

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS
ESCOLA DE VETERINÁRIA
PROGRAMA DE RESIDÊNCIA INTEGRADA EM MEDICINA VETERINÁRIA**

JULIA PENNA DE ANDRADE

**DETECÇÃO MOLECULAR DE HEMOPATÓGENOS EM MAMÍFEROS DA
FUNDAÇÃO DE PARQUES E ZOO-BOTÂNICA DE BELO HORIZONTE**

**Belo Horizonte,
2024**

Julia Penna de Andrade

**DETECÇÃO MOLECULAR DE HEMOPATÓGENOS EM MAMÍFEROS DA
FUNDAÇÃO DE PARQUES E ZOO-BOTÂNICA DE BELO HORIZONTE**

Monografia de especialização apresentada à Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais, como requisito parcial à obtenção do título de Especialista - Residência em Medicina Veterinária na Área de Saúde Pública com Ênfase em Interface Saúde Humana e Silvestres.

Orientadora: Profa. Dra. Júlia Angélica Gonçalves da Silveira

**Belo Horizonte,
2024**

A554d Andrade, Julia Penna de ,1999 -
Detecção molecular de hemopatógenos em mamíferos da fundação de
parque e Zoobotânica de Belo Horizonte/ Julia Penna de Andrade.-2024.
40 f: il.

Orientadora: Júlia Angélica Gonçalves da Silveira

Monografia apresentada à Faculdade de Medicina Veterinária da UFMG,
como requisito parcial para obtenção do título Especialista - Residência em
Medicina Veterinária

Bibliografia f. 32 a 40.

1. Animais Silvestres – Doenças - Teses – 2. Carrapato como transmissor de
doenças – Teses – 3. Veterinária – Teses - I. Silveira, Júlia Angélica da –
II. Universidade Federal de Minas Gerais, Escola de Veterinária – III. Título.

CDD – 636.089 69

Bibliotecária responsável Cristiane Patrícia Gomes CRB 2569
Biblioteca da Escola de Veterinária, UFMG.

PROGRAMA DE RESIDÊNCIA INTEGRADA EM MEDICINA VETERINÁRIA

ATA DE DEFESA DE TCR DE Julia Penna de Andrade

Às 14:00 horas do dia 05/11/2024 reuniu-se, na Escola de Veterinária da UFMG a Banca Examinadora do Trabalho de Conclusão do Curso, para julgar em exame final, a defesa do TCR intitulado: Deteção molecular de hemopatógenos em mamíferos da Fundação da Parques e Zoo-Botânica de Belo Horizonte, como requisito final para a obtenção do Título de Especialista em Saúde Pública com Ênfase em Interface Saúde Humana e Silvestre.

Abrindo a sessão, o Presidente da Banca, Profa. Júlia Angélica Gonçalves da Silveira, após dar a conhecer aos presentes o teor das Normas Regulamentares da Defesa do TCR, passou a palavra ao candidato (a), para apresentação de seu trabalho. Seguiu-se a arguição pelos examinadores, com a respectiva defesa do (a) candidato (a). Logo após, a Banca se reuniu, sem a presença do (a) candidato (a) e do público, para julgamento da TCR, tendo sido atribuídas as seguintes indicações:

Prof. Júlia Angélica Gonçalves da Silveira

Prof. Camila de Valgas e Bastos Castro

Prof. Rafael Otávio Cançado Motta

Aprovada	Reprovada
☒	☐
☒	☐
☒	☐

☒ Aprovado

Pelas indicações, o (a) candidato (a) foi considerado (a):

☐ Reprovado

Nota: 95,00

Para concluir o Programa, o (a) candidato (a) deverá depositar no repositório Institucional a referida produção acatando, se houver as modificações sugeridas pela banca. Para tanto terá o prazo máximo de 30 dias a contar da data da defesa.

O resultado final, foi comunicado publicamente ao (a) candidato (a) pelo Presidente da Banca. Nada mais havendo a tratar, o Presidente encerrou a reunião e lavrou a presente ata, que será assinada por todos os membros participantes da Banca Examinadora.

Belo Horizonte, 05 de Novembro de 2024

Assinatura dos membros da Banca:

Camila de Valgas e Bastos Castro Rafael Otávio Cançado Motta

Júlia Angélica Gonçalves da Silveira

RESUMO

A investigação de hemopatógenos em animais silvestres e exóticos, de vida livre e cativeiro, é crucial para maior compreensão de sua epidemiologia, dinâmica e potencial zoonótico. No presente estudo, foram realizadas análises moleculares de animais da Fundação de Parques e Zoo-Botânica de Belo Horizonte para identificar e caracterizar hemopatógenos, especialmente protozoários da ordem Piroplasmida e bactérias intracelulares. Amostras de sangue total foram coletadas de lobos-guarás, gorilas, tamanduás-bandeiras, onças-pardas, leão africano, rinoceronte branco, anta e elefante africano para o diagnóstico molecular de hemopatógenos entre os anos de 2023 e 2024. Os achados revelaram que 88,88% (16/18) dos indivíduos amostrados estavam infectados com algum tipo de hemopatógeno. Protozoários do gênero Piroplasmida foram detectados em 44,44% dos indivíduos, incluindo onças-pardas, lobos-guarás, gorilas e um rinoceronte branco. Bactérias da família Anaplasmataceae foram identificadas em 44,44% dos indivíduos. *Leishmania* spp. foi encontrada em um lobo-guará, enquanto *Rickettsia* sp. foi detectada em duas onças-pardas. *Trypanosoma evansi* não foi identificado em nenhuma amostra. A alta detecção de hemopatógenos destaca a circulação significativa desses agentes em animais de cativeiro, evidenciando a necessidade de monitoramento contínuo e estratégias de controle para evitar a transmissão zoonótica e para outros indivíduos da espécie. A positividade para agentes que podem desenvolver infecção assintomática, ressalta a importância da vigilância da saúde dos animais em cativeiro. Este estudo contribui para o entendimento da epidemiologia dos hemopatógenos em cativeiro e destaca a necessidade de estratégias de vigilância e manejo adaptadas às condições específicas dos zoológicos. A ampliação do conhecimento sobre esses patógenos é crucial para a proteção da saúde animal e humana, e para a implementação de medidas de prevenção que minimizem o risco de surtos e transmissão zoonótica.

Palavras-Chave: parasitos sanguíneos; medicina de zoológico; hemoprototozoários; rickettsiales

ABSTRACT

Investigating hemoparasites in both wild and exotic animals, whether free-living or in captivity, is essential for understanding their epidemiology, dynamics, and zoonotic risks. This study performed molecular analyses on zoo animals to identify and characterize hemoparasites, focusing on protozoa from the Piroplasmida order and intracellular bacteria. Blood samples were collected from a variety of animals, including maned wolves, gorillas, giant anteaters, ocelots, African lions, white rhinoceroses, tapirs, and African elephants. Results showed that 88.88% (16/18) of the sampled animals were infected with hemoparasites. Protozoa from the Piroplasmida genus were found in 44.44% of the animals, including ocelots, maned wolves, gorillas, and a white rhinoceros. Additionally, Anaplasmataceae bacteria were detected in 44.44% of the animals. *Leishmania* spp. was identified in one maned wolf, while *Rickettsia* spp. was found in two ocelots. No samples tested positive for *Trypanosoma evansi*. The significant detection rate of hemoparasites in captive animals highlights the importance of ongoing monitoring and control measures to prevent zoonotic transmission and infections among species. Asymptomatic infections further stress the need for diligent health surveillance in captive settings. This research enhances the understanding of hemoparasite epidemiology in captivity and underscores the need for tailored surveillance and management strategies in zoos. Expanding knowledge about these pathogens is crucial for safeguarding both animal and human health and for implementing preventive measures to mitigate outbreaks and zoonotic risks.

Keywords: blood parasites; zoo medicine; hemoprotozoa; rickettsiales

LISTA DE FIGURA

- Figura 1** Eletroforese com produtos de PCR para a ordem Piroplasmida. (A) faixa 1: ladder (100pb); faixa 2: controle negativo; faixa 3-5: onça parda; faixa 6-7: tamanduá bandeira. (B). faixa 1: ladder (100pb); faixa 2: controle negativo; faixa 3: controle positivo; faixa 4-7: gorilla 22
- Figura 2** Eletroforese com produtos de PCR para *Trypanossoma evansi* (faixa 2-5)e *Cytauxzoon felis* (faixa 6-8). Faixa 1: ladder (100pb); faixa 2: controle negativo; faixa 3: controle positivo; faixa 4: leão africano; faixa 5: anta; faixa 6:controle negativo; faixa 7: controle positivo; faixa 8: onça parda 23

LISTA DE TABELA

Tabela 1	Identificação, espécie, sexo, idade e origem de animais amostrados da Fundação de Parques e Zoo-Botânica de Belo Horizonte	17
Tabela 2	Relação de agentes, <i>primer</i> , altura de banda e referência para a identificação de hemopatógenos em animais da Fundação de Parques e Zoo-Botânica de Belo Horizonte	19
Tabela 3	Hemopatógenos identificados em amostra de sangue total de animais da coleção da Fundação Zoo-Botânica de Belo Horizonte	20
Tabela 4	Relação de hemopatógenos identificados por indivíduo da coleção da Fundação Zoo-Botânica de Belo Horizonte	21

LISTA DE ABREVIATURA

DNA	Ácido desoxirribonucleico
EDTA	Ácido etilenodiamina tetra-acético
FMB	Febre Maculosa Brasileira

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	11
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	13
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	16
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	20
4.1 Lobo-guará (<i>Chrysocyon brachyurus</i>).....	24
4.2 Gorila-do-ocidente (<i>Gorilla gorilla</i>).....	26
4.3 Tamanduá-bandeira (<i>Myrmecophaga tridactyla</i>).....	27
4.4 Onça-parda (<i>Puma concolor</i>).....	27
4.5 Leão-africano (<i>Panthera leo</i>).....	29
4.6 Rinoceronte-branco (<i>Ceratotherium simum</i>).....	30
4.7 Anta (<i>Tapirus terrestris</i>).....	31
4.8 <i>Trypanosoma</i> spp.....	31
5. CONCLUSÃO.....	31
6. REFERÊNCIAS.....	32

1. INTRODUÇÃO

A emergência de hemopatógenos em animais silvestres e exóticos, tanto em vida livre quanto sob cuidados humanos, levanta preocupações quanto à possibilidade de transmissão para o ser humano e animais domésticos. A compreensão dos fatores epidemiológicos associados à transmissão desses patógenos é crucial para o desenvolvimento de estratégias de prevenção e controle mais eficazes. No entanto, o conhecimento sobre a presença e origem de hemopatógenos em animais silvestres ainda é limitado, dificultando a avaliação do potencial de transmissão para novos indivíduos e seu papel epidemiológico (Thompson; Kutz; Smith, 2009).

