

INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIA E TECNOLOGIA DA PARAÍBA
CAMPUS SOUSA
BACHARELADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

Estefany Ferreira de Lima

DIAGNÓSTICO MOLECULAR DE *Mycoplasma* HEMOTRÓPICOS EM FELINOS (*Felis catus*) NO SEMIÁRIDO DA PARAÍBA, BRASIL: PREVALÊNCIA E FATORES ASSOCIADOS

SOUSA, PB

2025

Estefany Ferreira de Lima

DIAGNÓSTICO MOLECULAR DE *Mycoplasma* HEMOTRÓPICOS EM FELINOS (*Felis catus*) NO SEMIÁRIDO DA PARAÍBA, BRASIL: PREVALÊNCIA E FATORES ASSOCIADOS

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado, como parte das exigências para a conclusão do Curso de Graduação de Bacharelado em Medicina Veterinária do Instituto Federal da Paraíba, Campus Sousa.

Prof.^a Dr. Vinícius Longo Ribeiro Vilela

SOUSA, PB

2025

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação

Milena Beatriz Lira Dias da Silva – Bibliotecária CRB 15/964

Lima, Estefany Ferreira de.

L732d Diagnóstico molecular de Mycoplasma hemotrópicos em felinos (*Felis catus*) no Semiárido da Paraíba, Brasil: prevalência e fatores associados / Estefany Ferreira de Lima, 2025.
37p.: il.

Orientador: Prof. Dr. Vinícius Longo Ribeiro Vilela .

TCC (Bacharelado em Medicina Veterinária) - IFPB, 2024.

1. Candidatus Mycoplasma haemominutum. 2. Candidatus Mycoplasma turicensis. 3. Diagnóstico molecular. 4. Hemoplasmas felinos. 5. Mycoplasma haemofelis. . I. Lima, Estefany Ferreira de. II. Título.



INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIA E TECNOLOGIA DA PARAÍBA
CAMPUS SOUSA

CURSO SUPERIOR DE BACHARELADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

Título: DIAGNÓSTICO MOLECULAR DE *Mycoplasma* HEMOTRÓPICOS EM FELINOS (*Felis catus*) NO SEMIÁRIDO DA PARAÍBA, BRASIL: PREVALÊNCIA E FATORES ASSOCIADOS

Autor: Estefany Ferreira de Lima

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia da Paraíba, Campus Sousa como parte das exigências para a obtenção do título de Bacharel em Medicina Veterinária.

Aprovado pela Comissão Examinadora em: 31 / 01 /2025.

Professor Doutor Vinícius Longo Ribeiro Vilela
IFPB – Campus Sousa
Professora Orientador

Médica Veterinária Doutora Welitânia Inácia da Silva
IFPB – Campus Sousa
Examinadora 1

Professora Doutora Thais Ferreira Feitosa
IFPB – Campus Sousa
Examinadora 2

Dedico este trabalho a Deus, pela força
e sabedoria em cada passo dessa jornada.
A meus pais, pelo amor, apoio e dedicação.
Aos meus amigos, familiares e mestres,
pelo incentivo e carinho, contribuindo
para a realização desse sonho.

AGRADECIMENTOS

Em primeiro lugar, agradeço a Deus por toda a força e sabedoria concedidas ao longo dessa jornada, que tornaram possível a realização deste sonho.

Aos meus pais, Edson Carlos Costa Ferreira e Marlene Silva de Lima Ferreira, por batalharem incansavelmente, pelo amor, apoio e por acreditarem em mim em todos os momentos. Aos meus irmãos, Yanne de Lima Ferreira e Carlos Eduardo de Lima Ferreira, pelo carinho e incentivo constantes.

Aos meus familiares, com um agradecimento especial à Titia Mariane Costa Ferreira e a Pedro Érico da Silva Oliveira, que estiveram ao meu lado, oferecendo conselhos e ajuda durante os momentos árdus desta caminhada.

Aos meus amigos, em especial Ana Luzia Peixoto da Silva, Victor Hugo Alves de Sousa Formiga e Geraldo Moreira da Silva Filho, que tornaram os dias da graduação mais leves e significativos. Também agradeço aos meus amigos Carla Lícia Pinheiro Alves, Ayanne Cybelle Ferreira de Araújo e tantos outros que contribuíram para essa jornada de forma única.

Sou profundamente grata aos meus mestres e professores, como Dra. Thais Ferreira Feitosa, Dra. Welitânia Inácia da Silva e Dra. Larissa Claudino Ferreira, que foram parceiras nessa trajetória. Um agradecimento mais que especial ao meu orientador, Dr. Vinícius Longo Ribeiro Vilela, pela confiança, pelas oportunidades e por todo o conhecimento compartilhado, que contribuíram imensamente para minha formação profissional.

Agradeço à minha querida companheira de apartamento, minha gatinha Lee, que, de uma adoção temporária, tornou-se uma parte especial da minha vida. Minha fiel companheira de estudos, de dias difíceis e de tantas alegrias, foi um apoio silencioso, mas inestimável, em cada etapa dessa jornada.

Por fim, agradeço ao Instituto Federal da Paraíba (IFPB), a todos os professores, à equipe administrativa e à recepcionista do hospital veterinário, Eliana Felinto, pelo acolhimento, pela dedicação e pelo papel essencial que desempenharam ao longo da minha formação. Vocês foram fundamentais na concretização deste sonho de infância: tornar-me Médica Veterinária.

A todos vocês, minha eterna gratidão!

LISTA DE INLUSTRAÇÕES

Figura 1 – Coleta de amostra sanguínea por punção venosa da veia cefálica em felinos e armazenadas em frascos com EDTA. (A) Coleta em gato domiciliado. (B) Coleta em gato errante. (C) Amostra sanguínea em microtubos contendo EDTA. 21

Figura 2 – Realização da PCR, a partir da amplificação parcial do gene 16S rRNA de *Mycoplasma* spp. (A) Preparação da reação na capela de Fluxo Laminar. (B) Preparação do gel de Agarose 3% (C) Eletroforese. (D) Fotodocumentador L-Pix EX (Loccus, Cotia, São Paulo). (E) Bandas amplificadas de *Mycoplasma* spp. 170 pb Mhf ou CMt (cabeça de seta branca); 193 pb CMhm (cabeça de seta preta). 24

Figura 3 – Positividade para infecções por diferentes espécies de *Mycoplasma* hemotrópicos em gatos domésticos no município de Sousa, Semiárido da Paraíba, Brasil. 26

Figura 4 – Produtos de PCR de amostras positivas *Mycoplasma* hemotrópicos (1-15). (L) Ladder 100 pb; Amostras com asterisco (*), 170 pb - amostras 1 e 11, são positivas para Mhf e/ou CMt, mas negativas para CMhm; Amostras sem asteriscos são positivas para CMhm, 193 pb, mas também podem ser positivas para Mhf ou CMt, sendo submetidas a novas PCR para diferenciação. 27

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Primers e protocolos utilizados para a amplificação de *Mycoplasma* hemotrópicos (MH), *Mycoplasma haemofelis* (Mhf) e *Candidatus Mycoplasma turicensis* (CMt) em felinos
23

Tabela 2 - Análise univariada de fatores de risco associados a infecção por *Mycoplasma* hemotrópicos em 354 felinos domésticos no Semiárido da Paraíba, Brasil. 27

Tabela 3 - Análise multivariada de fatores de risco ou fatores associados a infecção por *Mycoplasmas* hemotrópicos em felinos domésticos no Semiárido da Paraíba, Brasil. 29

