(Bartonella spp., Rickettsia spp. E Mycoplasma spp.)
EM FELÍDEOS NEOTROPICAIS / Ugo Araújo Souza. -- 2021.
109 f.
Orientador: João Fabio Soares.

Coorientador: José Reck.

Tese (Doutorado) -- Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Faculdade de Veterinária, Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias, Porto Alegre, BR-RS, 2021.

1. ECTOPARASITOS. 2. ATÓGENOS VETORIAIS EMERGENTES.
3. Bartonella spp., Rickettsia spp. E Mycoplasma spp.
4. FELÍDEOS NEOTROPICAIS. 5. Rio Grande do Sul. I.
Soares, João Fabio, orient. II. Reck, José, coorient.
III. Título.

Elaborada pelo Sistema de Geração Automática de Ficha Catalográfica da UFRGS com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).

Ugo Araújo Souza

**ECTOPARASITOS E PATÓGENOS VETORIAIS EMERGENTES
(*Bartonella* spp., *Rickettsia* spp. E *Mycoplasma* spp.) EM FELÍDEOS
NEOTROPICAIS**

Aprovada em Abril 2021

APROVADO POR:

Prof. Dr. João Fabio Soares

Orientador e Presidente da Comissão

Prof^ª. Dra. Franciele Maboni Siqueira

Membro da Comissão

Prof. Dr. Francisco Borges Costa

Membro da Comissão

Prof. Dr. Marcos Rogério André

Membro da Comissão

Este trabalho foi desenvolvido no Laboratório de Protozoologia e Rickettsioses Vetoriais da Universidade Federal do Rio Grande do Sul e Laboratório de Parasitologia do Instituto de Pesquisas Veterinárias Desidério Finamor – RS. Contou também com participações de consultores ambientais e pesquisadores de empresas parceiras e instituições de ensino e pesquisa estaduais e federais.

Apoio financeiro: Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Rio Grande do Sul (FAPERGS).

DEDICATÓRIA

À minha mãe Maria Jailsa e ao meu pai João Vianney (*in memoriam*),
aos meus irmãos, João Vianney Jr, Igor e Iury
À Anelise Webster minha maior incentivadora.

AGRADECIMENTOS

À Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS), Faculdade de Veterinária (FAVET), Programa de Pós-graduação em Ciências Veterinárias (PPGCV), Coordenação de Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), Coordenação de aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Rio Grande do Sul (FAPERGS) pela bolsa de estudos, taxa de bancada, fomento e financiamento que possibilitaram a realização deste trabalho.

Ao meu orientador Prof. Dr. João Fábio Soares pela oportunidade de realizar este trabalho e por todas as discussões para a melhoria do mesmo.

Ao meu co-orientador Prof. Dr. José Reck por todas as discussões, aprendizado, orientação e confiança.

Ao Laboratório de Protozoologia e Rickettsioses Veterinárias (ProtozooVet) da UFRGS e a todos os colegas que participaram e estiveram presentes nessa caminhada: Ana Paula, Karina, Isadora, Lina, Laura F, Laura S, e Viviane. Em especial à Renata Antunes pela amizade e pela contribuição neste estudo e a Dra. Aline Giroto-Soares por todas as discussões e aprendizado.

Ao Dr. João Ricardo Martins, exemplo de profissional e ser humano. Por ter me dado oportunidade de fazer parte do Laboratório de Parasitologia do IPVDF. É um privilégio ter te conhecido e por fazeres parte desta jornada.

A todos do Laboratório de Parasitologia do Instituto de Pesquisas Veterinárias Desidério Finamor (IPVDF), Eldorado do Sul, RS, Brasil.

Ao colega, amigo, professor e pesquisador Dr. Bruno Dall’Agnol, por toda ajuda, discussões e amizade.

Ao Dr. Guilherme Klafke e a Dra. Rovaina Doyle pelas contribuições.

À Dra. Tatiane Trigo (Museu de Ciências Naturais, Secretaria de Meio Ambiente e Infraestrutura (SEMA-RS), Instituto Pró-Carnívoros) pela colaboração e por toda ajuda no desenvolvimento desse projeto.

Aos amigos e colaboradores Dra. Marcia Jardim e Dr. Ricardo Ott do Museu de Ciências Naturais, Secretaria de Meio Ambiente e Infraestrutura (SEMA-RS), Porto Alegre, RS, Brasil.

Aos amigos e colaboradores Felipe Peters, Marina Favarini (Área de Vida Assessoria e Consultoria em Biologia e Meio Ambiente, Instituto Pró-Carnívoros), Fábio Mazim (Ka'aguy Consultoria Ambiental, Instituto Pró-Carnívoros) e José Bonifácio Soares (Fazenda Santa Helena) por todas as contribuições, aprendizado e parceria nas saídas de campo e discussões sobre nossa fauna.

À Dra. Flávia Pereira Tirelli (UFRGS-PPGBAN, Instituto Pró-Carnívoros).

Ao colega e colaborador Dr. Carlos Benhur Kasper (Universidade Federal do Pampa (UNIPAMPA), LABIMAVE (Laboratório de Biologia de Mamíferos e Aves), São Gabriel, RS, Brasil.

À Dra. Elba Regina Sampaio de Lemos e a todos do Laboratório de Hantavíroses e Rickettsioses do Instituto Oswaldo Cruz (IOC/Fiocruz Instituto Oswaldo), Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

À Dra. Maria Ogrzewalska (IOC/Fiocruz Instituto Oswaldo) por toda ajuda e amizade.

Aos colegas e amigos Thais Michel, Marcelo Becker, Thamiris Padilha, Greice Zorzato, Fabiana Centenaro, Larissa Caló Zitelli, Ana Paula Morel e Fabrício Tiberê por toda ajuda e convivência (Laboratório de Parasitologia (IPVDF).

Aos amigos que mesmo distantes sempre mandaram força e palavras de incentivo.

Às minhas famílias nordestinas (Araújo, Souza e Passos) pelo carinho, incentivo e apoio constante e às famílias gaúchas (Webster, de Moura e Vieira) que me adotaram e fizeram eu me sentir da família desde o primeiro momento.

À minha mãe Maria Jaisa e ao meu pai João Vianney (*in memoriam*) por terem me mostrado o valor da família e da amizade e pelo que sou.

Aos meus irmãos João Vianney Jr, Igor e Iury por todo apoio fazendo com que a saudade não me deixasse recuar.

À minha sogra Maria Rita Webster, exemplo de profissional, mãe, mulher e amiga pelo apoio incondicional.

À minha esposa Anelise Webster por me mostrar o caminho para ser melhor como pessoa e profissional, por nunca ter deixado de acreditar no meu potencial e por ser minha maior incentivadora.

A todos meu muito OBRIGADO.

RESUMO

Agentes patogênicos emergentes e reemergentes podem causar zoonoses e, além disso, muitas destas são doenças vetoriais consideradas negligenciadas. Os carnívoros silvestres podem atuar como potenciais reservatórios desses agentes. Neste contexto, destacam-se como doenças emergentes a bartonelose, a rickettsiose e a micoplasmose. Apesar dos estudos sobre estes patógenos em cães e gatos domésticos e em algumas espécies de animais silvestres, há pouco conhecimento sobre a ocorrência destas enfermidades em felídeos neotropicais. O objetivo geral desta tese foi pesquisar a ocorrência de ectoparasitos e patógenos emergentes (*Bartonella* spp., *Rickettsia* spp. e *Mycoplasma* spp.) em felídeos neotropicais de vida livre no Rio Grande do Sul (RS), Brasil. Foram colhidas amostras de sangue e ectoparasitos de felídeos silvestres de vida livre. As amostras foram oriundas de animais capturados no ambiente, alojados em centros de reabilitação e em carcaças encontradas em rodovias no RS. Todos os animais amostrados neste estudo estavam clinicamente saudáveis. No 1º capítulo desta tese foi realizada pesquisa molecular e sorológica de *Bartonella* spp. em amostras de duas espécies de felídeos (*Leopardus geoffroyi* e *Leopardus wiedii*). Foram coletadas 53 amostras de sangue felinos silvestres de vida livre (39 *L. geoffroyi* e 14 *L. wiedii*). Duas amostras de sangue de *L. geoffroyi* foram positivas para a presença de DNA de *Bartonella henselae*. Em teste de imunofluorescência indireta (IFI) para detecção de anticorpos IgG, 28% das amostras de soro de felídeos silvestres foram reativas (soropositivas) para *B. henselae*, com títulos variando de 64 a 256. Já no 2º capítulo investigou-se os ectoparasitos e a presença de agentes infecciosos nos mesmos. Foi encontrado um total de 82 carrapatos, 10 pulgas e 22 ácaros coletados em *L. geoffroyi*, *L. wiedii*, *Leopardus guttulus*, *Herpailurus yagouaroundi*, *Leopardus pardalis* e *Puma concolor*. Foram identificadas quatro espécies de carrapatos: *Rhipicephalus microplus*, *Amblyomma aureolatum*, *Amblyomma dubitatum* e *Amblyomma longirostre*, sendo a mais frequente *A. aureolatum*; três espécies de pulgas (*Ctenocephalides felis*, *Xenopsylla cheopis* e *Pulex irritans*) e um ácaro do gênero *Eutrombicula*. Ainda, foi detectado DNA de *Rickettsia parkeri* e *Rickettsia asemonensis* em carrapatos e DNA de *Bartonella clarridgeiae*, *Bartonella* sp. e *R. asemonensis* em pulgas. Por fim, no 3º capítulo demonstrou-se a presença de três espécies de *Mycoplasma* nos felídeos silvestres. A pesquisa molecular para *Mycoplasma* spp. foi realizada em 63 amostras de sangue de felídeos silvestres, sendo 44 amostras de *L. geoffroyi* e 19 amostras de *L. wiedii*. Um total de 28/63 (44%) das amostras foram

positivas para *Mycoplasma* spp., destas 19 *L. geoffroyi* e 9 *L. wiedii*. Onze (17%) amostras apresentaram coinfeção de “*Candidatus Mycoplasma haemominutum*” (CMhm) e *Mycoplasma haemofelis* (Mhf), três (4,7%) de “*Candidatus Mycoplasma turicensis*” (CMt) e Mhf, uma (1,5%) de CMhm e CMt, e uma (1,5%) de Mhf, CMhm e CMt. Os resultados apresentados aqui fornecem as primeiras evidências de um ciclo enzoótico de *Bartonella* spp., *Rickettsia* spp. e hemoplasmas em *L. geoffroyi* e *L. wiedii*, que, por sua vez, podem ser responsáveis pela manutenção e dispersão destes patógenos zoonóticos no sul do Brasil. Destaca-se também a presença de artrópodes vetores em felídeos silvestres, e seu potencial de ampla distribuição no bioma Pampa e na porção mais meridional da Mata Atlântica no Brasil. Os dados ampliam o conhecimento e a área de distribuição na América do Sul de ectoparasitos e patógenos transmitidos por vetores de interesse veterinário e de saúde pública.

Palavras-chave: *Bartonella*, *Rickettsia*, *Mycoplasma*, Felídeos neotropicais, Ectoparasitos, Rio Grande do Sul, Brasil.

ABSTRACT

Emerging and reemerging pathogens can cause zoonosis, and, in addition, many of these are neglected vector-borne diseases. Wild carnivores may act as potential reservoirs for these agents. In this context, bartonellosis, rickettsiosis and mycoplasmosis stand out as emerging diseases. Despite there are some studies on these pathogens in domestic dogs and cats and even in few wild species, there is a paucity of knowledge about these diseases in neotropical felids. The aim of this thesis was to investigate the occurrence of ectoparasites and emerging pathogens (*Bartonella* spp., *Rickettsia* spp. and *Mycoplasma* spp.) in free-living neotropical felids in Rio Grande do Sul (RS), Brazil. Blood samples and ectoparasites were collected from free-ranging wild felids. The samples were obtained from live-trap animals captured in the natural environment, from felids located in wildlife rehabilitation centers, and from carcasses found in roads from RS state. All animals sampled in this study were clinically healthy. In the 1st chapter of this thesis it was performed the molecular and serological investigation of *Bartonella* spp. in samples from two felid species (*Leopardus geoffroyi* and *Leopardus wiedii*). Fifty three samples of free-ranging felids (39 *L. geoffroyi* and 14 *L. wiedii*) were collected. Two blood samples of *L. geoffroyi* were positive for the presence of *B. henselae* DNA. Using indirect immunofluorescence assay (IFA) for the detection of antibodies IgG, 28% of the serum samples from wild felids were reactive (seropositive) for *B. henselae*, with titers ranging from 64 to 256. On the 2nd chapter it was investigated the ectoparasites and the presence of infectious agents in these vectors. It was found a total of 82 ticks, 10 fleas and 22 mites were collected from *L. geoffroyi*, *L. wiedii*, *Leopardus guttulus*, *Herpailurus yagouaroundi*, *Leopardus pardalis* and *Puma concolor*. We identified four tick species: *Rhipicephalus microplus*, *Amblyomma aureolatum*, *Amblyomma dubitatum* e *Amblyomma longirostre*, the most frequent being *A. aureolatum*; three species of fleas (*Ctenocephalides felis*, *Xenopsylla cheopis* and *Pulex irritans*) and one genus of mite (*Eutrombicula*). DNA from *Rickettsia parkeri* and *Rickettsia asembonensis* were detected in ticks and DNA from *Bartonella clarridgeiae*, *Bartonella* sp. and *R. asembonensis* in fleas. At last, on the 3rd chapter it was demonstrated the presence of three species of *Mycoplasma* spp. in wild felids. Molecular search for *Mycoplasma* spp. were performed on 63 blood samples from wild felids, with 44 samples from *L. geoffroyi* and 19 samples from *L. wiedii*. A total of 28/63 (44%) of the samples were positive for *Mycoplasma* spp. (19 *L. geoffroyi* and 9 *L. wiedii*). Eleven (17.5%) samples presented “*Candidatus*

Mycoplasma haemominutum” (CMhm) e *Mycoplasma haemofelis* (Mhf) co-infection, three (4.7%) “*Candidatus Mycoplasma turicensis*” (CMt) and Mhf, one (1.5%) of CMhm and CMt, and one (1.5%) of Mhf, CMhm and CMt. The results presented here provide the first evidences of an enzootic cycle of *Bartonella*, *Rickettsia* and hemoplasmas on *L. geoffroyi* and *L. wiedii*, which, in turn, may be responsible for the maintenance and dispersion of these emerging zoonotic pathogens the south of Brazil. It is noteworthy the presence of arthropod vectors in wild felids, and their potential of wide distribution in the Pampa biome and in the southernmost portion of the Atlantic Rainforest in Brazil. The set of results presented here improves the knowledge and extends the distribution area in South America of ectoparasites and vector-borne pathogens of veterinary and public health interest.