Muitos estudos sobre patógenos em animais silvestres abordam indivíduos isolados ou pequenos grupos em momentos específicos, o que limita a capacidade de estabelecer parâmetros epidemiológicos amplos (Thompson; Kutz; Smith, 2009). O aumento do contato entre o homem e animais silvestres, impulsionado pelo crescimento populacional urbano, construção de rodovias e desmatamento, tem sido identificado como um dos principais fatores para a elevação da circulação de patógenos entre humanos, animais domésticos e silvestres (Mendonça; Fonseca; Piedade, et al., 2023). Infecções parasitárias zoonóticas frequentemente ocorrem devido a atividades antropogênicas e fatores socioeconômicos (Thompson; Kutz; Smith, 2009). Infecções emergentes constituem pelo menos 15% de todos os patógenos humanos, enquanto 61% dos organismos infecciosos os afetam são zoonóticos (Ryu; Kim; Lim, 2017; CDC, 2018).

Animais silvestres podem servir como reservatórios naturais e sentinelas para a emergência de doenças (Mckenzie; Starks, 2008; González-Barrio; Ruiz-Fons, 2019). A transmissão de patógenos entre animais domésticos, silvestres e humanos ocorre principalmente durante eventos de *spill-over* (González-Barrio, 2022), mas a transmissão de patógenos de origem humana e doméstica também pode afetar animais silvestres (Thompson; Kutz; Smith, 2009; Salyer; Gillespie; Rwego, et al. 2012, Kooriyama; Okamoto; Yoshida, et al. 2013). A falta de conhecimento sobre a patologia, a suscetibilidade específica e a microfauna de diferentes espécies dificulta a compreensão dos agentes patogênicos identificados. Animais assintomáticos frequentemente passam despercebidos e podem atuar como fontes potenciais de transmissão zoonótica (Warwick; Arena; Steedman, et al., 2012).

Para que uma doença se estabeleça em um hospedeiro, é necessária uma interação entre o agente causador, um hospedeiro suscetível e o ambiente compartilhado por ambos (Thrusfield, 1986). Um hospedeiro reservatório, é aquele que o patógeno circula endemicamente e que se reproduz de maneira a que possa ser transmitido a um hospedeiro suscetível (Ghai; Carpenter; Liew et al. 2021). Ambientes compartilhados entre animais e humanos, como zoológicos e centros de recebimento e reabilitação de animais silvestres, podem aumentar o risco de transmissão de doenças zoonóticas, especialmente na ausência de equipamentos de proteção individual (Kumar; Lokesh; Madhavaprasad, et al., 2013). Além disso, fatores de estresse, como a superpopulação, contenção física e mudanças no manejo ou transporte, podem causar estresse nos animais, levando à manifestação de sinais clínicos e facilitando a transmissão para outros indivíduos e funcionários (Perlino; Hilliard; Koehler, 1998; Rhyan; Spraker, 2010). Animais de cativeiro também estão vulneráveis à transmissão de vetores urbanos, especialmente devido à presença de reservatórios domésticos e sinantrópicos (Perlino; Hilliard; Koehler, 1998; Rhyan; Spraker, 2010).

É necessário agora considerar a presença de outras fontes de vetores dentro de centros urbanos. A detecção de hemopatógenos em animais de zoológicos destaca a necessidade de um olhar mais abrangente sobre a transmissão entre animais silvestres, exóticos e humanos, bem como a possibilidade de atuarem como reservatórios para tais patógenos.

Portanto, é crucial desenvolver estratégias integradas que incluam a vigilância contínua e a implementação de medidas de controle eficazes não apenas em ambientes silvestres e cativos, mas também em áreas urbanas. A colaboração entre instituições de pesquisa, autoridades de saúde pública e gestores de zoológicos é essencial para entender melhor as dinâmicas de transmissão e mitigar os riscos para a saúde animal e humana. A educação pública sobre prevenção e o monitoramento ativo de focos de infecção são passos fundamentais para enfrentar o desafio das doenças transmitidas por vetores em um contexto urbano em constante mudança.

O objetivo deste trabalho foi descrever a detecção de hemopatógenos em mamíferos silvestres e exóticos de cativeiro na Fundação de Parques e Zoo-Botânica de Belo Horizonte.

2. REVISÃO DE LITERATURA

A detecção de hemopatógenos em animais silvestres e exóticos sob cuidados humanos fornece informações cruciais sobre o ciclo de transmissão em cativeiro e na natureza. Estudos adicionais são essenciais para que autoridades ambientais desenvolvam estratégias eficazes para reduzir o risco de transmissão de agentes patogênicos entre animais domésticos e silvestres, de vida livre ou cativeiro (Gortázar; Ferroglio; Höfle et al., 2007). Tais estudos são fundamentais para destacar a importância da conservação na medicina veterinária de zoológicos.

As rickettsias patogênicas são divididas em dois grupos principais: o grupo Tifo, composto por *Rickettsia prowazekii* e *R. typhi*, com piolhos e pulgas como vetores, respectivamente; e o grupo da febre maculosa, que abrange diversas espécies, principalmente transmitidas por carrapatos (Parola; Paddock; Socolovschi et al., 2013). No Brasil, nove espécies do grupo da febre maculosa foram relatadas: *R. rickettsii*, *R. parkeri*, *R. rhipicephali*, “*Candidatus R. amblyommii*” e “*Candidatus R. andeanae*” (Labruna; Mattar; Nava et al., 2011; Nieri-Bastos; Lopes; Junior; Foster et al. 2016). *Rickettsia* sp. cepa Pampulha foi reportado no país (Parola; Paddock; Socolovschi et al., 2013). Entre os agentes riquetsiais transmitidos por carrapatos presentes no Brasil, apenas *R. rickettsii*, *R. parkeri*, e *Rickettsia* sp. cepa Mata Atlântica foram associadas a doenças em humanos. As demais espécies são consideradas não patogênicas ou potencialmente patogênicas para os seres humanos (Parola; Paddock; Socolovschi et al., 2013). Historicamente, a febre maculosa brasileira (FMB) era descrita como sendo uma doença endêmica em áreas rurais, mas nos últimos anos também têm sido registrada em áreas periurbanas e urbanas, embora pastagens, matas ciliares e proximidades com rios e lagos continuem sendo ambientes ideais para a ocorrência da doença, especialmente na presença de animais amplificadores (Parola; Paddock; Socolovschi et al., 2013).

Os gêneros *Ehrlichia* e *Anaplasma* são pertencentes à família Anaplasmataceae, (Walker; Olano, 2007; Doudier; Olano; Parola et al., 2010). Estas são bactérias Gram-negativas intracelulares obrigatórias que infectam células do hospedeiro, podendo afetar animais silvestres, domésticos e seres humanos (Doudier; Olano; Parola et al., 2010). A transmissão ocorre através do repasto sanguíneo de vetores artrópodes hematófagos,

principalmente carrapatos (Calchi; Vultão; Alves et al., 2020). *Anaplasma phagocytophilum* é um patógeno transmitido por carrapatos com potencial zoonótico (Grassi; Franzo; Martini et al., 2021; Dumbler; Barbet, 2001). Na Itália, este patógeno foi detectado em carrapatos da espécie *Ixodes ricinus*, alimentando-se de ungulados silvestres. As variantes identificadas neste estudo sugerem a difusão do agente, bem como a presença de variantes com potencial zoonótico (Grassi; Franzo; Martini et al., 2021).

Em um estudo por Martins et al. (2015), foram coletados carrapatos de mamíferos de vida livre no Parque Nacional da Serra da Canastra. As espécies identificadas em carnívoros incluíram *Amblyomma ovale*, *A. sculptum*, *A. tigrinum*, *Dermacentor nitens* e *Rhipicephalus microplus*. Em Xenarthras, foram encontrados *A. pseudoconcolor* e *A. sculptum*. No hospital veterinário do zoológico de Sorocaba, em animais de vida livre, foram identificados *A. sculptum* e *A. parkeri* em aves, e *A. aureolatum*, *A. sculptum*, *A. ovale*, *A. calcaratum*, *A. nodosum*, *A. longirostre*, *Haemaphysalis juxtakochi*, *R. microplus*, *D. nitens*, *Ixodes aragaoi* em mamíferos.

No município de Itabirito, em Minas Gerais, Alckmin (2019) detectou em cães *R. sanguineus sensu lato*, *A. aureolatum*, *A. sculptum* e *R. microplus*. Entre as amostras analisadas, 17% amplificaram para membros da família Anaplasmataceae, com tropismo por granulócitos ou plaquetas; 9% para o gene de *Piroplasma* SSU rDNA; 7% para *Hepatozoon* spp.; 5% para *Ehrlichia* spp.; e 1% para *Anaplasma phagocytophilum*.

A ordem Piroplasmida engloba protozoários dos gêneros *Theileria*, *Babesia*, *Rangelia* e *Cytauxzoon*, e possui espécies causadoras de zoonoses e antropozoonoses (Schreeg; Marr; Tarigo et al., 2016). A babesiose, causada por um protozoário apicomplexo do gênero *Babesia*, apresentam espécies que são zoonoses emergentes e podem infectar diversos animais silvestres, sendo estes os principais reservatórios (Chauvin; Moreau; Bonnet et al., 2009; Yabsley; Shock, 2013). *Cytauxzoon felis* foi inicialmente descrito na América do Norte e possui felídeos silvestres como reservatórios naturais (Díaz-Sánchez; Cabezas-Cruz, 2023). *Theileria* sp. pertencente à ordem Piroplasmida, também possui os carrapatos ixodídeos e outros invertebrados como vetores. Infecções por esses hemopatógenos em animais silvestres costumam ser assintomáticas, e esses animais podem atuar como reservatórios (Hammer; Hammer; Jenkins et al., 2016). Certas espécies de parasitos sanguíneos evoluíram em estreita

associação com seus hospedeiros, possibilitando interações prolongadas e minimizando alterações patológicas (Kutzner; Armitage, 2016).

O gênero *Leishmania*, pertencente à família Trypanosomatidae, é dividido em duas formas de apresentação: visceral e tegumentar. A forma visceral possui o protozoário *Leishmania infantum* como agente etiológico mais comum nas Américas, e a transmissão ocorre através da picada de dípteros hematófagos do gênero *Lutzomyia* (Alvarenga; Escalda; Costa et al., 2010). Em ambientes urbanos, os principais reservatórios são os canídeos domésticos, embora gatos domésticos venham ganhando importância no ciclo epidemiológico (Mendonça, 2019). Em ambientes silvestres, canídeos e marsupiais têm sido frequentemente descritos como reservatórios (Sapatera; Gomes; Perusso et al., 2022).

Animais silvestres mantidos em cativeiro têm mostrado maior susceptibilidade ao desenvolvimento de doença clínica, o que pode ser atribuído ao elevado nível de estresse durante o manejo e à maior exposição às picadas de vetores infectados. Em um estudo realizado no Zoológico da Universidade Federal do Mato Grosso, raposas (*Lycalopex vetulus*) e cachorros-vinagre (*Speothos venaticus*) apresentaram sinais clínicos de dermatite, uveíte, onicogribose, emagrecimento e alopecia devido à infecção (Souza; Almeida; Freitas et al., 2010).

