

RESSALVA

Atendendo solicitação do(a) autor(a), o texto completo desta dissertação será disponibilizado somente a partir de 01/08/2025.

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA
FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS
CAMPUS DE JABOTICABAL
DEPARTAMENTO DE PATOLOGIA, REPRODUÇÃO E SAÚDE ÚNICA**

**DETECÇÃO E CARACTERIZAÇÃO MOLECULAR DE
AGENTES ANAPLASMATACEAE, *Bartonella* spp. e
MICOPLASMAS HEMOTRÓPICOS EM TATUS E
TAMANDUÁS NO SUDESTE E CENTRO-OESTE DO BRASIL**

Jovêncio Mateus Sada
Médico Veterinário

2024

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA
FILHO”
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS
CAMPUS DE JABOTICABAL
DEPARTAMENTO DE PATOLOGIA, REPRODUÇÃO E SAÚDE ÚNICA**

**DETECÇÃO E CARACTERIZAÇÃO MOLECULAR DE
AGENTES ANAPLASMATACEAE, *Bartonella* spp. e
MICOPLASMAS HEMOTRÓPICOS EM TATUS E
TAMANDUÁS NO SUDESTE E CENTRO-OESTE DO BRASIL**

Jovêncio Mateus Sada

Orientador: Prof. Dr. Marcos Rogério André

Dissertação apresentada à
Faculdade de Ciências Agrárias e
Veterinárias – Unesp, Câmpus de
Jaboticabal, como parte das
exigências para a obtenção do título
de Mestre em Ciências Veterinárias;
área: Saúde Única

S124d Sada, Jovêncio Mateus
Detecção e caracterização molecular de agentes Anaplasmataceae,
Bartonella spp. e micoplasmas hemotrópicos em tatus e tamanduás no sudeste
e centro-oeste do Brasil / Jovêncio Mateus Sada. -- Jaboticabal, 2024
136 f. : il., tabs., mapas

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista (UNESP),
Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal
Orientador: Marcos Rogério André

1. Diagnóstico Molecular. 2. Filogenia. 3. Agentes Patogênicos. 4.
Diversidade Genética. 5. Tatus e Tamanduás. I. Título.

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp. Biblioteca da Universidade Estadual Paulista (UNESP), Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal. Dados fornecidos pelo autor(a).

Essa ficha não pode ser modificada.

Impacto potencial desta pesquisa

Tatus e tamanduás são mamíferos pertencentes à superordem Xenarthra, um grupo monofilético, originado na América do Sul. No total, são reconhecidas dez espécies de tamanduás e 22 de tatus, distribuídas do centro-sul da América do Norte ao Sul da América do Sul. Este grupo de mamíferos tem sofrido bastante em relação à redução de seu número de espécimes e, de acordo com a lista vermelha de espécies ameaçadas da IUCN (*International Union for Conservation of Nature*), algumas espécies são classificadas como ameaçadas à extinção e outras como espécies vulneráveis. Tais ameaças de extinção e vulnerabilidade deste grupo de animais estão relacionadas à ação humana, como caça, atropelamento nas rodovias, ataque por cães, incêndios florestais e perda de hábitat. Essa constatação está provavelmente relacionada às mudanças antropogênicas que levam à perda do habitat natural dos tatus e tamanduás, forçando-os a utilizar ambientes associados a animais domésticos, como pastagens. Isso pode resultar na troca de vetores artrópodes e microrganismos relacionados entre os hospedeiros. Embora tais animais possam atuar como reservatórios de inúmeros agentes zoonóticos, raros estudos buscaram investigar a ocorrência e diversidade de agentes transmitidos por vetores artrópodes neste grupo de animais, tais como agentes Anaplasmataceae, *Bartonella* spp. e micoplasmas hemotrópicos (hemoplasmas). O presente trabalho mostrou a ocorrência de *Anaplasma* spp., *Ehrlichia* spp., *Bartonella* sp. e hemoplasmas em amostras de sangue e baço de tatus e tamanduás de vida-livre amostrados nas regiões sudeste e centro-oeste do Brasil. O potencial zoonótico de tais agentes é ainda desconhecido.

Potential Impact of this research

Armadillos and anteaters are mammals belonging to the superorder Xenarthra, a monophyletic group that originated in South America. A total of ten species of anteaters and 22 species of armadillos are recognized and distributed from the central-southern United States to southern South America. This group of mammals has experienced significant population declines, and according to the IUCN (*International Union for Conservation of Nature*), some species are classified as endangered while others are considered vulnerable. These threats to extinction and vulnerability are largely related to human activities, including hunting, roadkills, dog attacks, wildfires, and habitat loss. This situation is likely associated to anthropogenic changes that lead to the loss of the natural habitats of armadillos and anteaters, forcing them to utilize environments associated with domestic animals, such as pastures. This can result in the exchange of arthropod vectors and microorganisms between hosts. While these animals may serve as reservoirs for several zoonotic agents, few studies have investigated the occurrence and diversity of arthropod-borne agents within this group, such as Anaplasmataceae, *Bartonella* spp., and hemotropic mycoplasmas (hemoplasmas). The present study demonstrated the presence of *Anaplasma* spp., *Ehrlichia* spp., *Bartonella* sp., and hemoplasmas in blood and spleen samples from wild armadillos and anteaters sampled in the southeastern and central-western regions of Brazil. The zoonotic potential of these agents remains unknown.

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO DA DISSERTAÇÃO: DETECÇÃO E CARACTERIZAÇÃO MOLECULAR DE AGENTES ANAPLASMATACEAE, *Bartonella* spp. e MICOPLASMAS HEMOTRÓPICOS EM TATUS E TAMANDUÁS NO SUDESTE E CENTRO-OESTE DO BRASIL

AUTOR: JOVÊNCIO MATEUS SADA

ORIENTADOR: MARCOS ROGÉRIO ANDRÉ


Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de Mestre em Ciências Veterinárias, área: Saúde Única pela Comissão Examinadora:


Prof. Dr. MARCOS ROGÉRIO ANDRÉ (Participação Virtual)
Departamento de Patologia Reproducao e Saude Unica / FCAV UNESP Jaboticabal


Profa. Dra. MARISTELA PECKLE PEIXOTO (Participação Virtual)
Departamento de Medicina e Cirurgia Veterinária / Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ) - Rio de Janeiro/RJ

Prof. Dr. ESTEVAM GUILHERME LUX HOPPE (Participação Virtual)
Departamento de Patologia, Reproducao e Saude Unica / FCAV UNESP Jaboticabal

Jaboticabal, 01 de agosto de 2024

Documento assinado digitalmente
 **ESTEVAM GUILHERME LUX HOPPE**
Data: 02/08/2024 08:50:41-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Documento assinado digitalmente
 **MARISTELA PECKLE PEIXOTO**
Data: 02/08/2024 12:36:54-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Documento assinado digitalmente
 **MARCOS ROGERIO ANDRE**
Data: 02/08/2024 12:49:01-0300
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

Jovêncio Mateus Sada – nascido no Distrito de Maganja da Costa, Província da Zambézia - Moçambique, em 06 de novembro de 1989. Filho de Mateus Sada Maia e Benedita Sambique. Graduado em Medicina Veterinária pela Universidade Eduardo Mondlane – Faculdade de Veterinária, Maputo - Moçambique, no ano de 2015. Durante a graduação, participou em campanhas de vacinação contra raiva na Cidade de Matola e Maputo, em atividades de Extensão Universitária nos distritos de Mabalane e Manjacaze, província de Gaza e Moamba, província de Maputo. Foi estagiário no Centro Universitário de Changalane, distrito de Namaacha, província de Maputo, de agosto a dezembro de 2014, onde atuou na área de Produção e Sanidade Animal sob orientação da Profa. Dra. Gracinda Mataveia. De 2016 a 2020 trabalhou como professor da disciplina de Agropecuária na Escola Secundária de Maganja da Costa e atualmente Assistente Universitário na Faculdade de Ciências Agrárias, Universidade Licungo – Moçambique. Ingressou no curso de Mestrado do Programa de Pós-graduação em Ciências Veterinárias (área de concentração: Saúde Única) na Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Campus Jaboticabal, São Paulo - Brasil no ano de 2023, como bolsista da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior CAPES, atuando principalmente no Diagnóstico e caracterização molecular de hemoparasitas transmitidos por vetores artrópodes em animais selvagens, sob orientação do Prof. Dr. Marcos Rogério André.

DEDICATÓRIA

Dedico o presente trabalho ao meu pai Mateus Sada Maia e à minha mãe Benedita Sambique, pela educação e pelos valores ensinados. À minha namorada Jacinta pelo amor e apoio incondicional. Aos meus filhos, irmãos, amigos, tios e colegas pela força e constante apoio durante essa jornada.

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, pelo dom de vida e por sua presença constante em minha vida, principalmente durante esta jornada e por ter me dado força e saúde para que eu pudesse alcançar meus objetivos.

Aos meus pais Mateus Sada Maia e Benedita Sambique, minha namorada Jacinta Almeida e aos meus irmãos Sadalito, Benedita, Wilson, Jovane, Fernanda e Manuela (Sothotha) pelas pessoas que são e pelo apoio durante o curso.

O meu sincero e profundo agradecimento para o meu orientador Prof. Dr. Marcos Rogério André, pela oportunidade, confiança, acompanhamento, transmissão de conhecimentos e toda a paciência neste processo, no qual pôde contribuir imensamente com meu crescimento acadêmico e profissional.

À Profa. Dra. Karin Werther do Departamento de Patologia Veterinária UNESP-FCAV) e ao projeto Bandeira e Rodovias (em especial ao Arnauld Leonard Jean Desbiez, Danilo Kluyber, Mário Henrique Alves e Débora Regina Yogui), por terem gentilmente cedido as amostras biológicas dos *Xenarthra* utilizadas nesse projeto.

Um especial agradecimento ao Daniel Lee que desde o princípio do processo incentivou-me a não desistir quando tudo dava errado. À Dália Machado, companheira de todos os momentos, muito obrigado.

Aos amigos e colegas de laboratório Lorena das Neves, Caroline Secato, Victória Valente, Amir Alabí, Clara Dias, Gabrielly Lopes, Lizeth Banguero, João Vítor da Silva, Paulo Arantes, Eliz Franco e Ana Calchi pela convivência, pelos ensinamentos, auxílios e apoio.

A todos os estagiários e bolsistas de Iniciação Científica que passaram pelo laboratório nesse período, por toda contribuição.

Aos funcionários da FCAV-UNESP principalmente do Departamento de Patologia, Reprodução e Saúde Única e da Seção de Pós-Graduação por toda ajuda fornecida durante esse período.

À Universidade Licungo pelo apoio e liberação para dar continuidade com os estudos.

E por fim, a todos que direta e indiretamente contribuíram para o meu sucesso, quero deixar o meu muitíssimo obrigado.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP - Processo 2022/08453-2) pelo auxílio financeiro concedido ao Prof. Marcos R. André para que este trabalho pudesse ser realizado.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) - Código de Financiamento 001, que forneceu minha bolsa durante todo mestrado.