Keywords: *Bartonella*, *Rickettsia*, *Mycoplasma*, Neotropical Felids, Ectoparasites, Rio Grande do Sul, Brazil.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Felídeo silvestre capturado em uma propriedade rural no Rio Grande do Sul, caracterizando confronto com humanos. O proprietário relata que o felídeo estava abatendo galinhas domésticas (<i>Gallus gallus</i>).	20
Figura 2. Felídeo silvestre abatido por cães domésticos (<i>Canis lupus familiaris</i>), caracterizando conflito com animais domésticos em uma propriedade rural no Rio Grande do Sul.	20
Figura 3. Felídeo silvestre atropelado em rodovia no Rio Grande do Sul.	21
Figura 4. <i>Leopardus wiedii</i>	23
Figura 5. <i>Leopardus geoffroyi</i>	23
Figura 6. Distribuição de <i>Rickettsia rickettsii</i> e <i>Rickettsia parkeri</i> no mundo.	29
Figura 7. Municípios com casos de FMB confirmados e o bioma onde se encontram, caracterizando os cenários de FMB no RS.	32
Figura 8. <i>Amblyomma aureolatum</i>	36
Figura 9. <i>Amblyomma ovale</i>	37
Figura 10. <i>Amblyomma tigrinum</i>	37
Figura 11. Distribuição das três espécies de carrapatos mais abundantes associadas à carnívoros silvestres no Rio Grande do Sul.	38

CAPÍTULO 1 (ARTIGO CIENTÍFICO 1)

Figure 1. Surveyed geographic area, Rio Grande do Sul state at southern Brazil, and neighboring countries. Light gray shading indicates the Pampa biome; dark gray shading indicates bodies of water. Felids were capture in five municipalities within the Pampa biome: a, Alegrete; b, Rosário do Sul; c, Santana do Livramento; d Candiota; and e, Arroio Grande.	49
Figure 2. Representative photographs of felids species sampled in this study. (a) Nonmelanistic <i>L. geoffroyi</i> , (b) melanistic <i>L. geoffroyi</i> , (c) <i>L. wiedii</i> , and (d) domestic cat <i>Felis catus</i>	50
Figure 3. Phylogenetic analysis of the ribC gene (507 bp) of <i>Bartonella</i> spp. Analysis was performed using software MEGA, version 7, with the Hasegawa-Kishino-Yano model for the phylogeny test (bootstrap from 1000 replicates). The sequence described in the present study is shown in bold. The GenBank accession numbers are indicated in parentheses.	53

CAPÍTULO 2 (ARTIGO CIENTÍFICO 2)

Figure 1. Panel (A) Setting for investigation of ectoparasite and pathogens in free-ranging Neotropical wild felids Rio Grande do Sul (RS) state, Brazil, and neighbouring countries. Light grey shading indicates the Pampa biome; white areas inside RS indicates the Southern part of Atlantic Rainforest biome; dark grey shading indicates bodies of water; number indicate the sites of collected, as follows: 1- Arroio Grande, 2- Bagé, 3- Braga, 4- Butiá, 5- Cachoeira do Sul, 6- Cachoeirinha, 7- Candiota, 8- Charqueadas, 9-	
--	--

Condor, 10- Dom Pedrito, 11- Eldorado do Sul, 12- Encruzilhada do Sul, 13- Guaíba, 14- Hulha Negra, 15- Itaqui, 16- Ivoti, 17- Jaguarão, 18- Manoel Viana, 19- Maratá, 20- Marques de Souza, 21- Pantano Grande, 22- Pelotas, 23- Pinheiro Machado, 24- Piratini, 25- Presidente Lucena, 26- Quevedos, 27- Rio Pardo, 28- Rosário do Sul, 29- Santa Margarida do Sul, 30- Santana do Livramento, 31- Santo Antonio da Patrulha, 32- São Francisco de Assis, 33- São Francisco de Paula, 34- São Gabriel, 35- São Leopoldo, 36- São Sepé, 37- São Vicente do Sul, 38- Sentinela do Sul, 39- Tapes, 40- Taquara, 41- Três Coroas, 42- Viamão municipalities. Panel (B) The numbers represent the municipalities where ectoparasite and pathogens were found: 1. Arroio Grande, 2 - Bagé, 4 – Butiá, 5 - Cachoeira do Sul, 6 – Cachoeirinha, 7 – Candiota, 20 - Marques de Souza, 23 - Pinheiro Machado, 26 - Quevedos, 30 - Santana do Livramento, 33 - São Francisco de Paula, 34 - São Gabriel, 35 - São Leopoldo, 40 – Taquara, 41 – Três Coroas. Black filled ticks and fleas were positive for *Rickettsia* spp., white filled ticks and chigger mites were negative for *Rickettsia* spp. and *Bartonella* spp., gray filled fleas were positive for *Bartonella* spp.. **59**

Figure 2. Wild felid parasitized for tick and chigger mites in Southern Brazil. Panel (A), The left arrow points the tick attached at the neck and on the right arrow points chigger mites (*Eutrombicula* sp.) attached at the auricular region of a Geoffroy’s cats (*Leopardus geoffroyi*) melanistic. Panel (B), *Amblyomma aureolatum* female tick attached. Panel (C), felid’s ear with several chigger mites. Panel (D), *Eutrombicula* sp. larvae collected from a *L. geoffroyi*. **60**

Figure 3. Phylogenetic analysis of the *gltA* gene of *Bartonella* spp. Analysis was performed using Mega, version 7, with the maximum likelihood method based on the Kimura 2-parameter model for the phylogeny test (bootstrap from 1000 replicates). The sequences described in the present study are shown in bold. GenBank access number is indicated between parentheses. The dark grey boxes indicate the clade of *Bartonella clarridgeiae* and the light grey boxes indicate the clade of *Bartonella* spp. **61**

CAPÍTULO 3 (ARTIGO CIENTÍFICO 3)

Figure 1. Diagrama de Venn com a frequência das infecções por hemoplasmas em *L. geoffroyi* e *L. wiedii* de vida livre no Sul do Brasil. **89**

Figure 2. Análise filogenética do gene 16S rRNA (538 bp) de sequências de *Mycoplasma* spp. depositadas no GenBank. Uma sequência de *M. pneumoniae* foi usada como grupo externo. A análise foi realizada usando software MEGA, versão 7, utilizando o Modelo Tamura 3-parâmetros + G para o teste de filogenia (bootstrap de 1000 réplicas). As sequências geradas no presente estudo estão em negrito e indicadas pelos símbolos preto: [▲] *Mycoplasma haemofelis* (*Mhf*) (Clado A), [●] “*Candidatus Mycoplasma turicensis*” (CMt) (Clado B) e [■] “*Candidatus Mycoplasma haemominutum*” (CMhm) (Clado C). **90**

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO 1 (ARTIGO CIENTÍFICO 1)

Table 1. <i>Leopardus wiedii</i> sampled, serology tests and PCR analysis for <i>Bartonella</i> spp.	51
Table 2. <i>Leopardus geoffroyi</i> sampled, serology tests, and PCR analysis for <i>Bartonella</i> spp.	52
Table 3. Recaptured <i>Leopardus geoffroyi</i> samples, serology tests, and PCR analysis for <i>Bartonella</i> spp.	53

CAPÍTULO 2 (ARTIGO CIENTÍFICO 2)

Table 1. Results of investigation of <i>Rickettsia</i> spp. and <i>Bartonella</i> spp. DNA in ectoparasite samples of wild felids from Southern Brazil.	61
Supplementary Table 1. Supplementary Table 1: Wild felids, Collection Site, Biome (Pampa, Atlantic rainforest and Transition zone Pampa/Atlantic rainforest), Sampling type (capture, rescue and road-killed).	66

CAPÍTULO 3 (ARTIGO CIENTÍFICO 3)

Tabela 1. Número de amostras de sangue coletados de <i>L. geoffroy</i> e <i>L. wiedii</i> por município de captura.	85
Tabela 2. Status da infecção por hemoplasmas em <i>Leopardus geoffroyi</i> recapturados durante o período de estudo e em cada evento de captura.	86
Tabela 3. Comparação entre as sequências de fragmentos do gene 16S rRNA de <i>Mycoplasma</i> spp. em amostras de <i>L. geoffroyi</i> e <i>L. wiedii</i> e as sequências que apresentaram maior identidade na análise por BLAST do banco de dados do <i>National Center for Biotechnology Information</i> (NCBI).	87
Tabela 4. Fatores utilizados na estatística descritiva e P-valor em testes de seleção de efeito para avaliar associação com infecções por hemoplasmas em amostras de <i>L. geoffroy</i> e <i>L. wiedii</i> do Rio Grande do Sul, Brasil.	88
Tabela suplementar 1. Matriz de identidade das sequências de <i>M. haemofelis</i> (<i>Mhf</i>) do presente estudo (1, 2) e isolados de <i>Mhf</i> depositados no Genbank.	91
Tabela suplementar 2. Matriz de identidade da sequência de “ <i>Ca. M. haemominutum</i> ” (<i>CMhm</i>) do presente estudo (1) e isolados de <i>CMhm</i> depositados no Genbank.	91
Tabela suplementar 3. Matriz de identidade da sequência de “ <i>Ca. M. turicensis</i> ” (<i>CMt</i>) do presente estudo (1) e isolados de <i>CMt</i> depositados no Genbank.	92

LISTA DE ABREVIATURAS, SIGLAS E SÍMBOLOS

%	Por cento
>	Maior
+	Mais
=	Igual
°C	Graus Celsius
L	Larva (Larvae)
N	Ninfa (Nymph)
16S rRNA	Gene que codifica a porção 16S do Ácido Ribonucleico
BLAST	Basic Local Alignment Search Tool
bp	Pares de base (base pair)
CEUA	Comissão de Ética no Uso de Animais
CI	Intervalo de Confiança
CAPES	Apoio financeiro: Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior
CNPq	Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico
CDC	Centers for Disease Control and Prevention
DNA	Ácido desoxirribonucleico (Deoxyribonucleic acid)
CSD	Doença da arranhadura do gato (<i>Cat scratch disease</i>)
<i>et al.</i>	e outros (<i>et alii</i>)
FAPERGS	Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Rio Grande do Sul
PAN	Plano de Ação Nacional
ICMBio	Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade
RS	Rio Grande do Sul
IFA	Indirect Immunofluorescence Assay
IFI	Imunofluorescência indireta
IgG	Immunoglobulin G
IM	Intra-muscular
<i>ribC</i>	riboflavin synthase
<i>gltA</i>	citrate synthase gene
PCR	Reação em Cadeia da Polimerase
n	Número (Number)
sp.	Espécie
spp.	Espécies
s.l.	<i>sensu lato</i>
s.s.	<i>sensu stricto</i>
g	Gramma
h	Hora
Kg	Quilograma
L	Litro
min	Minuto
mL	Mililitro
mm	Milímetro
mg/Kg	Miligramma por Kilogramma
mg/mL	Miligramma por mililitro
ng/μL	Nanogramma por microlitro
NR	Não reativo (non-reactive)

NT	Não testado (non-tested)
S	Sul (South)
W	Oeste (West)
SISBIO	Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade
CEVS	Centro Estadual de Vigilância em Saúde
CEUA	Comissão de Ética no Uso de Animais
IPVDF	Instituto de Pesquisas Veterinárias Desidério Finamor
UFRGS	Universidade Federal do Rio Grande do Sul
PUCRS	Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul
ComPesq	Comissão de Pesquisa da Faculdade de Educação
CONCEA	Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal
SFG	Spotted fever group
<i>ompA</i>	Outer membrane protein A gene
F	Fêmea (Female)
M	Macho (Male)
FMB	Febre Maculosa Brasileira
LED	Light emitting diodes
ProtozooVet	Protozoologia e Rickettsioses Veterinárias

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	17
1.1 Saúde única	17
1.2 Felídeos neotropicais encontrados no Brasil	19
1.3 Felídeos neotropicais encontrados no Rio Grande do Sul	22
1.4 <i>Bartonella</i> spp.	24
1.5 <i>Rickettsia</i> spp.	27
1.6 <i>Mycoplasma</i> spp. (hemoplasmas ou micoplasmas hemotrópicos)	32
1.7 Ectoparasitos	34
1.7.1 Carrapatos	34
1.7.2 Pulgas	39
1.7.3 Ácaros	40
2 JUSTIFICATIVA	42
3 OBJETIVOS	44
3.1 Objetivo geral	44
3.2 Objetivos específicos	44
4 ASPECTOS ÉTICOS	45
5 CAPÍTULO 1 (ARTIGO CIENTÍFICO 1)	46
6 CAPÍTULO 2 (ARTIGO CIENTÍFICO 2)	57
7 CAPÍTULO 3 (ARTIGO CIENTÍFICO 3)	71
8 CONCLUSÕES GERAIS	93
9 REFERÊNCIAS	94

1 INTRODUÇÃO

1.1 Saúde Única

O impacto da interferência humana nos habitats naturais está aumentando a complexidade das interações homem, animal e ambiente, e esta interação vem em conjunto com o surgimento de novas doenças infecciosas. Patógenos emergentes são caracterizados pelo surgimento ou identificação de novos agentes infecciosos, que estão aumentando rapidamente o alcance geográfico, e a mudança na epidemiologia de doenças, incluindo a introdução de agentes já conhecidos em novas populações de hospedeiros suscetíveis (CDC, 1994; MORSE, 1995; LUNA, 2002).

Em muitas partes do mundo, grandes populações de predadores sofreram declínios severos, principalmente devido a fatores antropogênicos. No entanto, doenças infecciosas também causaram declínios locais e preocupação com a conservação de espécies (PACKER *et al.*, 1999; KISSUI & PACKER 2004; RAY *et al.*, 2005; MUNSON *et al.*, 2008). Fatores como ocupações humanas desordenadas, aumento de espécies invasoras e redução dos corredores ecológicos afetam a resiliência de espécies silvestres e criam potenciais novos cenários de risco. Esse processo contínuo de alterações ambientais pode provocar mudanças nas relações patógeno-hospedeiro e pode criar novas vias de circulação de agentes em hospedeiros acidentais, atingindo populações silvestres, animais domésticos e o ser humano, levando assim à possibilidade da (re)emergência de doenças. Em populações silvestres, estes novos ciclos enzoóticos podem inclusive levar ao declínio populacional das espécies atingidas (WILLIAMS *et al.*, 2002; ICMBIO, 2018). Neste cenário, surtos de novos agentes zoonóticos têm sido foco de estudos dentro da área da medicina da conservação (DASZAK *et al.*, 2004; AGUIRRE & TABOR, 2008).

O conceito de *one health* (saúde única) vem ao encontro desta abordagem, pois visa abranger saúde e doença sob um ponto de vista integrado de saúde humana, animal

e ambiental (KAPLAN *et al.*, 2009). Contudo, ainda são relativamente escassos os estudos que abordem a circulação de patógenos em animais silvestres e sua relação com a modificação ambiental (AGUIRRE, 2009; ROQUE & JANSEN, 2014).

Para a compreensão das ameaças à fauna nativa, é importante entender a ecologia das doenças que afetam as espécies silvestres e hospedeiros domésticos e invasores. Segundo concepções mais recentes, a definição de potenciais reservatórios de uma enfermidade está principalmente associada à capacidade do hospedeiro em permitir a manutenção e dispersão do agente, tornando-o acessível a outros hospedeiros (intra ou inter-espécie) e/ou vetores (ROQUE & JANSEN, 2014). Desse modo, dependendo da dinâmica ecológica, qualquer espécie pode atuar como possível reservatório de doenças, desde que possibilite a circulação do agente em um determinado ecótopo tanto em ciclos urbanos, rurais, silvestres ou mistos (THOMPSON, 2013; CUNNINGHAM *et al.*, 2017). Para a maior parte das enfermidades, os reservatórios podem funcionar como sistemas complexos de várias espécies, onde o fluxo direcional de infecção entre diferentes hospedeiros pode alterar-se em função do tempo e espaço (HAYDON *et al.*, 2002; JANSEN & ROQUE, 2010). Assim, dependendo da localidade e alterações sofridas em determinados ambientes, a caracterização de reservatórios de doenças pode seguir padrões diferentes dos padrões já conhecidos, devendo, portanto, ser objeto de estudos epidemiológicos, visando a caracterização das particularidades regionais de uma infecção (THOMPSON, 2013).

Alguns taxa, como os carnívoros, têm papel de destaque em uma abordagem de saúde integrada e medicina da conservação (AGUIRRE, 2009). Uma série de razões torna os carnívoros (domésticos e silvestres) de particular interesse para estudos eco-epidemiológicos de doenças infecciosas: (i) a similaridade imunofisiológica entre carnívoros domésticos e silvestres, e sua capacidade de intercambiar agentes infecciosos;

(ii) o compartilhamento de ambientes e altos índices de contato indireto entre carnívoros silvestres e animais domésticos; (iii) a proximidade de convivência dos carnívoros domésticos com o homem e outros animais domésticos ou invasores; (iv) a diversidade de espécies de carnívoros silvestres; (v) sua situação de conservação (particularmente no caso dos felídeos); (vi) sua alta plasticidade ecológica mesmo em áreas antropizadas; (vii) sua posição de topo de cadeia, que os torna bioacumuladores e biomagnificadores de patógenos, e permite que sejam utilizados como indicadores do equilíbrio de um ecossistema; (viii) o carisma natural das espécies de carnívoros que têm grande capacidade de atrair atenção e serem espécies-bandeira de conservação (AGUIRRE, 2009; JORGE *et al.*, 2010; DANTAS-TORRES & OTRANTO, 2012; THOMPSON, 2013).

Neste contexto, patógenos zoonóticos transmitidos por vetores apresentam ciclos complexos na natureza, os quais incluem hospedeiros reservatórios e artrópodes hematófagos, que desempenham um papel como vetores. Entre eles, os gêneros *Bartonella*, *Rickettsia* e *Mycoplasma* surgem como patógenos emergentes por causarem doenças muitas vezes negligenciadas em animais silvestres/domésticos e seres humanos.

1.2 Felídeos neotropicais encontrados no Brasil

Os felídeos estão entre as espécies de animais silvestres mais admiradas pelo homem e praticamente todas as espécies apresentam algum grau de vulnerabilidade ou de ameaça de extinção. Esses animais têm uma vasta distribuição, mas algumas espécies sofrem declínio populacionais decorrente do desmatamento e perda de habitat devido ao aumento da produção agropecuária, exploração e extração de madeira e minérios descontroladas, caça, conflitos com humanos e animais domésticos (Figura 1 e 2), tráfico, crenças populares e atropelamento (Figura 3) (NOWELL & JACKSON 1996; OLIVEIRA, 2004; SILVA *et al.*, 2014; PETERS *et al.*, 2016; ICMBIO, 2018). Estes

fatores aumentam as taxas de interação entre vetores, animais silvestres, animais domésticos e o homem, podendo causar doenças.



Figura 1. Felídeo silvestre capturado em uma propriedade rural no Rio Grande do Sul, caracterizando confronto com humanos. O proprietário relata que o felídeo estava abatendo galinhas domésticas (*Gallus gallus*). Fonte: Felipe Peters.



Figura 2. Felídeo silvestre abatido por cães domésticos (*Canis lupus familiaris*), caracterizando conflito com animais domésticos em uma propriedade rural no Rio Grande do Sul. Fonte: Felipe Peters.