Belo Horizonte apresenta um papel endêmico em relação a leishmaniose, tornando necessárias medidas de controle para reduzir a possibilidade de infecção e taxas de letalidade. Em cães domésticos, a eutanásia é indicada quando o tratamento aprovado pelo Ministério de Saúde não é possível (Decreto Federal Nº 51.838, de 14 de março de 1963). No Projeto de Lei Nº884, de 2019, é disciplinado o controle da eutanásia de animais portadores de Leishmaniose Visceral Canina, havendo possibilidade de optar pelo tratamento ou eutanásia do animal. Em animais de zoológico o controle e tratamento da leishmaniose são usualmente empregados, incluindo a utilização de coleiras impregnadas com inseticida, vigilância e controle dos animais domésticos e sinantrópicos próximos aos recintos (Leishmaniose Visceral Canina, 2024; Silva; Andrade; Quint et al., 2018)

As tripanossomoses apresentam desafios significativos para a Saúde Única. *Trypanosoma* é primariamente transmitido por vetores hematófagos. As espécies silvestres geralmente são consideradas tolerantes à infecção, resultado da adaptação entre vetores e hospedeiros (Kasozzi; Zirintunda; Sspempijja, 2021). Essa tolerância é influenciada por fatores

como idade, sexo, espécie, condição fisiológica e carga parasitária (Kasozi; Zirintunda; Sspempijja, 2021). Um importante patógeno transmitido mecanicamente por dípteros hematófagos, além da transmissão por predação é o *Trypanossoma evansi*. No município de Ariquemes, Rondônia, um cão foi diagnosticado com *T. evansi*, apresentando mucosas hiperêmicas, hipetermia, desidratação, taquicardia, dor à palpação abdominal, pelagem opaca e ptose bilateral (Oliveira; Anadão; Souza et al. 2024). Outro estudo identificou anticorpos para *T. evansi* em 21,9% dos cães de áreas residenciais e em 17,4% das capivaras de áreas rurais e urbanas próximas ao parque zoológico de Rio Branco, Acre (Filgueiras; Barros; Xavier, 2019). No Pantanal, a maioria dos estudos sobre infecção por *T. evansi* é associada a equinos, cães e mamíferos silvestres, incluindo quatis, capivaras e pequenos roedores (Filgueiras; Barros; Xavier, 2019).

As micoplasmoses são infecções provocadas por agentes bacterianos emergentes que afetam animais e humanos, sendo os animais silvestres importantes reservatórios dessas infecções (Sumithra; Chaturvedi; Susan et al., 2013). Esses agentes são patógenos epieritrocitários e são transmitidos por artrópodes vetores, podendo causar doenças assintomáticas ou sintomáticas em várias espécies de mamíferos (Sumithra; Chaturvedi; Susan et al., 2013). Animais silvestres podem ser infectados por duas espécies de micoplasmas hemotrópicos: '*Candidatus Mycoplasma haematoparvum*' e *Mycoplasma haemocanis* (Biondo; Santos; Guimaraes et al. 2009). Hemoplasmas possuem relativamente baixa patogenicidade em canídeos selvagens, enquanto possuem alta ocorrência em animais de vida livre com uma distribuição mundial e potencial zoonótico (Carneiro; Scalon; Amorim et al., 2020). Em estudo por Carneiro (2020), seis lobos guarás de cativeiro apresentaram hemoplasmoses assintomáticas.

3. MATERIAL E MÉTODOS

As amostras utilizadas neste estudo foram coletadas como parte do serviço prestado pela Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG) à Fundação de Parques Municipal e Zoobotânica de Belo Horizonte (FPMZB), sob o código de ramal Siex-UFMG 302557. As amostras laboratoriais foram obtidas durante os anos de 2023 e 2024 de animais provenientes da coleção da Fundação de Parque e Zoo-Botânica de Belo Horizonte. O estudo foi realizado

no Laboratório de Protozoologia Veterinária (PROTOVET) da Universidade Federal de Minas Gerais.

As amostras analisadas pertencem a mamíferos silvestres e exóticos da Fundação de Parque e Zoo-Botânica de Belo Horizonte, abrangendo diversas idades e espécies. Os dados específicos de indivíduos amostrados neste estudo foram dispostos em tabela (Tabela 1). A coleta de amostras foi realizada durante avaliação clínica de rotina e/ou em casos de transferência de recintos.

Tabela 1. Identificação, espécie, sexo, idade e origem de animais amostrados da Fundação de Parques e Zoo-Botânica de Belo Horizonte.

ID	Espécie	Sexo	Idade	Origem	População total no Zoológico
1	Lobo-guará	Fêmea	5 anos	Nascido no Zoológico de Belo Horizonte	4 indivíduos
2	Lobo-guará	Fêmea	5 anos (óbito)	Nascido no Zoológico de Belo Horizonte	
3	Lobo-guará	Fêmea	9 anos	Transferido de outro Zoológico	
4	Lobo-guará	Macho	6 anos	Nascido no Zoológico de Belo Horizonte	
5	Lobo-guará	Macho	13 anos	Transferido de outro Zoológico	7 indivíduos
6	Gorila	Macho	7 anos	Nascido no Zoológico de Belo Horizonte	
7	Gorila	Macho	10 anos	Nascido no Zoológico de Belo Horizonte	
8	Gorila	Macho	10 anos	Nascido no Zoológico de Belo Horizonte	
9	Gorila	Macho	25 anos	Transferido de outro Zoológico	8 indivíduos
10	Tamanduá-bandeira	Fêmea	Idade desconhecida (óbito)	Vida livre	
11	Tamanduá-bandeira	Fêmea	11 anos (óbito)	Nascido no Zoológico de Belo Horizonte	
12	Onça-parda	Fêmea	Idade	Vida livre	

			desconhecida		
13	Onça-parda	Fêmea	2 anos	Transferido de outro Zoológico	4 indivíduos
14	Onça-parda	Fêmea	2 anos	Transferido de outro Zoológico	
15	Leão-africano	Macho	12 anos	Transferido de outro Zoológico	1 indivíduo
16	Rinoceronte-branco	Fêmea	53 anos (óbito)	Transferido de outro Zoológico	0 indivíduos
17	Anta brasileira	Macho	7 anos	Nascido no Zoológico de Belo Horizonte	4 indivíduos
18	Elefante-africano	Fêmea	37 anos	Nascido no Zoológico de Belo Horizonte	2 indivíduos

Para a extração do DNA, foram utilizadas amostras individuais de sangue total coletadas em tubos com anticoagulante EDTA. O DNA foi extraído utilizando o protocolo “Wizard Genomic DNA Purification Kit” (Promega®, EUA), de acordo com as recomendações do fabricante para 300µL de sangue total. Posteriormente, o DNA extraído foi utilizado em reações de cadeia da polimerase (PCR) para detecção de agentes da ordem Piroplasmida, Família Anaplasmatidae, *Leishmania* spp., *Rickettsia* spp., *Mycoplasma* spp., *Cytauxzoon felis* e *Trypanosoma evansi* (Tabela 2). O PCR foi realizado com a seguinte composição: 5µl de GoTaq® Green Master Mix, 3,6µl de água Milli-Q®, 0,4µl do primer e 1µl de DNA. Os parâmetros de amplificação foram otimizados para cada reação no termociclador. Os produtos amplificados foram visualizados em gel de agarose 1,5% e corados com brometo de etídio. Uma das amostras que apresentou positividade, foi encaminhada para sequenciamento genético.

Tabela 2. Relação de agentes, *primer*, altura de banda e referência para a identificação de hemopatógenos em animais da Fundação de Parques e Zoo-Botânica de Belo Horizonte.

Agentes		Primer	Altura da banda	Ref.
Ordem Piroplasmida	1º reação	CGGGATCCAACCTGGTTGAT CCTGCCCCGAATTCCTTGTTAC GACTTCTC	1700pb	Zahler et al., 2000
	2º reação	ACCTCACCAGGTCCAGACAG GTACAAAGGGCAGGGACGTA	430pb	Silveira et al., 2011
Família Anaplasmataceae	Monócitos	1º reação	ACGGACAATTGCTTATAGCCT TACAACCTTTTATGGATTAGCT AAAT	1195pb Kawahara et al., 2009
		2º reação	GGGCACGTAGGTGGACTAGC CTGTTAGGAGGGATACGAC	443pb Azhahiana mbi et al., 2018.
	Granulócitos e plaquetas	1º reação	CACATGCAAGTCGAACGGAT TATTCTTCCGTTAAGAAGGAT CTAATCTCC	932pb Massung et al., 1998
		2º reação	AACGGATTATTCTTTATAGCT TGCTGGCAGTATTAAGCA GCTCCAGG	546pb
	<i>Leishmania</i> spp.		CTGGATCATTTT CCGATG TGATACCACTTATCGCACTT	300-350pb El Tai et al., 2000
	<i>Rickettsia</i> spp.		GCTTCCTTAAATTCAATAAA TCAGGA	401pb Labruna et al. 2004.
<i>Mycoplasma</i> spp.		ATACGGCCCATATTCCTACGT GCTCCACCACTTGTTC	618pb	Criado-Fornel et al., 2003
<i>Cytauxzoon felis</i>		CGAATCGCATTGCTTTATGCT CCAATTGATACTCCGAAAG AG	284pb	Birkenheuer et al., 2006.
<i>Trypanosoma evansi</i>	1º reação	GCACAGTATGCAACCAAAAA GTGGTCAACAGGGAGAAAAT	280pb	Silveira et al., 2013
	2º reação	CATGTATGTGTTTCTATATG	219pb	

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

De março de 2023 a agosto de 2024, foram coletadas amostras de 18 indivíduos de mamíferos silvestres e exóticos da Fundação de Parques e Zoo-Botânica de Belo Horizonte. Entre as amostras analisadas, 12 foram provenientes de cinco lobos-guarás (*Chrysocyon brachyurus*) visto necessidade de acompanhamento e monitoramento de hemopatógenos testados positivos para alguns indivíduos da espécie. As outras amostras coletadas: quatro de gorilas (*Gorilla gorilla*), duas de tamanduás bandeiras (*Myrmecophaga tridactyla*), três de onças pardas (*Puma concolor*), uma de leão africano (*Panthera leo*), uma de rinoceronte branco (*Ceratotherium simum*), uma de anta (*Tapirus terrestris*) e um elefante africano (*Loxodonta africana*), totalizando 25 amostras (Tabela 3). Os indivíduos foram identificados individualmente para possibilitar análise de coinfeções presentes (Tabela 4).

Tabela 3 - Hemopatógenos identificados em amostra de sangue total de animais da coleção da Fundação Zoo-Botânica de Belo Horizonte.

Espécie	Ordem Piroplasmida	Família Anaplasmataceae	<i>Leishmania</i> spp.	<i>Rickettesia</i> spp.	<i>Mycoplasma</i> spp.
Onça parda (<i>Puma concolor</i>)	2/3	1/3	0	2/3	1/3
Leão africano (<i>Panthera leo</i>)	0	1/1	0	0	0
Lobo guará (<i>Chrysocyon brachyurus</i>)	3/5	3/5	1/5	0	1/5
Gorilla (<i>Gorilla gorilla</i>)	2/4	0	0	0	2/4
Tamanduá bandeira (<i>Myrmecophaga tridactyla</i>)	0	2/2	0	0	1/2

Rinoceronte branco (<i>Ceratotherium simum</i>)	1/1	0	0	0	1/1
Anta (<i>Tapirus terrestris</i>)	0	1/1	0	0	0
Elefante africano (<i>Loxodonta africana</i>)	0	0	0	0	0

Tabela 4 - Relação de hemopatógenos identificados por indivíduo da coleção da Fundação Zoo-Botânica de Belo Horizonte.