SUMÁRIO

Certificado de Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA)- tatus e tamanduás do sudeste e centro-oeste do Brasil	3
RESUMO.....	4
ABSTRACT	5
CAPÍTULO 1 – CONSIDERAÇÕES GERAIS.....	6
1. Introdução.....	6
1.1. OBJETIVOS.....	7
1.1.1. Objetivo Geral	7
1.1.2. Objetivos Específicos.....	7
2. REVISÃO DE LITERATURA	8
2.1. Superordem Xenarthra	8
2.1.1. Ordem Cingulata.....	9
2.1.2. Ordem Pilosa	10
2.1.2.1. Subordem Folivora	10
2.1.2.2. Subordem Vermilingua.....	11
2.2. Agentes bacterianos transmitidos por vetores	12
2.2.1. Agentes Anaplasmatataceae	12
2.2.1.1. Ciclo de vida e Transmissão	12
2.2.2. <i>Bartonella</i> spp.....	24
2.2.3. Hemoplasmas (Mycoplasmas hemotrópicos)	29
3. Referências	34
CAPÍTULO 2: Detecção e caracterização molecular de agentes Anaplasmatataceae, <i>Bartonella</i> spp. e micoplasmas hemotrópicos em tatus e tamanduás no Brasil	62
Resumo.....	63
1. Introdução.....	65
2. MATERIAL E MÉTODOS	68

2.1.	Comitê de Ética.....	68
2.2.	Espécies amostradas e área de estudo.....	68
2.3.	Extração de DNA.....	70
2.4.	Ensaio de PCR para detecção e caracterização molecular de <i>Anaplasma</i> spp. e <i>Ehrlichia</i> spp.....	70
2.5.	Ensaio de PCR para detecção e caracterização molecular de <i>Bartonella</i> spp.....	71
2.6.	Ensaio de PCR para detecção e caracterização molecular de hemoplasmas.....	72
2.7.	Eletroforese em gel de agarose.....	72
2.8.	Sequenciamento.....	73
2.9.	Análise Filogenética.....	73
3.	Resultados.....	74
3.1.	Ocorrência, resultados do BLASTn e análises filogenéticas para <i>Anaplasma</i> spp. e <i>Ehrlichia</i> spp.....	74
3.2.	Ocorrência, resultados do BLASTn e análises filogenéticas para hemoplasmas.....	79
3.3.	Ocorrência, resultados do BLASTn e análises filogenéticas para <i>Bartonella</i> spp.....	88
4.	Discussão.....	94
5.	Conclusão.....	97
6.	Agradecimentos.....	97
7.	Financiamento.....	97
8.	Contribuições dos autores.....	98
9.	Conflito de interesses.....	98
10.	Referências.....	99

Certificado de Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA)- tatus e tamanduás do sudeste e centro-oeste do Brasil



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
"JÚLIO DE MESQUITA FILHO"
Câmpus de Jaboticabal



CEUA – COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS

CERTIFICADO

Certificamos que o projeto de pesquisa intitulado "Detecção e caracterização molecular de agentes Anaplasmataceae, Bartonella spp. e micoplasmas hemotrópicos em tatus e tamanduás nas regiões sudeste e centro-oeste do Brasil", protocolo nº 1467/2024, sob a responsabilidade do Prof. Dr. Marcos Rogério André, que envolve a produção, manutenção e/ou utilização de animais pertencentes ao Filo Chordata, subfilo Vertebrata (exceto o homem), para fins de pesquisa científica (ou ensino) - encontra-se de acordo com os preceitos da lei nº 11.794, de 08 de outubro de 2008, no decreto 6.899, de 15 de julho de 2009, e com as normas editadas pelo Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (CONCEA), e foi aprovado "Ad referendum" pela COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS (CEUA), da FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS, UNESP - CÂMPUS DE JABOTICABAL-SP.

Vigência do Projeto	01/04/2024 a 30/07/2026
Espécie / Linhagem	Amostras de DNA extraídas de sangue e baço de Xenarthras
Nº de animais	167 amostras de DNA extraídas de sangue e baço de Xenarthras
Peso / Idade	Não se aplica
Sexo	Não se aplica
Origem	Estado de São Paulo e Mato Grosso do Sul, Brasil

Jaboticabal, 28 de março de 2024.

Helena C. D. Brito

Dra. Helena Cristina Delgado Brito
Coordenadora – CEUA

DETECÇÃO E CARACTERIZAÇÃO MOLECULAR DE AGENTES ANAPLASMATACEAE, *Bartonella* spp. e MICOPLASMAS HEMOTRÓPICOS EM TATUS E TAMANDUÁS NO SUDESTE E CENTRO-OESTE DO BRASIL

RESUMO

Os tatus e tamanduás apresentam uma ampla variedade de interações com diversos agentes patogênicos e ectoparasitos que, aliadas às suas características fisiológicas e ecológicas, contribuem para que se tornem potenciais hospedeiros para uma ampla variedade de agentes patogênicos. Entretanto, poucos estudos investigaram a ocorrência e diversidade de agentes transmitidos por vetores neste grupo de animais. O presente estudo objetivou investigar a ocorrência e identidade molecular de *Ehrlichia* spp., *Anaplasma* spp., *Bartonella* spp. e micoplasmas hemotrópicos (hemoplasmas) em tatus e tamanduás de vida-livre amostrados nas regiões sudeste e centro-oeste do Brasil. Para tal, foram analisadas 167 amostras biológicas (139 de sangue e 28 de baço) de mamíferos Xenarthra amostrados nos estados de São Paulo e Mato Grosso do Sul: 48 de tatu-peba (*Euphractus sexcinctus*), 29 de tatu-canastra (*Priodontes maximus*), 4 de tatu-galinha (*Dasypus novemcinctus*), 1 de tatu-de-rabo-mole (*Cabassous unicinctus*), 79 de tamanduá-bandeira (*Myrmecophaga tridactyla*) e 6 de tamanduá-mirim (*Tamandua tetradactyla*). Foram realizados ensaios de PCR de triagem para *Ehrlichia* spp. com base no gene *dsb*, nested PCR para *Anaplasma* spp. e PCR para micoplasmas hemotrópicos com base no gene 16S rRNA, e de qPCR para *Bartonella* spp. com base na região intergênica 16-23S rRNA (ITS). As amostras positivas foram adicionalmente submetidas a ensaios de PCR direcionados a diferentes marcadores moleculares para caracterização molecular. 1/48 (0,59%) amostra de sangue de *E. sexcinctus* foi positiva para *Anaplasma* spp. e 1/79 (0,59%) amostra de sangue de *M. tridactyla* para *Ehrlichia* spp. A sequência 16S rRNA de *Anaplasma* sp. detectada em *E. sexcinctus* posicionou-se no mesmo clado de 'Candidatus *Anaplasma brasiliensis*', previamente detectado em *T. tetradactyla*. A sequência *dsb* de *Ehrlichia* sp. detectada em *M. tridactyla* posicionou-se no mesmo clado de *Ehrlichia minasensis*. Na PCR para hemoplasmas, 31/46 (64,5%) *E. sexcinctus*, 9/29 (65,5%) *P. maximus*, 2/4 (50%) *D. novemcinctus*, 33/79 (41,7%) *M. tridactyla* e 2/6 (33,3%) *T. tetradactyla* mostraram-se positivos. As sequências 16S rRNA e 23S rRNA de hemoplasmas detectadas em *E. sexcinctus* foram posicionadas no mesmo clado que 'Candidatus *Mycoplasma haematomaximus*' previamente detectado em *P. maximus* no Brasil. Alta positividade foi também verificada para *Bartonella* spp. 23/48 (47,9%) *E. sexcinctus*, 1/4 (25%) *D. novemcinctus*, 9/29 (31%) *P. maximus*, 21/79 (26,5%) *M. tridactyla*, e 3/6 (50%) *T. tetradactyla*. As sequências *ftsZ* de *Bartonella* sp. detectadas em *E. sexcinctus* posicionaram-se juntamente com 'Candidatus *Bartonella washoensis* subsp. *brasiliensis*' previamente detectada em tatus-peba no Brasil. Os achados do presente estudo reforçam a ocorrência de 'Candidatus *Anaplasma brasiliensis*' e 'Candidatus *Bartonella washoensis* subsp. *brasiliensis*' em tatus, e *E. minasensis* em tamanduás. Trata-se do primeiro relato de 'Candidatus *Mycoplasma haematomaximus*', hemoplasma anteriormente descrito em tatus-canastra, em tatus-peba.

Palavras-chave: *Anaplasma* spp.; *Ehrlichia* spp.; Bartonellaceae; hemoplasmas; diagnóstico molecular; Xenarthra

MOLECULAR DETECTION AND CHARACTERIZATION OF ANAPLASMATACEAE AGENTS, *Bartonella* spp. AND HEMOTROPIC MYCOPLASMAS IN ARMADILLOS AND ANTEATERS IN SOUTHEASTERN AND CENTRAL-WESTERN BRAZIL

ABSTRACT

Armadillos and anteaters exhibit a wide range of interactions with various pathogens and ectoparasites, which, combined with their physiological and ecological characteristics, contribute to their potential as hosts for a broad array of pathogens. However, there has been limited research into the occurrence and diversity of vector-borne agents within this group of animals. The present study aimed to investigate the occurrence and molecular identity of *Ehrlichia* spp., *Anaplasma* spp., *Bartonella* spp. and hemotropic mycoplasmas (hemoplasmas) in free-ranging armadillos and anteaters sampled in the southeast and central-west regions of Brazil. To this purpose, 167 biological samples (139 blood and 28 spleen) from Xenarthra mammals sampled in the states of São Paulo and Mato Grosso do Sul were analyzed: 48 from six-banded armadillos (*Euphractus sexcinctus*), 29 from giant armadillos (*Priodontes maximus*), 4 from nine-banded armadillos (*Dasypus novemcinctus*), 1 from naked-tailed armadillo (*Cabassous unicinctus*), 79 from giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*) and 6 from southern tamanduas (*Tamandua tetradactyla*). Screening PCR assays were performed for *Ehrlichia* spp. based on the *dsb* gene, nested PCR for *Anaplasma* spp. and PCR for hemotropic mycoplasmas based on the 16S rRNA gene, and qPCR for *Bartonella* spp. based on the 16-23S rRNA intergenic region (ITS). The positive samples were additionally subjected to PCR assays targeting different molecular markers for molecular characterization. As a result, 1/48 (0.59%) blood sample from *E. sexcinctus* was positive for *Anaplasma* spp., and 1/79 (0.59%) blood sample from *M. tridactyla* was positive for *Ehrlichia* spp. The 16S rRNA sequence of *Anaplasma* sp. detected in *E. sexcinctus* clustered within the same clade as 'Candidatus *Anaplasma brasiliensis*', previously detected in *T. tetradactyla*. The *dsb* sequence of *Ehrlichia* sp. detected in *M. tridactyla* clustered within the same clade as *Ehrlichia minasensis*. In the PCR tests for hemoplasmas, 31/46 (64.5%) *E. sexcinctus*, 9/29 (65.5%) *P. maximus*, 2/4 (50%) *D. novemcinctus*, 33/79 (41.7%) *M. tridactyla*, and 2/6 (33.3%) *T. tetradactyla* tested positive. The 16S rRNA and 23S rRNA sequences of hemoplasmas found in *E. sexcinctus* clustered within the same clade as 'Candidatus *Mycoplasma haematomaximus*', which was previously detected in *P. maximus* in Brazil. High positivity rates were also observed for *Bartonella* spp., with 23/48 (47.9%) *E. sexcinctus*, 1/4 (25%) *D. novemcinctus*, 9/29 (31%) *P. maximus*, 21/79 (26.5%) *M. tridactyla*, and 3/6 (50%) *T. tetradactyla* showing positive results. The *ftsZ* sequences of *Bartonella* sp. detected in *E. sexcinctus* clustered with 'Candidatus *Bartonella washoensis* subsp. *brasiliensis*', previously identified in *Tatus peba* in Brazil. These findings reinforce the presence of 'Candidatus *Anaplasma brasiliensis*' and 'Candidatus *Bartonella washoensis* subsp. *brasiliensis*' in armadillos, and *Ehrlichia minasensis* in anteaters. This is the first report of 'Candidatus *Mycoplasma haematomaximus*', a hemoplasma previously described in giant armadillos, in six-banded armadillos.