Figura 3. Felídeo silvestre atropelado em rodovia no Rio Grande do Sul. Fonte: Felipe Peters.

A Família Felidae (Mammalia, Carnivora) é composta por cerca de 41 espécies distribuídas por quase todo planeta, com algumas exceções (WOZENCRAFT, 2005, KITCHENER *et al.*, 2017). No entanto esse número não é estático, com os avanços em estudos que unem genética e morfologia taxonômica o número de espécies vem mudando (TRIGO *et al.*, 2013a, 2013b; NASCIMENTO & FEIJÓ, 2017; NASCIMENTO *et al.*, 2020). Portanto, podemos considerar que a fauna brasileira de felídeos é composta por 11 espécies: onça-pintada (*Panthera onca*), suçuarana ou onça-parda (*Puma concolor*) considerados felídeos de grande porte; jaguatirica (*Leopardus pardalis*), gato-maracajá (*Leopardus wiedii*), gato-do-mato-pequeno-do-norte (*Leopardus tigrinus*), gato-do-mato-pequeno (*Leopardus emiliae*), gato-do-mato-pequeno-do-sul (*Leopardus gutullus*), gato-do-mato-grande (*Leopardus geoffroyi*), gato-palheiro (*Leopardus braccatus*), gato-palheiro (*Leopardus munoai*) e gato-mourisco (*Herpailurus yagouaroundi*) considerados como pequenos felídeos (REIS *et al.*, 2006; TRIGO *et al.*, 2013a, 2013b; KITCHENER *et al.*, 2017; NASCIMENTO & FEIJÓ, 2017; NASCIMENTO *et al.*, 2020). Os felídeos

estão no topo da cadeia alimentar e esta posição os torna possíveis bioacumuladores e biomagnificadores de patógenos, e permite que sejam utilizados como indicadores do equilíbrio de um ecossistema (AGUIRRE *et al.*, 2009; CURI *et al.*, 2010; JORGE *et al.*, 2010; GRAIPEL *et al.*, 2014).

1.3 Felídeos neotropicais encontrados no Rio Grande do Sul

Dentre os felídeos neotropicais, há registro de oito espécies para o estado do Rio Grande do Sul: gato-maracajá (*L. wiedii*) (Figura 4), gato-do-mato-pequeno-do-sul (*L. gutullus*), gato-do-mato-grande (*L. geoffroyi*) (Figura 5), gato-palheiro (*L. munoai*), jaguatirica (*L. pardalis*), gato-mourisco (*H. yagouaroundi*), onça-pintada (*P. onca*) e suçuarana ou onça-parda (*P. concolor*). Todas as espécies de felídeos encontram-se sob algum grau de vulnerabilidade e/ou ameaça de extinção de acordo com a região analisada (Decreto Estadual 51.797 de 08 de setembro de 2014), sendo incluídas também no Plano de Ação Nacional (PAN) para Conservação dos Pequenos Felinos Brasileiros (MMA 2014, ICMBio, Portaria No 32, 27 de março de 2014, ICMBIO, 2018), que apresenta sete objetivos específicos voltados para a redução da vulnerabilidade destas espécies à extinção no país. Dentre estes, o objetivo IV refere-se à ampliação do conhecimento sobre os impactos das doenças nas populações de pequenos felídeos em diferentes regiões do país, incluindo como ação o monitoramento eco-epidemiológico de populações de vida livre. Estudos focados em patógenos emergentes em pequenos felídeos neotropicais de vida livre geram conhecimento que podem auxiliar na tomada de decisão em programas de preservação das espécies e também na formação e implementação de programas de controle e erradicação de doenças emergentes e reemergentes, auxiliando assim, na elaboração de políticas de conservação e manejo de animais silvestres e políticas de saúde pública (JORGE *et al.*, 2010).



Figura 4. *Leopardus wiedii*. Fonte: Arquivo pessoal.



Figura 5. *Leopardus geoffroyi*. Fonte: Felipe Peters.

1.4 *Bartonella* spp.

As bactérias do gênero *Bartonella* são fastidiosas (cultivo difícil), α -proteobactérias, intracelulares facultativas, Gram-negativas que parasitam eritrócitos e células endoteliais de mamíferos (BREITSCHWERDT & KORDICK, 2000; CHOMEL *et al.*, 2003). São altamente adaptadas a um hospedeiro reservatório dentro do qual as bactérias fazem bacteriemia eritrocítica e infecção endoteliotrópica de longa duração, muitas vezes em associação com outro agente, de infecções agudas ou crônicas que podem causar lesões proliferativas vasculares, inflamação supurativa e granulomatosa, ou até síndromes potencialmente fatais (BREITSCHWERDT & KORDICK, 2000; CHOMEL *et al.*, 2003). Este gênero bacteriano está distribuído entre reservatórios animais em todo o mundo, e em sua maioria estabelece infecções de longo prazo e subclínicas em seus hospedeiros (CHOMEL *et al.*, 2009). Entre seus hospedeiros reservatórios predominam mamíferos, incluindo roedores, carnívoros, lagomorfos, morcegos e primatas (VAYSSIER-TAUSSAT *et al.*, 2009; BONATO *et al.*, 2015; GONÇALVES *et al.*, 2016; IKEDA *et al.*, 2017, 2020).

No Brasil, estudos recentes vem demonstrando novas espécies de *Bartonella* em roedores (GONÇALVES *et al.*, 2016; DE SOUSA *et al.*, 2018; SCHOTT *et al.*, 2020) e morcegos (IKEDA *et al.*, 2017, 2020; ANDRÉ *et al.*, 2019) evidenciando assim, a importância desses hospedeiros como possíveis mantenedores e dispersores de patógenos que podem gerar risco para saúde humana e animal (GONÇALVES *et al.*, 2016; ANDRÉ *et al.*, 2019; IKEDA *et al.*, 2017, 2020; SCHOTT *et al.*, 2020).

Algumas espécies de *Bartonella* foram reconhecidas como patógenos emergentes para hospedeiros acidentais como humanos e outros animais (CHOMEL & KASTEN, 2010). Devido ao seu impacto na medicina veterinária e humana, pesquisas envolvendo espécies de *Bartonella* aumentaram significativamente nas últimas décadas

(BREITSCHWERDT & KORDICK, 2000; JACOMO *et al.*, 2002; ANDRÉ *et al.*, 2014; DINIZ *et al.*, 2016; PITASSI *et al.*, 2015; BREITSCHWERDT, 2017; KOSOY & GOODRICH, 2019). Uma vez que animais domésticos e silvestres são potenciais reservatórios desse agente, pessoas que possuem contato direto com animais e profissionais da área da medicina veterinária estão predispostas ao contágio (BREITSCHWERDT *et al.*, 2010). O gênero *Bartonella* inclui cerca de 40 espécies ou subespécies que podem afetar mamíferos em todo o mundo e pelo menos 14 destas são consideradas patogênicas para humanos (VAYSSIER-TAUSSAT *et al.*, 2009; CHOMEL & KASTEN, 2010; HUANG *et al.*, 2019). Felídeos representam um importante reservatório para várias espécies de *Bartonella*. Gatos domésticos são os principais reservatórios de *Bartonella henselae*, o agente da doença da arranhadura do gato (Cat-Scratch Disease) (BREITSCHWERDT & KORDICK, 2000; VAYSSIER-TAUSSAT *et al.*, 2009). Há relatos de gatos apresentando uveíte, endocardite, sinais neurológicos, febre, lesões necróticas no local da inoculação, linfadenopatia e distúrbios reprodutivos, tanto em infecção natural como experimental, porém, geralmente os casos apresentam-se assintomáticos (BREITSCHWERDT & KORDICK, 2000; VARANAT *et al.*, 2012; ELSMO *et al.*, 2018). Em humanos, os casos geralmente estão associados a pacientes imunocomprometidos, sendo relatados casos de Bartonelose em pacientes HIV positivos em diferentes regiões do mundo: França (LE JONCOUR *et al.*, 2016), Estados Unidos da América (MOHAMMADIAN, M.; BUTT, S. 2019), Brasil (GAZINEO *et al.*, 2001; SANTOS *et al.*, 2008; EYER-SILVA *et al.*, 2017) entre outros. No Brasil um caso relatado na cidade de Porto Alegre, um paciente portador de HIV, em contato direto com gatos domésticos, apresentou infecção por *B. henselae*, além de indícios de co-infecção com *Mycoplasma* spp. (SANTOS *et al.*, 2008).

Em carnívoros silvestres na América do Norte, a alta prevalência de *Bartonella rochalimae*, conhecida por causar febre, erupção cutânea e esplenomegalia em humanos (EREMEEVA *et al.*, 2007), foi documentada em raposas cinzentas (*Urocyon cinereoargenteus*) e guaxinins (*Procyon lotor*) (HENN *et al.*, 2007, 2009). A ocorrência de *Bartonella vinsonii* subsp. *berkhoffii*, que causa endocardite em humanos, também foi relatada em coiotes (*Canis latrans*) capturados nos Estados Unidos da América (EUA) (CHANG *et al.*, 2000). Em felídeos silvestres há registro da exposição de *Bartonella* spp. em estudos por técnicas sorológicas e moleculares em diferentes regiões do mundo, tanto em animais de cativeiro quanto em animais de vida livre, sendo relatada em lince ibérico (*Lynx pardinus*) e gato silvestre europeu (*Felis silvestris*) na Espanha (MÁRQUEZ *et al.*, 2009; GERRIKAGOITIA *et al.*, 2012), gato de Iriomote (*Prionailurus iriomotensis*) e gato leopardo (*Prionailurus bengalensis euphilurus*) no Japão (TATENO *et al.*, 2013, 2015), leopardo de Amur (*Panthera pardus orientalis*) e tigre siberiano (*Panthera tigris altaica*) na Rússia (QUIGLEY *et al.* 2001; GOODRICH *et al.* 2012), leões (*Panthera leo*) e guepardos (*Acinonyx jubatus*) na África (KELLY *et al.*, 1998; PRETORIUS *et al.*, 2004; MOLIA *et al.*, 2004, 2016; WILLIAMS *et al.*, 2014) e em lince (*Lynx rufus*) e pumas (*P. concolor*) na América do Norte e Central (YAMAMOTO *et al.*, 1998; ROTSTEIN *et al.*, 2000; BEVINS *et al.*, 2012; GIRARDI *et al.*, 2012; RILEY *et al.*, 2014; CHOMEL *et al.*, 2004, 2016; BAI *et al.*, 2016).

Em felídeos silvestres de vida livre do Brasil foi demonstrado presença de anticorpos contra *B. henselae* em *P. concolor*, *L. pardalis* e *L. tigrinus* (FILONI *et al.*, 2006). Já em amostras de felídeos silvestres mantidos em cativeiro no Brasil foi demonstrado a presença de DNA de *Bartonella* spp. em 10 felídeos incluindo um *L. geoffroyi*, um *H. yagouaroundi*, três *L. tigrinus*, três *L. wiedii*, um *L. pardalis* e um *P. onca*. (GUIMARÃES *et al.*, 2010). Outro estudo com amostras de felídeos silvestres de

cativeiro demonstrou a presença de anticorpos para *B. henselae* em felídeos das espécies *L. tigrinus*, *H. yagouaroundi*, *L. geoffroyi*, *L. wiedii*, *L. pardalis*, *P. concolor* e *L. colocola*, além de dois *L. wiedii* que foram positivo na PCR. (FILONI *et al.*, 2012).

A detecção deste agente no estado do Rio Grande do Sul foi demonstrada em estudos com gatos domésticos oriundos do município de Novo Hamburgo e São Leopoldo por técnicas moleculares onde foi encontrado DNA de *B. clarridgeiae* e *B. henselae* (STAGGEMEIER *et al.*, 2010, 2014) e *Bartonella* spp. foi detectado em gatos doméstico no município de Passo Fundo na região noroeste do RS (MALHEIROS *et al.*, 2016). Recentemente foi relatado pelo nosso grupo a presença de *Bartonella* spp. em *Lipoptena mazamae* coletada de carcaças de *Mazama gouazoubira* (veado-virá) procedente dos municípios de Arroio dos Ratos, Bagé, Caçapava do Sul, Hulha Negra, Santana do Livramento, São Jerônimo e São Sepé em áreas do Bioma Pampa e em Maquiné no Bioma Mata Atlântica (SOUZA *et al.*, 2017). DNA de *Bartonella* spp. foi detectado em pulgas *Ctenocephalides felis* parasitando *Cerdocyon thous* (graxaim do campo) de vida livre no Rio Grande do Sul (SCHOTT *et al.*, 2019). No entanto, o conhecimento do status de infecção em felídeos silvestres de vida livre no sul do Brasil é desconhecido. Nesse sentido, os estudos com *Bartonella* spp. são necessários para rastrear a possível transmissão entre espécies de felídeos silvestres.

O gênero *Bartonella* representa um dos desafios contemporâneos da saúde única (*One Health*). Considerando a rapidez e o número de descobertas de novas espécies e subespécies, a diversidade de animais que podem ser hospedeiros/reservatórios e a forma de transmissão entre animais e humanos, tanto por diferentes espécies de vetores artrópodes como por arranhões, além dos desafios envolvendo o diagnóstico clínico e a transmissão e dispersão de *Bartonella* spp. na natureza (BREITSCHWERDT &

KORDICK 2000; BILLETER *et al.*, 2008a, 2008b; BREITSCHWERDT *et al.*, 2010; CHOMEL *et al.*, 2006; KAISER *et al.*, 2011; MINNICK & BATTISTI 2009).

1.5 *Rickettsia spp.*

Bactérias do gênero *Rickettsia* são agentes de importância em saúde pública, distribuídas globalmente. Estes microrganismos pertencem à ordem Rickettsiales, família Rickettsiaceae e subgrupo α -Proteobacteria (RAOULT & ROUX, 1997). São parasitos intracelulares obrigatórios que se apresentam como pequenos bastonetes Gram-negativos e são divididos em 4 grupos: Febre Maculosa, Tifo, Transicional e Ancestral (GILLESPIE *et al.*, 2007).

Rickettsia rickettsii é a espécie causadora da Febre Maculosa Brasileira (FMB) e é transmitida por carrapatos. No entanto, outros ectoparasitos também podem transmitir diferentes espécies de *Rickettsia* como: pulgas responsáveis pela transmissão da *Rickettsia typhi*, que faz parte do Grupo Tifo, e *Rickettsia felis* que faz parte do Grupo Transicional, junto com *Rickettsia akari* transmitida por ácaros. Fazem parte do grupo ancestral *Rickettsia bellii* e *Rickettsia canadensis*, consideradas não patogênicas ou de patogenicidade desconhecida (GILLESPIE *et al.*, 2007, RAOULT & ROUX, 1997).

Entre as espécies de *Rickettsia* patogênicas no Brasil, *Rickettsia rickettsii* é a que tem maior importância em saúde pública (PAROLA *et al.*, 2013; SZABÓ *et al.*, 2013). No Brasil sua transmissão está associada principalmente ao carrapato *Amblyomma sculptum* no bioma Cerrado e *Amblyomma aureolatum* em áreas pertencentes à Mata Atlântica da região metropolitana de São Paulo (SZABÓ *et al.*, 2013). Outra importante espécie do Grupo Febre Maculosa é *Rickettsia parkeri* sensu stricto (s.s). Sua capacidade de causar doenças em humanos foi descrita nos Estados Unidos em 2004, porém causa uma doença com sintomas mais brandos que *R. rickettsii* (PADDOCK *et al.*, 2004), e tem como característica causar escara de inoculação necrótica ("tache noire") no local da

picada do carrapato, febre leve e não é considerada letal (PAROLA *et al.*, 2013; FACCINI-MARTINEZ *et al.*, 2014). Nos últimos anos sua ocorrência foi descrita em outros países como: Uruguai, Argentina, Bolívia, Peru e também no Brasil. Os principais vetores conhecidos são as espécies de carrapatos do complexo *Amblyomma maculatum* (*Amblyomma maculatum*, *Amblyomma triste* e *Amblyomma tigrinum*) (NIERI-BASTOS *et al.*, 2018). O mapa da distribuição de *Rickettsia rickettsii* e *Rickettsia parkeri* é demonstrado na figura 6.