LISTA DE ABREVIACOES E SÍMBOLOS

% - Porcentagem

BID - *Bis in die*

CEUA – Comitê de Ética no Uso de Animais

CMhm – *Candidatus Mycoplasma haemominutum*

CMt – *Candidatus Mycoplasma turicensis*

DNA - Ácido desoxirribonucleico

EDTA - Ácido etilenodiamino tetra-acético

FIV – Vírus da Imunodeficiência Felina

FeLV – Vírus da Leucemia Felina

g - Grama

IFBP - Instituto Federal da Paraíba

IM - Intramuscular

Kg - Quilograma

mL - Mililitro

mg - Miligrama

MH - *Mycoplasma hemotrópico*

Mhf - *Mycoplasma haemofelis*

µL - Microlitro

µM - Micromolar

Nº - Número

p - Probabilidade

pb – Pares de base

PCR - Reação em Cadeia da Polimerase

RNA - Ácido ribonucleico

SID - *Semel in die*

VO - Via Oral

≤ - Menor ou igual a

= - Igual

> - Maior que

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	13
2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	14
2.1 <i>Mycoplasma</i> spp.	14
2.2 Epidemiologia	15
2.3 Transmissão	16
2.4 Patogenia	17
2.5 Sinais clínicos	18
2.6 Diagnóstico	18
2.7 Tratamento	19
2.8 Profilaxia e Controle	19
3. MATERIAL E MÉTODOS	20
3.1 Comitê de ética	20
3.2 Local de realização do experimento	20
3.3 Amostragem	20
3.4 Colheita de amostras e Questionário Epidemiológico	21
3.5 Extração de Ácidos Nucleicos	22
3.6 Amplificação do DNA	22
3.7 Análises estatísticas	24
4. RESULTADO E DISCURSSÃO	25
5. CONCLUSÃO	32
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	32

RESUMO:

Os *Mycoplasma* hemotrópicos, ou hemoplasmas, são bactérias gram-negativas, intracelulares obrigatórios, que incluem *Mycoplasma haemofelis* (Mhf), *Candidatus Mycoplasma Haemominutum* (CMhm) e *Candidatus Mycoplasma turicensis* (CMt), comumente associadas a infecções em gatos. Este estudo objetivou determinar a prevalência de *Mycoplasma* hemotrópicos (CMhm, Mhf, CMt) e caracterizar fatores de risco associados a essas infecções em felinos domésticos no município de Sousa, Semiárido da Paraíba, Nordeste do Brasil. Foram coletadas amostras de sangue de 354 gatos urbanos e analisadas por PCR com amplificação do gene 16S rRNA. Questionários epidemiológicos foram aplicados aos proprietários dos gatos, obtendo informações necessárias para a caracterização dos fatores associados às infecções. A prevalência de hemoplasmas foi de 39,8% (141/354). A espécie mais prevalente foi CMhm, com 31,3% (111/354) de gatos positivos, seguida por Mhf (4,8%, 17/354) e CMt (3,6%, 13/354). Observou-se coinfeção por CMhm + Mhf em 3,6% (13/354). Os fatores de risco associados identificados para as infecções incluíram idade dos gatos superior a 4 anos (Razão de prevalência = 4,51), fêmeas com histórico de parições (Razão de prevalência = 3,46) e gatos com alterações em linfonodos (Razão de prevalência = 1,83). Este estudo revelou alta prevalência de *Mycoplasma* hemotrópicos em gatos no Semiárido da Paraíba, destacando a importância dessas infecções na região. A identificação de fatores de risco, reforça a necessidade de vigilância epidemiológica e medidas preventivas. Os resultados contribuem significativamente para a compreensão epidemiológica dos hemoplasmas felinos, fornecendo subsídios para a saúde pública e auxiliando no desenvolvimento de estratégias de controle e prevenção da hemoplasmosse felina.

Palavras-chave: *Candidatus Mycoplasma haemominutum*. *Candidatus Mycoplasma turicensis*. Diagnóstico molecular. Hemoplasmas felinos. *Mycoplasma haemofelis*.

ABSTRACT:

Hemotropic Mycoplasma, or hemoplasmas, are Gram-negative, obligate intracellular bacteria that include *Mycoplasma haemofelis* (Mhf), *Candidatus Mycoplasma haemominutum* (CMhm), and *Candidatus Mycoplasma turicensis* (CMt), commonly associated with infections in cats. This study aimed to determine the prevalence of hemotropic Mycoplasma (CMhm, Mhf, CMt) and characterize risk factors associated with these infections in domestic cats in the municipality of Sousa, located in the Semi-arid region of Paraíba, Northeast Brazil. Blood samples were collected from 354 urban cats and analyzed by PCR targeting the 16S rRNA gene. Epidemiological questionnaires were Applied to the cat owners, to obtain necessary information for characterizing the factors associated with infections. The prevalence of hemoplasmas was 39.8% (141/354). The most prevalent species was CMhm, with 31.3% (111/354) of cats testing positive, followed by Mhf (4.8%, 17/354) and CMt (3.6%, 13/354). Coinfection with CMhm + Mhf was observed in 3.6% (13/354) of cases. The identified risk factors associated with infections included cats older than 4 years (Prevalence Ratio = 4.51), females with a history of parturition (Prevalence Ratio = 3.46), and cats with lymph node alterations (Prevalence Ratio = 1.83). This study revealed a high prevalence of hemotropic Mycoplasma in cats in the Semi-arid region of Paraíba, highlighting the importance of these infections in the region. The identification of risk factors, reinforces the need for epidemiological surveillance and preventive measures. The findings significantly contribute to the understanding epidemiology of feline hemoplasmas, providing valuable data for public health and supporting the development of control and prevention strategies for feline hemoplasmosis.

Keywords: *Candidatus Mycoplasma haemominutum*. *Candidatus Mycoplasma turicensis*. Feline hemoplasmas. Molecular diagnosis. *Mycoplasma haemofelis*.

1. INTRODUÇÃO

Os felinos podem ser infectados por parasitos sanguíneos, podendo acarretar várias doenças denominadas de hemoparasitoses. O registro de hemoparasitos na literatura é maior em cães (Gonçalves et al., 2021), uma vez que os hemoparasitos de felinos são comumente detectados como achados clínicos. Sendo assim, no Brasil há poucos estudos com amostragens adequadas que permitam descrever com precisão a real situação epidemiológica e as principais espécies que acometem esses animais (Carneiro, 2007).

No Brasil, as hemoparasitoses que acometem os gatos são principalmente causadas pelos protozoários *Babesia* spp., *Leishmania* spp., *Cytauxzoon* spp., *Hepatozoon* spp.; as bactérias gram-negativas *Mycoplasma* spp., *Ehrlichia* spp. *Anaplasma* spp., *Bartonella* spp. e pelo nematódeo *Dirofilaria immitis* (Birkenheur et al., 2006; Coura et al., 2018; Díaz-Regañón et al., 2018; Munhoz et al., 2018; Pereira et al., 2018; Malangmel, et al., 2021; Almeida, et al., 2022). Dentre os *Mycoplasmas* hemotrópicos, três espécies são reconhecidas como tipicamente afetando gatos: *Mycoplasma haemofelis* (Mhf), *Candidatus Mycoplasma haemominutum* (CMhm) e *Candidatus Mycoplasma turicensis* (CMT) (Willi et al., 2006), sendo a espécie Mhf responsável por causar a micoplasmose felina ou anemia infecciosa felina. Além disso, a espécie de hemoplasma canino *Candidatus Mycoplasma haematoparvum-like*, também foi descrito em gatos, porém sua descrição é considerada incomum e, quando ocorre, não ultrapassa 1% de animais positivos (Martínez-Díaz, et al., 2013; Vergara, et al., 2016).

Mycoplasma hemotrópicos também conhecidos como hemoplasmas, são pequenas bactérias gram-negativas, intracelulares obrigatórios, que não podem ser cultivadas, e que se aderem aos eritrócitos do hospedeiro de numerosos animais domésticos e selvagens (Iso, et al. 2013; Tasker, et al. 2018). Essas bactérias causam doenças que variam de infecções assintomáticas a anemia hemolítica aguda no hospedeiro infectado (Sykes, 2010; Tasker, et al., 2018). Estudos sobre a caracterização molecular da infecção por *Mycoplasma* spp. em humanos foram relatados, e um número crescente de estudos tem mostrado efeitos patológicos quando condições predisponentes estão presentes, como a imunodeficiência, apontando Mhf como potencial agente zoonótico (Santos et al., 2008; Alka, 2021; Mesquita et al., 2021).