ID	Espécie	Ordem Piroplasmid a	Família Anaplasmatacea	<i>Leishmania</i> spp.	<i>Rickettsia</i> spp.	<i>Mycoplasma</i> spp.	<i>Trypanosoma</i> <i>evansi</i>
1	Lobo-guará	+	+	-	-	-	-
2	Lobo-guará	+	+	+	-	-	-
3	Lobo-guará	-	-	-	-	-	-
4	Lobo-guará	-	+	-	-	+	-
5	Lobo-guará	+	-	-	-	-	-
6	Gorila	-	-	-	-	-	-
7	Gorila	+	-	-	-	+	-
8	Gorila	+	-	-	-	-	-
9	Gorila	-	-	-	-	+	-
10	Tamandua- bandeira	-	+	-	-	+	-
11	Tamandua- bandeira	-	+	-	-	-	-
12	Onça-parda	+	+	-	-	-	-
13	Onça-parda	+	-	-	+	+	-
14	Onça-parda	-	-	-	+	-	-
15	Leão-	-	+	-	-	-	-

	africano						
16	Rinoceront e-branco	+	-	-	-	+	-
17	Anta	-	+	-	-	-	-
18	Elefante- africano	-	-	-	-	-	-

Hemopatógenos foram identificados em 16/18 (88,8%) dos animais avaliados (Tabela 2). Protozoários da ordem Piroplasmida foram identificados em oito dos 18 animais avaliados (44,44%). As espécies afetadas incluíram onça parda (*Puma concolor*), lobo-guará (*Chrysocyon brachyurus*), gorilas (*Gorilla gorilla*) e rinoceronte branco (*Ceratotherium simum*) (Figura 1). Bactérias da família Anaplasmataceae foram detectadas em oito de 18 animais (44,44%). Entre esses, onça-parda, leão-africano, lobo-guará, tamanduá-bandeira e anta.

Leishmania sp. foi identificada em um lobo-guará. Bactérias do gênero *Rickettsia* foram identificadas em dois indivíduos de onça-parda. *Mycoplasma* spp. foi o segundo hemopatógeno mais prevalente, detectado em seis dos 18 animais avaliados (33,33%). *Cytauxzoon* sp. foi identificado em um indivíduo de onça parda (Figura 2).

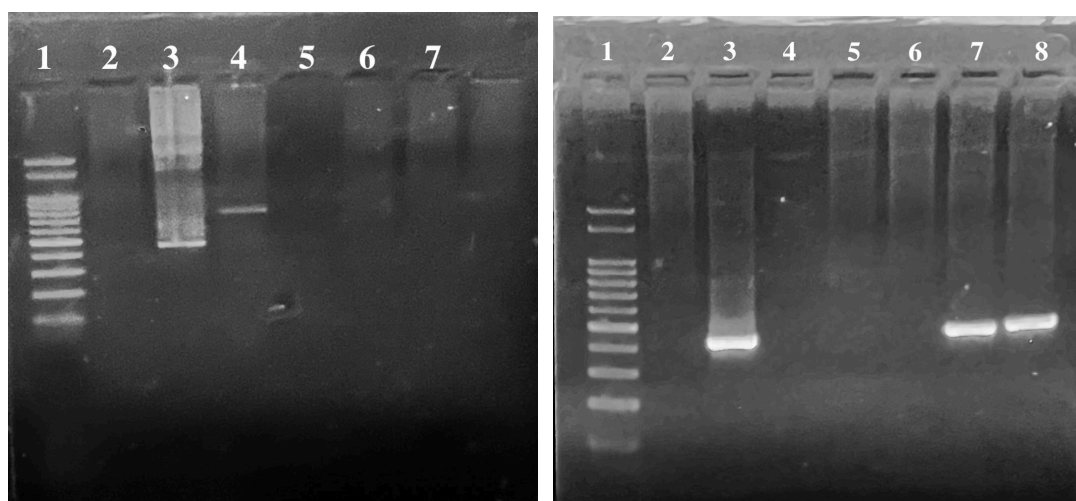


Figura 1. Eletroforese com produtos de PCR para a ordem Piroplasmida. (A) faixa 1: Padrão de peso molecular (100pb); faixa 2: controle negativo; faixa 3-5: onça parda; faixa 6-7: tamanduá bandeira. (B). faixa 1: ladder (100pb); faixa 2: controle negativo; faixa 3: controle positivo; faixa 4-7: gorilla.

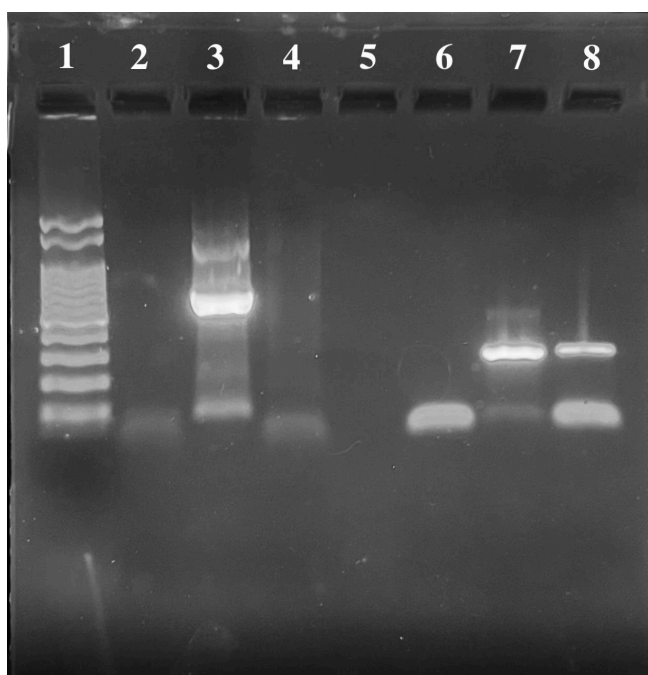


Figura 2. Eletroforese com produtos de PCR para *Trypanosoma evansi* (faixa 2-5) e *Cytauxzoon felis* (faixa 6-8). Faixa 1: ladder (100pb); faixa 2: controle negativo; faixa 3: controle positivo; faixa 4: leão africano; faixa 5: anta; faixa 6: controle negativo; faixa 7: controle positivo; faixa 8: onça parda.

A detecção de hemopatógenos em espécies exóticas e silvestres mantidas em cativeiro é fundamental para fornecer informações epidemiológicas sobre a transmissão de certos patógenos nesse contexto. Compreender a epidemiologia de patógenos comuns em animais de zoológico permite a implementação de medidas eficazes para mitigar a transmissão entre animais domésticos, silvestres e exóticos (Gortázar; Ferroglio; Höfle et al., 2007). Este estudo relata a identificação de hemopatógenos e possíveis zoonoses em animais exóticos e silvestres pertencentes à Fundação Zoo-Botânica de Belo Horizonte.

Parasitas da ordem Piroplasmida possuem alto impacto econômico e médico, afetando a Saúde Única (Uma Só Saúde) (Alvarado-Ryback; Solano-Gallego; Millán, 2016). Com o crescente compartilhamento de áreas e espaços entre animais silvestres, humanos e animais domésticos, é necessário realizar mais estudos sobre a situação epidemiológica desses agentes. Além disso, é importante investigar o impacto dos animais domésticos em áreas de cativeiro de animais exóticos e silvestres, bem como em parques ecológicos, zoológicos e outras áreas similares.

Mycoplasmoses são infecções causadas por agentes bacterianos emergentes que afetam tanto animais quanto humanos, com animais silvestres desempenhando um papel importante como reservatórios (Sumithra; Chaturvedi; Susan et al., 2013). Esses agentes são patógenos eritrocitários epiteliais e são transmitidos por artrópodes vetores, podendo causar doenças assintomáticas ou sintomáticas em várias espécies de mamíferos (Sumithra; Chaturvedi; Susan et al., 2013). Um estudo identificou *Mycoplasma* como o principal hemoparasito em uma variedade de espécies pertencentes às ordens Artiodactyla, Carnivora, Crocodilia, Pilosa, Primates, e Squamata (Diaz; Hidalgo; Villamarin et al., 2021). Neste caso, o micoplasma hemotrópico foi detectado em onça-parda de zoológico, mas não em um indivíduo de vida livre também avaliado neste estudo. Gilertson et al. (2016) detectou *Mycoplasma* spp. principalmente em felídeos de vida livre, em comparação com animais de zoológico. A detecção de hemopatógenos em predadores de topo de cadeia pode indicar a bioacumulação de patógenos provenientes de suas presas (Aguirre, 2009).

Um melhor entendimento da evolução e ecológica de parasitos sanguíneos zoonóticos é crucial para identificar possíveis agentes emergentes em animais de cativeiro e para a medicina de conservação em zoológicos (Daszak; Cunningham; Hyatt, 2000).

4.1 Lobo-guará (*Chrysocyon brachyurus*)

As infecções observadas em lobo-guarás incluíram parasitos da ordem Piroplasmida em três dos cinco animais. Além disso, foram identificadas bactérias da família Anaplasmataceae, que afetam monócitos, em dois dos cinco indivíduos testados. Também foi constatada a presença de infecções por agentes que afetam granulócitos e plaquetas em dois de cinco lobos-guarás. Um dos indivíduos de lobo-guará apresentou resultado positivo para *Mycoplasma* spp. hemotrópico e *Leishmania* spp. Dois indivíduos foram diagnosticados com coinfeção por agentes da ordem Piroplasmida e bactérias da família Anaplasmataceae que afetam monócitos. Entre os lobos guarás, os protozoários da Ordem Piroplasmida foram os mais frequentemente encontrados, com uma prevalência de três dos cinco lobo-guarás (60%).

Soares et al. (2014) descreve a identificação de *Rangelia vitalli* em 30% de canídeos silvestres e de vida livre amostrados em seu estudo, sugerindo um ciclo natural do agente envolvendo o cachorro do mato (*Cerdocyon thous*). *Rangelia vitalli* também foi identificada

parasitando lobo-guará em Minas Gerais, neste caso, concomitante a outras coinfeções parasitárias (Silveira et al., 2016). Outros piroplasmídeos como *B.canis* e *B.vogeli* são relatadas como causadoras de leucopenia, trombocitopenia e anemia severa em lobos guarás nos Estados Unidos (Phair; Carpenter; Smee et al., 2012). No Brasil, um lobo guará de vida livre foi diagnosticado com *B.canis* e encontrados carrapatos da espécie *A.tigrinum* e *A.ovale*. O indivíduo demonstrava sinais clínicos e coinfeção por outros patógenos (Cansi; Bonorino; Mustafa et al. 2012). Neste estudo, apesar da alta prevalência de resultados positivos para piroplasmídeos, apenas um dos indivíduos apresentava sinais clínicos compatíveis com infecção.

Em estudo por Arraias et al. (2021), 50 indivíduos de lobo guará pertencentes ao Parque Nacional da Serra do Canastra foram capturados para avaliar a presença de ectoparasitos e hemopatógenos. Análises moleculares não revelaram a presença dos gêneros *Ehrlichia*, *Anaplasma*, *Babesia*, *Rangelia*, *Cytauxzoon* e *Theileria* nos vetores e sangue dos indivíduos amostrados. Antígenos para *Rickettsia* spp. foram identificados em 95% das amostras sorológicas testadas, apesar de não haver sinais clínicos compatíveis com a infecção. Oliveira et al. (2016) identificou 52,9% de lobos guarás de vida livre apresentando anticorpos para *E. canis*, demonstrando a presença do agente em ambientes naturais. Em outra amostragem da espécie em vida livre demonstrou a identificação de *A. platys* em indivíduos apresentando anemia (Carneiro; Scaloni; Amorim et al., 2020).