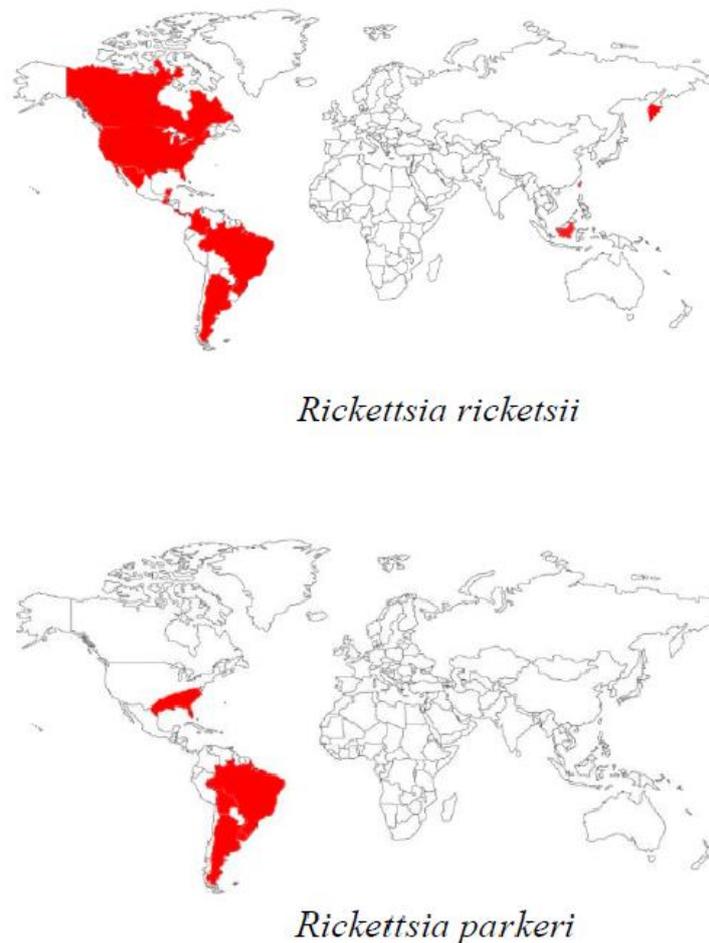


Figura 6. Distribuição de *Rickettsia rickettsii* e *Rickettsia parkeri* no mundo. Adaptado de Piotrowski e Rymaszewska (2020).

Outras variantes de *R. parkeri* (s.s) foram descritas, com destaque para *Rickettsia parkeri* cepa Mata Atlântica que tem como vetor os carrapatos *Amblyomma ovale* e *A.*

aureolatum e foi relatada causando doença em humanos no Brasil (SPOLIDORIO *et al.*, 2010; SILVA *et al.* 2011), e outras duas cepas que foram descritas em carrapato do gênero *Amblyomma*: *R. parkeri* (s.l.) cepa NOD detectada em *Amblyomma nodosum* no Brasil e *R. parkeri* cepa Parvitarsum detectada em *Amblyomma parvitarsum* na Argentina e no Chile, porém tanto *R. parkeri* cepa NOD e *R. parkeri* cepa Parvitarsum tem patogenicidade desconhecida (NIERI-BASTOS *et al.*, 2018).

Estudos associados a fatores de risco e eco-epidemiologia de zoonoses vetoriais em animais silvestres são fundamentais para prevenção de novos surtos e casos de doenças em humanos e animais. No caso das doenças transmitidas por carrapatos, espécies de *Rickettsia* se destacam por serem patógenos zoonóticos emergentes de grande importância na saúde pública (FACCINI *et al.*, 2020). Estudos recentes demonstraram que casos de FMB por *R. rickettsi* estão associados ao desequilíbrio das populações de carrapatos (*A. sculptum*) em populações de capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) e no ambiente (COSTA *et al.*, 2019; LUZ *et al.*, 2019).

No Rio Grande do Sul até meados dos anos 2000 não havia registro sobre ocorrência de *Rickettsia* sp., porém em 2005 foi notificado pela Secretaria de Saúde do RS o primeiro caso de FMB na cidade de Cerro Largo e a partir desses casos novas notificações e casos suspeitos surgiram ao longo dos anos (SINAN BRASIL, 2016). Assim, a partir de 2010 estudos com foco em detecção molecular do material genético da bactéria e monitoria ambiental de animais domésticos e silvestres e seus ectoparasitos foram realizados com o objetivo de esclarecer a eco-epidemiologia de *Rickettsia* spp. no RS (SANGIONI *et al.*, 2011; KRAWCZAK *et al.*, 2016; VIZZONI *et al.*, 2016; WECK 2016, 2017; DALL'AGNOL *et al.*, 2017, 2018; SOUZA *et al.*, 2018; SCHOTT *et al.*, 2020).

Dessa forma, existem dois cenários distintos bem caracterizados e relacionados aos casos de FMB no RS: um sendo caracterizado na região do bioma Mata Atlântica nos municípios de Cerro Largo, Lindolfo Color com participação da *R. parkeri* cepa Mata Atlântica, transmitida por *A. ovale* (SANGIONI *et al.*, 2011; KRAWCZAK *et al* 2016; VIZZONI *et al.*, 2016), outro cenário sendo caracterizado na região do bioma Pampa no município de Rosário do Sul com a participação da espécie *R. parkeri* s.s. associado ao carrapato *A. tigrinum* (WECK *et al.*, 2016, 2020), e outro possível cenário com participação do carrapato *A. dubitatum* e capivaras (*H. hydrochaeris*) em área de transição dos biomas Pampa e Mata Atlântica relatado no Município de Toropi (WECK *et al.*, 2017). Vale ressaltar que os carrapatos *A. aureolatum*, *A. ovale* e *A. tigrinum* são possíveis vetores de *Rickettsia* spp. no RS e tem como hospedeiros preferenciais carnívoros silvestres e domésticos (EVANS *et al.*, 2000; LABRUNA *et al.*, 2005; MARTINS *et al.*, 2010, DALL'AGNOL *et al.*, 2018), podendo os carnívoros estarem participando do ciclo enzoótico dessas doenças como sugerido por Dall'Agnol e colaboradores (2018) onde demonstraram a circulação de *Rickettsia* spp. em canídeos silvestres e seus respectivos carrapatos. Na figura 7 são apresentados alguns municípios com casos de FMB confirmados para o RS e o bioma onde se encontram.

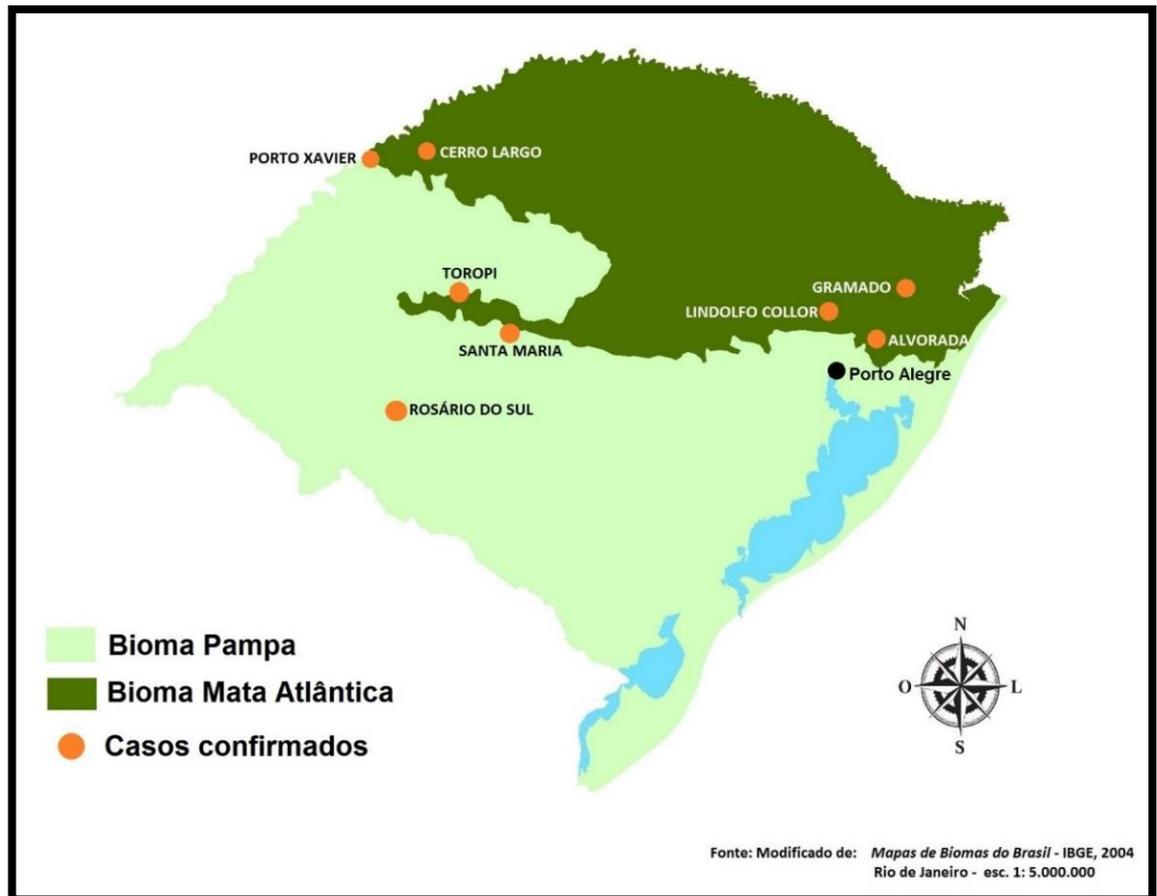


Figura 7. Municípios com casos de FMB confirmados e o bioma onde se encontram, caracterizando os cenários de FMB no RS. Adaptado de Mapas de Biomas do Brasil (IBGE, 2004).

1.6 *Mycoplasma* spp. (hemoplasmas ou micoplasmas hemotrópicos)

Micoplasmas hemotrópicos constituem um grupo de bactérias intimamente relacionadas com os eritrócitos de várias espécies de vertebrados (MESSICK, 2004). Anteriormente pertenciam à Ordem Rickettsiales e eram conhecidos por *Haemobartonella* spp. e *Eperythrozoon* spp.. Posteriormente foram reclassificados como *Mycoplasma* spp. (RIKIHISA *et al.*, 1997; NEIMARK *et al.*, 2001, 2005; MESSICK *et al.*, 2002). Atualmente, estão classificados na família Mycoplasmataceae e configuram-se como um grupo distinto, pela peculiaridade de serem parasitos dos eritrócitos (HORA, 2008). Conhecidos também como hemoplasmas, aderem aos glóbulos vermelhos e as infecções podem induzir hemólise aguda, causando anemia, letargia, desidratação, perda

de peso e morte súbita (THRALL, 2007, WILLI *et al.*, 2007). Entretanto, o mecanismo de ação que induz à anemia imunomediada ainda não está totalmente esclarecido (WILLI *et al.*, 2007; FELDER *et al.*, 2011).

De maneira geral, os estudos sobre a transmissão dos hemoplasmas demonstram que o contágio pode ocorrer através da infestação por pulgas em felinos (WILLI *et al.*, 2007) e sangue contaminado (FOLEY *et al.*, 1998; WESTFALL *et al.*, 2001; SASAKI *et al.*, 2008). Além disso, hipóteses sugerem transmissão por carrapatos como *Rhipicephalus sanguineus* em caninos (SENEVIRATNA *et al.*, 1973). Dentre as espécies mais acometidas estão os felídeos domésticos e silvestres, mas também há relatos em canídeos, suínos, bovinos e diversos animais de vida livre, como cervídeos e primatas não humanos (GROEBEL, *et al.* 2009; MAGGI, *et al.*, 2013; VERGARA *et al.*, 2016; GIROTTO *et al.*, 2012; VALLE *et al.*, 2014; BONATO *et al.*, 2015; FU *et al.*, 2017; RAVAGNAN *et al.*, 2017; WESTMORELAND *et al.*, 2017). Três espécies de hemoplasmas foram descritos infectando gatos domésticos e silvestres: *Mycoplasma haemofelis* (*Mhf*) (MESSICK *et al.*, 1998), “*Candidatus* *Mycoplasma haemominutum*” (*CMhm*) (FOLEY *et al.*, 1998) e “*Candidatus* *Mycoplasma turicensis*” (*CMtc*) (WILLI *et al.*, 2005). No Brasil, alguns estudos demonstraram a infecção por hemoplasmas em animais domésticos e silvestres. As espécies *Mhf*, *CMhm* e *CMtc* foram detectadas infectando amostras de sangue de gatos domésticos em diferentes regiões do país (GUIMARÃES *et al.*, 2005; MACIEIRA *et al.*, 2008; SANTOS *et al.*, 2009, 2015; BORTOLI *et al.*, 2012 ANDRÉ *et al.*, 2014).

Em um estudo pioneiro no que se refere a detecção de hemoplasmas em felídeos silvestres, Willi e colaboradores (2007) demonstraram diferentes prevalências de hemoplasmas em amostras de diferentes regiões do mundo, variando de alta prevalência em leões (*P. leo*) (98%) de vida livre da Tanzânia a uma baixa prevalência (10%) em

amostras de felídeos neotropicais mantidos em zoológicos no Brasil (WILLI *et al.*, 2007). Posteriormente um estudo realizado com amostras de carnívoros silvestres provenientes de zoológicos do Brasil, demonstrou a presença de hemoplasmas em várias espécies de felídeos: CMhm foi detectado em *P. onca*, *P. concolor*, *L. pardalis*, *H. yagouaroundi* e *L. tigrinus*, Mhf foi detectado apenas em *L. tigrinus* e nenhum animal foi positivo para CMt. (ANDRÉ *et al.*, 2011). Outro estudo realizado em São Paulo detectou a presença de Mhf e CMhm infectando diferentes espécies de felídeos silvestres mantidos em cativeiro (FILONI *et al.*, 2012).

Recentemente, um estudo com onças-pintadas (*P. onca*) de vida livre e gatos domésticos (*Felis catus*) nos biomas Cerrado, Pantanal e Amazônia demonstrou a circulação de diferentes espécies de hemoplasmas (Mhf, CMtc e CMhm) nos três biomas estudados, sugerindo assim que onças-pintadas podem estar participando da manutenção de CMhm na natureza (FURTADO *et al.*, 2018). Em um estudo no Chile foi demonstrado a presença de Mhf e CMhm em gato-guiña (*Leopardus guigna*) e felinos domésticos, enquanto CMt foi encontrado apenas em felinos domésticos, além de *Mycoplasma* sp. (ainda não descrito) em *L. guigna* e gatos domésticos (SACRISTÁN *et al.*, 2019).

1.7 Ectoparasitos

1.7.1 Carrapatos

Carrapatos são ectoparasitos hematófagos que podem ser vetores biológicos ou mecânicos de diversas enfermidades aos humanos, animais domésticos e silvestres. Os carrapatos são considerados os principais vetores de doenças aos animais, e o segundo principal vetor de doenças aos humanos, estando atrás apenas dos mosquitos (HOSKINS & CUPP, 1988; SONENSHINE & ROE, 2014). Os carrapatos pertencem à ordem Acari, subordem Ixodida, classe Arachnida e compreendem quatro famílias: Ixodidae, Argasidae, Nuttalliellidae e Deinocrotonidae. Existem em torno de 956 espécies de

carrapatos descritas no mundo, sendo que 736 pertencem à família Ixodidae, 218 à família Argasidae, 1 à família Nuttalliellidae e 1 à família Deinocrotonidae já extinta (PEÑALVER *et al.*, 2017; NAVA *et al.*, 2017; DU *et al.*, 2018; KWAK *et al.*, 2018; DANTAS-TORRES, 2018, 2019; APANASKEVICH *et al.*, 2019; VENZAL *et al.*, 2019).

No Brasil praticamente uma nova espécie é descrita a cada ano e atualmente são registradas 73 espécies de carrapatos, sendo 50 na família Ixodidae, que são conhecidos como carrapatos duros, e 23 na família Argasidae, conhecidos como carrapatos moles. Dentro da família Ixodidae o gênero *Amblyomma* com 32 espécies é o mais representativo para o Brasil seguidos do gêneros *Ixodes* com 12 espécies, *Haemaphysalis* com duas espécies, *Rhipicephalus* com duas espécies e *Dermacentor* com uma espécie. Na família Argasidae o gênero *Ornithodoros* é o mais representativo com 18 espécies conhecidas para o Brasil seguidos do gênero *Antricola* com três espécies e os gêneros *Argas* e *Nothoaspis* com uma espécie para cada gênero (DANTAS-TORRES *et al.*, 2019, LABRUNA *et al.* 2020; ONOFRIO *et al.*, 2020).

Para o estado do Rio Grande do Sul, , é relatada a presença de 23 espécies de carrapatos, 21 espécies de Ixodidae: *A. aureolatum*, *Amblyomma calcaratum*, *A. dubitatum*, *Amblyomma fuscum*, *Amblyomma incisum*, *Amblyomma longirostre*, *Amblyomma nodosum*, *A. ovale*, *Amblyomma parkeri*, *Amblyomma rotundatum*, *A. tigrinum*, *A. triste*, *Amblyomma yucumense*, *Haemaphysalis juxtakochi*, *Ixodes aragaoi*, *Ixodes auritulus*, *Ixodes fuscipes*, *Ixodes longiscutatus*, *Ixodes loricatus*, *Rhipicephalus microplus*, e *R.s sanguineus* sensu lato; e duas Argasidae: *Argas miniatus* e *Ornithodoros brasiliensis* (EVANS *et al.*, 2000; KRAWCZAK *et al.*, 2015; RECK *et al.*, 2018). No entanto em um estudo recente *I. aragaoi* foi sinonimizado com *I. fuscipes* (LABRUNA *et al.* 2020; ONOFRIO *et al.*, 2020).