A rota natural de transmissão dos hemoplasmas entre gatos é controversa, com várias formas sugeridas, incluindo a participação de vetores artrópodes (pulgas, carrapatos) (Lappin et al., 2020; Rodrigues et al., 2021), transmissão direta por transfusão de sangue (Roels et al., 2024) e interações agressivas entre gatos (Imre et al, 2020). A transmissão vertical foi sugerida, mas não foi definitivamente demonstrada (Hornok et al., 2011).

O método para estabelecer o diagnóstico de hemoplasmas tem sido mediante a detecção do agente em exames diretos de extensão sanguínea periférica (Gómez; Guida, 2010). Entretanto, esse método de diagnóstico demonstra baixas sensibilidade e especificidade (Macieira et al., 2008), especialmente em gatos assintomáticos (Lamas et al., 2008). O uso de ferramentas mais sensíveis, como a Reação em Cadeia pela Polimerase (PCR) é essencial para a detecção e diferenciação de *Mycoplasma* hemotrópicos, tanto para fins clínicos quanto epidemiológicos, visto que é uma ferramenta de maior sensibilidade. Isso é especialmente relevante em casos de parasitemia muito baixa (Munhoz et al., 2018).

Estudos em todo o mundo relataram a ocorrência dos *Mycoplasma* hemotrópicos em gatos utilizando o gene 16S rRNA na amplificação por PCR (Tanahara et al., 2010; Imre, et al., 2020; Demkin, et al., 2021; Razgūnaitė et al., 2024; Altai et al., 2025). No Brasil, são escassos os estudos realizando o diagnóstico molecular dos hemoplasmas felinos quando comparado a outros países, tendo sido encontrada uma prevalência de 12% (18/149) no Rio de Janeiro (Macieira et al., 2008), de 21.4% (79/369) no Rio Grande do Sul (Santos et al., 2014) e 19.9% (40/201) no Pará (Sousa et al., 2013). Ademais, não há estudos sobre a prevalência de *Mycoplasmas* hemotrópicos na região semiárida do Nordeste do Brasil. Em outras regiões do Nordeste do Brasil, a prevalência de *Mycoplasma* spp. em gatos variou de 19% a 20% para CMhm, de 2,5% a 15,5% para Mhf e de 2% a 9% para CMt (Braga et al., 2012; Munhoz et al., 2018). Assim, este estudo teve como objetivo determinar, por meio de detecção molecular, a prevalência de *Mycoplasma* hemotrópicos (CMhm, Mhf, CMt) e caracterizar os fatores de risco associados a essas infecções em felinos domésticos no município de Sousa, Semiárido da Paraíba, Nordeste do Brasil.

2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1 *Mycoplasma* spp.

Micoplasmas são pequenas bactérias gram-negativas, pertencente ao Reino: Monera, Filo: *Firmicutes*, Classe: *Mollicutes*, Ordem: *Mycoplasmatales*, Família: *Mycoplasmataceae* e Gênero: *Mycoplasma* spp. Esses microrganismos são intracelulares obrigatórios, que não podem ser cultivadas e que se aderem à superfície dos eritrócitos do hospedeiro de numerosos animais domésticos e selvagens (Iso et al., 2013; Tasker et al., 2018). Sua caracterização ocorre pela ausência da parede celular e genoma diminuído, tornando-o dependente da célula hospedeira (Taylor et al., 2017) Os hemoplasmas variam de 0,3 a 1 µm de diâmetro e podem

ser encontrados na forma de cocos, anéis ou hastes presas e formando entalhes na superfície de glóbulos vermelhos (Messick et al., 2004).

Mycoplasma hemotrópicos incluem Mhf, CMhm e CMt, como tipicamente afetando gatos (Willi et al., 2006; Tasker, 2010). Entre estas espécies, Mhf e CMhm eram inicialmente classificados na família *Anaplasmataceae*, ordem *Rickettsiales*, e anteriormente conhecidos como *Haemobartonella felis* nas formas grande e pequena, respectivamente (Foley; Pedersen, 2001; Neimark et al., 2001).

As três espécies diferem em tamanho, mas são semelhantes em características morfológicas. Diferem também na gravidade das doenças que causam. *Mycoplasma haemofelis* é a espécie mais patogênica de hemoplasmas felinos, podendo causar anemia hemolítica grave e, às vezes, fatal após uma infecção aguda em alguns gatos. Por outro lado, embora gatos infectados com CMhm e CMt possam apresentar anemia não regenerativa, essas espécies raramente estão associadas a sinais clínicos na ausência de doenças concomitantes ou imunossupressão (Demkin et al., 2021). A espécie mais prevalente de hemoplasma associada a felinos é Mhm (Tasker et al., 2009).

2.2 Epidemiologia

Diversos estudos no mundo relataram a ocorrência de *Mycoplasma* hemotrópicos em gatos, utilizando o gene 16S rRNA na amplificação por PCR: Austrália (27,2%; 40/147) (Tasker et al., 2004), Portugal (43,43%; 139/320) (Martínez-Díaz et al., 2013), Estados Unidos (34,5%; 107/310) (Sykes et al., 2008; Zirofsky et al., 2018), Alemanha (12,2%; 36/296 e 9,4%; 45/479) (Laberke et al., 2010; Bergmann et al., 2016), Espanha (10,6%; 63/594) (Díaz-Regañón et al., 2018), Romênia (21,6%; 11/51) (Imre et al., 2020), África (9,09%; 6/66) (Mesquita et al., 2021) e Lituânia (Razgūnaitė et al., 2024).

No Brasil, já foram relatadas infecções em felinos em diferentes estados: Pará (19,9%; 40/201 e 13,8%; 10/72) (Sousa et al., 2013; Almeida et al., 2022), Mato Grosso (8,4%; 15/178) (Miceli et al., 2013), Mato Grosso do Sul (36,4%; 55/151) (Santis et al., 2014), Distrito Federal (13,8%; 60/432) (Aquino et al., 2014); São Paulo (13,3%; 6/45) (André et al., 2014; Marcondes et al., 2018; Yamakawa et al., 2023); e Rio Grande do Sul (14,6%; 28/192) (Petry et al., 2020). Na região Nordeste, há relatos no Maranhão (14,5%; 29/200) (Braga et al., 2012); no Rio Grande do Norte (André et al., 2017); e na Bahia (35,5%; 71/200) (Munhoz et al., 2018).

É vista uma prevalência variável de infecções em felinos no Brasil, dependendo da região e perfil populacional estudado (Santis et al., 2014; Santos et al., 2014). No Centro-Oeste, pesquisas relataram prevalência de CMhm e Mhf em gatos, com taxas entre 20 e 25% (Carvalho

et al., 2024). No Sudeste, pesquisas indicaram prevalências de até 14,6%, com maior incidência em gatos de rua ou em condições de imunossupressão, como coinfeção com o Vírus da Imunodeficiência Felina (FIV) ou Vírus da Leucemia Felina (FeLV) (Petry et al., 2020; Yamakawa et al., 2023). No Nordeste, ainda há uma lacuna de estudos amplos sobre as prevalências específicas, mas registros iniciais mostram alta exposição ao agente, com taxas variando de 10 a 35,5% (Braga et al., 2012; Munhoz et al., 2018).