Um dos lobos-guarás apresentou resultado positivo para o gênero *Leishmania*, um protozoário intracelular obrigatório que infecta células mononucleares do sistema fagocitário e pertence à família Trypanosomatidae (Ramos, 2011). A leishmaniose é uma antroponose tropical, com o Brasil concentrando uma grande parte dos casos de leishmaniose visceral mundial (Opas, 2019). Sua importância na saúde pública é significativa, visto que afeta principalmente pessoas em situação de vulnerabilidade social, estando relacionada à desnutrição, deslocamento populacional, moradias precárias, sistema imunológico deficiente e falta de recursos (WHO, 2021; Santos; Alessi, 2016).

No ambiente urbano, o cão doméstico é considerado o principal reservatório de *Leishmania infantum* (Sapatera; Gomes; Perusso et al., 2022). No ambiente silvestre, canídeos, marsupiais, roedores, tamanduás, felinos silvestres e primatas já foram descritos como reservatórios de *Leishmania* spp. (Ferreira; Larangeira; Oliveira et al., 2013). Esse

protozoário é relatado na literatura em canídeos silvestres, incluindo em lobo guará e cachorro do mato (Curi; Miranda; Talamoni, 2006). Em outro estudo, um dos indivíduos em cativeiro amostrados para detecção sorológica de *Leishmania* spp. demonstrou onicogribose, assim como um dos indivíduos deste estudo (Jusi; Starke-Buzetti; Oliveira et al., 2011). A inflamação da glândula adrenal já foi associada à presença de amastigotas intralesionais em *C. brachyurus* (Carvalho; Neves; Gomes et al. 2015). A demonstração de sinais clínicos pode ser uma consequência da redução da resposta imune, observada em animais de zoológicos (Jusi; Starke-Buzetti; Oliveira et al., 2011).

Neste estudo, o lobo-guará, fêmea e adulto, positivo para *Leishmania* spp. apresentava sinais clínicos como onicogribose, emagrecimento e áreas de alopecias. Além disso, de cinco animais testados, três apresentaram resultados positivos para *Leishmania* spp. em exames anteriores, mas nesta última análise, apenas um dos animais apresentou resultado positivo no PCR convencional. Um dos indivíduos, que havia testado positivo para leishmaniose e para coinfeções por Anaplasmataceae e parasitos da ordem Piroplasmida, veio a óbito após agravamento de sinais clínicos.

O zoológico de Belo Horizonte mantém uma grande população de animais domésticos dentro de suas instalações decorrente da alta taxa de abandono e manutenção de colônias por funcionários. Recentemente, foram registrados casos de animais silvestres, como gambás, mortos por cachorros, o que demonstra a presença desses animais dentro do zoológico. Além disso, a presença de animais domésticos (cães e gatos) e sinantrópicos (aves, sarigüês, roedores) em zoológicos representa um fator de risco adicional para a manutenção de *Leishmania* spp. em áreas com registros de flebotomíneos (Lupi; Malta; Silva et al., 2008; Jusi; Starke-Buzetti; Oliveira et al., 2011).

4.2 Gorila-do-ocidente (*Gorilla gorilla*)

Foi identificado dois indivíduos da espécie *Gorilla gorilla*. apresentando positividade para piroplasmídeo e hemoplasma. Um destes apresenta coinfeção por agentes da Ordem Piroplasmida e *Mycoplasma* spp. Um dos indivíduos apresentou resultados negativos para os agentes testados. Maamun et al., (2011) relata a presença de *B.microti* em primatas não humanos de vida livre na África. Outro estudo revela a presença de *Entopolypoides macaci*,

da ordem Piropasmida, em primatas não humanos assintomáticos no Kenia (Jeneby; Ngeiywa; Yole, 2008). Neste estudo, os indivíduos de gorila também não apresentavam sinais clínicos condizentes com a infecção. As hemoplasmoses são bactérias parasitas de eritrócitos que infectam animais domésticos e silvestres. Fagundes-Moreira et al. (2023) detectou a presença do agente pela primeira vez em mão-pelada (*Procyon cancrivorus*), associada a presença de carrapatos: *A. aureolatum* e a pulga *Ctenocephalides felis felis*.

4.3 Tamanduá-bandeira (*Myrmecophaga tridactyla*)

Dois indivíduos de tamanduá-bandeira apresentaram resultados positivos para bactérias da família Anaplasmataceae, que afetam granulócitos e plaquetas. Os indivíduos apresentaram resultados negativos nos testes específicos para *A. platys* e *A. phagocytophilum*. Guillemi et al., (2020) descreve *A. marginale* em tamanduá-bandeira na Argentina, enquanto que Mendes (2023) descreve inclusões plaquetárias basofílicas sugestivas de *A. platys* em esfregaço de cão e gato em zonas de reabilitação e pós soltura de tamanduás. Neste estudo, ambos indivíduos eram fêmeas, recém paridas, apresentando sinais clínicos condizentes à disbiose e infecção intestinal. Um dos indivíduos também foi diagnosticado com coinfeção por *Mycoplasma* spp. Cesário (2021) identificou *A. sculptum*, *A. nodosum* e *A. calcaratum* em tamanduás-bandeira de vida livre. Apenas um dos indivíduos foi positivo para *Mycoplasma* spp., e todos indivíduos testados foram negativos para *E. canis*, *Anaplasma* spp. e *Hepatozoon* spp.

4.4 Onça-parda (*Puma concolor*)

Duas das três onças-pardas (*Puma concolor*) apresentaram positividade para bactérias da família Anaplasmataceae, que infectam granulócitos e plaquetas. Gêneros de *Ehrlichia* e *Anaplasma* circulam em canídeos e felídeos selvagens na América do Sul e África (Andre, 2018). *A. phagocytophilum* também foi detectado em onças pardas de vida livre na Califórnia (Foley; Foley; Jecker, 1999). Carneiro (2015) detectou *Anaplasma platys* e *Ehrlichia canis* em felídeos de vida livre e cativo. Neste estudo, os indivíduos testaram negativo para *A. platys* e *A. phagocytophilum*.

Um dos indivíduos também foi positivo para agentes da Ordem Piroplasmida e, posteriormente, para *Cytauxzoon* sp. *Cytauxzoon felis* foi descrita inicialmente na América do norte, na qual os lincos (*Lynx rufus*) são considerados seus reservatórios naturais, frequentemente sem desenvolver a doença clínica associada (Díaz-Sanchez; Cabezas-Cruz, 2023). Onças-pardas da América do Norte também foram relatadas como reservatórios silvestres (Rotstein; Taylor; Harvey et al., 1999). No Brasil, o patógeno foi identificado em felinos silvestres cativos e de vida livre (Ribeiro; Santos; Reis et al. 2020; André; Herrera; Fernandes et al., 2015; Filoni; Catão-Dias; Cattori et al., 2012; Furtado; Taniwaki; Metzger et al., 2017; Antunes; Silveira; Oliveira et al., 2018; Fagundes-Moreira; Souza; May-Junior et al., 2022). *Cytauxzoon* spp. já foi detectado em felinos domésticos e felídeos silvestres assintomáticos. Duarte et al (2024) descreveu a presença de merozoítos em eritrócitos provenientes de efusão abdominal em Gato-do-mato vítima de acidente automobilístico. Análises filogenéticas do gene 18S rRNA da amostra identificaram sequências próximas ao *C. felis* já descrito nos Estados Unidos, sendo descrita como *Cytauxzoon brasiliensis* sp. nov. Tal achado evidencia a circulação do gênero *Cytauxzoon* em felídeos silvestres do Brasil. Os principais vetores de *C. felis* são os carrapatos ixodídeos, no entanto, o vetor específico no Brasil ainda não foi claramente identificado (Cohn; Birkenheuer, 2012). Os sinais clínicos da infecção podem variar e incluem desde desidratação, letargia, anorexia, dispneia, icterícia e esplenomegalia em animais domésticos (Cohn; Birkenheuer, 2012). A onça-parda acometida neste estudo não apresentava sinais clínicos da infecção.

O terceiro indivíduo, que apresentou resultados positivos para a Ordem Piroplasmida, também foi diagnosticado com *Rickettsia* spp. e *Mycoplasma* spp. Felídeos são parasitados por *Mycoplasmas haemofelis*, *Candidatus Mycoplasma haemominutum* e *Candidatus Mycoplasma turicensis* (Carneiro, 2015). O mesmo identificou 45,5% de felídeos silvestres de vida livre e em cativeiro positivos para hemoplasmas (Carneiro, 2015).

Em um estudo realizado por Soares (2015), 182 animais silvestres e de vida livre foram amostrados para a coleta de carrapatos no Brasil. Enquanto o tecido e o sangue dos animais amostrados foram negativos para *Rickettsia*, o PCR dos carrapatos revelou a presença de DNA rickettsial em quatro espécies de carrapatos: *A. cajennense*, *A. auricularium*, *A. longirostre*, e *A. humerale*. É importante considerar o potencial de *Rickettsia* spp. de geralmente ocasionar infecções transitórias em vertebrados, mantendo organismos viáveis por

alguns dias e eliminando-as após este período e tornando-se imune a uma segunda infecção (Burgdorfer; Friedhoff; Lancaster et al., 1966; Mcdade; Newhouse, 1986). Em estudo por Ramírez-Hernández (2020), infecção experimental de cinco capivaras por cepa *R. rickettsii* derivada de *A. sculptum*, a bacteremia foi detectada em todos os indivíduos durante a infecção primária, e quatro desenvolveram sinais clínicos, dois vieram a óbito. Infecções subsequentes em capivaras soropositivas, não resultaram em sinais clínicos (Ramírez-Hernández; Uchoa; Serpa, 2020). Assim como capivaras, gambás também são importantes hospedeiros para espécies de *Amblyomma* e *Ixodes* (Caixeta; Tolesano-Pascoli; Mundim, 2024). Neste relato, duas onças pardas, fêmeas, apresentaram resultados positivos para o agente, mas não apresentaram sinais clínicos compatíveis com infecção.

Rickettsia spp. foi detectado em dois dos três indivíduos de onça-parda. *R. felis* já foi encontrada em pulgas como *Ctenocephalides felis* e *Pulex irritans* (Reif; Macaluso, 2009). No entanto, *R. felis* ainda não foi reportado em pumas (Oliver; Eckerlin, 2022). No Brasil, o principal vetor de *R. rickettsii* é o *A. sculptum*, apesar de *R. sanguineus* e *C. felis* terem sido associados à detecção deste patógeno em cães e equinos no estado do Rio de Janeiro (Gazera; Souza; Abboud-Dutra, 2009). Outros agentes causadores de febre maculosa em humanos são reconhecidos, como *R. parkeri* e *R. felis*, apesar de se apresentarem menos patogênicos que *R. rickettsii* (Horta; Labruna; Pinter et al., 2007).