Os carrapatos do gênero *Amblyomma* são os mais associados ao parasitismo de carnívoros silvestres. Os carrapatos desse gênero têm como característica o ciclo trioxeno. Geralmente o parasitismo nas fases imaturas está associado a pequenos roedores, marsupiais, e passeriformes e a fase adulta costuma parasitar carnívoros domésticos e silvestres e humanos (BARROS-BATTESTI *et al.*, 2006). As espécies mais encontradas parasitando carnívoros são *A. aureolatum* (Figura 8), amplamente distribuído no estado do RS, *A. ovale* (Figura 9) que predomina em áreas do Bioma Mata Atlântica e *A. tigrinum* (Figura 10) associado ao Bioma Pampa, mas também podem ser encontrados na região dos Campos de Cima da Serra no bioma Mata Atlântica, com as três espécies encontradas principalmente em zonas rurais e próximo a fragmentos de matas naturais como pode ser visto na Figura 11 (EVANS *et al.*, 2000; LABRUNA *et al.*, 2005; MARTINS *et al.*, 2010; RECK *et al.*, 2014; DALL'AGNOL *et al.*, 2018).



Figura 8. *Amblyomma aureolatum*. Fonte: Maria Ogrzewalska.



Figura 9. *Amblyomma ovale*. Fonte: Maria Ogrzewalska.



Figura 10. *Amblyomma tigrinum*. Fonte: Maria Ogrzewalska.

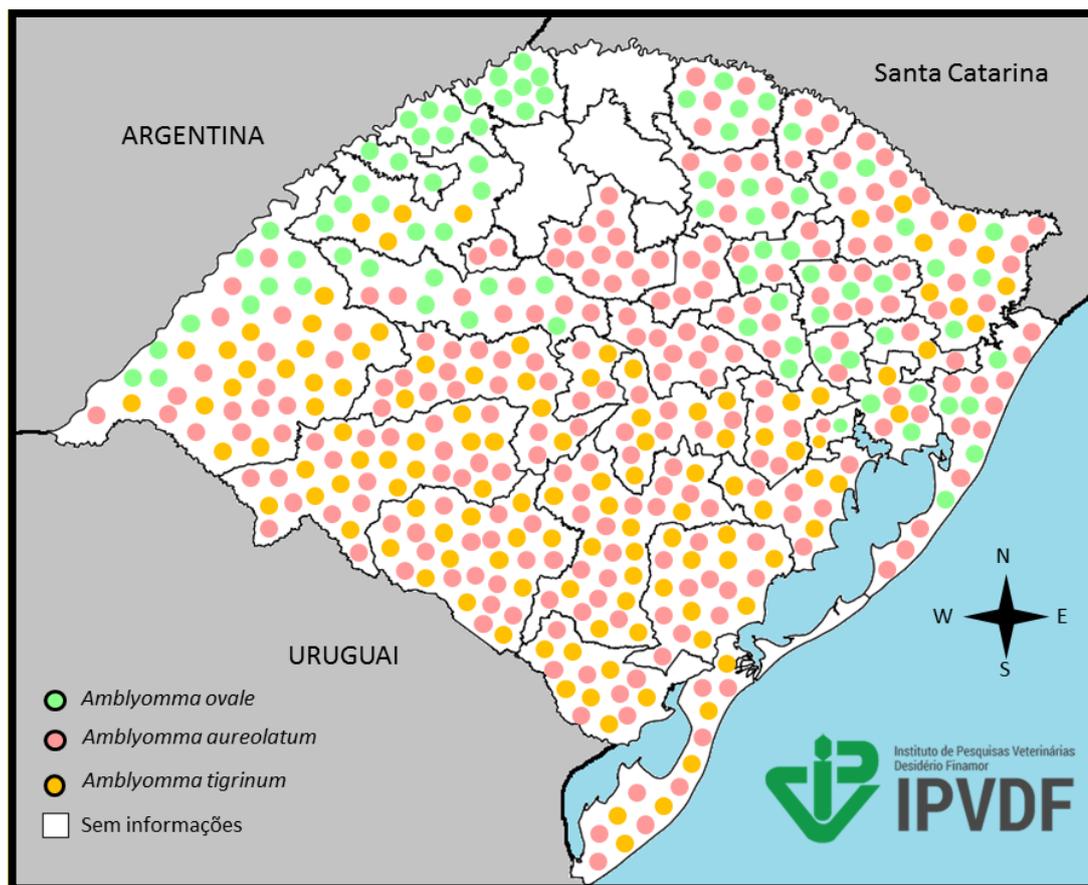


Figura 11. Distribuição das três espécies de carrapatos mais abundantes associadas à carnívoros silvestres no Rio Grande do Sul. Fonte: RECK *et al.*, 2014.

Entre as diversas doenças transmitidas por carrapatos, grande parte delas são zoonoses (LABUDA & NUTTALL, 2004). As oportunidades para o contato humano/animal em focos naturais de infecções de doenças transmitidas por carrapatos estão aumentando, juntamente com a expansão da distribuição de carrapatos vetores devido à degradação ambiental (PAROLA, 2004; BEUGNET & MARIE, 2009). As zoonoses são influenciadas significativamente pelo ambiente, biodiversidade, grau de antropização, circulação de vetores e diversos hospedeiros potencialmente reservatórios (THOMPSON *et al.*, 2013). A incidência de casos de doenças transmitidas por carrapatos, incluindo as doenças emergentes, está em ascensão (YU *et al.*, 2011, PAROLA *et al.*, 2005). A circulação destes agentes tem sido associada a algum tipo de alteração ambiental em larga escala provocada por ações antropogênicas, incluindo o desflorestamento e a

expansão da agricultura, pecuária e da ocupação humana (DASZAK *et al.*, 2004; AGUIRRE *et al.*, 2009; JORGE *et al.*, 2010).

1.7.2 Pulgas

As pulgas pertencem à ordem Siphonaptera, são ectoparasitos hematófagos e estão envolvidas na relação vetor/patógeno/hospedeiro de diversos agentes patogênicos. Alguns estudos comprovaram a presença e a transmissão de agentes patogênicos (*Francisella tularensis*, *Yersinia pestis*, *Bartonella* spp., *Rickettsia* spp.) aos seus hospedeiros (PAROLA *et al.*, 2005; MORICK *et al.*, 2010; REY, 2013). É proposto que existam em torno de 3.000 espécies de pulgas no planeta (KRASNOV, 2008) e cerca de 280 espécies podem ser encontradas na região Neotropical (LINARDI, 2017). Algumas espécies de pulgas são comumente encontradas em mamíferos domésticos e silvestres (LINARDI & GUIMARÃES, 2000). Para o Brasil, tem-se o registro que 13% das espécies de pulgas parasitam o grupo Carnivora. (LINARDI, 2017). Para o estado do RS pouco se conhece sobre as espécies de pulgas, sendo registradas cerca de 19 espécies de sifonápteros (LINARDI & GUIMARÃES, 2000; FILHO *et al.*, 2002; MÜLLER *et al.*, 2002; 2006; LINARDI 2005; ANTUNES, 2005; WINKEL, 2013; SCHOTT *et al.*, 2019; 2020).

Patógenos zoonóticos emergentes têm sido associados à pulgas em todo o mundo, como bactérias dos gêneros *Rickettsia* e *Bartonella* (BITAM *et al.*, 2010). Por exemplo, *Ctenocephalides felis* tem distribuição mundial, é conhecida como a pulga do gato, porém não tem especificidade de hospedeiro e já foi encontrada parasitando hospedeiros de diferentes ordens (Carnivora, Cingulata, Didelphimorphia, Lagomorpha, Pilosa, Primates, Rodentia e Strigiformes) (LINARDI & GUIMARÃES, 2000; GÓMEZ & BLASCO-ZUMETA, 2001). Geralmente é encontrada em grande quantidade e em

regiões com temperaturas elevadas (GÓMEZ & BLASCO-ZUMETA, 2001; SERRA-FREIRE & MELLO, 2006).

Recentemente foi demonstrada a presença de *Bartonella* spp. e *Rickettsia* spp. em *C. felis* parasitando canídeos silvestres no Rio Grande do Sul (SCHOTT *et al.*, 2019). No entanto, os patógenos detectados não são tradicionalmente associados a hospedeiros neotropicais, sugerindo que pulgas invasoras, como a pulga do gato (*C. felis*), podem se adaptar a novos hospedeiros e podem participar de disseminação de patógenos, criando novos cenários epidemiológicos para doenças transmitidas por pulgas.

1.7.3 Ácaros

Ácaros da família Trombiculidae podem parasitar uma variedade de hospedeiros e ultimamente vêm sendo alvo de estudos em diversos países. Recentemente, foi relatado no Brasil casos de trombiculíase em animais domésticos e em humanos (FACCINI *et al.*, 2017; BASSINI-SILVA *et al.*, 2019; COUSANDIER *et al.*, 2021). A trombiculíase é uma reação inflamatória cutânea causada pelo parasitismo das larvas de ácaros trombiculídeos que são conhecidos como *chiggers*, e são importantes parasitos de vertebrados (SANTIBÁÑEZ *et al.*, 2015).

A partir de casos que aconteceram durante a Segunda Guerra Mundial, quando soldados foram parasitados por trombiculídeos e houve transmissão de riquetsioses, surgiu o interesse de pesquisadores e o aumento de estudos focados nesses parasitos (WHARTON & FULLER, 1952). Os trombiculídeos já foram descritos como parasitos de uma grande variedade de vertebrados em todo o mundo, como pássaros, anfíbios, répteis, roedores, marsupiais e outros mamíferos domésticos e selvagens, incluindo humanos (MULLEN & OCONNOR, 2009; FACCINI *et al.*, 2017; BASSINI-SILVA *et al.*, 2018; JACINAVICIUS *et al.*, 2018). Na região neotropical, os estudos avançaram e alguns países como Peru, Venezuela e Chile já possuem listas de espécies (BRENNAN

& JONES, 1961; BRENNAN & REED, 1975; STEKOLNIKOV & GONZALEZ-ACUÑA, 2015). No Brasil recentemente foi publicada uma lista de ácaros laranjas da família Trombiculidae e Leeuwenhoekiidae, contendo 64 espécies em 30 gêneros que parasitaram 80 hospedeiros diferentes e 146 localidades no Brasil (JACINAVICIUS *et al.*, 2018, 2019), além de estudos com descrições de novas espécies, ampliação da área de distribuição e novos hospedeiros (BASSINI-SILVA *et al.*, 2018, 2019; JACINAVICIUS *et al.*, 2019, 2021; COUSANDIER *et al.*, 2021).

Esses ectoparasitos estão potencialmente envolvidos na transmissão de diversos patógenos como: *Orientia tsutsugamushi*, causador do tifo na Ásia e na região sudoeste do Pacífico (TAKAHASHI *et al.*, 2004; CHOI *et al.*, 2007); a bactéria *Anaplasma phagocytophilum* detectada em larvas de *Neotrombicula autumnalis* na Espanha e *Borrelia burgdorferi* sensu lato detectada em ácaros na Alemanha (KAMPEN *et al.*, 2004). No ano de 2015 Loan e colaboradores (2015) detectaram *Bartonella elizabethae*, *Bartonella rattimassiliensis* e *Bartonella tribocorum* em amostras de larvas de ácaros trombiculídeos parasitando roedores no Vietnã. No Brasil, Bassini-Silva e colaboradores (2018) detectaram uma espécie de *Rickettsia* sp. em larvas de Trombiculidae que estavam parasitando aves.

2 JUSTIFICATIVA

Patógenos emergentes podem estar circulando em diversos ambientes antropizados e silvestres e em diversas direções de fluxo entre parasito e hospedeiro (THOMPSON, 2013). A determinação do *status* sanitário de potenciais reservatórios silvestres, como os pequenos felídeos, é fator-chave no entendimento da ecologia de enfermidades e na determinação do risco que o fluxo de infecção pode representar para cada um dos taxa envolvidos (desde o homem, passando pelos animais domésticos, até os potenciais reservatórios silvestres) (AGUIRRE *et al.*, 2002; JORGE *et al.*, 2010; DANTAS-TORRES *et al.*, 2012).

Infecções bacterianas transmitidas por vetores são comuns em muitas espécies de animais silvestres (RAR & GOLOVIJOVA, 2011). Embora essas infecções sejam tipicamente assintomáticas, elas podem ser patogênicas sob certas circunstâncias (por exemplo, hospedeiros não adaptados, estresse, degradação do habitat, flutuação climática ou imunossupressão) (PENZHORN, 2006). A falta de informações sobre a epidemiologia e as vias de transmissão de patógenos vetoriais emergentes na fauna silvestre do Rio Grande do Sul demonstra a importância de se investigar a ocorrência de ectoparasitos, *Bartonella* spp., *Rickettsia* spp. e *Mycoplasma* spp. em felídeos neotropicais no Sul do Brasil. Por esse motivo, estudos sobre a ocorrência e a caracterização desses agentes em felídeos neotropicais são de suma importância e devem ser conduzidos com objetivo de mapear a ocorrência e prevenir o contágio dessas doenças em populações suscetíveis.

No caso do estado do Rio Grande do Sul, vale ressaltar que existem poucas informações sobre as espécies de vetores envolvidos, potenciais reservatórios e hospedeiros silvestres na manutenção de espécies de *Bartonella* spp., *Rickettsia* spp. e *Mycoplasma* spp. e possíveis fontes de infecção para os humanos e outros animais, sendo estas importantes para determinação de novas estratégias de saúde e conservação.

A ampla coocorrência de carnívoros domésticos e silvestres, somada ao grande desconhecimento do *status* sanitário destas populações e à falta de uma rede de vigilância epidemiológica ativa em doenças infecciosas em áreas de preservação, torna estas regiões altamente vulneráveis ao fluxo de infecções interespecies. Assim como ocorre em diversas regiões do mundo, estes agentes causais possivelmente podem circular em animais silvestres em zonas de preservação ou áreas rurais sem que isto leve à ocorrência de doenças identificáveis em humanos e animais. Nesse sentido, a crescente aproximação do homem a áreas de preservação ambiental e a diminuição dos refúgios naturais podem levar à maiores taxas de contato direto e indireto entre animais domésticos, reservatórios silvestres, vetores e humanos, causando desequilíbrios e enfermidades epidêmicas com impactos na saúde pública, na produção pecuária e na conservação da fauna (PIMENTEL *et al.*, 2007; THOMPSON, 2013). Assim, dados de vigilância epidemiológica são essenciais para auxiliar o planejamento de ações de manejo em áreas de preservação, visando a mitigação do impacto das alterações ambientais e na saúde única.

3 OBJETIVOS

3.1 Objetivo geral

Pesquisar a ocorrência de ectoparasitos e patógenos emergentes (*Bartonella* spp., *Rickettsia* spp. e *Mycoplasma* spp.) em felídeos neotropicais de vida livre no Rio Grande do Sul, Brasil.

3.2 Objetivos específicos

- (i) Investigar a presença de DNA *Bartonella* spp. e *Mycoplasma* spp. em felídeos de vida livre no RS;

- (ii) Verificar a circulação e abundância de ectoparasitos (carrapatos, pulgas e ácaros) em felídeos de vida livre no RS;

- (iii) Verificar a presença de DNA *Bartonella* spp. e *Rickettsia* spp. em ectoparasitos (carrapatos, pulgas e ácaros) coletados em felídeos de vida livre no RS;

4 ASPECTOS ÉTICOS

Este projeto foi realizado em parceria entre instituições públicas e privadas com projetos de sanidade, ecologia, dieta e monitoria da área de vida de felídeos neotropicais de vida livre no Rio Grande do Sul. As instituições participantes são: o Laboratório de Protozoologia e Rickettsioses Vetoriais (ProtozooVet) da Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS), o Laboratório de Parasitologia do Instituto de Pesquisas Veterinárias Desidério Finamor (IPVDF), o Laboratório de Mastozoologia da Fundação Zoobotânica (FZB-RS), Área de Vida Consultoria Ambiental e Ka'aguy Consultoria Ambiental que trabalham em prol da conservação e pesquisa dos animais silvestres aqui investigados. Este projeto foi submetido e obteve aprovação para realização do projeto perante a Comissão de Pesquisa Veterinária ComPesq / UFRGS (37536), pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA) do IPVDF/FEPAGRO sob o nº de protocolo 28/2014. O projeto também foi submetido ao Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO, ICMBio – IBAMA) sob os números de licenças (47357-3, 56373-1, 36803, 64752-2), obtendo autorização para captura e/ou colheita de amostras biológicas de carnívoros silvestres nativos para fins científicos.

5 CAPÍTULO 1 (ARTIGO CIENTÍFICO 1)

Molecular and Serological Survey of the Cat-Scratch Disease Agent (*Bartonella henselae*) in Free-Ranging *Leopardus geoffroyi* and *Leopardus wiedii* (Carnivora: Felidae) From Pampa Biome, Brazil

Neste capítulo apresentamos o resultado da pesquisa molecular e sorológica para *Bartonella* spp. agente da doença da arranhadura do gato em duas espécies de felídeos neotropicais (*Leopardus geoffroyi* e *Leopardus wiedii*) capturados em vida livre do Bioma Pampa, Brasil.

Artigo científico publicado no periódico *Microbial Ecology*.

Fator de impacto 3.356.