KeyWords: *Anaplasma* spp.; *Ehrlichia* spp.; Bartonellaceae; hemoplasmas; molecular diagnosis; Xenarthra.

CAPÍTULO 1 – CONSIDERAÇÕES GERAIS

1. Introdução

Tatus e tamanduás são mamíferos pertencentes à superordem Xenarthra, um grupo monofilético, originado na América do Sul, que tem como características a existência de articulações atípicas entre as vértebras, das quais o nome Xenarthra foi derivado (em grego, *xenos* = estranho e *arthros* = articulação). No total, são reconhecidas 32 espécies, sendo dez de tamanduás e 22 de tatus, distribuídas do centro-sul da América do Norte ao Sul da América do Sul. Este grupo de mamíferos tem sofrido bastante em relação à redução de seu número de espécimes e, de acordo com a lista vermelha de espécies ameaçadas da IUCN (*International Union for Conservation of Nature*), as espécies *Cabassous chacoensis* (tatu-de-rabo-mole-do-Chaco), *Dasypus hybridus* (tatuíra), *Dasypus sabanicola* (tatu-das savanas), *Tolypeutes matacus* (tatu-bola) e *Zaedyus pichiy* (piche) são consideradas como quase ameaçadas à extinção. Por outro lado, *Myrmecophaga tridactyla* (tamanduá-bandeira), *Priodontes maximus* (tatu-canastra) e *Tolypeutes tricinctus* (tatu-bola) estão classificadas como espécies vulneráveis (IUCN, 2023). Tais ameaças de extinção e vulnerabilidade deste grupo de animais estão relacionadas à ação humana, como caça, atropelamento nas rodovias, ataque por cães, incêndios florestais e além da perda de habitat (Klink e Machado, 2005; Martins et al., 2015; De Medeiros, 2018; Silva et al., 2020).

Estes mamíferos atuam como reservatórios para diversos agentes potencialmente patogênicos, tais como *Leishmania* spp., *Trypanosoma cruzi* e *Toxoplasma gondii*, sendo que estes dois últimos agentes já foram detectados em tatus de vida livre no estado do Mato-Grosso-do-Sul, centro-oeste do Brasil. Porém, raros são os estudos que buscaram investigar a ocorrência de agentes transmitidos por vetores artrópodes neste grupo de animais, tais como agentes Anaplasmataceae, *Bartonella* spp. e micoplasmas hemotrópicos (hemoplasmas).

No Brasil, ‘*Candidatus Anaplasma brasiliensis*’ foi detectado em tamanduás (*Tamandua tetradactyla*) no estado de São Paulo. Mais recentemente, *Anaplasma* spp. e *Ehrlichia* spp. foram molecularmente detectados em tatus-galinha (*Dasypus novemcinctus*) no bioma Amazônico da Guiana Francesa. Em relação a *Bartonella* spp., um possível novo agente, denominado ‘*Candidatus Bartonella washoensis*

subsp. *brasiliensis*', foi detectado em tatus (*Euphractus sexcinctus*) e tamanduás (*Tamandua tetradactyla*) nos estados do Mato Grosso do Sul e Pará, respectivamente. Similarmente, novos micoplasmas hemotrópicos foram descritos em tatus e tamanduás no Brasil, a saber: "*Candidatus Mycoplasma haematotetradactyla*", detectado em *Tamandua tetradactyla* nos estados de Mato Grosso do Sul, Pará, e Rio Grande do Sul, e '*Candidatus Mycoplasma haematomaximus*', detectado em *Priodontes maximus* no estado de Mato Grosso do Sul. Em vista disso, o presente estudo teve como objetivo investigar a ocorrência e identidade molecular de agentes Anaplasmataceae, *Bartonella* spp. e micoplasmas hemotrópicos em tatus e tamanduás nos estados de São Paulo e Mato Grosso do Sul.

5. Conclusão

Baixa ocorrência para *Ehrlichia* spp. e *Anaplasma* spp. foi verificada entre tatus e tamanduás amostrados no presente estudo quando comparada àquela encontrada para hemoplasmas e *Bartonella* spp. entre os tatus e tamanduás aqui amostrados. Os achados do presente estudo reforçam a ocorrência de ‘*Candidatus Anaplasma brasiliensis*’ e ‘*Candidatus Bartonella washoensis* subsp. *brasiliensis*’ em tatus e *E. minasensis* em tamanduás. Trata-se do primeiro relato de ‘*Candidatus Mycoplasma haematomaximus*’, hemoplasma anteriormente descrito em tatus-canastra, em tatus-peba.

6. Agradecimentos

Os autores gostariam de agradecer a Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior pela bolsa de mestrado concedida (CAPES), ao “Laboratório de Biologia Evolutiva e Conservação”, ao Instituto de Conservação de Animais Silvestres (ICAS) (Projeto Bandeiras e Rodovias e o Programa de Conservação do Tatu Canastra) e ao Serviço de Patologia de Animais Selvagens (SEPAS) da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinária da Universidade Estadual Paulista (FCAV-UNESP).

7. Financiamento

Este trabalho foi apoiado pela FAPESP (Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo - Processo nº 2022/08543-2) e CNPq (Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico; Bolsa de Produtividade para MRA [Processo CNPq nº 303701/2021- 8]). Este estudo foi financiado em parte pela Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES) – Código Financeiro 001.

8. Contribuições dos autores

Conceituação: Marcos Rogério André;

Análise formal: Marcos Rogério André; Jovêncio Mateus Sada e Daniel Antônio Braga Lee;

Aquisição de financiamento: Marcos Rogério André;

Investigação: Jovêncio Mateus Sada Dália Monique Ribeiro Machado, Daniel Antônio Braga Lee;

Metodologia: Marcos Rogério André e Jovêncio Mateus Sada;

Administração de projetos; Marcos Rogério André;

Recursos: Marcos Rogério André, Danilo Kluyberb, Mario Henrique Alves, Débora Regina Yoguib, Karin Werthera, Rosangela Zacarias Machado, Arnaud Leonard e Jean Desbiezb;

Supervisão: Marcos Rogério André;

Validação: Marcos Rogério André;

Visualização: Marcos Rogério André e Jovêncio Mateus Sada;

Redação - rascunho original: Jovêncio Mateus Sada, Daniel Antônio Braga Lee e Marcos Rogério André;

Redação - revisão e edição: Marcos Rogério André e Jovêncio Mateus Sada.

9. Conflito de interesses

Os autores declaram não haver conflito de interesse.

10. Referências

- Almeida, A.P.; Souza, T.D.; Marcili, A.; Labruna, M.B. 2013. Novel *Ehrlichia* and *Hepatozoon* agents infecting the crab-eating fox (*Cerdocyon thous*) in southeastern Brazil. **Journal of Medical Entomology**, v. 50, p. 640–646. <https://doi.org/10.1603/ME12272>.
- Altschul, S.F.; Gish, W.; Miller, W.; Myers, E.W. 1990. Basic local alignment search tool. **Journal of Molecular Biology**, Amsterdam, v. 215, n. 3, p. 403–410. [https://doi.org/10.1016/S0022-2836\(05\)80360-2](https://doi.org/10.1016/S0022-2836(05)80360-2).
- André, M.R. 2018. Diversity of *Anaplasma* and *Ehrlichia/Neoehrlichia* Agents in Terrestrial Wild Carnivores Worldwide: Implications for Human and Domestic Animal Health and Wildlife Conservation. **Frontiers in Veterinary Science**, v. 5. <https://doi.org/10.3389/fvets.2018.00293>.
- André, M.R.; Adania, C.H.; Allegretti, S.M.; Machado, R.Z. 2011. Hemoplasmas in Wild Canids and Felids in Brazil. **Journal of Zoo and Wildlife**, v. 42, n. 2, p. 342–347. <https://doi.org/10.1638/2010-0198.1>.
- André, M.R.; Calchi, A.C.; Perles, L.; Gonçalves, L.R.; Uccella, L.; Lemes, J.R.B.; Nantes, W.A.G.; Santos, F.M.; Porfírio, G.E.O.; Barros-Battesti, D.M.; Herrera, H.M.; Machado, R.Z. 2022. Novel *Ehrlichia* and *Hepatozoon* genotypes in white-eared opossums (*Didelphis albiventris*) and associated ticks from Brazil. **Ticks and Tick-Borne Diseases**, v. 13, n. 3, <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2022.102022>.
- André, M. R.; Duarte, J. M. B.; Gonçalves, L. R.; Sacchi, A. B.; Jusi, M. M. G.; Machado, R. Z. 2020. New records and genetic diversity of *Mycoplasma ovis* in free ranging deer in Brazil. **Epidemiology and Infection**, v. 148, n. 6. <https://doi.org/10.1017/S0950268819002218>.
- André, M.R.; Gutiérrez, R.; Ikeda, P.; do Amaral, R.B.; de Sousa, K.C.M.; Nachum-biala, Y.; Lima, L.; Teixeira, M.M.G.; Machado, R.Z.; Harrus, S. 2019. Genetic diversity of *Bartonella* spp. in vampire bats from Brazil. **Transboundary and Emerging Diseases**, v. 66, n. 6. <https://doi.org/10.1111/tbed.13290>.
- André, M.R.; Dumler, J.S.; Scorpio, D. G.; Teixeira, R.H.F.; Allegretti, S.M.; Machado, R.Z. 2012. Molecular detection of tick-borne bacterial agents in Brazilian and exotic captive carnivores. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 3, n. 4, p. 247–253. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2012.04.002>.
- Avidor, B.; Graidy, M.; Efrat, G.; Leibowitz, C.; Shapira, G.; Schattner, A.; Zimhony, O.; Giladi, M. 2004. *Bartonella koehlerae*, a New Cat-Associated Agent of Culture-Negative Human Endocarditis. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 42, n. 8. DOI: 10.1128/JCM.42.8.3462–3468.2004

Benevenuto, J.L.; Dumler, J.S.; Ogrzewalska, M.; Roque, A.L. R.; Mello, V.V.C.; de Sousa, K.C.M.; Gonçalves, L.R.; d'Andrea, P.S.; Lemos, E.R.S.; Machado, R.Z.; André, M.R. 2017. Assessment of a quantitative 5'nuclease real-time polymerase chain reaction using groEL gene for *Ehrlichia* and *Anaplasma* species in rodents in Brazil. **Ticks and Tick-Borne Diseases**, v. 8, p. 646-656. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2017.04.011>.