Com relação a caracterização dos animais acometidos, gatos imunocomprometidos, infectados com o FIV e/ou FeLV tem maior predisposição à infecções por hemoplasmas, podendo causar anemia hemolítica regenerativa mais grave, febre e potencialmente contribuir para doenças mieloproliferativas (Demkin; Kazakov, 2021; Yamakawa et al., 2023). Autores ainda destacam maior prevalência em gatos machos, de idade avançada, não castrados e com acesso a rua (Almeida et al., 2022). A infecção entre gatos errantes tem variado de 32% a 40%, enquanto entre gatos domiciliados, a prevalência vai de 6,5% a 35,5% (De Bortoli et al., 2012; Santis et al., 2014). Além disso, alguns estudos relatam que a prevalência de *Mycoplasma* spp. é maior durante os meses mais quentes do ano, indicando uma possível relação com a sazonalidade e a atividade de vetores, como pulgas (Díaz-Regañón et al., 2018).

2.3 Transmissão

O modo de transmissão dos hemoplasmas em felinos ainda não é completamente compreendido. Vários modos foram sugeridos, incluindo a participação de vetores artrópodes, como pulgas e carrapatos (Rodrigues et al., 2021; Lappin et al., 2020), a transmissão direta por transfusão de sangue e as interações agressivas entre gatos (Imre et al., 2020). No geral, pesquisadores e médicos veterinários propõem dois mecanismos primários: transmissão por “briga” (contato sanguíneo) e transmissão por pulgas (Sykes, 2010).

Os estudos sobre a transmissão de hemoplasmas são realizadas explorando modos alternativos de transmissão. O DNA desses agentes já foi detectado em pulgas *Ctenocephalides felis* e em carrapatos do gênero *Ixodes*, indicando uma possível associação com esses vetores (Lappin et al., 2020; Taroura et al., 2005). Contudo, Moore et al. (2024) consideraram baixa a eficiência de *C. felis* como vetor, obtendo baixa capacidade de manutenção da infecção.

A transmissão por espécies de vetores alternativos (mosquitos e carrapatos) tem sido considerada improvável, dada a incapacidade de *Aedes aegypti* transmitir a infecção por hemoplasmas, devido à falta de compatibilidade entre o patógeno e o sistema do vetor. A ausência de replicação do microrganismo no vetor, devido a ausência de células hospedeiras (eritrócitos), e a presença de barreiras fisiológicas no mosquito, impede a passagem dos

hemoplasmas para as glândulas salivares do mosquito inviabilizando a transmissão. Já outros ectoparasitas capturados na natureza, como os carrapatos, apresentam detecção limitada da infecção por hemoplasma, o que impede desempenharem um papel significativo na transmissão do patógeno (Willi et al., 2007; Reagan et al., 2017; Lappin et al., 2020). Outros modos de transmissão, como a transmissão vertical, também são considerados improváveis nos felinos, devido à detecção pouco frequente em gatas ou em seu tecido reprodutivo, incluindo o útero e ovários, e uma associação de infecção com idade avançada (Manvell et al., 2021).

Estudos atuais apontam que a principal forma de transmissão de hemoplasmas associados a infecção em felinos domésticos é a transmissão direta por contato sanguíneo através de mordidas e arranhões durante brigas (Díaz-Regañón et al., 2018; Imre et al., 2020) ou após transfusão sanguínea com sangue infectado (Roels et al., 2024).

2.4 Patogenia

A afecção por *Mycoplasma* hemotrópicos, nas três espécies (Mhf, CMt e CMhm), está diretamente relacionada à adesão desses microrganismos às hemácias dos gatos infectados, causando anemia hemolítica regenerativa de gravidade variável. O grau de patogenicidade varia entre as espécies de *Mycoplasma* hemotrópicos. *Mycoplasma haemofelis*, considerado o mais patogênico, está frequentemente associado a quadros clínicos mais severos. Já CMhm e CMt, são menos agressivos, entretanto podem causar anemia em animais imunossuprimidos (Roels et al., 2024).

O impacto clínico das micoplasmoses depende de fatores como o estado imunológico do hospedeiro e possíveis coinfeções. Gatos coinfectados com Vírus da Leucemia Felina (FeLV) ou Vírus da Imunodeficiência Felina (FIV) apresentam manifestações mais graves, uma vez que a imunossupressão favorece a persistência da infecção e exacerba os sintomas clínicos, como febre e icterícia (Demkin; Kazakov, 2021; Yamakawa et al., 2023).

Os hemoplasmas promovem a destruição das hemácias através da ativação de mecanismos imunológicos, como opsonização e fagocitose, desencadeando alterações nos parâmetros hematológicos, como a redução no volume globular (Hematócrito) (Berzina et al., 2021). Em gatos livres ou de abrigo, o estresse e a exposição aumentada a ectoparasitas, também foram associados a uma maior prevalência a esses patógenos (Yamakawa et al., 2023). Esses fatores destacam a importância do manejo ambiental e da triagem molecular em programas de doação de sangue, dado o risco de transmissão pela transfusão (Roels et al., 2024).

2.5 Sinais clínicos

As manifestações clínicas apresentadas pelos animais podem ser de caráter agudo ou crônico, com recrudescência periódica dos sinais clínicos. Na fase aguda, além da anemia, os gatos apresentam febre, palidez, depressão, letargia, perda de peso, sialorreia, vocalização, anorexia, desidratação e pirexia intermitente ou mesmo morte súbita, estando esses sinais mais relacionados a infecção por Mhf (Sousa et al., 2013). Gatos que se recuperam apresentam ausência de anemia, e podem permanecer carreadores do agente por até 2 anos (Santos et al., 2014).

Outros achados clínicos observados com menor incidência na infecção por Mhf incluem, acometimento ocular caracterizada por conjuntivite, secreção ocular ou blefarospasmo (Zirofsky et al., 2018), otites médias (Ackermann et al., 2017), esplenomegalia, hepatomegalia, cistite e diarreia (Almeida et al., 2022).

Nas infecções causadas por CMhm e CMt, há a manifestação de sinais clínicos menos evidentes, resultando em discreta anemia quando relacionada a condição clínica do animal e a presença de coinfeções (Santos, 2015). Sendo assim, a patogenicidade e virulência dos hemoplasmas variam de acordo com a espécie.

2.6 Diagnóstico

Historicamente, o método de diagnóstico laboratorial escolhido nos atendimentos tem sido mediante a detecção do patógeno em exames diretos de extensão sanguínea periférica, colhidos da parte interna do pavilhão auricular e corado com o método de Giemsa. Embora a citologia seja uma técnica simples e acessível, ela apresenta baixa sensibilidade e especificidade diagnóstica (Nascimento, 2004; Ramsey; Tennant, 2010; Gómez; Guida, 2010).

Diagnósticos errôneos podem ocorrer devido a problemas metodológicos (precipitação de corante, preparo inadequado da lâmina, identificação incorreta de corpúsculos de Howell-Jolly ou outras espécies infecciosas) ou pelas peculiaridades da infecção por hemoplasmas (Demkin et al., 2021), especialmente em casos de baixa bacteremia, onde a morfologia semelhante entre espécies ou artefatos sanguíneos podem dificultar a identificação e levar a diagnósticos incorretos (Tasker et al., 2018).

Devido a incapacidade de cultivar hemoplasmas *in vitro*, técnicas moleculares como a PCR, tem se tornado o padrão-ouro para diagnóstico, sendo amplamente utilizados para investigar a prevalência de *Mycoplasma hemotrópicos felinos* em todo o mundo (Westfall et al., 2001; Demkin et al., 2021). A PCR oferece maior sensibilidade e especificidade em comparação com os métodos tradicionais, permitindo a detecção de baixas cargas bacterianas

e a identificação precisa das espécies de *Mycoplasma* spp. No entanto, resultados falso-negativos podem ocorrer, quando não há o agente especificamente na amostra utilizada, principalmente em casos de bacteremia reduzida (Sun et al.; 2022; Razgûnaitè et al., 2024).

2.7 Tratamento

O tratamento das infecções por *Mycoplasma* spp. em gatos geralmente inclui o uso de antibióticos específicos, como as tetraciclina, devido à sua eficácia contra patógenos que não possuem parede celular. A administração oral (VO) de Doxiciclina, na dose de 5 mg/kg a cada 12 horas (BID) ou na dose de 10 mg/kg, a cada 24 horas (SID) é indicada e mostrou-se efetiva na melhora dos sinais clínicos e dos parâmetros hematológicos um mês após o início do tratamento para Mhf (Bretas, 2019).