Souza, U. A., Webster, A., Dall'Agnol, B., Morel, A. P., Peters, F. B., Favarini, M. O., Mazim, F. D., Soares, J., Tirelli, F. P., Tortato, M. A., de Lemos, E., Trigo, T. C., Soares, J. F., & Reck, J. (2021). Molecular and Serological Survey of the Cat-Scratch Disease Agent (*Bartonella henselae*) in Free-Ranging *Leopardus geoffroyi* and *Leopardus wiedii* (Carnivora: Felidae) From Pampa Biome, Brazil. *Microbial ecology*, 81(2), 483–492. <https://doi.org/10.1007/s00248-020-01601-x>

6 CAPÍTULO 2 (ARTIGO CIENTÍFICO 2)

Ticks, mites, fleas, and vector-borne pathogens in free-ranging Neotropical wild felids from southern Brazil

Neste capítulo apresentamos o resultado da pesquisa de ectoparasitos (Carrapatos, Ácaros e Pulgas) e patógenos transmitidos por vetores em felídeos silvestres neotropicais de vida livre do sul do Brasil.

Artigo científico publicado no periódico *Ticks and Tick-borne Diseases*.

Fator de impacto 2.749

Souza, U. A., Webster, A., Dall'Agnol, B., Peters, F. B., Favarini, M. O., Schott, D., Zitelli, L. C., Mazim, F. D., Kasper, C. B., Ott, R., Trigo, T. C., Reck, J., & Soares, J. F. (2021). Ticks, mites, fleas, and vector-borne pathogens in free-ranging neotropical wild felids from southern Brazil. *Ticks and tick-borne diseases*, 12(4), 101706. Advance online publication. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2021.101706>

7 CAPÍTULO 3 (ARTIGO CIENTÍFICO 3)

Infecção natural por hemoplasmas em gato-do-mato-grande (*Leopardus geoffroyi*) e gato-maracajá (*Leopardus wiedii*) de vida livre no sul do Brasil

Neste capítulo apresentamos o resultado da pesquisa molecular de *Mycoplasma* spp. em duas espécies de felídeos neotropicais (*Leopardus geoffroyi* e *Leopardus wiedii*) de vida livre do Rio Grande do Sul, Brasil.

A ser submetido para: Comparative Immunology, Microbiology & Infectious Diseases

8 CONCLUSÕES GERAIS

- Foi encontrada a circulação de *Bartonella henselae* em *L. geoffroyi* e *L. wiedii* de vida livre no Rio Grande do Sul.
- Foi detectado a presença de DNA de *Rickettsia parkeri* e *Rickettsia asembonensis* em carrapatos e pulgas que parasitavam os felídeos, sugerindo um ciclo enzoótico envolvendo *Rickettsia* – Felidae.
- Foi encontrada a presença de DNA de *Mycoplasma haemofelis* (Mhf), “*Candidatus Mycoplasma haemominutum*” (CMhm) e “*Candidatus Mycoplasma turicensis*” (CMt) em *L. geoffroyi* e *L. wiedii* de vida livre no Rio Grande do Sul.
- Foi encontrada a presença de DNA de *Bartonella clarridgeiae* e *Bartonella* spp. em pulgas que parasitavam os felídeos, sugerindo um ciclo enzoótico envolvendo *Bartonella* – Siphonaptera – Felidae.
- Registra-se a ocorrência de parasitismo por carrapatos das espécies *A. aureolatum*, *A. longirostre*, *A. dubitatum* e *R.(B.) microplus* em felídeos neotropicais de vida livre no Rio Grande do Sul.
- Registra-se a ocorrência de parasitismo por pulgas das espécies *Ctenocephalides felis*, *Xenopsylla cheopis* e *Pulex irritans* em felídeos neotropicais de vida livre no Rio Grande do Sul.
- Registra-se pela primeira vez o parasitismo por ácaro do gênero *Eutrombicula* em felídeos neotropicais de vida livre na América do Sul.
- *Bartonella* spp. e *Rickettsia* spp. são associadas pela primeira vez a pulgas que parasitam felídeos neotropicais no Rio Grande do Sul.
- *Rickettsia parkeri* é associada pela primeira vez a carrapatos parasitando felídeos neotropicais no Brasil.
- Constatou-se que *A. aureolatum* é o carrapato mais abundante nos felídeos estudados.

9 REFERÊNCIAS

- AGUIRRE, A. A. *et al.* Conservation medicine. **Oxford University Press**, 2002.
- AGUIRRE, A. A. Wild canids as sentinels of ecological health: a conservation medicine perspective. **Parasites & Vectors**, Basel, v. 2, p. 1-8, mar. 2009.
- AGUIRRE, A. A.; TABOR, G. M. Global Factors Driving Emerging Infectious Diseases. **Annals of the New York Academy of Sciences**, New York, v. 1149, n. 1, p. 1–3. 2008.
- ANDRÉ, M. R. *et al.* Arthropod-borne pathogens circulating in free-roaming domestic cats in a zoo environment in Brazil. **Ticks and Tick-Borne Diseases**, v. 5, p. 545-551, sep. 2014.
- ANDRÉ, M. R. *et al.* Hemoplasmas in wild canids and felids in Brazil. **Journal Zoo Wildlife Medicine**, v. 42, p. 342-347, jun. 2011.
- ANDRÉ, M. R. *et al.* Genetic diversity of *Bartonella* spp. in vampire bats from Brazil. **Transboundary and Emerging Diseases**, v. 66, p. 2329–2341, 2019.
- ANTUNES, G. M. **Diversidade e potencial zoonótico de parasitos de *Didelphis albiventris* Lund, 1841 (Marsupialia: Didelphidae)**. Tese de doutorado, Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias, Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS), Brasil. 2005.
- APANASKEVICH, D. *et al.* Description of a new species of *Dermacentor* Koch, 1844 (Acari: Ixodidae) from Laos and Thailand. **Systematic Parasitology**, v. 96, p. 475–484, 2019.
- BAI, Y. *et al.* *Bartonella rochalimae* and *B. vinsonii* subsp *berkhoffii* in wild carnivores from Colorado, USA. **Journal Wildlife Diseases**, v. 52, p. 844–849, 2016.
- BARROS-BATTESTI, D. M.; ARZUA, M.; BECHARA, G. H. **Carrapatos de importância médico-veterinária da Região Neotropical: Um guia ilustrado para identificação de espécies**. São Paulo, Vox/ICTTD-3/Butantan, 2006.
- BASSINI-SILVA, R. *et al.* A new species of the genus *Eutrombicula* Ewing, 1938 (Trombidiformes: Trombiculidae) and new records for the species *Eutrombicula batatas* (Linnaeus, 1758) in Brazil. **Acarologia**, v. 58, p. 976–986, 2018.
- BASSINI-SILVA, R. *et al.* *Blankaartia sinnamaryi* (Trombidiformes: Trombiculidae) parasitizing birds in southeastern Brazil, with notes on *Rickettsia* detection. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 27, p. 354-362, jul. 2018.
- BASSINI-SILVA, R. *et al.* *Eutrombicula tinami* (Oudemans, 1910) (Trombidiformes: Trombiculidae) in Brazil: a neglected ectoparasite of several animals including humans. **Acarologia**, v. 59, p. 412–423, 2019.
- BEUGNET, F.; MARIE, J. Emerging arthropod-borne diseases of companion animals in Europe. **Veterinary Parasitology**, v. 163, p. 298–305, 2009.

BILLETER, S. A. *et al.* Vector transmission of *Bartonella* species with emphasis on the potential for tick transmission. **Medical Veterinary Entomology**, v. 22, p. 1–15, 2008a.

BILLETER, S. A. *et al.* Detection of two *Bartonella tamiiae*-like sequences in *Amblyomma americanum* (Acari: Ixodidae) using 16S–23S intergenic spacer region-specific primers. **Journal Medical Entomology**, v. 45, p. 176–179, 2008b.

BEVINS, S. N. *et al.* Three pathogens in sympatric populations of pumas, bobcats, and domestic cats: implications for infectious disease transmission. **PLoS ONE**, v. 7, 2012.

BITAM, I. *et al.* Fleas and flea-borne diseases. **International Journal of Infection Diseases**, v. 14, p. 667–676, 2010.

BONATO, L. *et al.* Occurrence and molecular characterization of *Bartonella* spp. and hemoplasmas in neotropical primates from Brazilian Amazon. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 42, p. 15-20, 2015.

BORTOLI, C. P. de. *et al.* Detection of hemoplasma and *Bartonella* species and co-infection with retroviruses in cats subjected to a spaying/neutering program in Jaboticabal, SP, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 21. n.3, 219-223, 2012.

BRASIL. 2014. Portaria MMA/ICMBio nº 32, 27 de Março de 2014a. Diário Oficial da União. <[https:// www.icmbio.gov.br/portal/images/stories/docs-pan/pan-pequenos-felinos/1-ciclo/pan-pequenos-felinosportaria-aprovacao.pdf](https://www.icmbio.gov.br/portal/images/stories/docs-pan/pan-pequenos-felinos/1-ciclo/pan-pequenos-felinosportaria-aprovacao.pdf)>.

BREITSCHWERDT, E. B. Bartonellosis, One Health and all creatures great and small. **Veterinary Dermatology**, v. 28, p. 96–e21, 2017.

BREITSCHWERDT, E. B. *et al.* Bartonellosis: An emerging infectious disease of zoonotic importance to animals and human beings. **Journal of Veterinary Emergency and Critical Care**, v. 20, n. 1), p. 8-30, 2010.

BREITSCHWERDT, E. B.; KORDICK, D. L. *Bartonella* infection in animals: Carriership, reservoir potential, pathogenicity, and zoonotic potential for human infection. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 13, n. 3, p. 428–438, 2000.

BRENNAN, J. M.; JONES, E. K. Chiggers of Peru (Acarina: Trombiculidae). **Acarologia**, v. 3, n. 2, p. 172-205, 1961.

BRENNAN, J. M.; REED, J. T. A list of Venezuela chiggers, particularly of small mammalian hosts (Acarina: Trombiculidae). Brigh. Young Univ. **Science Bulletin**, v. 20, p. 45–75, 1975.

CDC - Centres for Disease Control and Prevention. Addressing emerging infectious disease threats: a prevention strategy for the United States. Atlanta: **CDC**; 1994.

CHANG, C. C. *et al.* Coyotes (*Canis latrans*) as the reservoir for a human pathogenic *Bartonella* sp.: molecular epidemiology of *Bartonella vinsonii* subsp. *berkhoffii* infection

in coyotes from central coastal California. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 38, n. 11, p. 4193-4200, nov. 2000.

CHOI, E. M. *et al.* Molecular detection of various rickettsiae in mites (acari: trombiculidae) in southern Jeolla Province, Korea. **Microbiology Immunology**, v. 51, n. 3, p. 307-312, 2007.

CHOMEL, B. B. *et al.* Clinical impact of persistent *Bartonella* bacteremia in humans and animals. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 990, p. 267-278, 2003.

CHOMEL, B. B. *et al.* *Bartonella* spp. in pets and effect on human health. **Emerging Infectious Diseases**, v 12, p. 389-394, 2006.

CHOMEL, B. B. *et al.* Ecological fitness and strategies of adaptation of *Bartonella* species to their hosts and vectors. **Veterinary Research**, v. 40, n. 2, p. 29, 2009.

CHOMEL, B. B. *et al.* Seroprevalence of *Bartonella* infection in American free-ranging and captive pumas (*Felis concolor*) and bobcats (*Lynx rufus*). **Veterinary Research**, v. 35, p. 233-241, 2004.

CHOMEL, B. B.; KASTEN, R. W. Bartonellosis, an increasingly recognized zoonosis. **Journal of Applied Microbiology**, v. 109, n. 3, p.743-50, sep. 2010.

CHOMEL, B. B. *et al.* Isolation of *Bartonella henselae* and two new *Bartonella* subspecies, *Bartonella koehlerae* subspecies *boulouisii* subsp. nov and *Bartonella koehlerae* subspecies *bothieri* subsp nov from free-ranging Californian mountain lions and bobcats. PLoS ONE, v. 11, n. 3 e0148299, mar. 2016.

CUNNINGHAM, A. A.; DASZAK, P.; WOOD, J. L. N. One Health, emerging infectious diseases and wildlife: two decades of progress? **Philosophical Transactions of the Royal Society B**, v. 372, n. 20, p. 160-167, 2017

COUSANDIER, G. *et al.* First record of *Eutrombicula tinami* (Oudemans, 1910) (Trombidiformes: Trombiculidae) parasitizing a cat in Brazil. **Parasitology Research**, v. 120, n. 1, p. 337-339, 2021.

CURI, N. H. *et al.* Wild canids, domestic dogs and their pathogens in Southeast Brazil: disease threats for canid conservation. **Biodiversity and Conservation**, v. 19, n. 12, p. 3513-3524, 2010.

DALL'AGNOL, B. *et al.* "Candidatus Rickettsia asemboensis" in *Rhipicephalus sanguineus* ticks, Brazil. **Acta Tropica**, v. 167, p. 18-20, 2017.

DALL'AGNOL, B. *et al.* *Rickettsia parkeri* in free-ranging wild canids from Brazilian Pampa. **Transboundary and Emerging Diseases**, v. 65, n. 2, p. 224-230, 2018.

DANTAS-TORRES, F. *et al.* Ticks (Ixodida: Argasidae, Ixodidae) of Brazil: updated species checklist and taxonomic keys. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 10, n. 6, p. 101-252, 2019.

DANTAS-TORRES, F. Species concepts: What about ticks? **Trends Parasitology**, v. 34, p. 1017–1026, 2018.

DANTAS-TORRES, F.; CHOMEL, B. B.; OTRANTO, D. Ticks and tick-borne diseases: One Health perspective. **Trends Parasitology**, v. 28, n. 10, p. 437-446, oct. 2012.

DASZAK, P. *et al.* Conservation Medicine and a New Agenda for Emerging Diseases. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 11, p. 1-11, 2004.

DE SOUSA, K. C. M. *et al.* Genetic Diversity of *Bartonella* spp. in Wild Mammals and Ectoparasites in Brazilian Pantanal. **Microbial ecology**, v. 76, n. 2, p. 544-554, 2018.

Decreto Nº 51.797, 8 de setembro de 2014. Declara as espécies da fauna silvestre ameaçadas de extinção no estado do Rio Grande do Sul. **Governo do Estado do Rio Grande do Sul**. 2014.

DINIZ, P. P. *et al.* Risk Factors for *Bartonella* species Infection in Blood Donors from Southeast Brazil. **Plos Neglected Tropical Diseases**, v. 10, n. 3, mar. 2016.

DU, C. H. *et al.* Description of *Haemaphysalis* (*Alloceraea*) *koloninisp.* nov., a new species in subgenus *Alloceraea* Schulze (Ixodidae: *Haemaphysalis*) in China. **Acta Parasitologica**, v. 63, p. 678–691, 2018.

ELSMO, E. J. *et al.* Necrotizing interstitial pneumonia and suppurative myocarditis associated with *Bartonella henselae* infection in three Florida pumas. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, p. 30, n. 5, v. 728-732, 2018.

EYER-SILVA, W. A. *et al.* An unusual case of bacillary angiomatosis in the oral cavity of an AIDS patient who had no concomitant tegumentary lesions—case report and review. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 59, 2017.

EREMEEVA, M. E. *et al.* Bacteremia, fever, and splenomegaly caused by a newly recognized *Bartonella* species. **New England Journal of Medicine**, v. 356, n. 23, p. 2381-2387, jun. 2007.

EVANS, D. E.; MARTINS, J. R.; GUGLIELMONE, A. A. A Review of the Ticks (Acari, Ixodida) of Brazil, Their Hosts and Geographic Distribution - 1. The State of Rio Grande do Sul, Southern Brazil. **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 95, n. 4, p. 453-470, 2000.

FACCINI, J. L. H. *et al.*, Tick-borne rickettsioses in Brazil: what lessons can be learned from the COVID-19 pandemic. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 29, n. 3, 2020.

FACCINI, J. L. H. *et al.* Trombiculiasis in domestic goats and humans in the state of Maranhão, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 26, n. 1, p. 104-109, 2017.

FACCINI-MARTÍNEZ, Á. A. *et al.* Syndromic classification of rickettsioses: an approach for clinical practice. **International Journal of Infectious Diseases**, v. 28, p.

126-139, 2014.

FELDER, K. M. *et al.* Hemotrophic mycoplasmas induce programmed cell death in red blood cells. **Cellular Physiology and Biochemistry**, v. 27, n. 5, p. 557-564, 2011.

FILHO, N. A. C. *et al.* Registro de *Rotshildopsylla noctilionis* (Siphonaptera: Ischinopsyllidae) parasitando *Tadarida brasiliensis* (Chiroptera: Molossidae) no Brasil. In: **Salão de Iniciação Científica**, Porto Alegre, RS. 2002.

FILONI, C. *et al.* Surveillance using serological and molecular methods for the detection of infectious agents in captive Brazilian neotropical and exotic felids. **Journal of Veterinary Diagnostic Investigation**, v. 24, n. 1, p. 166-73, jan. 2012.