Birkenheuer, A.J.; Levy, M.G.; Breitschwerdt, E.B. 2003. Development and evaluation of a seminested PCR for detection and differentiation of *Babesia gibsoni* (Asian genotype) and *B. canis* DNA in canine blood samples. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 41, p. 4172–4177. DOI: <https://doi.org/10.1128/jcm.41.9.4172-4177.2003>.

Birtles, R.J.; Harrison, T.G.; Saunders, N.A.; Molyneux, D. H. 1995. Proposals to unify the genera *Grahamella* and *Bartonella*, with descriptions of *Bartonella talpae* comb. nov., *Bartonella peromysci* comb. nov., and three new species, *Bartonella grahamii* sp. nov., *Bartonella taylorii* sp. nov., and *Bartonella doshiae* sp. nov. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 45, n. 1, p. 1–8. <https://doi.org/10.1099/00207713-45-1-1>.

Bonato, L.; Figueiredo, M.A.P.; Goncalves, L.R.; Machado, R.Z., André, M.R. 2015. Occurrence and molecular characterization of *Bartonella* sp. and hemoplasmas in neotropical primates from Brazilian Amazon. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 42, p. 15–20. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2015.09.001>.

Bouhsira, E.; Ferrandez, Y.; Liu, M.; Franc, M.; Boulouis, H. J.; Biville, F. 2013. *Ctenocephalides felis* an in vitro potential vector for five *Bartonella* species **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 36, n. 2, p. 105-111. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2012.10.004>.

Braga, M.S.C.O.; Pereira, J.G.; Fernandes, S.J.; Marques, I.C.L.; Jesus, R.P.; Ferreira, G.S.; Xavier, D.R.; Benevenuto, J.L.; Machado, R.Z.; André, M.R. 2018. Molecular detection of Anaplasmatataceae agents in *Dasyprocta azarae* in northeastern in Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 27, p. 99-105. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612017071>.

Breitschwerdt, E.B.; Maggi, R.G. 2019. *Bartonella quintana* and *Bartonella vinsonii* Subsp. *vinsonii* Bloodstream Co-Infection in a Girl From North Carolina, USA. **Medical Microbiology and Immunology**, v. 208, p. 101–107. <https://doi.org/10.1007/s00430-018-0563-0>.

Bustin, S.A.; Benes, V.; Garson, J.A.; Hellemans, J.; Huggett, J.; Kubista, M.; Mueller, R.; Nolan, T.; Pfaffl, M.W.; Shipley, G. L.; Vandesompele, J.; Wittwer, C.T. 2009. The MIQE Guidelines: Minimum Information for Publication of Quantitative Real-Time PCR Experiments. **Clinical Chemistry**, v. 55, n. 4, p. 611–622. <https://doi.org/10.1373/clinchem.2008.112797>.

Buyse, M.; Koual, R.; Binetruy, F.; De Thoisy, B.; Baudrimont, X.; Garnier, S.; Douine, M.; Chevillon, C.; Delsuc, F.; Catzefflis, F.; Bouchon, D.; Duron, O. 2024. Detection of *Anaplasma* and *Ehrlichia* bacteria in humans, wildlife, and ticks in the Amazon rainforest. **Nature Communications**, v. 15, n: 3988. <https://doi.org/10.1038/s41467-024-48459-y>.

Cabezas-Cruz, A.; Zwegarth, E.; Vancová, M.; Broniszewska, M.; Grubhoffer, L.; Passos, L. M. F.; Ribeiro, M. F. B.; Alberdi, P. De La Fuente, J. 2016. *Ehrlichia minasensis* sp. nov., isolated from the tick *Rhipicephalus microplus* **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 66, n. 3. <https://doi.org/10.1099/ijsem.0.000895>.

Calchi, A.C.; Vultão, J.G.; Alves, M.H.; Yogui, D. R.; Desbiez, A.L.J.; De Santi, M.; Santana, M.S.; Silva, T. M. V.; Werther, K.; Teixeira, M. M. G.; Machado, R. Z.; André, M.R. 2020a. *Ehrlichia* spp. and *Anaplasma* spp. in Xenarthra mammals from Brazil, with evidence of novel ‘Candidatus *Anaplasma* spp.’. **Scientific Reports**, v. 10, n. 1. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-69263-w>.

Calchi, A.C.; Vultão, J.G.; Alves, M.H.; Yogui, D.R.; Desbiez, A.L.J.; Amaral, R.B.; Santi, M.; Teixeira, M.M.G.; Werther, K.; Machado, R.Z.; André, M.R. 2020b. Multi-locus sequencing reveals a novel *Bartonella* in mammals from the Superorder Xenarthra. **Transbound Emerging Diseases**, v. 67, n. 5, p. 2020-2033. <https://doi.org/10.1111/tbed.13545>.

Cohen, C.; Shemesh, M.; Garrido, M.; Messika, I.; Einav, M.; Khokhlova, I.; Tasker, S.; Hawlena, H. 2018. Haemoplasmas in wild rodents: Routes of transmission and infection dynamics. **Molecular Ecology**, v. 27, n. 18, p. 3714-3726. <https://doi.org/10.1111/mec.14826>

Chang, C.C.; Chomel, B.B.; Kasten, R.W.; Romano, V.; Tietze, N. 2001. Molecular evidence of *Bartonella* spp. in questing adult *Ixodes pacificus* ticks in California. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 39, p. 1221–1226. DOI: <https://doi.org/10.1128/jcm.39.4.1221-1226.2001>.

Chomel, B.B.; Kasten, R.W.; Floyd-Hawkins, K.; Chi, B.; Yamamoto, K.; Roberts-Wilson, J.; Gurfield, A.N.; Abbott, R.C.; Pedersen, N.C.; Koehler, J.E. 1996. Experimental transmission of *Bartonella henselae* by the cat flea. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 34, p. 1952–1956. DOI: <https://doi.org/10.1128/jcm.34.8.1952-1956.1996>.

Colborn, J.M.; Kosoy, M.Y.; Motin, V.L.; Telepnev, M.V.; Valbuena, G.; Myint, K.S.; Fofanov, Y.; Putonti, C.; Feng, C.; Peruski, L. 2010. Improved detection of *Bartonella* DNA in mammalian hosts and arthropod vectors by real-time PCR using the NADH dehydrogenase gamma subunit (*nuoG*). **Journal of clinical microbiology**, v. 48, n. 12, p. 4630-4633. DOI: <https://doi.org/10.1128/jcm.00470-10>.

Colton, L.; Kabeya, H.; Kosoy, M. 2012. Experimental infection of three laboratory mouse stocks with a shrew origin *Bartonella elizabethae* strain: an evaluation of bacterial host switching potential. **Infection Ecology & Epidemiology**, v. 2, n. 1. <https://doi.org/10.3402/iee.v2i0.17132>.

Córdova, A.S.A.; Fecchio, A.; Calchi, A.C.; Dias, C.M.; Mongruel, A.C.B.; Das Neves, L.F.; Lee, D.A.B.; Machado, R.Z.; André, M.R. 2024. Novel Tick-Borne Anaplasmatataceae Genotypes in Tropical Birds from the Brazilian Pantanal Wetland. **Microorganisms**, v. 12, n. 5. <https://doi.org/10.3390/microorganisms12050962>.

Cotté, V.; Bonnet, S.; Le Rhun, D.; Le Naour, L.; Chauvin, A.; Boulouis, H.J.; Lecuelle, B.; Lilin, T.; Vayssier, M. 2008. Transmission of *Bartonella henselae* by *Ixodes ricinus*. **Emerging Infectious Diseases**, v. 14, n. 7, p.1074–1080. doi: 10.3201/eid1407.071110.

Darriba, D.; Taboada, G.L.; Doallo, R.; Posada, D. 2012. jModelTest 2: more models, new heuristics and parallel computing. **Nature Methods**, v. 9, n. 8, p.772. doi: 10.1038/nmeth.2109.

De La Fuente, J.; Atkinson, M.W.; Naranjo, V.; Fernández De Mera, I. G.; Mangold, A. J.; Keating, K. A.; Kocan, K. M. 2007. Sequence analysis of the *msh4* gene of *Anaplasma ovis* strains. **Veterinary Microbiology**, v. 119, n. 2-4, p. 375-381. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2006.09.011>.

De Medeiros, M. B. 2018. Manejo do fogo em unidades de conservação do cerrado. **Boletim do Herbário Ezechias Paulo Heringer**, v. 10.

De Mello, V.V.C, De Oliveira, L. B.; Coelho, T.F.S.B.; Lee, D.A.B.; Franco, E.O.; Machado, R.Z.; André, M.R. 2024. Molecular survey of hemoplasmas and *Coxiella burnetii* in vampire bats from northern Brazil. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 106. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2024.102127>.

De Mello, V.V.C.; Placa, A.J.V.; Lee, D.A.B.; Franco, E.O.; Lima, L.; Teixeira, M.M.G.; Hemsley, C.; Titball, R.W.; Machado, R.Z.; André, M.R. 2023. Molecular detection of blood-borne agents in vampire bats from Brazil, with the first molecular evidence of *Neorickettsia* sp. in *Desmodus rotundus* and *Diphylla ecaudata*. **Acta Tropica**, v. 244. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2023.106945>.

De Oliveira, L.B.; Calchi, A.C.; Vultão, J.G.; Yogui, D.R.; Kluyber, D.; Alves, M.H.; Desbiez, A.L.J.; De Santi, M.; Soares, A.G.; Soares, J.F.; Werther, K.; Teixeira, M.M.G.; Machado, R.Z.; André, M.R. 2022. Molecular investigation of haemotropic mycoplasmas and *Coxiella burnetii* in free-living Xenarthra mammals from Brazil, with evidence of new haemoplasma species. **Transboundary and Emerging Diseases**, v. 69, n. 5, p. 1877 – 1891. <https://doi.org/10.1111/tbed.14523>.

De Sousa, K.C.M., Do Amaral, R.B., Herrera, H.M., Santos, F.M., Macedo, G.C., De Andrade Pinto, P.C.E.; Barros-Battesti, D.M.; Machado, R.Z.; André, M.R. 2018. Genetic diversity of *Bartonella* spp. in wild mammals and ectoparasites in Brazilian Pantanal. **Microbial Ecology**, v. 76, n. 2, p. 544–554. <https://doi.org/10.1007/s00248-017-1138-0>.

De Sousa, K.C.M.; Calchi, A.C.; Herrera, H.M.; Dumler, J.S.; Barros-Battesti, D.M.; Machado, R.Z.; André, M.R. 2017. Anaplasmataceae agentes among wild mammals and ectoparasites in Brazil. **Epidemiology & Infection**, v. 145, p. 3424–3437. doi:10.1017/S095026881700245X.

De Sousa, K.C.M.; Herrera, H.M.; Secato, C.T.; Oliveira, A.V.; Santos, F.M., Rocha, F.L.; Barreto, W.T.G.; Macedo, G.C.; Pinto, P.C.E.A., Machado, R.Z.; Costa, M.T.; Andre, M.R. 2017. Occurrence and molecular characterization of hemoplasmas in domestic dogs and wild animals in a Brazilian wetland. **Acta Tropica**, v. 171. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2017.03.030>.