O uso Oxitetraciclina intramuscular (IM), (10 mg/kg, SID) durante 21 dias também se mostrou eficaz na eliminação de *Mycoplasma* spp., com melhora observada em parâmetros clínicos e hematológicos ao longo do tratamento. Em casos mais graves, pode ser necessário suporte adicional, como anti-inflamatórios, fluidoterapia e suplementação com ferro e vitaminas do complexo B, para melhorar a condição geral do paciente, além de transfusão de sangue em felinos com hematócrito menor que 15% (Çetin et al., 2021).

2.8 Profilaxia e Controle

A adoção de medidas de prevenção se baseia no conhecimento da epidemiologia da doença. Portanto, a profilaxia depende da combinação do manejo ambiental, do controle de vetores, assim como a prevenção de fugas de gatos domiciliados com gatos errantes, evitando cenários de lutas. Além disso, o controle de infecções simultâneas, como FIV/FelV reduz as taxas de infecções de gatos por Mhf, devido o mesmo se tratar de um agente oportunista (Berzina et al., 2021).

Outros métodos de controle de infecções por *Mycoplasma* spp. incluem a realização de testes de triagem em gatos passíveis de serem doadores de sangue. Protocolos de triagem estritos são essenciais para minimizar o risco de transmissão de hemoplasmas durante transfusões de sangue, garantindo a segurança dos gatos que recebem essas transfusões. Como *Mycoplasma* spp. pode causar complicações graves em gatos infectados, incluindo anemia hemolítica, a detecção precoce por meio de PCR ou outras ferramentas diagnósticas é fundamental para o manejo de riscos potenciais (Roels et al., 2024).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Comitê de ética

O presente projeto foi aprovado pelo Comitê de Ética no uso de animais do Instituto Federal da Paraíba (CEUA – IFPB), sob registro: 23000.000663.2022-31.

3.2 Local de realização do experimento

A pesquisa foi realizada no município de Sousa, Sertão da Paraíba e as análises foram realizadas no Laboratório de Biologia Molecular do Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia da Paraíba, campus Sousa.

3.3 Amostragem

Para a determinação do número mínimo de amostras a serem coletadas, foi utilizado o cálculo para amostragem aleatória simples:

$$n = \frac{Z^2 \times P(1 - P)}{d^2}$$

n = número amostral

Z = valor de distribuição normal para o intervalo de confiança de 95%

P = prevalência esperada de 50% (maximização da amostra)

d = erro absoluto de 5%

Para realizar ajustes para populações finitas, foi aplicada a seguinte fórmula:

$$n_{ajus} = \frac{N \times n}{N + n}$$

n_{ajus} = tamanho da amostra ajustada

N = tamanho total da população

n = tamanho inicial da amostra

O ajuste do tamanho da população amostral considerou a taxa gatos-humanos de 18,98, descrita por Canatto et al. (2012). Sendo a população estimada da cidade de Sousa-PB de 67.259

peças (IBGE, 2022), estima-se uma população de 3.544 gatos. Assim, o número mínimo de animais a participarem do estudo foi 316. Entretanto, 354 amostras foram coletadas.

3.4 Colheita de amostras de sangue

As amostras de sangue foram coletadas por venopunção da veia jugular ou cefálica, de forma asséptica, armazenando 3 mL em frascos contendo EDTA (ácido etilenodiamino tetraacético), aleatoriamente em gatos urbanos na cidade de Sousa, Paraíba. Foram coletadas amostras em animais domiciliados e semi-domiciliados provenientes de residências e protetores independentes. Coletas também foram realizadas em animais errantes provenientes de praças, terrenos baldios, mercados públicos e rodovias (Figura 1). Em seguida, as amostras foram acondicionadas em caixa térmica com gelo e transportadas para o Laboratório de Biologia Molecular do IFPB, campus Sousa, onde foram mantidas a -20°C até a extração do DNA.



Figura 1 – Coleta de amostra sanguínea por punção venosa da veia cefálica em felinos e armazenadas em frascos com EDTA. (A) Coleta em gato domiciliado. (B) Coleta em gato errante. (C) Amostra sanguínea em microtubos contendo EDTA.

3.5 Questionário Epidemiológico

Foram aplicados questionários epidemiológicos com os tutores de gatos domiciliados e semi-domiciliados com o objetivo de obter informações acerca dos animais do estudo. As variáveis investigadas foram: dados dos proprietários (escolaridade, renda familiar, telefone, nome), dados dos animais com relação a sexo (macho/fêmea), idade (< 2 anos, entre 2 a 4 anos, > 4 anos), raça pura (sim/não), tipo de criação (domiciliado, semi-domiciliado ou errante) alimentação (caseira, ração, ambas), contactantes (contato com cães e/ou gatos), frequência de limpeza do ambiente (diária, semanal, quinzenal ou mensal), vacinado (sim/não), quais vacinas

(antirrábica, antivirais, ambas) vermifugado (sim/não), presença de pulgas (sim/não), presença de carrapatos (sim/não), histórico de doenças (sim/não), hábito de caça/brigas (sim/não), castrado (sim/não), histórico de partições (sim/não), histórico de abortos (sim/não). Foi realizado também a avaliação clínica dos animais, avaliando o estado nutricional (magro, bom ou caquético), pelagem (seca, hidratada), presença de secreções (sim/não), atitude (apático, alerta), mucosas (normocoradas, hipocoradas ou hiperacoradas), hidratação (hidratado, desidratado) e presença de linfonodos alterados (sim/não). Para os animais errantes, apenas as informações dos gatos que pudessem ser inferidas durante a coleta foram obtidas (sexo, idade, raça, tipo de criação, contactantes, vacinação, vermifugação, presença de pulgas e carrapatos, hábito de caça/brigas, castração, estado nutricional, pelagem, presença de secreções, atitude, mucosas, hidratação e presença de linfonodos alterados). A idade desses animais foi estimada por meio da avaliação da dentição, segundo guia descrito pelo CEMEV (n.d). Todos os animais errantes foram considerados com ausência de protocolo de vacinação e vermifugações.

3.6 Extração de DNA

O DNA genômico foi isolado a partir de 200 µL amostras de sangue total coletados em frascos de EDTA utilizando o Kit Purelink Genomic DNA (Invitrogen®, Carlsbad, Califórnia), conforme instruções do fabricante, e novamente armazenados a uma temperatura de -20° até realização da PCR.

3.7 Amplificação do DNA

A detecção de *Mycoplasma* hemotrópicos foi realizada usando PCR convencional, baseada na amplificação de uma sequência parcial do gene 16S rRNA. Os produtos amplificados resultaram em um fragmento de 170 pb em Mhf ou CMt e de 193 pb em CMhm, identificados após comparação do tamanho do produto da PCR com o tamanho do DNA de controle positivo conhecido e com o Ladder de DNA de 100 pb (Invitrogen, São Paulo, Brasil). Água estéril ultrapura foi usada como controle negativo. Em seguida, todas as amostras positivas foram submetidas a reações adicionais utilizando primers específicos de PCR para Mhf e CMt, realizando a diferenciação entre eles.

Para a amplificação das sequências parciais de 170 pb (Mhf ou CMt) e 193 pb (CMhm), foi empregado o protocolo de PCR com 2 µL de DNA em mix de reação com volume final de 20 µL, contendo 3.0 µL do tampão de 10X PCR Buffer, 0.15 µL de Taq DNA polimerase (Invitrogen™, São Paulo, Brasil), 12,85 µL de água estéril deionizada e 1 µL (10µM) de cada

primer. O mesmo protocolo foi utilizado para amplificar as sequências parciais de 393 pb do gene 16S rRNA de Mhf.