FILONI, C. *et al.* First evidence of feline herpesvirus, calicivirus, parvovirus, and *Ehrlichia* exposure in Brazilian free-ranging felids. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 42, n. 2, p. 470-477, 2006.

FOLEY, J. E. *et al.* Molecular, clinical, and pathologic comparison of two distinct strains of *Haemobartonella felis* in domestic cats. **American Journal of Veterinary Research**, v. 59, p. 1581-1588, 1998.

FOURNIER, P. E.; RAOULT, D. Bacteriology, Taxonomy and Phylogeny of *Rickettsia*. In: RAOULT, D.; PAROLA, P. **Rickettsial diseases**. New York: Healthcare, 2009.

FOURNIER, P. E.; RAOULT, D. Tick-Borne Spotted Fever Rickettsioses. In **Hunter's Tropical Medicine and Emerging Infectious Diseases**, p. 587-593, 2020.

FU, Y. *et al.* Identification of a novel Hemoplasma species from pigs in Zhejiang province, China. **Journal of Veterinary Medical Science**, v. 79, n. 5, p. 864-870. 2017.

FURTADO, M. M. *et al.* First detection of feline hemoplasmas in free-ranging jaguars (*Panthera onca*). **Veterinary Microbiology**, v. 214, p. 75-80, feb. 2018.

GILLESPIE, J. J. *et al.* Plasmids and rickettsial evolution: insight from *Rickettsia felis*. **PLoS One**, v. 2, n. 3, p. 266, 2007.

GAZINEO, J. L. D. *et al.* Angiomatose bacilar: descrição de 13 casos relatados em cinco centros de referência para tratamento de AIDS no Rio de Janeiro, Brasil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 43, n. 1, p. 01-06, 2001.

GERRIKAGOITIA, X. *et al.* Presence of *Bartonella* species in wild carnivores of northern Spain. **Applied Environmental Microbiology**, v. 78, p. 885-888, 2012.

GIRARD, Y. A. *et al.* Zoonotic vector-borne bacterial pathogens in California mountain lions (*Puma concolor*), 1987-2010. **Vector Borne Zoonotic Diseases**, v. 12, p. 913-921, 2012.

GIROTTO, A. *et al.* Molecular detection and occurrence of “*Candidatus* Mycoplasma haemobos” in dairy cattle of Southern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 21, p. 342-344, 2012.

GOODRICH, J. M. *et al.* Infectious diseases of Amur tigers and Far Eastern leopards. **Diseases and parasites of wildlife in Siberia and the Russian Far East**, Vladivostok: Dalnauka, p. 19-26, 2012.

GÓMEZ, M. S.; BLASCO-ZUMETA, J. Pulgas (Insecta: Siphonaptera) colectadas en Los Monegros (Zaragoza). **Revista Aragonesa de Entomología**. v. 9, p. 85-89, 2001.

GONÇALVES, L. R. *et al.* Association of *Bartonella* Species with Wild and Synanthropic Rodents in Different Brazilian Biomes. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 21, p. 7154-7164, nov. 2016.

GRAIPEL, M. E. *et al.* The role of melanism in ocellus on the temporal segregation of nocturnal activity. **Brazilian Journal of Biology**, v. 74, p. 142–145, 2014.

GROEBEL, K. *et al.* *Mycoplasma suis* invades porcine erythrocytes. **Infection and Immunity**, v. 77, p. 576-584, 2009.

GUIMARÃES, A. *et al.* *Mycoplasma haemofelis* and *Mycoplasma haemominutum* coinfection in a domestic cat (*Felis catus*) in Brazil. **Vet. Clin. Path**, v. 34, p. 286, 2005.

GUIMARÃES, A. M. S. *et al.* Detection of *Bartonella* spp. in neotropical felids and evaluation of risk factors and hematological abnormalities associated with infection. **Veterinary Microbiology**, v. 142, p. 346-351, 2010.

HAYDON, D. T. *et al.* Identifying reservoirs of infection: a conceptual and practical challenge. **Emerging Infectious Diseases**, v. 8, p. 1468-1473, 2002.

HENN, J. B. *et al.* *Bartonella rochalimae* in raccoons, coyotes, and red foxes. **Emerging Infectious Diseases**, v. 15(12), p. 1984-1987, dez. 2009.

HENN, J. B. *et al.* Gray foxes (*Urocyon cinereoargenteus*) as a potential reservoir of a *Bartonella clarridgeiae*-like bacterium and domestic dogs as part of a sentinel system for surveillance of zoonotic arthropod-borne pathogens in northern California. **Journal Clinical Microbiology**, v. 45, n. 8, p. 2411-2418, aug. 2007.

HORA, A.S. Micoplasmas hemotrópicos como potenciais agentes causadores de anemia em felinos domésticos. Tese de Doutorado, **Universidade de São Paulo**, 2008.

HOSKINS, J. D.; CUPP, E. W. Ticks of veterinary importance. Part I. The ixodidae family: identification, behavior and associated diseases. *Comp. Cont. Educ. Practice Veterinary*. v. 10, n. 5, p. 564-580, 1988.

HUANG, K. *et al.* Molecular Detection of *Bartonella* spp. in China and St. Kitts. **Canadian Journal of Infectious Diseases and Medical Microbiology**, 2019.

IKEDA, P. *et al.* Evidence and molecular characterization of *Bartonella* spp. and hemoplasmas in neotropical bats in Brazil. **Epidemiology and Infection**, v. 15, p. 1-15, may. 2017.

IKEDA, P. *et al.* Intra- and Inter-Host Assessment of *Bartonella* Diversity with Focus on Non-Hematophagous Bats and Associated Ectoparasites from Brazil. **Microorganisms** v. 8, n. 11, p. 18 - 22, nov. 2020.

Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção: Volume II - Mamíferos. *In:* Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade. (Org.). Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção. **Brasília:ICMBO**, p. 622. 2018

JACINAVICIUS, F. C. **Chigger mites (Trombidiformes: Trombiculidae) of small mammals from Brazil: morphological studies and investigation of the presence of pathogens.** Tese de doutorado. Universidade de São Paulo. 2019.

JACINAVICIUS, F. C. *et al.* A checklist of chiggers from Brazil, including new records (Acari: Trombidiformes: Trombiculidae and Leeuwenhoekiidae). **Zookeys**, v. 14, p. 1-41, mar. 2018.

JACINAVICIUS, F. C. *et al.* New species of chiggers (Trombidiformes: Trombiculidae and Leeuwenhoekiidae) from the conservation unit parque nacional da serra das confusões, Brazil. **Journal of Medical Entomology**, v. 58, n. 1, p. 286-297, 2021.

JACOMO, V.; KELLY, P. J.; RAOULT, D. Natural history of *Bartonella* infections (an exception to Koch's postulate). Review. **Clinical and Diagnostic Laboratory Immunology**, v. 9, n. 1, p. 8-18. jan. 2002.

JANSEN, A. M.; ROQUE, A. L. R. Domestic and Wild Mammalian Reservoirs. *In:* Telleria, J., Tibyarenc, M. (Eds.), American Trypanosomiasis – Chagas Disease. **Elsevier, London**, 2010.

JORGE, R. S. *et al.* Ocorrência de patógenos em carnívoros selvagens brasileiros e suas implicações para a conservação e saúde pública. **Oecologia Australis**, v. 14, n. 3, p. 686-710, 2010.

KAISER, P. O. *et al.* *Bartonella* spp.: Throwing light on uncommon human infections. **International Journal of Medical Microbiology**, v. 301, p. 7-15. 2011.

KAMPEN, H. *et al.* Substantial rise in the prevalence of Lyme borreliosis spirochetes in a region of western Germany over a 10-year period. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 70, n. 3, p. 1576-1582, mar. 2004.

KAPLAN, B.; KAHN, L. H.; MONATH, T. P. The brewing storm. **Veterinaria Italiana**, v. 45, n. 1, p. 9-18, 2009.

KELLY, P. J. *et al.* *Bartonella henselae* isolated from cats in Zimbabwe. **Lancet**, v. 351, p. 1706, 1998.

KITCHENER, A. C. *et al.* A revised taxonomy of the Felidae: The final report of the Cat Classification Task Force of the IUCN Cat Specialist Group. **Cat News**, 2017.

KISSUI, B. M.; PACKER, C. Top-down population regulation of a top predator: lions in the Ngorongoro Crater. **Proceedings of the Royal Society of London. Series B: Biological Sciences**, v. 271, n. 1550, p. 1867-1874, 2004.

KOSOY, M.; GOODRICH, I. Comparative Ecology of *Bartonella* and *Brucella* Infections in Wild Carnivores. **Frontiers in veterinary science**, v. 5, p. 322, jan. 2019.

KRASNOV, B. R. **Functional and evolutionary ecology of fleas: a model for ecological parasitology**. Cambridge, Cambridge University Press, 2008.

KRAWCZAK, F. S. *et al.* Ecology of a tick-borne spotted fever in southern Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v. 69, n. 5, 2016.

KRAWCZAK, F.S. *et al.* *Amblyomma yucumense* n. sp. (Acari: Ixodidae), a parasite of wild mammals in southern Brazil. **Journal of Medical Entomology**, v. 52, n. 1, p. 28-37, 2015.

KWAK, M. L.; MADDEN, C.; WICKER, L. *Ixodes heathi* n. sp. (Acari: ixodidae), a co-endangered tick from the critically endangered mountain pygmy possum (*Burramys parvus*), with notes on its biology and conservation. **Experimental and Applied Acarology**, v. 76, p. 413-419, 2018.

LABRUNA, M. B. *et al.* Ticks (Acari: Ixodida) on wild carnivores in Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v. 36, p. 149-63, 2005.

LABRUNA, M. B. *et al.* Synonymy of *Ixodes aragaoi* with *Ixodes fuscipes*, and reinstatement of *Ixodes spinosus* (Acari: Ixodidae). **Ticks and tick-borne diseases**, v. 11, n. 2, 2020.

LABUDA, M.; NUTTALL, P. A. Tick-borne viruses. **Parasitology**, v. 129, p. 221-245, 2004.

LE JONCOUR, A. *et al.* Hemophagocytic Lymphohistiocytosis Associated With *Bartonella henselae* Infection in an HIV-Infected Patient. **Clinical infectious diseases: an official publication of the Infectious Diseases Society of America**, v. 62, n. 6, p. 804-806, 2016.

LINARDI, P. M. Checklist dos Siphonaptera do Estado do Mato Grosso do Sul. **Iheringia, Série Zoologia**, p. 107, 2017.

LINARDI, P. M. *et al.* *Polygenis* (*Polygenis*) *platensis* (Jordan & Rothschild) (Siphonaptera: Rhopalopsyllidae: Rhopalopsyllinae), um novo registro no Brasil. **Neotropical Entomology**. v. 34, p. 837-841, 2005.

LINARDI, P. M.; GUIMARÃES, L. R. **Sifonápteros do Brasil**. São Paulo, Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, Fundação de Amparo à Pesquisa no Estado de São Paulo, p. 291, 2000.

LOAN, H. K. *et al.* *Bartonella* species and trombiculid mites of rats from the Mekong Delta of Vietnam. **Vector Borne Zoonotic Diseases**, v. 15, n. 1, p. 40-47, jan. 2015.

LUNA, E. J. A. A. Emergência das doenças emergentes e as doenças infecciosas emergentes e reemergentes no Brasil. **Revista Brasileira de Epidemiologia**, v. 5, p. 229-243, 2002.

LUZ, H. R. *et al.* Epidemiology of capybara-associated Brazilian spotted fever. **PLOS Neglected Tropical Diseases**, v. 13, n. 9, sep. 2019.

MACIEIRA, D. B. *et al.* Prevalence and risk factors for hemoplasmas in domestic cats naturally infected with feline immunodeficiency virus and/or feline leukemia virus in Rio de Janeiro - Brazil. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v. 10, n. 2, p. 120-129, 2008.

MALHEIROS, J *et al.* Identification of vector-borne pathogens in dogs and cats from Southern Brazil. **Ticks and tick-borne diseases** v. 7, p. 5, 2016.

MAGGI, R. G. *et al.* “*Candidatus* Mycoplasma haemomacaque” and *Bartonella quintana* bacteremia in Cynomolgus Monkeys. **Journal of clinical microbiology**, v. 51, n. 5, p. 1408-1411, 2013.

MÁRQUEZ, F. J. *et al.* Detection and identification of *Bartonella* sp. in fleas from carnivorous mammals in Andalusia, Spain. **Medical Veterinary Entomology**, v. 23, p. 393–398. 2009.

MARTINS, J. R. *et al.* *Amblyomma aureolatum* (Acari: Ixodidae) parasitizing margay (*Leopardus wiedii*) in Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 19, n. 3, p. 189-191, 2010.

MESSICK, J. B. *et al.* Parasites from a naturally infected opossum (*Didelphis virginiana*), alpaca (*Lama pacos*) and dog (*Canis familiaris*): phylogenetic and secondary structural’, **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 52, p. 693-698, 2002.

MESSICK, J. B. Hemotrophic mycoplasmas (hemoplasmas): a review and new insights into pathogenic potential.’, **Veterinary clinical pathology / American Society for Veterinary Clinical Pathology**, v. 33, n. 1, p. 2-13, 2004.

MESSICK, J. B. *et al.* Development and evaluation of a PCR-based assay for detection of *Haemobartonella felis* in cats and differentiation of *H. felis* from related bacteria by restriction fragment length polymorphism analysis. **Journal Clinical Microbiology**, v. 36, n. 2, p. 462-466, fev. 1998.

MINNICK, M. F.; BATTISTI, J. M. Pestilence, persistence and pathogenicity: infection strategies of *Bartonella*. **Future Microbiology**, v.4, p. 743-758, 2009.

MOHAMMADIAN, M.; BUTT, S. Endocarditis caused by *Bartonella Quintana*, a rare case in the United States. **IDCases**, v. 17, p. 533, 2019.

MOLIA, S. *et al.* Prevalence of *Bartonella* infection in wild African lions (*Panthera leo*) and cheetahs (*Acinonyx jubatus*). **Veterinary Microbiology**, v. 100, p. 31-41, 2004.

MOLIA, S. *et al.* Isolation of *Bartonella henselae*, *Bartonella koehlerae* subsp. *koehlerae*, *Bartonella koehlerae* subsp. *bothieri* and a new subspecies of *B. koehlerae* from free-ranging lions (*Panthera leo*) from South Africa, cheetahs (*Acinonyx jubatus*) from Namibia and captive cheetahs from California. **Epidemiology and Infection**, v. 144, p. 3237-3243, 2016.

MORICK, D. *et al.* *Bartonella* genotypes in fleas (Insecta: Siphonaptera) collected from rodents in the Negev Desert, Israel. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 84, n. 9, p. 68654-6869, 2010.

MORSE, S. S. Factors in the Emergence of Infectious Diseases. **Emerging Infectious Diseases**, v. 1, n. 1, p. 7-15, 1995.

MULLEN, G. R.; OCONNOR, B. M. Mites. **Medical and veterinary entomology**, 2nd ed. Academic Press, London, United Kingdom, p. 423-482, 2009.

MÜLLER, G. *et al.* Registro de sifonápteros em *Didelphis albiventris* (gambá-de-orelha-branca) no Rio Grande do Sul, Brasil. In: **Anais do XIV Congresso Brasileiro de Parasitologia Veterinária**, Ribeirão Preto, SP. 2006.

MÜLLER, G. *et al.* Occurrence of *Craneopsylla minerva minerva* (Rothschild, 1903) (Siphonaptera, Stephanocircidae) from *Didelphis albiventris* in the state of Rio Grande do Sul, Brazil. **Arquivo do Instituto Biológico**, v. 69, n. 4, p. 107-108, 2002.

MUNSON, L. *et al.* Climate extremes promote fatal co-infections during canine distemper epidemics in African lions. **Plos One**, v. 25, p. 2545, jun. 2008.

MURRAY, D. L. *et al.* Infectious disease and the conservation of free-ranging large carnivores. **Animal Conservation**. Cambridge University Press, p. 241-254, 1999.

NASCIMENTO, F. O.; CHENG, J.; FEIJÓ, A. Taxonomic revision of the pampas cat *Leopardus colocola* complex (Carnivora: Felidae): an integrative approach complex (Carnivora: felidae): an integrative approach. **Zoological Journal of the Linnean Society**, p. 1-37, 2020.

NASCIMENTO, F. O.; FEIJÓ, A. Taxonomic revision of The Tigrina Taxonomic revision of the Tigrina *Leopardus tigrinus* (schreber, 1775) species group (carnivora, felidae). **Papéis Avulsos de Zoologia**, v. 57, p. 231-264, 2017.

NAVA, S.; VENZAL, J. M.; GONZÁLEZ-ACUÑA, D.; MARTINS, T. F.; GUGLIELMONE, A. A. **Ticks of the Southern Cone of America: Diagnosis, Distribution, and Hosts with Taxonomy, Ecology and Sanitary Importance**. Academic Press, 2017, 372 p.