Desbiez, A. L. J.; Kluyber, D. 2013. The Role of Giant Armadillos (*Priodontes maximus*) as Physical Ecosystem Engineers. **BIOTROPICA**, v. 45, n. 5, p. 537–540 10.1111/btp.12052

Di Cataldo, S.; Kamani, J.; Cevidane, A.; Msheliza, E.G.; Millán, J. 2020. Hemotropic mycoplasmas in bats captured near human settlements in Nigeria. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 70, n. 101448. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2020.101448>.

Dias, C.M.; Do Amaral, R.B.; Perles, L.; Muniz, A.L.D.S.; Rocha, T.F.G.; Machado, R.Z.; André, M.R. 2023. Multi-locus Sequencing Typing of *Bartonella henselae* isolates reveals coinfection with different variants in domestic cats from Midwestern Brazil. **Acta Tropica**, v. 237. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2022.106742>.

Dias, G.B.; Do Amaral, R.B.; Gatto, I.R.H.; Laperla, I.M.; De Oliveira, L.G.; Lux Hoppe, E.G.; Machado, R.Z.; André, M.R. 2019. Molecular detection of *Mycoplasma suis* in captive white-lipped peccaries (*Tayassu pecari*) and wild boars (*Sus scrofa*) in Brazil. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 63, p. 94– 96. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2019.01.013>.

Diniz, P.P.V.P.; Velho, P.E.N.F.; Pitassi, L.H.U.; Drummond, M.R.; Lania, B.G.; Barjas-Castro, M.L.; Sowly, S.; Breitschwerdt, E.B.; Escorpião, D.G. 2016. Risk factors for *Bartonella* Infection by Species in Blood Donors from Southeast Brazil. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 10, n. 3. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0004509>.

Do Amaral, R.B.; Cardozo, M.V.; Varani, A.M.; Furquim, M.E.C.; Dias, C.M.; De Assis, W.O.; Da Silva, A.R.; Herrera, H.M.; Machado, R.Z.; André, M.R. 2022b. First Report of *Bartonella* spp. in Marsupials from Brazil, with a Description of *Bartonella harrusi* sp. nov. and a New Proposal for the Taxonomic Reclassification of Species of the Genus *Bartonella*. **Microorganisms**, v. 10, n. 8. <https://doi.org/10.3390/microorganisms10081609>.

Do Amaral, R.B.; Cardozo, M.V.; Varani, A.M.; Gonçalves, L.R.; Furquim, M.E.C.; Dias, C.M.; Santana, M.S.; De Assis, W.O.; Da Silva, A.R.; Herrera, H.M.; André, M.R. 2022a. *Bartonella machadoae* sp. nov. isolated from wild rodents in the Pantanal wetland. **Acta tropica**. v. 229. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2022.106368>.

Dos Santos, C.M. OCORRÊNCIA DA INFECÇÃO POR *Bartonella* sp. E *Ehrlichia* sp. EM CÃES (*Canis lupus familiaris*) E GATOS (*Felis catus*) DE CAMPO GRANDE, MS. Dissertação apresentada ao Curso de Pós-graduação em Doenças Infecciosas e Parasitárias da Universidade Federal de Mato Grosso do Sul. CAMPO GRANDE -MS, 2023.

Eremeeva, M.E.; Gerns, H.L.; Lydy, S.H.; Goo, J.S.; Ryan, E.T.; Mathew, S.S.; Ferraro, M.J.; Holden, J.M.; Nicholson, W.L.; Dasch, G.A.; Koehler, J.E. 2007. Bacteremia, Fever, and Splenomegaly Caused by a Newly Recognized *Bartonella* Species. **The New England Journal of medicine**, v. 356, n. 23. DOI: 10.1056/NEJMoa065987.

Eshoo, M.W.; Carolan, H.E.; Massire, C.; Chou, D.M.; Crowder, C.D.; Rounds, M.A.; Phillipson, C.A.; Schutzer, S.E.; Ecker, D.J. 2015. Survey of ixodes pacificus ticks in California reveals a diversity of microorganisms and a novel and widespread Anaplasmataceae species. **PLoS ONE**, v. 10. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0135828>.

Ewing, B.; Green, P. 1998. Basecalling of automated sequencer traces using phred. II. Error probabilities. **Genome Research**, v. 8, p. 186-194. <http://genome.cshlp.org/content/8/3/186.full.html#ref-list-1T>.

Ewing, B.; Hillier, L.; Wendl, M.; Green, P. 1998. Basecalling of automated sequencer traces using phred. I. Accuracy assessment. **Genome Research**, v. 8, p. 175-185. <http://genome.cshlp.org/content/8/3/175.full.html#ref-list-1>.

Favacho, A.R.M.; Andrade, M.N.; De Oliveira, R.C.; Bonvicino, C.R.; D'andrea, P.S.; De Lemos, E.R.S. 2015. Zoonotic *Bartonella* species in wild rodents in the state of Mato Grosso do Sul, Brazil. **Microbes and Infection**, v. 17, n. 11–12, p. 889-892. <https://doi.org/10.1016/j.micinf.2015.08.014>.

Felsenstein, J. 1985. Confidence limits on phylogenies: an approach using the bootstrap. **Evolution**, v.39, n.4, p.783-791. <https://doi.org/10.1111/j.1558-5646.1985.tb00420.x>.

Fenollar, F.; Sire, S.; Raoult, D. 2005. *Bartonella vinsonii* subsp. arupensis as an Agent of Blood Culture-Negative Endocarditis in a Human. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 43, n. 2. <https://doi.org/10.1128/jcm.43.2.945-947.2005>.

Ferreira, M.S.; Guterres, A.; Rozental, T.; Novaes, R.L. M.; Vilar, E.M.; Oliveira, R.C.D.; Fernandes, J. Forneas, D.; Junior, A.A.; Brandão, M.L.; Cordeiro, J.L.P.; Alvarez, M.R.D. V.; Althoff, S.L.; Moratelli, R.; Cordeiro-Estrela, P.; Da Silva, R.D.; Lemos, E.R.S.D. 2018. *Coxiella* and *Bartonella* spp. in bats (Chiroptera) captured in the Brazilian Atlantic Forest biome. **BMC Veterinary Research**, v. 14, n. 1, p. 279–289. <https://doi.org/10.1186/s12917-018-1603-0>.

Filoni, C.; Catão-Dias, J.L.; Cattori, V.; Willi, B.; Meli, M.L.; Corrêa, S.H.R.; Marques, M.C.; Adania, C.H.; Silva, J.C.R.; Marvulo, M.F.V.; Neto, J.S.F.; Durigon, E.L.; De Carvalho, V.M.; Coutinho, S.D.; Lutz, H.; Hofmann-Lehmann, R. 2012. 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. 166–173. <https://doi.org/10.1177/1040638711407684>.

Fleischman, D.A.; Chomel, B.B.; Kasten, R.W.; André, M.R.; Gonçalves, L.R.; Machado, R.Z. 2014. *Bartonella clarridgeiae* and *Bartonella vinsonii* subsp. berkhoffii exposure in captive wild canids in Brazil. **Epidemiology & Infection**, v. 143, n. 3, p. 573–577. doi:10.1017/S0950268814001277.

Fontalvo, M.C.; Favacho, A.R.M.; Araujo, A.C.; Santos, N.M.; Oliveira, G.M.B.; Aguiar, D.M.; De Lemos, E.R.S.; Horta, M.C. 2017. *Bartonella* species pathogenic for humans infect pet, free-ranging wild mammals and their ectoparasites in Caatinga biome, Northeastern Brazil: A serological and molecular study. **The Brazilian Journal of Infectious Diseases**, v. 21, n. 3, p. 290–296. <https://doi.org/10.1016/j.bjid.2017.02.002>.

Friedman, C.S.; Andree, K.B.; Beauchamp, K.A.; Moore, J.D.; Robbins, T.T.; Shields, J.D.; Hedrick, R.P. 2000. '*Candidatus Xenohalictis californiensis*', a newly described pathogen of abalone, *Haliois* spp., along the west coast of North America. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 50, p. 847–855. <https://doi.org/10.1099/00207713-50-2-847>.

Glez-Peña, D.; Gómez-Blanco, D.; Reboiro-Jato, M.; Fdez-Riverola, F.; Posada D. 2010. ALTER: program-oriented conversion of DNA and protein alignments. **Nucleic Acids Research**, v. 38, n. 2, p. 14- 18. <https://doi.org/10.1093/nar/gkq321>.

Gofton, A.W.; Doggett, S.; Ratchford, A.; Ryan, U.; Irwin, P. 2016. Phylogenetic characterisation of two novel Anaplasmataceae from Australian *Ixodes holocyclus* ticks: '*Candidatus Neoehrlichia australis*' and '*Candidatus Neoehrlichia arcana*.' **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology** v. 66, n. 10, p. 4256–4261. <https://doi.org/10.1099/ijsem.0.001344>.

Gonçalves, L.R.; Favacho, A.R.D.M.; Roque, A.L.R.; Mendes, N.S.; Fidelis Junior, O.L.; Benevenuto, J.L.; Herrera, H.M.; D'andrea, P.S.; De Lemos, E.R.S.; Machado, R.Z.; André, M.R. 2016. Association of *Bartonella* species with wild and synanthropic rodents in different Brazilian biomes. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 82, n. 24, p. 7154–7164. DOI: <https://doi.org/10.1128/AEM.02447-16>.

Gonçalves, L.R.; Herrera, H.; Nantes, W.; Santos, F.; De Oliveira Porfirio, G.; Barreto, W.; Carvalho De Macedo, G.; De Oliveira Assis, W.; Campos, J.V.; Da Silva, T.V.; Mariano, L.C.; Barros-Battesti, D.; Machado, R.Z.; André, M.R. 2020. Genetic diversity and lack of molecular evidence for hemoplasma cross species transmission between wild and synanthropic mammals from Central Western Brazil. **Acta tropica**, v. 203. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2019.105303>.

Gonçalves, L.R.; Roque, A.L.; Matos, C.A.; Fernandes, S.J.; Olmos, I.D.F.; Machado, R.Z.; André, M.R. 2015. Diversity and molecular characterization of novel hemoplasmas infecting wild rodents from diferente Brazilian biomes. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 43, p. 50–56. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2015.10.006>.

Grazziotin, A.L.; Duarte, J.M.; Szabó, M.P.; Santos, A.P.; Guimarães, A.M.; Mohamed, A.; Vieira, R.F.; De Barros Filho, I.R.; Biondo, A.W.; Messick, J.B. 2011. Prevalence and molecular characterization of *Mycoplasma ovis* in selected free-ranging Brazilian deer populations. **Journal of wildlife diseases**, v. 47, n. 4, p. 1005–1011. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-47.4.1005>.

Greiman, S.E.; Tkach, V.V.; Pulis, E.; Fayton, T.J.; Curran, S.S. 2014. Large Scale Screening of Digeneans for *Neorickettsia* Endosymbionts Using Real-Time PCR Reveals New *Neorickettsia* Genotypes, Host Associations and Geographic Records. **PLoS ONE**, v. 9, n. 6. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0098453>.