Souza (2021) identificou que 91% dos animais silvestres de vida livre amostrados no sul do Brasil, apresentavam ectoparasitos, incluindo carrapatos, pulgas e ácaros. Os carrapatos encontrados foram *Amblyomma* spp. e *R. microplus*, enquanto as pulgas incluíram *Ctenocephalides felis*, *Pulex irritans* e *Xenopsylla cheopis*. Entre os carrapatos coletados, 18,3% foram positivos para o gênero *Rickettsia* spp., e 70% das pulgas também foram positivas para o gene rickettsial. A principal espécie de carrapato identificada foi *A. aureolatum*, que é também uma das principais espécies associadas ao parasitismo humano (Reck; Souza; Souza et al., 2018), destacando sua importância para a saúde pública.

4.5 Leão-africano (*Panthera leo*)

O leão africano apresentou positividade para bactérias da família Anaplasmataceae que infectam granulócitos e plaquetas, sendo subsequentemente identificado com *Anaplasma*

platys e *A. phagocytophilum* a partir de PCR específico. Torina et al., (2007) identificou *A. phagocytophilum* em um leão-africano em cativeiro na Itália. Assim como neste estudo, o indivíduo não apresentava sinais clínicos de parasitose. Agentes da família Anaplasmataceae também podem ser agentes zoonóticos. Uma veterinária de animais domésticos, após sofrer exposição à artrópodes hematógagos, se apresentou com sinais clínicos sugestivos de parasitose. *Anaplasma platys*, *Bartonella henselae* and "*Candidatus* Mycoplasma haematoparvum" foram isoladas do sangue da veterinária, demonstrando o potencial zoonóticos desses agentes (Maggi; Mascarelli; Havenga, 2013).

4.6 Rinoceronte-branco (*Ceratotherium simum*)

O rinoceronte branco teve resultado positivo para *Theileria* spp. e *Mycoplasma* spp. *Theileria* spp. pertence à ordem dos Piroplasmida e possui os carrapatos ixodídeos e outros invertebrados como vetores. Infecções por esses hemopatógenos são frequentemente assintomáticas, permitindo que os animais se tornem reservatórios do parasito e ocasionalmente causem surtos e doenças em espécies suscetíveis. Infecções benignas permitem que o o parasito estabeleça uma relação simbiótica e persista ao longo da vida do hospedeiro, enquanto fatores estressantes podem levar a proliferação do parasito e desenvolvimento de doenças (Silveira; Rabelo; Ribeiro, 2011). Neste estudo, um rinoceronte branco testou positivo para *Theileria* spp.. Nijof descreveu piroplasmídeos em rinocerontes, *Theileria bicornis*, demonstrando patogenicidade em populações isoladas de rinocerontes na Tanzânia e África do Sul. No Kenia, Otiende et al., (2015) relata uma alta prevalência do agente em rinocerontes de vida livre. Assim como *Cytauxzoon felis*, *Theileria bicornis* pode apresentar potencial patogênico benigno, replicando-se em situações de estresse e induzindo doenças (Hammer; Hammer; Jenkins et al., 2016). Estudos também relataram a presença de *T. bicornis* em rinocerontes brancos e pretos em cativeiro na Austrália, onde os parâmetros hematológicos se apresentaram dentro da normalidade (Yam; Gestier; Bryant et al., 2018). Neste estudo, o indivíduo de rinoceronte branco também não apresentou sinais clínicos de doença.

4.7 Anta (*Tapirus terrestris*)

A anta também testou positiva para bactérias da família Anaplasmataceae e posteriormente, *A. platys*. No Equador, as espécies de carrapatos *Amblyomma* spp. e *R. microplus* foram detectados em antas andinas (*Tapirus pinchaque*) e gado domésticos (Pesquera; Poirtillo; Palomas et al., 2015). *Anaplasma* spp. e *Rickettsia* spp. foram detectadas nos carrapatos. Em contraste, o elefante africano não apresentou resultados positivos para nenhum dos agentes testados.

4.8 *Trypanosoma* spp.

Os tripanossomas, por sua vez, são um dos hemoparasitos mais comuns no mundo, também transmitidos por vetores invertebrados. Os mesmos são responsáveis por infecções crônicas e doenças fatais em humanos (Truc; Büscher; Cuny et al., 2013; Diaz-Hidalgo; Villamarin et al., 2021). Além disso, foram realizados PCR de *Trypanosoma evansi* em todos os indivíduos, porém nenhum apresentou resultado positivo. Doenças transmitidas por carrapatos são sensíveis a alterações climáticas. Além do aumento da temperatura global, fatores antropogênicos, como o crescimento da urbanização, a expansão da agricultura em habitat silvestres e o aumento das interações entre humanos, animais domésticos e silvestres, desempenham papéis significativos. (Daszak; Cunningham; Hyatt, 2000; Van Der Hoek, 2017). Esforços de pesquisas são necessários nessas regiões onde mudanças ambientais podem levar a novas ondas epidemiológicas, gerando impactos negativos no ambiente silvestre e urbano (Diaz-Hidalgo; Villamarin et al., 2021). A transmissão de patógenos por "spill-over" tem importância global, mas ainda é pouco compreendida na saúde pública (Van Der Hoek, 2017).

5. CONCLUSÃO

A detecção de hemopatógenos em espécies exóticas e silvestres mantidas em cativeiro é fundamental para fornecer informações epidemiológicas. Foram identificados *Theileria* sp., *Anaplasma* sp., *Mycoplasma* sp, *Rickettsia* sp. e *Cytauxzoon* sp. em animais deste estudo.

Esses resultados indicam a circulação de doenças infecciosas no ambiente da Fundação de Parques Municipal e Zoobotânica de Belo Horizonte.

Os animais positivos, em sua maioria, não apresentavam doença clínica, contribuindo com outros relatos que discutem acerca de sua capacidade de servir como reservatórios e apresentar doenças brandas e assintomáticas. Os indivíduos com sinais clínicos apresentavam coinfeções por outros agentes. O sequenciamento genético e a análise filogenética são necessárias para a identificação do gênero e espécie de amostras positivas detectadas neste estudo. Torna-se evidente a necessidade de estudo acerca da epidemiologia de hemopatógenos em ambientes de cativeiro e o envolvimento de populações de animais domésticos e sinantrópicos em áreas adjacentes.

6. REFERÊNCIAS

- AGUIRRE, A. A. Wild canids as sentinels of ecological health: A conservation medicine perspective. *Parasit. Vectors.*, v.2, n.1, 2009.
- ALVARENGA, D. G.; ESCALDA, P. M. F.; COSTA, A. S. V.; et al. Leishmaniose visceral: estudo retrospectivo de fatores associados à letalidade. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, v.43, p.194-197, 2010.
- ANDRÉ, M. R.; ADANIA, C. H.; ALLEGRETTI, S. M.; et al. Hemoplasmas in Wild Canids and Felids in Brazil," *J. Zoo. Wildlife. Med.*, v. 42, n.2, p.342-347, 2011.
- ANDRÉ, M. R.; HERRERA, H. M.; FERNANDES, S. J.; et al. Tickborne agents in domesticated and stray cats from the city of Campo Grande, state of Mato Grosso do Sul, midwestern Brazil. *Ticks and Tick-borne Dis.*, v.6, n.6, p.779-786, 2015.
- ANTUNES, T.R.; SILVEIRA, A.W.; OLIVEIRA, G.G. et al. Infecção natural por *Cytauxzoon felis* em onça parda (*Puma concolor*) de vida livre proveniente da região sudoeste de Mato Grosso do Sul, Brasil. *PUBVET.* v.12, n.1, p.1-5, 2018.
- ARRAIAS, R.C.; PAULA, R.C.; MARTINS, T.F. et al. Survey of ticks and tick-borne agents in maned wolves (*Chrysocyon brachyurus*) from a natural landscape in Brazil. *Ticks tick-borne dis.* v.12, n.2, 2021.
- AZHAHIANAMBI, P.; JYOTHIMOL, G.; BARANIDHARAN, G. R.; et al. Evaluation of multiplex PCR assay for detection of *Babesia* spp, *Ehrlichia canis* and *Trypanosoma evansi* in dogs. *Acta Trop.*, v.188, p.58-67, 2018.

BIONDO, A.W., SANTOS, A.P.D., GUIMARÃES, A.M.S. et al. A review of the occurrence of hemoplasmas (hemotrophic mycoplasmas) in Brazil. *Revta Bras. Parasitol. Vet.* v.18, n.3, p.1-7, 2009.

BIRKENHEUER, A. J.; MARR, H.; ALLEMAN, A. R.; et al. Development and evaluation of a PCR assay for the detection of *Cytauxzoon felis* DNA in feline blood samples. *Vet. Parasitol.*, v.137, n.1-2, p.144-149, 2006.

BRASIL. DECRETO-LEI 51.838, 14 de março de 1963. Normas para o controle da Leishmaniose-Brasil.

BRASIL. PROJETO DE LEI Nº 884, de 2019. Disciplina o controle da eutanásia de animais portadores de Leishmaniose Visceral Canina.

BURGDORFER, W.; FRIEDHOFF, K. T.; LANCASTER, J. L. Natural history of tickborne spotted fever in the USA. Susceptibility of small mammals to virulent *Rickettsia rickettsii*. *Bull World Health Organ*, v.35, n.2, p.149–153, 1966.

CAIXETA, B.T.; TOLESANO-PASCOLI, G.V.; MUNDIM, F.L et al. Survey of *Rickettsia* spp. in ticks (Acari: Ixodidae) infesting opossums (*Didelphis albiventris*) and capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) from an urban park in southeastern Brazil. *Exp Appl Acarol.* v.92, p.463–477, 2024. <https://doi.org/10.1007/s10493-023-00885-1>

CALCHI, A. C.; VULTÃO, J. G.; ALVES, M. H. et al. Ehrlichia spp. and Anaplasma spp. in Xenarthra mammals from Brazil, with evidence of novel ‘Candidatus Anaplasma spp.’ *Sci. Rep.*, v.10, n.12615, 2020.

CANSI, E.R.; BONORINO, R.; MUSTAFA, V.S. *et al.* Multiple parasitism in wild maned wolf (*Chrysocyon brachyurus*, Mammalia: Canidae) in Central Brazil. *Comp Clin Pathol.* v.21, p.489–493, 2012.

CARNEIRO, F. T.; SCALON, M. C.; AMORIM, G. et al. Hemoplasma infection in wild captive carnivores. *Pesqui Vet Bras.* v.40, n.4, p.293–299, 2020.

CARNEIRO, F. T. *Estudo da Infecção por Hemoplasmas em Canídeos e Felídeos Selvagens de Cativeiro*. 2015. Dissertação (Mestrado) - Universidade de Brasília.

CDC International Conference on Emerging Infectious Diseases. 2018. <https://www.cdc.gov/iceid/index.html>

CARVALHO, T.F.; NEVES, G.G.; GOMES, P.P.R. et al. Adrenalitis associated with *Leishmania infantum* infection in a maned wolf (*Chrysocyon brachyurus*). *Braz J Vet Pathol.* v.8, n.3, p.88 - 94, 2015.

CESÁRIO, C.S. *Aspectos parasitológicos e sanitários de tamanduás-bandeira (Myrmecophaga tridactyla) de vida livre*. 2021. Dissertação (Doutorado) - Universidade Estadual Paulista, São José do Rio Preto.