NEIMARK, H. *et al.* Proposal to transfer some members of the genera *Haemobartonella* and *Eperythrozoon* to the genus *Mycoplasma* with descriptions of 'Candidatus Mycoplasma haemofelis', 'Candidatus Mycoplasma haemomuris', 'Candidatus Mycoplasma haemosuis' and 'Candidatus Mycoplasma wenyonii', **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 51, n. 3, p. 891-899, 2001.

NEIMARK, H. *et al.* Phylogenetic analysis and description of *Eperythrozoon coccoides*, proposal to transfer to the genus *Mycoplasma* as *Mycoplasma coccoides* comb. nov. and Request for an Opinion. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 55, p. 1385-1391, mai. 2005.

NIERI-BASTOS, F. A. *et al.* Phylogenetic Evidence for the Existence of Multiple Strains of *Rickettsia parkeri* in the New World. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 84, n. 8, p. 2872-17, 2018.

NOWELL, K.; JACKSON, P. eds. **Wild cats: status survey and conservation action plan**. v. 382. Gland: IUCN, 1996.

OLIVEIRA, T. G. **Neotropical cats: ecology and conservation**. São Luís EDUFMA. 1994.

ONOFRIO, V, C. *et al.* Description of a new species of Ixodes (Acari: Ixodidae) and first report of *Ixodes lasallei* and *Ixodes bocatorensis* in Brazil. **Ticks and tick-borne diseases**, v. 11, n. 4, 2020.

PADDOCK, C. D. *et al.* *Rickettsia parkeri*: a newly recognized cause of spotted fever rickettsiosis in the United States. **Clinical Infectious Diseases**, v. 38, n. 6, p. 805-811, mar. 2004.

PAROLA, P. *et al.* Update on tick-borne rickettsioses around the world: a geographic approach. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 26, n. 4, p. 657-702, 2013.

PAROLA, P. Tick-borne rickettsial diseases: Emerging risks in Europe. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 27, n. 5, p. 297-304, 2004.

PAROLA, P.; DAVOUST, B.; RAOULT, D. Tick and flea borne rickettsial emerging zoonoses. **Veterinary Research**, v. 36, p. 469-492, 2005.

PEÑALVER, E. *et al.* Parasitised feathered dinosaurs as revealed by Cretaceous amber assemblages. **Nature Communication**, v. 8(1), p. 1924, 2017.

PACKER, C. S. *et al.* 1999. Viruses of the Serengeti: patterns of infection and mortality in African lions. **Journal of Animal Ecology**, v. 68, p. 1161-1178, 1999.

PENZHORN, B. L. Babesiosis of wild carnivores and ungulates. **Veterinary Parasitology**, v. 138, p. 11-21, 2006.

PETERS, F. B. *et al.* Caça preventiva ou retaliativa de felinos por humanos no extremo sul do Brasil. p. 311-325. In: CASTAÑO-URIBE, C.; LASSO, C.A.; HOOGESTEIJN, R.; DIAZ-PULIDO, A.; PAYÁN, E. (Eds). II. **Conflictos entre felinos Y Humanos em América Latina. Serie Editorial Fauna Silvestre Neotropical**. Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander von Humboldt (IAvH), Bogotá, D.C., Colombia. 2016, 489 p.

PIMENTEL, D. *et al.* Ecology of increasing diseases: population growth and environmental degradation. **Human Ecology**, v. 35, p. 653-668, 2007.

PIOTROWSKI, M.; RYMASZEWSKA, A. Expansion of Tick-Borne Rickettsioses in the World. **Microorganisms**, v. 8, n. 12, p. 1906, 2020.

PITASSI, L. H. *et al.* *Bartonella* spp. Bacteremia in Blood Donors from Campinas, Brazil. **Plos Neglected Tropical Diseases**, v. 15, p. 9, jan. 2015.

PRETORIUS, A. M. *et al.* *Bartonella henselae* in African lion, South Africa. **Emerging Infectious Diseases**, v. 10, p. 2257-2258, 2004.

QUIGLEY, K. S. *et al.* Health evaluation of wild Siberian tigers (*Panthera tigris altaica*) and Amur leopards (*Panthera pardus orientalis*) in the Russian Far East. In **Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians**, Orlando, Florida, p. 179-182, sep. 2001

RAOULT, D.; ROUX, V. Rickettsiosis as paradigms of new or emerging infectious diseases. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 10, n. 4, p. 694-719, 1997.

RAR, V.; GOLOVLJOVA, I. *Anaplasma*, *Ehrlichia*, and “*Candidatus Neoehrlichia*” bacteria: pathogenicity, biodiversity, and molecular genetic characteristics, a review. **Infection, Genetics and Evolution**, v. 11, n. 8, p. 1842-1861, 2011.

RAVAGNAN, S. *et al.* Prevalence and molecular characterization of canine and feline hemotropic mycoplasmas (hemoplasmas) in northern Italy. **Parasites & Vectors**, v. 10, n. 1, p. 132, 2017.

RAY, J. C.; HUNTER, L.; ZIGOURIS, J. Setting conservation and research priorities for larger African carnivores (Vol. 24). New York: **Wildlife Conservation Society**. 2005.

RECK, J. *et al.* Atualização da ocorrência e distribuição de *Amblyomma* e parasitismo humano no rio grande do sul. **Anais do XVIII Congresso Brasileiro de Parasitologia Veterinária. Gramado. Brasil. 2014**

RECK, J. *et al.* Records of ticks on humans in Rio Grande do Sul state, Brazil. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 9, n. 5, 1296-1301, 2018.

REIS, N. R. *et al.* **Mamíferos do Brasil**. Editora Universidade Federal de Londrina, 2006, 437 p.

REY, L. **Bases da parasitologia médica**. 3ed. Rio de Janeiro, Guanabara Koogan. 2013, 391 p.

RIKIHISA, Y. *et al.* Western immunoblot analysis of *Haemobartonella muris* and comparison of 16S rRNA gene sequences of *H. muris*, *H. felis*, and *Eperythrozoon suis*. **Journal Clinical Microbiology**, v. 35, n. 4, p. 823-829, abr. 1997.

ROQUE, A. L. R.; JANSEN, A. M. Wild and synanthropic reservoirs of *Leishmania* species in the Americas. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, v. 3, n. 3, p. 251-262, 2014.

ROTSTEIN, D. S. *et al.* Prevalence of *Bartonella henselae* antibody in Florida panthers. **Journal Wildlife Diseases**, v. 36, p. 157-160, 2000.

SANGIONI, L. A. *et al.* Rickettsial infection in Cerro Largo, State of Rio Grande do Sul, Brazil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 63, n. 2, p. 511-514, 2011.

SANTIBÁÑEZ, P. A. *et al.* The role of chiggers as human pathogens. In: **Samie A. An overview of tropical diseases**. London, Intech, 2015, p. 173-202.

SANTOS, A. P. *et al.* Hemoplasma infection in HIV-positive patient, Brazil. **Emerging Infectious Diseases**, v. 14, n. 12, p. 1922-1924, 2008.

SANTOS, A. P. *et al.* Design, optimization, and application of a conventional PCR assay with an internal control for detection of '*Candidatus Mycoplasma turicensis*' 16S rDNA in domestic cats from Brazil. **Veterinary Clinical Pathology**, v. 38, n. 4, p. 443-452, 2009.

SANTOS, A. P. *et al.* Hemoplasma prevalence and hematological abnormalities associated with infection in three different cat populations from Southern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 23, n. 4, p. 428-434. oct-dec, 2015.

SASAKI, M. *et al.* molecular survey of *Mycoplasma haemocanis* in dogs and foxes in Aomori Prefecture, Japan, **Journal Protozoology Researcher**, v. 60, n. 18, p. 57-60, 2008.

SCHOTT, D. *et al.* Detection of *Bartonella* sp. and a novel spotted fever group *Rickettsia* sp. in Neotropical fleas of wild rodents (Cricetidae) from Southern Brazil. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 73, 2020.

SCHOTT, D. *et al.* Detection of *Rickettsia* spp. and *Bartonella* spp. in *Ctenocephalides felis* fleas from free-ranging crab-eating foxes (*Cerdocyon thous*). **Medical Veterinary Entomology**, v. 33, n. 4, p. 536-540, mar. 2019.

SENEVIRATNA, P. *et al.* Transmission of *Haemobartonella canis* by the dog tick *Rhipicephalus sanguineus*, **Research in Veterinary Science**, v. 14, n. 1, p. 112-114. 1973.

SERRA-FREIRE, N. M.; MELLO, R. P. **Entomologia & acarologia na medicina veterinária**. Rio de Janeiro, L.F. Livros. 2006, 199p.

SILVA, L. G. *et al.* Mapping wild cat road-kills in southern Brazil: baseline data for species conservation. **Cat News**, v. 61, p. 1-5, 2014.

SILVA, N. *et al.* Eschar-associated spotted fever rickettsiosis, Bahia, Brazil. **Emerging infectious diseases**, v. 17, n. 2, p. 275, 2011.

SINAN. Brasil. Ministério da Saúde (MS). Casos confirmados notificados de LV: MS; 2009. [acessado 2020 jun]. Disponível em: <http://www.saude.gov.br/sinan> SINAN, 2020.

SONENSHINE, D. E.; ROE, R. M. Overview. Ticks, people and animals. In: 2nd ed. Sonenshine DE, Roe RM, editors. **Tick biology**. Oxford: Oxford University Press, 2024, v. 1, p. 3-16.

SOUZA, U. *et al.* Detection of *Bartonella* sp. in deer louse flies (*Lipoptena mazamae*) on gray brocket deer (*Mazama gouazoubira*) in the neotropics. **Journal Zoo Wildlife Medicine**, v. 48, n. 2, p. 532-535, jun 2017.

SOUZA, U. *et al.* Molecular survey of *Rickettsia* spp. in the Neotropical deer tick *Haemaphysalis juxtakochi* from Brazilian Pampa. **Parasitology Research**, v. 117, p. 3293-3298, 2018.

SPOLIDORIO, M. G. *et al.* Novel spotted fever group rickettsiosis, Brazil. **Emerging Infectious Diseases**, v. 16, n. 3, p. 521-523, 2010.

STAGGEMEIER, R. *et al.* Prevalence of *Bartonella henselae* and *Bartonella clarridgeiae* in cats in the south of Brazil: a molecular study. **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 105, n. 7, p. 873-878, nov. 2010.

STEKOLNIKOV, A. A.; GONZÁLEZ-ACUÑA, D. A review of Chilean chiggers (Acari: Trombiculidae), with the description of a new genus and ten new species. *Zootaxa*, v. 3964, n. 1, p. 1-43, 2015.

SUKSAI, P. *et al.* Molecular study of feline hemoplasmas in free-ranging fishing cats (*Prionailurus viverrinus*) in Thailand. **Japanese Journal of Veterinary Research**, v. 64, n. 3, p. 205-213, 2016.

SZABÓ, M. P.; PINTER, A.; LABRUNA, M. B. Ecology, biology and distribution of spotted-fever tick vectors in Brazil. **Frontiers in Cellular and Infection Microbiology**, v. 12, p. 27, jul. 2013.

TATENO, M. *et al.* Molecular survey of arthropod-borne pathogens in ticks obtained from Japanese wildcats. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 6, p. 281-189, 2015.

TATENO, M. *et al.* Molecular epidemiologic survey of *Bartonella*, *Ehlichia*, and *Anaplasma* infections in Japanese Iriomote and Tsushima leopard cats. **Journal Wildlife Diseases**, v. 49, p. 646–652, 2013.

TAKAHASHI, M. *et al.* Mite vectors (Acari: Trombiculidae) of scrub typhus in a new endemic area in northern Kyoto, Japan. **Journal Medical Entomology**, v. 41, n. 1, p. 107-114, jan. 2004.

THOMPSON, R. C. A. Parasite zoonoses and wildlife: One health, spillover and human activity. **International Journal for Parasitology**, v. 43, p. 1079-1088, 2013.

THRALL, M. A. Anemia Regenerativa. In *Hematologia e Bioquímica Clínica Veterinária*. **ROCA**. p. 89-113, 2007.

TRIGO, T. C.; FONTOURA-RODRIGUES, M. L.; KASPER, C. B.; Carnívoros Continentais. 343-404 Pp. In: Weber MM, Roman C, Cáceres NC (Orgs.). **Mamíferos do Rio Grande do Sul**. Editora UFSM, Santa Maria, RS. 554p. 2013a.

TRIGO, T. C. *et al.* Molecular data reveal complex hybridization and a cryptic species of Neotropical wild cat. **Current Biology**, v. 23, p. 2528-2533, 2013b.

VALLE, S. F., *et al.* Identification, occurrence and clinical findings of canine hemoplasmas in southern Brazil, **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 37, n. 4, p. 259–265, 2014.

VAYSSIER-TAUSSAT, M.; LE RHUN, D.; BONNET, S.; COTTÉ, V. Insights in *Bartonella* host specificity. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 1166, p. 127-132, mai. 2009.

VARANAT, M. *et al.* Identification of *Bartonella henselae* in 2 cats with pyogranulomatous myocarditis and diaphragmatic myositis. **Veterinary pathology**, v. 49, p. 608–611, 2012.

VENZAL, J. M. *et al.* Description of *Ornithodoros montensis* n. sp. (Acari, Ixodida: Argasidae), a parasite of the toad *Rhinella arenarum* (Amphibia, Anura: Bufonidae) in the Monte Desert of Argentina. **Experimental and Applied Acarology**, v. 78, p. 133-147, 2019.

VERGARA, R. W. *et al.* Prevalence, risk factor analysis, and hematological findings of hemoplasma infection in domestic cats from Valdivia, Southern Chile. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 46, p. 20-26, jun. 2016.

VIZZONI, V. F. *et al.* Genetic identification of *Rickettsia* sp. strain Atlantic rainforest in an endemic area of a mild spotted fever in Rio Grande do Sul state, Southern Brazil. **Acta Tropica**, v. 162, p. 142-145, 2016.

WECK, B. *et al.* Spotted Fever Group *Rickettsia* in the Pampa Biome, Brazil, 2015-2016. **Emerging Infectious Diseases**, v. 22, n. 11, 2016.

WECK, B. *et al.* *Rickettsia parkeri* in *Amblyomma dubitatum* ticks in a spotted fever focus from the Brazilian Pampa. **Acta Tropica**, v. 171, p. 182-185, 2017.

WECK, B. *et al.* *Rickettsia parkeri* in the Pampa biome of southern Brazil: Isolation, molecular characterization, and serological evidence of canine infection. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 22, 100448, 2020.

WESTMORELAND, L. S. *et al.* Detection and prevalence of four different hemotropic *Mycoplasma* spp. in Eastern North Carolina American black bears (*Ursus americanus*). **Comparative Immunology Microbiology and Infectious Diseases**, v. 50, p. 106-109. 2017.

WESTFALL, D. S. *et al.*, Inoculation of two genotypes of *Hemobartonella felis* (California and Ohio variants) to induce infection in cats and the response to

treatment with azithromycin. **American Journal of Veterinary Research**, v. 62, p. 687-691, 2001.

WHARTON, G. W.; FULLER, H. S. A Manual of the Chiggers. The Biology, Classification, Distribution, and Importance to Man of the Larvae of the Family Trombiculidae (Acarina). A Manual of the Chiggers. The Biology, Classification, Distribution, and Importance to Man of the Larvae of the Family Trombiculidae (Acarina). **Memoirs of the Entomological Society of Washington**, 1952, 4: 185p.

WILLI, B. *et al.* Identification, molecular characterization, and experimental transmission of a new hemoplasma isolate from a cat with hemolytic anemia in Switzerland. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 43, n. 6, p. 2581-2585, 2005.

WILLI, B. *et al.* Worldwide occurrence of feline hemoplasma infections in wild felid species. **Journal of clinical microbiology**, v. 45, n. 4, p. 1159-1166, 2007.

WILLIAMS, E. S. *et al.* Emerging infectious diseases in wildlife. **Revue Scientifique et Technique**, v. 21, n. 1, p. 139-157, Abr. 2002.

WILLIAMS, B. M. *et al.* Prevalence and diversity of *Babesia*, *Hepatozoon*, *Ehrlichia*, and *Bartonella* in wild and domestic carnivores from Zambia, Africa. **Parasitology Research**, v. 113, p. 911–918, 2014.

WINKEL, K. T. **Ectoparasitos em murídeos sinantrópicos (Rodentia) em Pelotas, sul do Rio Grande do Sul, Brasil**. Dissertação de mestrado, Programa de Pós-Graduação em Parasitologia, Universidade Federal de Pelotas (UFPel), Brasil. 2013.

WOZENCRAFT, W. C. Order carnivora. **Mammal species of the world: a taxonomic and geographic reference**, v. 1, p. 532-628, 2005.

YAMAMOTO, K. *et al.* *Bartonella henselae* antibody prevalence in free-ranging and captive wild felids from California. **Journal Wildlife Diseases**, v. 34, p. 56=63, 1998.

YU, X. J. *et al.* Fever with Thrombocytopenia Associated with a Novel Bunyavirus in China. **New England Journal of Medicine**, v. 364, n. 16, p. 1523-1532, 2011.