Guillemi, E.C.; De La Fourniere, S.; Orozco, M.; Martinez, J.P.; Correa, E.; Fernandez, J.; Arias, L.L.; Paoletta, M.; Corona, B.; Pinarello, V.; Wilkowsky, S.E.; Farber, M.D. 2016. Molecular identification of *Anaplasma marginale* in two autochthonous South American wild species revealed an identical new genotype and its phylogenetic relationship with those of bovines. **Parasites & Vectors**, v. 9, n. 305. <https://doi.org/10.1186/s13071-016-1555-9>.

Guimaraes, A.M.S.; Santos, A.P.; Do Nascimento, N.C.; Timenetsky, J.; Messick, J.B. 2014. Comparative Genomics and Phylogenomics of Hemotrophic Mycoplasmas. **PLoS ONE** v. 9, n. 3. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0091445>.

Guimaraes, A., Brandão, P.E., Moraes, W., Kiihl, S., Santos, L.C., Filoni, C.; Cubas, Z.S.; Robes, R.R.; Marques, L.M.; Neto, R.L.; Yamaguti, M.; Oliveira, R.C.; Catão-Dias, J.L.; Richtzenhain, L.J.; Messick, J.B.; Biondo, A.W.; Timenetsky, J. 2009. Detection of *Bartonella* spp. in neotropical felids and evaluation of risk factors and hematological abnormalities associated with infection. **Veterinary Microbiology**, v. 142, n. 3–4, p. 346–351. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2009.10.002>.

Gynthersen, R.M.M.; Stensvold, C.R.; Nielsen, S.L.; Møller H.J.; Nielsen H. V.; Lebech, A.M.; Christensen, J.R.; Mens, H.; El Fassi, D. 2023. *Neoehrlichia mikurensis*-An emerging opportunistic tick-borne infection in immunosuppressed patients. **Journal of Internal Medicine**, v. 293, n. 6, p. 782-790. <https://doi.org/10.1111/joim.13638>.

Hall, T. A. 1999. BioEdit: a user-friendly biological sequence alignment editor and analysis program for Windows 95/98/NT. **Nucleic Acids Symposium Series**, v. 41, p. 95–98.

Huarcayai, E.; Maguiñai, C.; Torresii, R.; Rupayi, J.; Fuentesiii, L. 2004. Bartonellosis (Carrion's Disease) in the pediatric population of Peru: an overview and update. **Brazilian Journal of Infectious Diseases**, v. 8, n. 5. <https://doi.org/10.1590/S1413-86702004000500001>.

Ikeda, P.; Seki, M.C.; Carrasco, A.O.T.; Rudiak, L.V.; Miranda, J.M.D.; Gonçalves, S.M.M.; Hoppe, E.G.L.; Albuquerque, A.C.A.; Teixeira, M.M.G.; Passos, C.E.; Werther, K.; Machado, R.Z.; André, M.R. 2017. Evidence and molecular characterization of *Bartonella* spp. and hemoplasmas in neotropical bats in Brazil. **Epidemiology and Infection**, v. 145, n. 10, p. 1–15. [doi:10.1017/S0950268817000966](https://doi.org/10.1017/S0950268817000966).

Ikeda, P.; Torres, J.M.; Perles, L.; Lourenço, E.C.; Herrera, H.M.; De Oliveira, C.E.; Machado, R.Z.; André, M.R. 2020. Intra- and Inter-Host Assessment of Bartonella Diversity with Focus on Non-Hematophagous Bats and Associated Ectoparasites from Brazil. **Microorganisms**, v. 8, n. 11. <https://doi.org/10.3390/microorganisms8111822>.

Ikeda, Y.; Kang, H.; Kim, Y.K.; Oh, H.S.; Motokawa, M. 2023. Nasal bone variability in two Japanese horseshoe bats revealed by 3-dimensional geometric morphometrics. **Acta Chiropterologica**, v. 25, n. 2, p. 339-349. <https://doi.org/10.3161/15081109ACC2023.25.2.012>.

Inayoshi, M.; Naitou, H.; Kawamori, F.; Masuzawa, T.; Ohashi, N. 2004. Characterization of *Ehrlichia* species from *Ixodes ovatus* ticks at the foot of Mt. Fuji, Japan. **Microbiology and Immunology**, v. 48, p. 737–745. <https://doi.org/10.1111/j.1348-0421.2004.tb03599.x>.

IUCN (2023) The red list. Disponível em: <https://www.iucnredlist.org/species/>
Acesso em:30 janeiro de 2024.

Jacomo, V.; Kelly, P.J.; Raoult, D. 2002. Natural History of *Bartonella* Infections (an Exception to Koch's Postulate). **Clinical and Vaccine Immunology**, v. 9, n. 1. <https://doi.org/10.1128/CDLI.9.1.8-18.2002>.

Johnson, G.; Ayers, M.; McClure, S.C.C.; Richardson, S.E.; Tellien, R. 2003. Detection and identification of *Bartonella* Species pathogenic for humans by PCR amplification targeting the riboflavin synthase gene (*ribC*). **Journal of Clinical Microbiology**, v.41, n.3, p.1069-1072. <https://doi.org/10.1128/jcm.41.3.1069-1072.2003>.

Kabeya, H.; Colborn, J.M.; Bai, Y.; Lerdthusnee, K.; Richardson, J.H.; Maruyama, S.; Kosoy, M.Y. 2010. Detection of *Bartonella tamiae* DNA in Ectoparasites from Rodents in Thailand and Their Sequence Similarity with Bacterial Cultures from Thai Patients. **Vector-Borne and Zoonotic Diseases**, v. 10, n. 5. <https://doi.org/10.1089/vbz.2009.0124>.

Karbowiak, G.; Biernat, B.; Stanczak, J.; Werszko, J.; Wróblewski, P.; Szerwczyk, T.; Sytykiewicz, H. 2016. The role of particular ticks developmental stages in the circulation of tick-borne pathogens in Central Europe. **Annals of Parasitology**, v. 62, p. 267- 284. doi: 10.17420/ap6204.62.

Kerkhoff, F.T.; Bergmans, A.M.C.; Van Der Zee, A.; Rothova, A. 1999. Demonstration of *Bartonella grahamii* DNA in Ocular Fluids of a Patient with Neuroretinitis. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 37, n. 12. <https://doi.org/10.1128/jcm.37.12.4034-4038.1999>.

Klink, C. A.; Machado, R. B. 2005. A conservação do Cerrado brasileiro. **Megadiversidade**, v. 1, n. 1, p. 147-155.

Kluyber, D.; Attias, N.; Alves, M. H.; Alves, A. C.; Massocato, G.; Desbiez, A. L. J. 2021. Physical capture and chemical immobilization procedures for a mammal with singular anatomy: the giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*). **European Journal of Wildlife Research**, v. 67, n. 4. <https://doi.org/10.1007/s10344-021-01503-4>.

Kluyber, D.; Desbiez, A.; Attias, N.; Massocato, G.; Gennari, S.; Soares, H.; Baglagli, E.; Bosco, S.; Garces, H.; Ferreira, J.; Fontes, A.; Suffys, P.; Meireles, L.; Luna, E.; Jansen, A.; Roque, A. 2020. Zoonotic parasites infecting free-living armadillos from Brazil. **Transboundary and Emerging Diseases**, v. 68, n. 3, p. 1639- 1651. <https://doi.org/10.1111/tbed.13839>.

Kluyber, D.; Lopez, R. P. G.; Massocato, G.; Attias, N.; Desbiez, A. L. J. 2020. Anesthesia and surgery protocols for intra-abdominal transmitter placement in four species of wild armadillo. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 51, n. 3, p. 514-526. <https://doi.org/10.1638/2017-0194>.

Kreutz, K.; Fischer, F.; Linsenmair, K. E. 2009. Observations of Intraspecific Aggression in Giant Anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*). **Edentata**, v. 10, p. 6-7 <https://doi.org/10.1896/020.010.0107>

Krügel, M.; Król, N.; Kempf, V.A.J.; Pfeffer, M.; Obiegala, A. 2022. Emerging rodent-associated *Bartonella*: a threat for human health? **Parasites & Vectors**, v. 15, n. 113. <https://doi.org/10.1186/s13071-022-05162-5>.

Kwan, J.C.; Schmidt, E.W. 2013. Bacterial endosymbiosis in a chordate host: Long-term co-evolution and conservation of secondary metabolism. **PLoS ONE**, v. 8. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0080822>.

Lamas, C.; Curi, A.; Bóia, M.N.; Lemos, E.R.S. 2008. Human bartonellosis: seroepidemiological and clinical features with an emphasis on data from Brazil - A Review. **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.103, n.3, p. 221-235. <https://doi.org/10.1590/S0074-02762008000300001>.

Leibler, J.H.; Zakhour, C.M.; Gadhoke, P.; Gaeta, J.M. 2016. Zoonotic and Vector-Borne Infections Among Urban Homeless and Marginalized People in the United States and Europe, 1990–2014. **Vector-Borne and Zoonotic Diseases**, v.16, n. 7. <https://doi.org/10.1089/vbz.2015.1863>.

Lin, E.Y.; Tsigrelis, C.; Baddour, L.M.; Lepidi, H.; Rolain, J.M.; Patel, R.; Raoult, D. 2010. *Candidatus* Bartonella mayotimonensis and Endocarditis. **Emerging Infectious Disease**, v. 16, n. 3, p. 500–503. doi: 10.3201/eid1603.081673.

Lopes, L.C. 2013. Hemoparasitoses em animais de companhia: erliquiose, babesiose e micoplasmoses. Estudo de casos clínicos. 116f. Dissertação (Mestrado) – Universidade de Trás-os-montes e Alto Douro, Vila Real.

Lopes, M.G.; Muñoz-Leal, S.; De Lima, J.T.R.; Fournier, G.F.D. S. R.; Acosta, I.C.L.; Martins, T.F.; Ramirez, D.G.; Gennari, S.M.; Labruna, M.B. 2018. Ticks, rickettsial and ehrlichial infection in small mammals from Atlantic forest remnants in northeastern Brazil. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife** v. 7, p. 380-385. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2018.10.001>.

Machado, R.Z.; André, M.R.; Werther, K.; De Sousa, E.; Gavioli, F.A.; Alves Junior, J.R.F. 2012. Migratory and carnivorous birds in Brazil: reservoirs for *Anaplasma* and *Ehrlichia* species?. **Vector-Borne and Zoonotic Diseases**, v. 12, p. 705-708. <https://doi.org/10.1089/vbz.2011.0803>

Machado, R.Z.; Duarte, J.M.B.; Dagnone, A.S.; Szabó, M.P.J. 2006. Detection of *Ehrlichia chaffeensis* in Brazilian marsh deer (*Blastocerus dichotomus*). **Veterinary Parasitology**, v. 139, n.1-3, p. 262-266. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2006.02.038>.

Maggi, R.G.; Breitschwerdt, E.B. 2005. Isolation of bacteriophages from *Bartonella vinsonii* subsp. *berkhoffii* and the characterization of *Pap31* gene sequences from bacterial and phage DNA. **Journal of Molecular Microbiology and Biotechnology**, v. 9, n. 1, p. 44-51. <https://doi.org/10.1159/000088145>.