CHAUVIN, A.; MOREAU, E.; BONNET, S.; et al. Babesia and its hosts: Adaptation to long-lasting interactions as a way to achieve efficient transmission. *Vet. Res.*, v.40, n.2, p.37, 2009.

COHN, L. e BIRKENHEUER, A. Cytauxzoonosis. In: GREENE, C. (Ed.) *Infect. dis. dogs cat.*, Missouri: Saunders, p. 764–771, 2012.

CURI, N.H.; MIRANDE, I.; TALAMONI, S.A. Serologic evidence of Leishmania infection in free-ranging wild and domestic canids around a Brazilian National Park. *Mem Inst Oswaldo Cruz*. v.101, n.1, p.99–101, 2006.

CRIADO-FORNELIO, A.; MARTINEZ-MARCOS, A.; BULING-SARANA, A.; et al. uling-Saraña A, Barba-Carretero JC. Presence of Mycoplasma haemofelis, Mycoplasma haemominutum and piroplasmids in cats from southern Europe: a molecular study. *Vet Microbiol*. V.93, n.4, p.307-317, 2003.

DASZAK, P.; CUNNINGHAM, A. A.; HYATT, A. D. Emerging infectious diseases of wildlife--threats to biodiversity and human health. *Science.*, v.287, n.5452, p.443–449, 2000.

DIAZ, E.; HIDALGO, A.; VILLAMARIN, C.; et al. Vector-borne zoonotic blood parasites in wildlife from Ecuador: A report and systematic review. *Vet. World.*, v.14, n.7, p.1935-1945, 2021.

DÍAZ-SÁNCHEZ, A. A.; CABEZAS-CRUZ, A. Can Domestic Cats Act as Reservoirs of Cytauxzoon felis? *Pathogens*. v.12, n.2, p.266, 2023.

DOUDIER, B.; OLANO, J.; PAROLA, P.; et al. Factors contributing to emergence of Ehrlichia and Anaplasma spp. As human pathogens. *Vet. Parasitol.*, v.167, n.2-4, p.149–154, 2010.

DUARTE, M.A.; OLIVEIRA, C.M.; HONORATO, S.M. et al. Cytauxzoon brasiliensis sp. nov. (Apicomplexa: Theileriidae), a new species infecting a little-spotted-cat (Leopardus tigrinus) (Carnivora: Felidae) from Brazil. *Syst Parasitol*. v.101, n.5, 2024. doi: 10.1007/s11230-024-10178-9. PMID: 39080109.

DUMLER, J. S.; BARBET, A. F. Anaplasma phagocytophilum and related pathogens: new nomenclature and clinical implications. *Emerg. Infect. Dis.*, v.7, n.2, p.320-327, 2001.

EL TAI, N. O.; OSMAN, O.F.; EL FARI, M.; et al. Genetic heterogeneity of ribosomal internal transcribed spacer in clinical samples of Leishmania donovani spotted on filter paper as revealed by single-strand conformation polymorphisms and sequencing. *Trans. R. Soc. Trop. Med. Hyg.* v.94, p.575-579, 2000.

FAGUNDES-MOREIRA, R.; SOUZA, U. A.; MAY-JUNIOR, J.A.; et al. Epidemiological compatibility of *Amblyomma sculptum* as possible vector and *Panthera onca* as reservoir of *Cytauxzoon* spp. in Midwestern Brazil. *Ticks Tick Borne Dis.*, v.13, n.6, 2022.

FAGUNDES-MOREIRA, R.; SOUZA, U. A.; DE SOUZA, V.K.; et al. Molecular survey of hemotropic mycoplasmas in crab-eating raccoons (*Procyon cancrivorus*) in southern Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet.*, v.32, n.1, 2023.

FERREIRA, P. R. B.; LARANGEIRA, D. F.; OLIVEIRA, L. S.; et al. ELISA indireto para o diagnóstico sorológico da leishmaniose visceral em canídeos selvagens. *Pesq. Vet. Bras.*, v.33, n.4, p.528-534, 2013.

FILGUEIRAS, A.; BARROS, J.H.S.; XAVIER, S.C.C. et al. Natural *Trypanosoma* (*Trypanozoon*) *evansi* (Steel, 1885) infection among mammals from Brazilian Amazon. *Acta Tropica*, v.190, p.92-98, 2019.

FILONI, C.; CATÃO-DIAS, J. L.; CATTORI, V.; et al. Surveillance using serological and molecular methods for the detection of infectious agents in captive Brazilian neotropical and exotic felids. *J. Vet. Diagn. Invest.*, v.24, n.1, p.166-173, 2012.

FOLEY, J.E.; FOLEY, P.; JECKER, M. et al. Granulocytic ehrlichiosis and tick infestation in mountain lions in California. *J Wildl Dis.* v.35, p.703–9, 1999.

FURTADO, M.M.; TANIWAKI, S.A.; METZGER, B.; et al. Is the free-ranging jaguar (*Panthera onca*) a reservoir for *Cytauxzoon felis* in Brazil?. *Ticks and Tick-borne Dis.*, v.8, n.4, p. 470–476, 2017.

GAZERA, G.S.; SOUZA, E.R.; ABOUD-DUTRA, A.E. et al. Potential vectors and hosts of *rickettsia* spp: epidemiological studies in the Vale do Paraíba, state of Rio de Janeiro/Brazil. *Clin Microbiol Infect*, v.7, p.269 - 270, 2009.

GILBERTSON, M. L. J.; CARVER, S.; VANDEWOUDE, S.; et al. Is pathogen exposure spatially autocorrelated? Patterns of pathogens in puma (*Puma concolor*) and bobcat (*Lynx rufus*) *Ecosphere.*, v.7, n.11, 2016.

GONZÁLEZ-BARRIO, D.; RUIZ-FONS, F. *Coxiella burnetii* in wild mammals: A systematic review. *Transbound. Emerg. Dis.*, v.66, p. 662–671, 2019.

GONZÁLEZ-BARRIO, D. Zoonoses and Wildlife: One Health Approach. *Animals* v.12, n.4, p. 480, 2022.

GORTÁZAR, C.; FERROGLIO, E.; HÖFLE, U.; et al. Diseases shared between wildlife and livestock: A European perspective. *Eur. J. Wildl. Res.*, v.53, n.4, p.241, 2007.

GRASSI, L.; FRANZO, G.; MARTINI, M.; et al. Ecotyping of *Anaplasma phagocytophilum* from Wild Ungulates and Ticks Shows Circulation of Zoonotic Strains in Northeastern Italy. *Animals*. V.11, n.2, p. 310, 2021.

GUILLEMI, E. C.; IMBERT, M.; FOURNIERE, S. et al. Closing the Gaps to Understand the Tick Transmission of *Anaplasma Marginale* Among Giant Anteaters (*Myrmecophaga Tridactyla*) in Argentina. *Pathogens*. v.9, n.12, 2020.

HAMMER, J. F.; HAMMER, C.; JENKINS, D.; et al. Mechanical transfer of *Theileria orientalis*: possible roles of biting arthropods, colostrum and husbandry practices in disease transmission. *Parasit. Vectors*, v.9, p.34, 2016.

HORTA; LABRUNA; PINTER, et al. Rickettsia infection in five areas of the state of São Paulo, Brazil. *Mem Inst Oswaldo Cruz*. v.102, n.7, p. 793-801, 2007.

JENEBY, M.M.; NGEIYWA, M.; YOLA, D.S. et al. Enzootic simian piroplasm (*Entopoloypoides macaci*) in wild-caught Kenyan non-human primates. *J. Med. Primatol.* v.37, p.329-336, 2008.

JUSI, M. M. G.; STARKE-BUZETTI, W.A.; OLIVEIRA, T. M. F. S.; et al. Detecção molecular e sorológica de *Leishmania* spp. em animais silvestres cativos de Ilha Solteira, SP, Brasil. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.*, v.20, n.3, p.219-222, 2011.

KASOZI, K.I; ZIRINTUNDA, G; SSEMPIJJA, F. et al. Epidemiology of Trypanosomiasis in Wildlife - Implications for Humans at the Wildlife Interface in Africa. *Front Vet SCIE*, v.8, 2021.

KAWAHARA, M.; TAJIMA, T.; TORII, H. et al. Ehrlichia chaffeensis infection of sika deer. *Japan. Emerg. Infect. Dis.*, v.15, p.1991-1993, 2009.

KOORIYAMA, T.; OKAMOTO, M.; YOSHIDA, T. et al. Epidemiological study of zoonoses derived from humans in captive chimpanzees. *Primates.*, v.54, p.89–98, 2013.

KUMAR, C. H. B.; LOKESHA, K. M.; MADHAVAPRASAD, C. B.; et al. Occupational zoonoses in zoo and wildlife veterinarians in India: A review. *Veterinary World*, v.6, n.9, p.605, 2013.

KUTZNER, M. A. M.; ARMITAGE, S. A. O. Maximizing fitness in the face of parasites: a review of host tolerance. *Zoology*. v. 199, n.4, p.281–289, 2016.

LABRUNA, M. B.; MATTAR, S.; NAVA, S.; et al. Rickettsioses in Latin America, Caribbean Spain and Portugal. *Rev MVZ Cordoba.*, v. 16, n.2, p.2435–2457, 2011.

LABRUNA, M. B.; HORTA, M.C.; BOUYER, D.H.; MCBRIDE, J.W.; PINTER, A.; POPOV, V.; GENNARI, S.M.; WALKER, D.H. Rickettsia Species infecting Amblyomma cooperi Ticks from an area in the state of São Paulo, Brazil, Where Brazilian Spotted Fever is Endemic. *J Clin Microbiol.* v.42, 2004.

LEISHMANIOSE VISCERAL CANINA. Prefeitura de Belo Horizonte (2024). Disponível em: <<https://prefeitura.pbh.gov.br/saude/leishmaniose-visceral-canina>>. Acesso em 24 de Agost. 2024.

LOPES, M.G.; JUNIOR, J. M.; FOSTER, R. J.; et al. Ticks and rickettsiae from wildlife in Belize, Central America. *Parasit Vectors*, v.9, n.62, 2016.

LUPI, M.; MALTA, M.; SILVA, T.; et al. Leishmaniose visceral em canídeos silvestres em cativeiro no Brasil. *Vet. Parasitol.*, v.155, p.146-151, 2008.

MAAMUN, J.M.; SULEMAN, M.A.; AKINYI, M. et al. Prevalence of *Babesia microti* in Free-Ranging Baboons and African Green Monkeys. *J Parasitol.* v.97, n.1, p. 63–671, 2011.

MAGGI, R.G.; MASCARELLI, P.E.; HAVENGA, L.N. et al. Co-infection with *Anaplasma platys*, *Bartonella henselae* and *Candidatus Mycoplasma haematoparvum* in a veterinarian. *Parasites Vectors*. v.6, n.103, 2013.

MARTINS, T.F.; ARRAIAS, R.C.; ROCHA, F.L. et al. Carrapatos (Acari: Ixodidae) em mamíferos silvestres do Parque Nacional da Serra da Canastra e arredores, Minas Gerais, Brasil. *Ciência Rural*. v.45, n.2, 2015.

MASSUNG, R. F.; SLATER, K.; OWENS, J. H.; et al. Nested PCR assay for detection of Granulocytic Ehrlichiae. *J. Clin. Microbiol.*, v.36, n.4, p.1090-1095, 1998.