Para amplificar a sequência parcial de 138 pb de CMt, a partir do gene 16S rRNA, foi realizado a PCR com 5 µL de DNA molde em misturas de reação contendo 3.75 µL do tampão de 10X PCR Buffer, 0.15 µL de Taq DNA polimerase (Invitrogen™, São Paulo, Brasil) 14,1 µL de água estéril deionizada e 1 µL (10µM) de cada primer. A reação obteve um volume final de 25 µL, conforme metodologia descrita por Mesquita, et al. (2021). As sequências dos primers utilizados e os protocolos de PCR estão descritos na Tabela 1.

Tabela 1 - Primers e protocolos utilizados para a amplificação de *Mycoplasma* hemotrópicos (MH), *Mycoplasma haemofelis* (Mhf) e *Candidatus Mycoplasma turicensis* (CMt) em felinos.

Agentes	Gene alvo	Primer	(Pb)	Condições da PCR	Referência
MH	16S rRNA	F: ACGAAAGTCTGATGGAGCAATA R: ACGCCCAATAAATCCGRATAAT	170/ 193	94°C, 2m; 45 ciclos (94°C, 1m; 60°C, 1m; 72°C, 30s) 72°C, 5min.	Munhoz, et al. (2018)
Mhf	16S rRNA	F: GACTTTGGTTTCGGCCAAGG R: CGAAGTACTATCATAATTATCCCTC	393	94°C, 10m; 35 ciclos (94°C, 45s; 54°C, 45s; 72°C, 1m) 72°C, 7min.	Munhoz, et al. (2018)
CMt	16S rRNA	F: AGAGGCGAAGGCGAAAAC R: CTACAACGCCGAAACACAAA	138	95°C, 2m; 35 ciclos (95°C, 10s; 58°C, 30s; 72°C, 30s); 72°C, 5min	Mesquita, et al. (2021)

Abreviações: MH, *Mycoplasma* hemotrópicos; Mhf, *Mycoplasma haemofelis*; CMt, *Candidatus Mycoplasma turicensis*; Pb, Pares de bases.

As reações foram realizadas em um termociclador automático de DNA Veriti 96 Well Thermal Cycler®, (ThermoFisher Scientific, Waltham, MA, USA), incluindo controles negativos e positivos em cada execução. Os produtos amplificados de PCR foram visualizados por fluorescência Syber™ Safe DNA Gel Stain (Invitrogen, Carlsbad, Califórnia) após eletroforese em gel de agarose a 2% a 80 V por 60 minutos na primeira PCR, e em gel de agarose a 3% a 100 V por 40 min nas PCRs adicionais. As imagens foram capturadas e armazenadas digitalmente utilizando Software de imagem e Fotodocumentador L-Pix EX (Loccus, Cotia, São Paulo) (Figura 2).

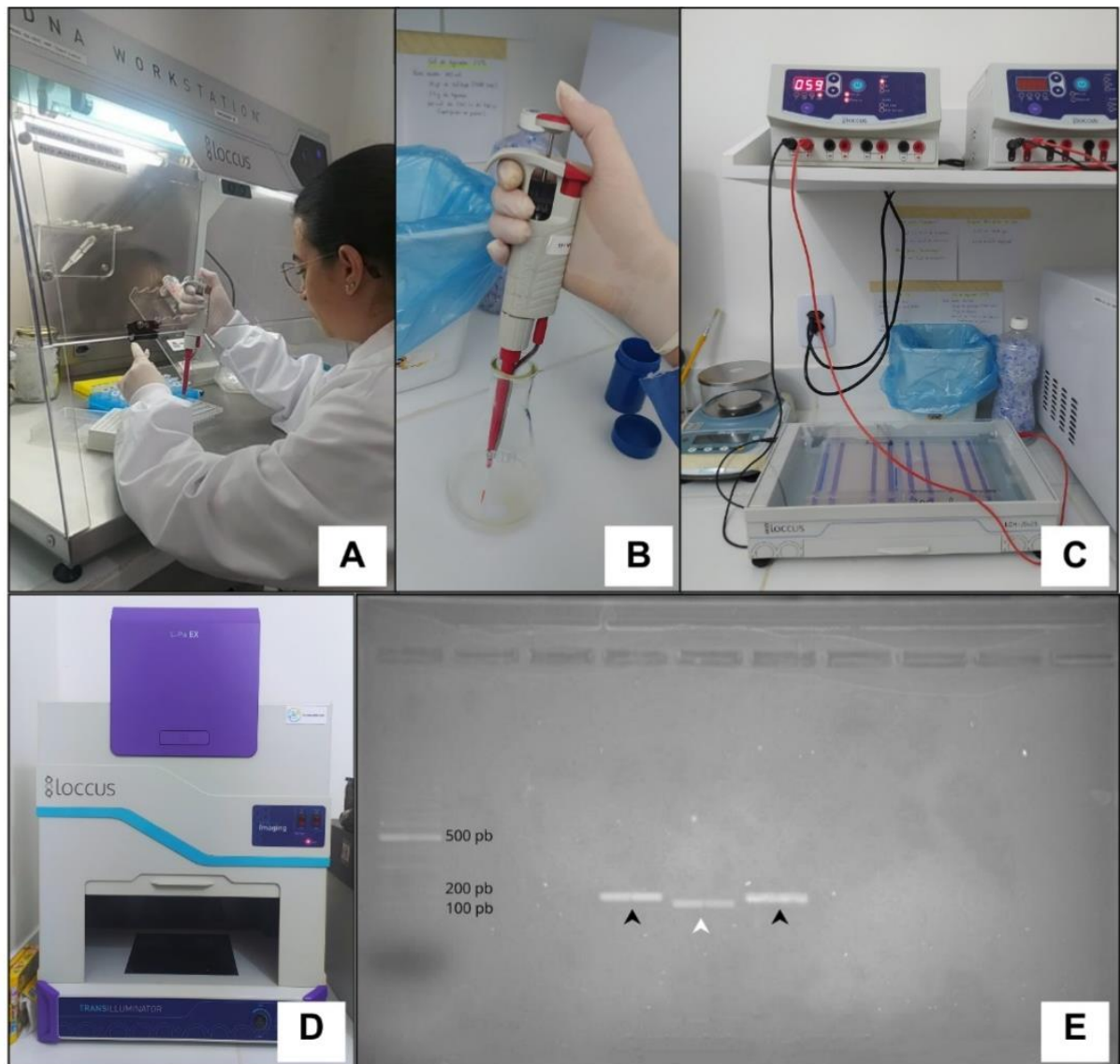


Figura 2 – Realização da PCR, a partir da amplificação parcial do gene 16S rRNA de *Mycoplasma* spp. (A) Preparação da reação na capela de Fluxo Laminar. (B) Preparação do gel de Agarose 3% (C) Eletroforese. (D) Fotodocumentador L-Pix EX (Loccus, Cotia, São Paulo). (E) Bandas amplificadas de *Mycoplasma* spp. 170 pb Mhf ou CMt (cabeça de seta branca); 193 pb CMhm (cabeça de seta preta).

3.8 Análises estatísticas

O estudo dos fatores de risco associados à infecção pelos hemoparasitos foi realizado através dos dados dos questionários epidemiológicos. Cada variável independente foi cruzada com a variável dependente (positividade) e as associações foram determinadas utilizando o teste qui-quadrado de Pearson ($p \leq 0,2$). As variáveis que apresentaram associação significativa foram selecionadas para compor um modelo multivariado, aplicando regressão de Poisson com estimador robusto ($p \leq 0,05$). O ajuste do modelo foi verificado utilizando o teste Omnibus ($p > 0,05$). Os resultados foram analisados no programa SPSS para Windows.