Maggi, R.G.; Chitwood, M.C.; Kennedy-Stoskopf, S.; Deperno, C.S. 2013b. Novel hemotropic *Mycoplasma* species in white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*). **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 36, n. 6, p. 607-611. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2013.08.001>.

Maggi, R.G.; Compton, S.M.; Trull, C.L.; Mascarelli, P.E.; Mozayeni, B.R.; Breitschwerdt, E.B. 2013a. Infection with hemotropic mycoplasma species in patients with or without extensive arthropod or animals contact. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 51, n. 10, p. 3237-3241. <https://doi.org/10.1128/jcm.01125-13>.

Maggi, R.; Breitschwerdt, E.B.; Qurollo, B.; Miller, J.C. 2021. Development of a Multiplex Droplet Digital PCR Assay for the Detection of *Babesia*, *Bartonella*, and *Borrelia* Species. **Pathogens**, v. 10, n. 11 p. 1462. <https://doi.org/10.3390/pathogens10111462>.

Margileth, A.M.; Baehren, D.F. 1998. Chest-Wall Abscess Due to Cat-Scratch Disease (CSD) in an Adult with Antibodies to *Bartonella clarridgeiae*: Case Report and Review of the Thoracopulmonary Manifestations of CSD. **Clinical Infectious Diseases**, v.27, n. 2, p. 353-357. <https://doi.org/10.1086/514671>.

Martins, A. B., da Silva, K. F. M., Fialho, M. S. Miranda, F. R. 2015. Avaliação do Risco de Extinção dos Xenartros Brasileiros. **Série Estado de Conservação da Fauna Brasileira** - Nº 2 editor Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade – Brasília.

Martins, T. F.; Yogui, D. R.; Alves, M. H.; Kluyber, D.; Massocato, G.; Labruna, M. B.; Desbiez, A. L. J. 2023. Surveillance of ticks (Acari: Ixodidae) on monitored free-ranging giant anteaters and on road-killed anteaters and armadillos in the State of Mato Grosso do Sul, Midwestern Brazil. **Systematic & Applied Acarology**, v. 28, n. 4, p. 641–646. <https://doi.org/10.11158/saa.28.4.1>

Massung, R.F.; Slater, K.; Owens, J.H.; Nicholson, W.L.; Mather, T.N.; Solberg, V.B.; Olson, J.G. 1998. Nested PCR Assay for Detection of Granulocytic Ehrlichiae, **Journal of Clinical Microbiology**. V. 36, n. 4. <https://doi.org/10.1128/jcm.36.4.1090-1095.1998>.

Mcdonough, C.M. 1997. Pairing behavior of the nine-banded armadillo (*Dasypus novemcinctus*). **American Midland Naturalist**, v. 138, p. 290-298. <https://doi.org/10.2307/2426822>.

Melo, A.L.T.; Luo, T.; Zhang, X.; Muraro, L.S.; Pereira, N.A.; Cabezas-Cruz, A. Dantas-Torres, F.; McBride, J.W.; De Aguiar, D.M. 2021. Serological evidence of *Ehrlichia minasensis* infection in Brazilian dogs. **Acta Tropica**, v. 219. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2021.105931>.

Millán, J.; Di Cataldo, S.; Volokhov, D.V.; Becker, D.J. 2020. Worldwide occurrence of haemoplasmas in wildlife: Insights into the patterns of infection, transmission, pathology and zoonotic potential. **Transboundary and Emerging Diseases**, v. 68, n. 6. <https://doi.org/10.1111/tbed.13932>.

Miller, M.A.; Pfeiffer, W.; Schwartz, T. 2010. Creating the CIPRES Science Gateway for inference of large phylogenetic trees In Proceedings of the Gateway Computing Environments Workshop (GCE), p. 01-08. DOI: 10.1109/GCE.2010.5676129.

Mongruel, A.C.B.; Medici, E.P.; Canena, A.C.; Calchi, A.C.; Machado, R.Z.; André, M.R. 2022. Expanding the Universe of Hemoplasmas: Multi-Locus Sequencing Reveals Putative Novel Hemoplasmas in Lowland Tapirs (*Tapirus terrestris*), the Largest Land Mammals in Brazil. **Microorganisms**, v. 10, p. 614. <https://doi.org/10.3390/microorganisms10030614>.

Mongruel, A.C.; Benevenuto, J.L.; André, M.R.; Carrasco, A.O.; Machado, R.Z.; Seki, M.C. 2017. Molecular characterization of *Anaplasma* sp. in free-living gray brockets (*Mazama gouazoubira*). **Vector Borne Zoonotic Diseases**, v. 17, p. 165-171. <https://doi.org/10.1089/vbz.2016.2026>.

Mongruel, A.C.B.; Spanhol, B., Valente, Vc., Porto, Jdm., Ogawa, Pp. Otomura, L., Vieira, Rfc. 2020. Survey of vector-borne and nematode parasites involved in the etiology of anemic syndrome in sheep from Southern Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v. 29, n. 3. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612020062>.

Müller, A.; Monti, G.; Otth, C.; Sepúlveda, P.; Bittencourt, P.; Nachum-Biala, Y.; Gutiérrez, R.; Harrus, S. 2018. "*Candidatus* Neoehrlichia chilensis" sp. nov.: Molecular detection and characterization of a novel Anaplasmataceae in wild rodents from Valdivia, southern Chile. **Transboundary and Emerging Diseases**, v. 65, p. 357–362. <https://doi.org/10.1111/tbed.12815>.

Mullins, K.E.; Hang, J.; Jiang, J.; Leguia, M.; Kasper, M.R.; Ventosilla, P.; Maguiña, C.; Jarman, R.G.; Blazes, D.; Richards, A.L. 2015. Description of *Bartonella ancashensis* sp. nov., isolated from the blood of two patients with verruga peruana. **International Journal of Systematic and Evolutinary Microbiology**, v. 65, n.10. <https://doi.org/10.1099/ijsem.0.000416>.

Muraro, L.S.; Souza, A.O.; Leite, T.N.S.; Cândido, S.L.; Melo, A. L.T.; Toma, H.S.; Carvalho, M.B.; Dutra, V.; Nakazato, L.; Cabezas-Cruz, A.; De Aguiar, D.M. 2021. First Evidence of *Ehrlichia minasensis* Infection in Horses from Brazil. **Pathogens**, v. 10, n. 3. <https://doi.org/10.3390/pathogens10030265>.

Neimark, H.; Peters, W.; Robinson, B. L.; Stewart, L. B. 2005. 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, n. 3. <https://doi.org/10.1099/ijms.0.63437-0>

Nicholson, W.L. 2018. Family Anaplasmataceae (Anaplasmosis, Ehrlichiosis, Neorickettsiosis, and Neoehrlichiosis), 5th ed.; Elsevier Inc.: Amsterdam, The Netherlands. DOI: 10.1016/B978-0-323-40181-4.00170-5.

Norman, A.F.; Regnery, R.; Jamenson, P.; Greene, C.; Krause, D.C. 1995. Differentiation of *Bartonella*-like isolates at the species level by PCR restriction fragment length polymorphism in the citrate synthase gene. **Journal of Clinical Microbiology**, v.33, n.7, p.1797-1803. <https://doi.org/10.1128/jcm.33.7.1797-1803.1995>.

O'nion, V.L.; Montilla, H.J.; Qurollo, B. A.; Maggi, R.G.; Hegarty, B.C.; Tornquist, S.J.; Breitschwerdt, E.B. 2015. Potentially novel *Ehrlichia* species in horses, Nicaragua. **Emerging Infectious Diseases**, v. 21, p. 335–338. doi: 10.3201/eid2102.140290.

Oh, M.R; Moon, K.H; Kim, S.Y; Kim, Y.G.; Choi, C.Y; Kang, C.W; Kim, H.J; Lee, K.K.; Yun, Y.M. 2014. Prevalence of *Anaplasma* sp. in Thrushes (Family Turdidae) in Jeju Island, Republic of Korea. **Journal of Veterinary Clinics**, v. 31, n. 3, p. 206-211. <http://dx.doi.org/10.17555/ksvc.2014.06.31.3.206>.

Okaro, U.; Addisu, A.; Casanas, B.; Andersona, B. 2017. *Bartonella* Species, an Emerging Cause of Blood-Culture-Negative Endocarditis. **Clinical Microbiology**, v. 30, n. 3, p. 709 – 746. DOI: <https://doi.org/10.1128/cmr.00013-17>.

Oteo, J.A.; Maggi, R.; Portillo, A.; Bradley, J.; Garcia-Álvarez, L.; San-Martin, M.; Roura, X.; Breitschwerdt, E. 2017. Prevalence of *Bartonella* spp. By Culture, PCR and Serology, in Veterinary Personnel From Spain. **Parasites & Vectors**, v. 10, n. 553. <https://doi.org/10.1186/s13071-017-2483-z>.

Ouass, S.; Boulanger, N.; Lelouvier, B.; Insonere, J.L.M.; Lacroux, C.; Krief, S.; Asalu, E.; Rahola, N.; Duron, O. 2023. Diversity and phylogeny of the tick-borne bacterial genus *Candidatus Allocryptoplasma* (Anaplasmataceae). **Parasite**, v. 30, n. 13. doi: 10.1051/parasite/2023014.

Paziewska, A.; Harris, P.D.; Zwolińska, L.; Bajer, A.; Siński, E. 2011. Recombination within and between species of the alpha proteobacterium *Bartonella* infecting rodents. **International Society for Microbial Ecology**, v.61, n.1, p.134-145. <https://doi.org/10.1007/s00248-010-9735-1>.

Perles, L.; Barreto, W.T.G.; Santos, F.M.; Duarte, L.L.; De Macedo, G.C.; Barros-Battesti, D.M.; Herrera, H.M.; Machado, R.Z.; André, M.R. 2023b. Molecular Survey of Hemotropic *Mycoplasma* spp. and *Bartonella* spp. in Coatis (*Nasua nasua*) from Central-Western Brazil. **Pathogens**, v. 12, n. 4. <https://doi.org/10.3390/pathogens12040538>.

Perles, L.; Moraes, M.F.; Xavier Da Silva, M.; Vieira, R.F.C.; Machado, R.Z.; Lux Hoppe E.G.; André, M.R. 2023a. Co-infection by multiple vector-borne agents in wild ring-tailed coatis (*Nasua nasua*) from Iguaçu National Park, southern Brazil. **Scientific Reports**, v. 13, n. 1828. <https://doi.org/10.1038/s41598-023-29090-1>.

Picoloto, G.; Lima, R.F.; Olegario, L.A.O.; Carvalho, C.M.E.; Lacerda, A.C.R.; Tomas, W.M. 2010. Real time polymerase chain reaction to diagnose *Anaplasma marginale* in cattle and deer (*Ozotoceros bezoarticus leucogaster*) of the Brazilian Pantanal. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 19, p. 186-188. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612010000300012>.

Raoult, D.; Roblot, F.; Rolain, J.M.; Besnier, J.M.; Loulergue, J.; Bastides, F.; Choutet, P. 2006. First Isolation of *Bartonella alsatica* from a Valve of a Patient with Endocarditis. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 44, n. 1. <https://doi.org/10.1128/jcm.44.1.278-279.2006>.