MCDADE, J. E.; NEWHOUSE, V. F. Natural history of *Rickettsia rickettsii*. *Annu. Rev. Microbiol.*, v.40, p.287–309, 1986.

MCKENZIE, V. J.; STARKS, H. A. Blood parasites of two Costa Rican amphibians with comments on detection and microfilaria density associated with adult filarial worm intensity. *J. Parasitol*, v.94, n.4, p.824–829, 2008.

MENDES, E.J. *Análise de hemopatógenos em tamanduá-bandeira (Myrmecophaga tridactyla) e em seus potenciais reservatórios, cães e gatos, em zonas de reabilitação e pós soltura na região rural de Uberlândia, Minas Gerais*. 2023. Dissertação (Mestrado) - Escola de Veterinária, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte.

MENDONÇA, H. F. Leishmaniose em gatos domésticos (*Felis catus*). Orientador: Tatiana Guerrero Marçola. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharel em Medicina Veterinária) - Centro Universitário do Planalto Central Aparecido dos Santos, 2019.

MENDONÇA, M. A.; FONSECA, M. S.; PIEDADE, G. C.; et al. Detection of Hemopathogens in *Cheloidis carbonaria*: Microscopic, molecular, hematological, and clinical biochemistry aspects. *Vector-Borne Zoonotic Dis.*, v.23, n.10, 2023.

NIERI-BASTOS, F. A.; LOPES, M. G.; CANÇADO, P. H.; et al. *Candidatus Rickettsia andeanae*, a spotted fever group agent infecting *Amblyomma parvum* ticks in two Brazilian biomes. *Mem. Inst. Oswaldo. Cruz.*, v.109, n.2, p.259–261, 2014.

OLIVEIRA, M. J.; ANADÃO, L.S.; SOUZA, F.A. et al. Infecção natural por *Trypanosoma evansi* em cão no estado de Rondônia, Brasil: relato de caso. *Caderno Pedagógico*, v.21, n.5, 2024.

OLIVEIRA, S.; MATTOS, P.S.R.; MATTOS, K.K. et al. Presence of anti-Toxoplasma gondii, -Neospora caninum, -Leishmaniaspp. and -Ehrlichia canis antibodies in free-ranging maned wolves (*Chrysocyon brachyurus*) in the northeastern region of the state of São Paulo, Brazil. *Braz. J. Vet. Res. Anim. Sci.* v. 53, n. 3, p.243-250, 2016.

OLIVER, G. V.; ECKERLIN, R. P. Fleas (Siphonaptera) From the Puma, *Puma concolor* (Carnivora: Felidae), A Rangewide Review and New Records from Utah and Texas, USA, *J. Med. Entomol.*, v.59, n.6, p.2045–2052, 2022.

OTIENDE, M.Y.; KIVATA, M.W., MAKUMI, J.N. et al. Epidemiology of *Theileria bicornis* among black and white rhinoceros metapopulation in Kenya. *BMC Vet Res*, v.11, n.4, 2015.

PAROLA, P.; PADDOCK, C. D.; SOCOLOVSKI, C.; et al. Update on Tick-Borne Rickettsioses around the World: a Geographic Approach. *Clin. Microbiol. Rev.*, v.26, n.4, p.657–702, 2013.

PERLINO, C.; HILLIARD, J.; KOEHLER, J. Fatal Cercopithecine herpesvirus 1 (B Virus) infection following a mucocutaneous exposure and interim recommendations for worker protection. *Morb. Mort. Wkly. Rep.*, v.47, n.49, p.1073- 1083, 1998.

PESQUERA, C.; PORTILLO, A.; PALOMAR, A.M. et al. Investigation of tick-borne bacteria (*Rickettsia* spp., *Anaplasma* spp., *Ehrlichia* spp. and *Borrelia* spp.) in ticks collected from Andean tapirs, cattle and vegetation from a protected area in Ecuador. *Parasit Vectors*. v.8, n.46, 2015.

PHAIR, K. A.; CARPENTER, J. W.; SMEE, N. et al. Severe Anemia Caused by Babesiosis in a Maned Wolf (*Chrysocyon brachyurus*). *J. Zoo. Wildl. Med*, v.43, n.1, p.162-167, 2012.

RAMÍREZ-HERNÁNDEZ; UCHOA; SERPA, et al. Clinical and serological evaluation of capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) successively exposed to an *Amblyomma sculptum*-derived strain of *Rickettsia rickettsii*. *Sci Rep*, v.10, n. 924, 2020.

RAMOS, J. O. Levantamento do nível de conhecimento de alunos (EJA e Regular) de áreas com maior índice de leishmaniose no Distrito Federal (Trabalho de conclusão de curso). Universidade de Brasília - UNB, Brasília, DF, Brasil, 2011.

RECK, J. U.; SOUZA, G.; SOUZA, E.; et al. Records of ticks on humans in Rio Grande do Sul state, Brazil. *Ticks Tick-Borne Dis.*, v.9, p.1296-1301, 2018.

REIF, K. E.; MACALUSO, K. R. Ecology of *Rickettsia felis*: a review. *J. Med. Entomol.*, v.46, p.723–736, 2009.

RHYAN, J. C.; SPRAKER, T. R. Emergence of diseases from wildlife reservoirs. *Vet. Pathol.*, v.47, n.1, p. 34-39, 2010.

RIBEIRO, T. M. P.; SANTOS, H. D.; REIS, T. S.; et al. Infecção por *Cytauxzoon* spp. em felinos domésticos. *Med. Vet.*, v.13, n.3, p.362–374, 2020.

ROTSTEIN, D. S.; TAYLOR, S. K.; HARVEY J. W.; et al. Hematologic Effects of *Cytauxzoonosis* in Florida Panthers and Texas Cougars in Florida. *J. Wildl. Dis.* v.35, p. 613–617, 1999.

RYU, S.; KIM, B.I.; LIM JS., et al. One health perspectives on emerging public health threats. *J Prev Med Public Health.* v.50, p.411–414, 2017.

SALYER, S.J.; GILLESPIE, T. R.; RWEGO, I.B.; et al. Epidemiology and Molecular Relationships of *Cryptosporidium* spp. in People, Primates, and Livestock from Western Uganda. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, v. 6, n.4, p.1597, 2012.

SANTOS, R. L.; ALESSI, A. C. *Patologia Veterinária*. (2a ed.). Roca. 2016.

SAPATERA, N. S.; GOMES, L. B.; PERUSSO, C.O.; et al. Leishmaniose visceral em canídeos silvestres- revisão de literatura. *Res. Soc. Dev.*, v.11, n.4, 2022.

SCHREEG, M. E.; MARR, H. A.; TARIGO, J. L. et al. Mitochondrial Genome Sequences and Structures Aid in the Resolution of Piroplasmida phylogeny. *PLoS One*, v.10, n.11, 2016.

SILVA, R. A.; ANDRADE, A. J.; QUINT, B. B.; et al. Effectiveness of dog collars impregnated with 4% deltamethrin in controlling visceral leishmaniasis in *Lutzomyia longipalpis* (díptera: psychodidae: phlebotominae) populations. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, v.113, n.5, 2018.

SILVEIRA J. A.; RABELO, E.M.; RIBEIRO, M.F. Detection of *Theileria* and *Babesia* in brown brocket deer (*Mazama gouazoubira*) and marsh deer (*Blastocerus dichotomus*) in the state of Minas Gerais, Brazil. *Vet. Parasitol.* V. 177, p. 61-66, 2011.

SILVEIRA, J. A.G.; D'ELIA, M. L.; AVELAR, I. O. et al. *Rangelia vitalii* in a free-ranging maned wolf (*Chrysocyon brachyurus*) and co-infections. *Int. J. Parasitol. Parasites.* v.5, n.3, p. 280-285, 2016.

SOARES, H. S.; BARBIERI, A. R. M.; MARTINS, T.F. et al. Ticks and rickettsial infection in the wildlife of two regions of the Brazilian Amazon. *Exp Appl Acarol*, v.65, p.125–140, 2015.

SOARES, J.F.; DALL'AGNOL, B.; COSTA, F.B. et al. Natural infection of the wild canid, *Cercyon thous*, with the piroplasmid *Rangelia vitalii* in Brazil. *Vet Parasitol.* v.202 n.(3-4), p. 156-163, 2014.

SOUZA, N. P.; ALMEIDA, A. B. P. F.; FREITAS, T. P. T.; et al. *Leishmania* (*Leishmania*) *infantum* *chagasi* in wild canids kept in captivity in the State of Mato Grosso. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, v.43, n.3, p.333-335, 2010.

SOUZA, U. A.; WEBSTER, A.; DALL' AGNOL, B.; et al. Ticks, mites, fleas, and vector-borne pathogens in free-ranging neotropical wild felids from southern Brazil, *Ticks and Tick-borne Dis.*, v.12, n.4, 2021.

SUMITHRA, T. G.; CHATURVEDI, V. K.; SUSAN, C.; et al. Mycoplasmosis in wildlife: A review. *Eur. J. Wildl. Res.*, v.59, n.6, p.769–781, 2013.

THOMPSON, R. C. A.; KUTZ, S. J.; SMITH, A. Parasite Zoonoses and Wildlife: Emerging Issues. *International Journal of Environmental Research and Public Health.*, v.6, n.2, p.678-693, 2009.

THRUSFIELD, M. *Veterinary epidemiology*. Butterworth and company, U.K, p. 280, 1986.

TRUC, P.; BÜSCHER, P.; CUNY, G.; et al. Atypical human infections by animal trypanosomes. *PLoS Negl. Trop. Dis.*, v.7, n.9, p.2256, 2013.

TORINA, A.; NARANJO, V.; PENNISI, M.G. et al. Serologic and molecular characterization of tickborne pathogens in lions (*Panthera leo*) from the Fasano Safari Park, Italy. *J Zoo Wildl Med.* v.38, n.4, p.591-3, 2007.

VAN DER HOEK, Y. The potential of protected areas to halt deforestation in Ecuador. *Environ. Conserv.*, v.44, n.2, p.124–130, 2017.

WALKER, D. H.; OLANO, J. P. Emerg. Rickettsial Diseases. *J. Clin. Microbiol.* v.45, n.9, p.2721-2729, 2007.

WARWICK, C.; ARENA, P. C.; STEEDMAN, C. et al. A review of captive exotic animal-linked zoonoses. *J. Env. Health. Res.*, v.12, n.1, p. 9-24, 2012.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). Leishmaniasis - Situation and trends. 2021. Disponível em: <<https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/leishmaniasis>>. Acesso em: 27 out, 2024.

YABSLEY, M. J. e SHOCK, B. C. Natural history of zoonotic Babesia: Role of wildlife reservoirs. *Int. J. Parasitol. Parasites Wildl.*, v.;2, p.18–31, 2013.

YAM, Y.; GESTIER, S.; BRYANT, B.; et al. The identification of *Theileria bicornis* in captive rhinoceros in Australia. *Int. J. Parasitol. Parasites Wildl.*, v.7, n.1, p.85-89, 2018.

ZÄHLER, M. et al. Detection of a new pathogenic *Babesia microti*-like species in dogs. *Veterinary Parasitology*, v.89, n.3, p.241-248, 2000