4. RESULTADO E DISCUSSÃO

A prevalência de *Mycoplasma* hemotrópicos em felinos no presente estudo foi de 39.8% (141/354). De forma semelhante, Munhoz, et al. (2018) descreveram uma frequência de 35.5% (71/200) de animais positivos para *Mycoplasma* hemotrópicos felinos no litoral do Estado da Bahia, Brasil, utilizando os iniciadores F: ACGAAAGTCTGATGGAGCAATA e R: ACGCCCAATAAATCCGRATAAT, para amplificar parte do gene 16S rRNA. A reação de PCR foi realizada com um ciclo inicial de 94°C por 2 minutos, seguido por 45 ciclos de 94°C por 1 minuto, 60°C por 1 minuto e 72°C por 30 segundos, finalizando com uma extensão final a 72°C por 5 minutos. A utilização de análises moleculares permitiu uma detecção mais sensível dos agentes, inclusive em casos subclínicos que poderiam passar despercebidos por métodos convencionais, como a microscopia. Ademais, variações na abordagem amostral e na exposição dos animais a fatores de risco podem ter influenciado esses resultados.

Dentre as três espécies analisadas, CMhm foi a mais prevalente, com 31.3% (111/354) de positividade, seguido por Mhf (4.8%; 17/354) e CMt (3.6%; 13/354). Essa predominância de CMhm também foi relatada em outros estudos, tanto no Brasil quanto em outros países (Macieira et al., 2008; Tanahara et al., 2010; Santos et al., 2014; Munhoz et al., 2018; Petry et al., 2020; Yamakawa et al., 2023), utilizando métodos diagnósticos semelhantes.

A maior prevalência de CMhm pode estar relacionada a características biológicas que favorecem sua disseminação e manutenção na população felina. Segundo Tasker et al. (2004), CMhm tem menor patogenicidade em comparação a Mhf, frequentemente causando infecções subclínicas ou com sintomas leves, o que permite que os gatos infectados permaneçam como portadores assintomáticos por longos períodos, favorecendo sua transmissão sem serem identificados e tratados. Em contraste, Mhf, embora menos frequente, é mais patogênica e associada a quadros de anemia severa, tornando-se mais facilmente detectada em contextos clínicos, mas menos prevalente em levantamentos epidemiológicos.

De acordo com Messick (2004), a maior patogenicidade observada em Mhf pode estar relacionada à sua capacidade de aderir de forma mais intensa à membrana dos eritrócitos, desencadeando uma resposta imune exacerbada. Essa adesão intensa não apenas facilita a destruição direta dos glóbulos vermelhos, mas também pode promover uma resposta imune mediada que amplifica a hemólise, resultando em quadros de anemia grave (Tizard, 2019). Além disso, a virulência de Mhf parece estar associada a uma maior indução de processos inflamatórios sistêmicos, o que agrava o estado clínico dos animais infectados e distingue essa

espécie das demais, que geralmente provocam infecções subclínicas ou com manifestações menos severas.

Foi identificada coinfeção entre *CMhm* e *Mhf* em 3,6% (13/354) das amostras analisadas. Achados semelhantes foram relatados no Brasil, onde Munhoz et al. (2018) observaram coinfeção em 2% (4/200), Santos et al. (2014) em 1,08% (4/369), e Braga et al. (2012) em 2,5% (5/200). A figura 3 demonstra o número de amostras positivas obtidas para cada espécie de hemoplasma e suas respectivas co-infecções.

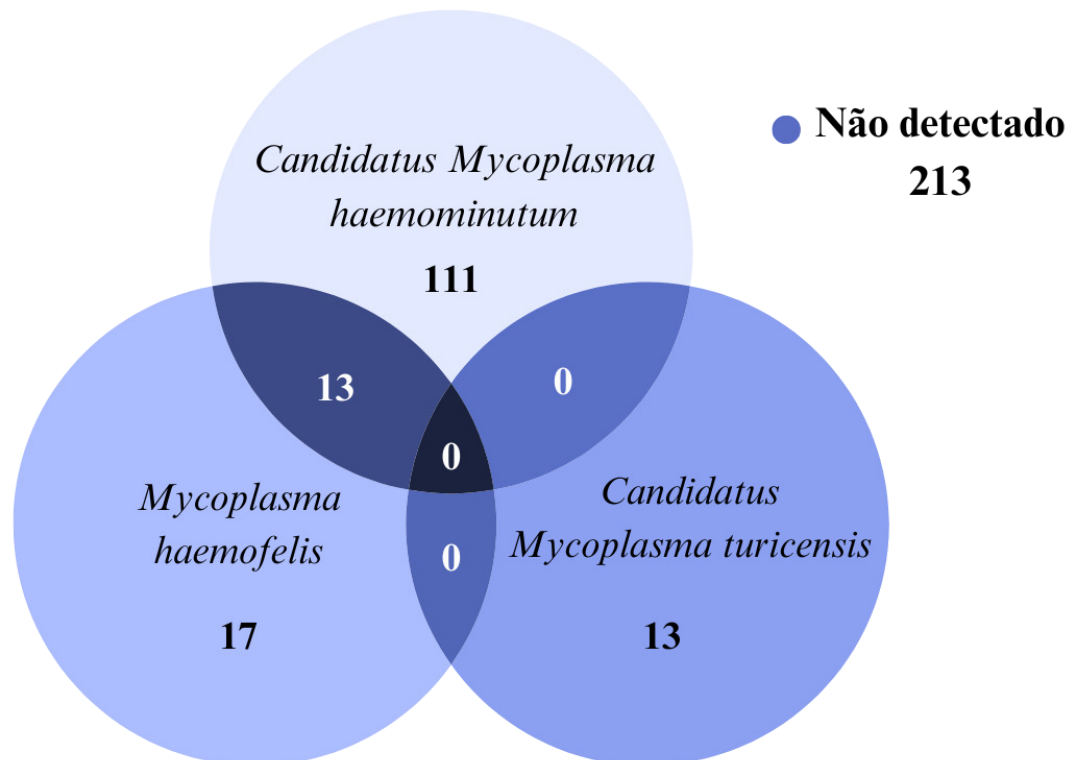


Figura 3 – Positividade para infecções por diferentes espécies de *Mycoplasma* hemotrópicos em gatos domésticos no município de Sousa, Semiárido da Paraíba, Brasil.

Os produtos de amplificação de PCR com os tamanhos previstos para detecção do gene 16S rRNA de *Mycoplasma* spp. foram de 170/193 pb, servindo como um método de triagem, identificando *Mhf* ou *CMt* e *CMhm*, respectivamente, na primeira PCR. Trabalhos como o de Roura et al. (2010) e Mesquita et al. (2021) utilizaram este mesmo método. A figura 4 apresenta os produtos amplificados na PCR, demonstrando amostras com 170/193 pb.