Regnery, R.L.; Anderson, B.E.; Clarridge, J.E.; Rodriguez-Barradas, M.C.; Jones, D.C.; Carr, J.H. 1992. Characterization of a novel Rochalimaea species, *R. henselae* sp. nov., isolated from blood of a febrile, human immunodeficiency virus-positive patient. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 30, n. 2. <https://doi.org/10.1128/jcm.30.2.265-274.1992>.

Rejmanek, D.; Bradburd, G.; Foley, J. 2012. Molecular characterization reveals distinct genospecies of *Anaplasma phagocytophilum* from diverse North American hosts. **Journal of Medical Microbiology**, v. 61, n. 2, p. 204-212. <https://doi.org/10.1099/jmm.0.034702-0>.

Renesto, P.; Gouvernet, J.; Drancourt, M.; Roux, V.; Raoult, D. 2001. Use of rpoB gene analysis for detection and identification of *Bartonella* species. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 39, n. 2, p. 430-437. DOI: <https://doi.org/10.1128/jcm.39.2.430-437.2001>

Richini-Pereira, V.B.; Bosco, S.M.; Theodoro, R.C.; Barrozo, L.; Pedrini, S.C.; Rosa, P.S. 2009. Importance of xenarthrans in the eco-epidemiology of *Paracoccidioides brasiliensis*. **BMC Research Notes**, v. 2, n. 228. <https://doi.org/10.1186/1756-0500-2-228>.

Rikihisa, Y. 1991. The tribe Ehrlichieae and ehrlichial diseases. **Clinical microbiology Reviews**, v. 4, n. 3, p. 286–308. DOI: <https://doi.org/10.1128/cmr.4.3.286>.

Ronquist, F.; Huelsenbeck, J.P. 2003. MrBayes 3: Bayesian phylogenetic inference under mixed models. **Bioinformatics**, v. 19, n. 12, p. 1572-1574. <https://doi.org/10.1093/bioinformatics/btg180>.

Roux, V.; Eykyn, S.J.; Wyllie, S.; Raoult, D. 2000. *Bartonella vinsonii* subsp. *berkhoffii* as an Agent of Afebrile Blood Culture-Negative Endocarditis in a Human. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 38, n. 4. DOI: <https://doi.org/10.1128/jcm.38.4.1698-1700.2000>.

Ruiz, J. 2022. *Bartonella bacilliformis*: a forgotten killer. **Journal of Medical Microbiology**, v. 71, n. 12. <https://doi.org/10.1099/jmm.0.001614>.

Sacchi, A.B.V.; Duarte, J.M.B.; André, M.R.; Machado, R.Z. 2012. Prevalence and molecular characterization of Anaplasmatataceae agents in free-ranging Brazilian marsh deer (*Blastocerus dichotomus*). **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 35, p. 325-334. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2012.02.001>.

Sanger, F.; Nicklen, S.; Coulson, A. R. 1977. DNA sequencing with chain-terminating inhibitors. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, Washington, v. 74, n. 12, p. 5463-5467. <https://doi.org/10.1073/pnas.74.12.5463>.

Sanogo, Y.O.; Zeaiter, Z.; Caruso, G.; Merola, F.; Shpynov, S.; Brouqui, P.; Raoult, D. 2003. *Bartonella henselae* in *Ixodes ricinus* Ticks (Acari: Ixodida) Removed from Humans, Belluno Province, Italy. **Emerging Infectious Diseases**, v. 9, n. 3, p. 329–332. doi: 10.3201/eid0903.020133.

Shaw, J.K. 1985. The hemoflagellates of sloths, vermilinguas (anteaters) and armadillos, 279-292 In: Montgomery, G. G. (Ed.). *The evolution and ecology of armadillos, sloths and vermilinguas*, Smithsonian Institution Press, Washington and London, p.451.

Silva, S., Santos, P., Molina, K., Lopes, A., Braga, F., Ohana, A., Miranda, F., & Bertassoni, A. 2020. Incêndios contra a sobrevivência de Xenarthra: tamanduás, tatus e preguiças. **Boletim Do Museu Paraense Emílio Goeldi - Ciências Naturais**, v. 15, n. 3, p. 523-532. <https://doi.org/10.46357/bcnaturais.v15i3.214>

Silva-Santos, M.; Matos, P.T.D.; Lima, V.F.S.; Meira-Santos, P.O.; Rocha, L.B. 2014. MICOPLASMOSE EM CÃES – RELATO DE 4 CASOS. **ENCICLOPÉDIA BIOSFERA**, Centro Científico Conhecer - Goiânia, v.10, n.19; p. 1298. <https://www.conhecer.org.br/ojs/index.php/biosfera/article/view/2363>.

Silveira, J.A.; Rabelo, E.M.; Ribeiro, M.F. 2012. Molecular detection of tickborne pathogens of the family Anaplasmatataceae in Brazilian Brown Brocket Deer (*Mazama gouazoubira*, Fischer, 1814) and Marsh Deer (*Blastocerus dichotomus*, Illiger, 1815). **Transboundary and Emerging Diseases**, v. 59, p. 353-360. <https://doi.org/10.1111/j.1865-1682.2011.01278.x>.

Singh, H.; Jyoti, Haque, M.; Singh, N. K.; Rath, S. S. 2012. Molecular detection of *Anaplasma marginale* infection in carrier cattle. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 3, n. 1, p. 55-58. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2011.10.002>.

Soares, H.S.; Marcili, A.; Barbieri, A.R.M.; Minervino, A.H.H.; Malheiros, A.F.; Gennari, S.M.; Labruna, M.B. 2017. Novel *Anaplasma* and *Ehrlichia* organisms infecting the wildlife of two regions of the Brazilian Amazon. **Acta Tropica**, v. 174, p. 82-87. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2017.07.006>.

Staggemeier, R.; Venker, C.A.; Klein, D.H.; Petry, M.; Spilki, F.R.; Cantarelli, V.V. 2010. 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. <https://doi.org/10.1590/S0074-02762010000700006>.

Stamatakis, A.; Hoover, P.; Rougemont, J. 2008. A rapid bootstrap algorithm for the RAxML Web servers. **Systematic Biology**, v. 57, n. 5, p. 758–771. <https://doi.org/10.1080/10635150802429642>.

Stevenson, H.L.; Bai, Y.; Kosoy, M.Y.; Monteneri, J.A.; Lowell, J.L.; Chu, M.C.; Gage, K.L. 2003. Detection of novel *Bartonella* strains and *Yersinia pestis* in Prairie dogs and their fleas (Siphonaptera: Ceratophyllidae and Pulicidae) using multiplex polymerase chain reaction. **Journal of Medical Entomology**, v. 40, n. 3, p. 329–337. <https://doi.org/10.1603/0022-2585-40.3.329>.

Stover, B.C.; Muller, K.F. 2010. TreeGraph 2: Combining and visualizing evidence from different phylogenetic analyses. **BMC Bioinformatics**, v. 11, n. 7, p. 1-9. <https://doi.org/10.1186/1471-2105-11-7>.

Sumner, J.W.; Nicholson, W.L.; Massung, R.F. 1997. PCR Amplification and Comparison of Nucleotide Sequences from the groESL Heat Shock Operon of *Ehrlichia* Species, **Journal of Clinical Microbiology**, v. 35, n. 8. DOI: <https://doi.org/10.1128/jcm.35.8.2087-2092.1997>.

Szabó, M.P.J.; Pascoal, J.O.; Martins, M.M.; Ramos, V.N.; Osava, C.F.; Santos, A.L.Q.; Yokosawa, J.; Rezende, L.M.; Tolesano-Pascoli, G.V.; Torga, K.; De Castro, M.B.; Suzin, A.; Barbieri, A.R.M.; Werther, K.; Silva, J.M.M.; Labruna, M.B. 2019. Ticks and Rickettsia on anteaters from Southeast and Central-West Brazil. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 10, n. 3, p. 540-545. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2019.01.008>.

Tabara, K.; Arai, S.; Kawabuchi, T.; Itagaki, A.; Ishihara, C.; Satoh, H.; Okabe, N.; Tsuji, M. 2007. Molecular survey of *Babesia microti*, *Ehrlichia* species and *Candidatus* Neoehrlichia mikurensis in wild rodents from Shimane Prefecture, Japan. **Microbiology and Immunology**, v. 51, n. 4, p. 359–367. <https://doi.org/10.1111/j.1348-0421.2007.tb03923.x>.

Taber, F. W. 1945. Contribution on the life history and ecology of the nine-banded armadillo. **Journal of Mammalogy**, v. 26, n. 3, p. 211-226. <https://doi.org/10.2307/1374817>.

Thompson, J.D.; Higgins, D.G.; Gibson, T.J. 1994. Clustal W: improving the sensitivity of progressive multiple sequence alignment through sequence weighting, position specific gap penalties and weight matrix choice. **Nucleic Acids Research**, v.22, n. 22 p.1673-4680. <https://doi.org/10.1093/nar/22.22.4673>.

Tully, J.G.; Bove, J.M.; Laigret, F.; Whiscomb, R.F. 1993. Revised taxonomy of the class Mollicutes: proposed elevation of a monophyletic cluster of arthropod-associated mollicutes to the ordinal rank (Entomoplasmatales ord. nov.), with provision for familial rank to separate species with nonhelical morphology (Entoplasmataceae fam. nov.) from helical species (Spiroplasmataceae), and emended descriptions of the order Mycoplasmatales, family Mycoplasmataceae. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 43, n. 2, p. 378-385. <https://doi.org/10.1099/00207713-43-2-378>.

Vidal, R.A.C. 2013. Rastreio de agentes de doenças caninas de transmissão vectorial numa população de cães com funções militares policiais. 94f. Dissertação (Mestrado) – Universidade Técnica de Lisboa, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa.

Walker, R.L. 2003. Mollicutes. In: Hirsh, D.C. & Chung, Y. editors. *Microbiologia veterinária*. 2 ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan.

Welinder-Olsson, C.; Kjellin, E.; Vaht, K.; Jacobsson, S.; Wenneras, C. 2010. First case of human "*Candidatus* Neohrlichia mikurensis" infection in a febrile patient with chronic lymphocytic leukemia. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 48, n. 5, p. 1956-1959. DOI: <https://doi.org/10.1128/jcm.02423-09>.

Widmer, C.E.; Azevedo, F.C.C.; Almeida, A.P.; Ferreira, F.; Labruna, M.B. 2001. Tick-Borne Bacteria in Free-Living Jaguars (*Panthera onca*) in Pantanal, Brazil. **Vector-Borne and Zoonotic Diseases**, v. 11, n. 8. <https://doi.org/10.1089/vbz.2011.0619>.

Zhang, Y.; Lv, Y.; Zhang, F.; Zhang, W.; Wang, J.; Cui, Y.; Wang, R.; Jian, F.; Zhang, L.; Ning, C. 2016. Molecular and phylogenetic analysis of *Anaplasma* spp. in sheep and goats from six provinces of China. **Journal of Veterinary Science**; v. 17, n. 4 p. 523-529. doi: 10.4142/jvs.2016.17.4.523.