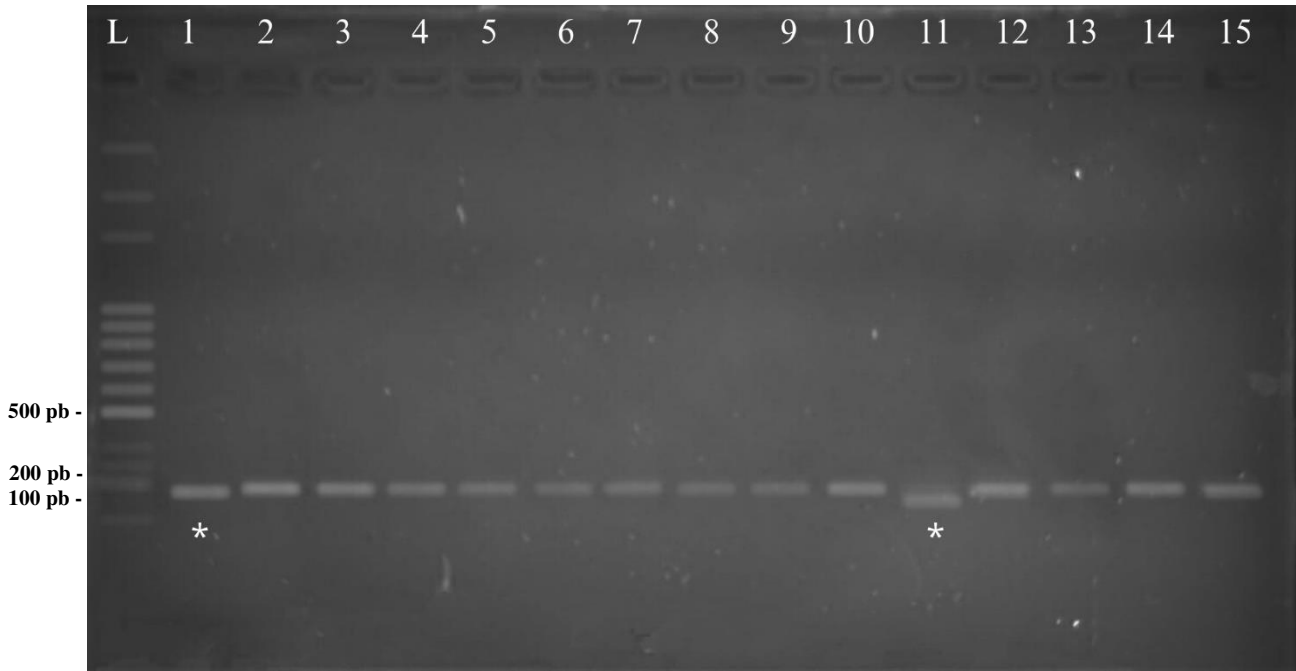


Figura 4 – Produtos de PCR de amostras positivas *Mycoplasma* hemotrópicos (1-15). (L) Ladder 100 pb; Amostras com asterisco (*), 170 pb - amostras 1 e 11, são positivas para Mhf e/ou CMt, mas negativas para CMhm; Amostras sem asteriscos são positivas para CMhm, 193 pb, mas também podem ser positivas para Mhf ou CMt, sendo submetidas a novas PCR para diferenciação.

As variáveis que apresentaram significância para infecções por *Mycoplasma* hemotrópico felinos na análise univariada ($p \leq 0,20$) estão descritas na Tabela 2.

Tabela 2 - Análise univariada de fatores de risco associados a infecção por *Mycoplasma* hemotrópicos em 354 felinos domésticos no Semiárido da Paraíba, Brasil.

Variável	Categoria	N° Total de Felinos	<i>Mycoplasma</i> hemotrópicos	
			PCR Positivo (%)	Valor de <i>p</i>
Sexo	Macho	174	70 (40.2)	0.1228*
	Fêmea	180	58 (32.2)	
Idade	< 2 anos	95	18 (18.9)	<0.0001*
	2 a 4 anos	134	45 (33.5)	
	> 4 anos	125	64 (51.2)	
Raça pura	Não	348	125 (35.9)	0.6716
	Sim	6	3 (50)	
Tipo de Criação	Semi-Domiciliar	163	61 (37.4)	0.3645
	Domiciliar	81	24 (29.6)	
	Errante	110	43 (39.0)	
Alimentação	Ração	92	34 (36.9)	0.1983*
	Caseira	14	5 (35.7)	
	Ambos	138	36 (26.0)	
Contato com cães	Não	161	62 (38.5)	0.4374
	Sim	193	66 (34.1)	

Contato com gatos	Não	78	33 (42.3)	0.2878
	Sim	276	95 (34.4)	
Vacinado	Não	245	83 (33.8)	0.1892*
	Sim	109	45 (41.2)	
Quais Vacinas?	Antirrábica	99	39 (39.3)	0.2235
	Antivirais	2	2 (100)	
	Ambas	7	3 (42.8)	
Vermifugado	Não	278	101 (36.3)	0.9999
	Sim	76	27 (35.5)	
Carrapato	Não	345	126 (36.5)	0.4970
	Sim	9	2 (22.2)	
Pulgas	Não	341	124 (36.3)	0.7764
	Sim	13	4 (30.7)	
Hábito de caça/brigas	Não	162	54 (33.3)	0.3199
	Sim	192	74 (38.5)	
Histórico de doenças	Não	155	51 (32.9)	0.0992*
	Sim	89	39 (43.8)	
Castrado	Não	272	102 (37.5)	0.3614
	Sim	82	26 (31.7)	
Parições	Não	117	99 (84.6)	<0.0001*
	Sim	63	21 (33.3)	
Nascidos vivos	Não	7	3 (42.8)	0.6771
	Sim	56	18 (32.1)	
Estado Nutricional	Magro	40	15 (37.5)	0.3850
	Bom	301	106 (35.2)	
	Obeso	13	7 (53.8)	
Pelagem	Seca	110	46 (41.8)	0.1521*
	Hidratada	244	82 (33.6)	
Secreções	Não	325	116 (35.6)	0.5502
	Sim	29	12 (41.3)	
Atitude	Apático	48	21 (43.7)	0.2599
	Alerta	306	107 (34.9)	
Mucosas	Normocoradas	232	82 (35.3)	0.4855
	Hipocoradas	120	86 (71.6)	
	Hipercoradas	2	0 (0)	
Hidratação	Hidratado	230	77 (33.4)	0.1651*
	Desidratado	124	51 (41.1)	
Linfonodos	S/A	217	69 (31.7)	0.0407*
	Alterados	137	59 (43.0)	

*Variáveis que apresentaram valor de $p \leq 0,20$ pelo teste de qui-quadrado.

Na sequência, as variáveis significativas ($p \leq 0,20$) foram submetidas à regressão logística múltipla para a determinação dos fatores de risco ou fatores associados a infecção por *Mycoplasma hemotrópicos*, sendo obtidas as variáveis: Idade acima de 4 anos ($p = 0.015$),

fêmeas com histórico de parições ($p = 0.03$) e presença de alteração em linfonodos ($p = 0.02$) (Tabela 3).

Tabela 3 - Análise multivariada de fatores de risco ou fatores associados a infecção por *Mycoplasmas* hemotrópicos em felinos domésticos no Semiárido da Paraíba, Brasil.

Fatores de risco <i>Mycoplasma</i> hemotrópico felinos	Razão de prevalência	IC (95%)	<i>p</i>
Idade acima de 4 anos	4.51	[1.34 – 11.89]	0.015
Fêmeas com histórico de parições	3.46	[0.99 – 8.98]	0.03
Presença de linfonodos alterados	1.83	[1.07-2.81]	0.02

IC 95%: intervalo de confiança com 95% de probabilidade.

A idade geral da população estudada variou de 3 meses a 12 anos. Entretanto, a idade superior a 4 anos foi considerada um fator de risco para a infecção por *Mycoplasma* hemotrópicos (razão de prevalência de 4.51). A maior prevalência de infecções em animais mais velhos também foi previamente relatada (Tanahara et al., 2010; Santos et al., 2014; Almeida et al., 2022). A associação entre infecção e idade avançada pode ser explicada pelo estado crônico da doença, a qual os animais podem estar infectados, mas permanecerem como portadores subclínicos. Por outro lado, outros trabalhos apontaram maior número de positivos em animais mais jovens, com evidência de sinais clínicos indicativos de infecção (Munhoz et al., 2018; Petry et al., 2020). Estes então, podem estar no momento da infecção inicial, e, por apresentarem maior imaturidade imunológica, podem indicar maior suscetibilidade às infecções com manifestações clínicas associadas, principalmente quando infectados por Mhf.

Um achado interessante e incomum obtido no presente estudo foi o fato do histórico de parições apresentar com um fator de risco para as infecções (razão de prevalência de 3.46). Apesar da escassez na literatura de estudos que correlacionem diretamente essa variável com a positividade para *Mycoplasma* hemotrópicos, este resultado pode ser justificado pelas alterações fisiológicas e imunológicas associadas ao ciclo reprodutivo e à gestação enfrentadas pelas fêmeas. É reconhecido que durante a gestação e o parto, ocorre uma modulação do sistema imunológico para proteger o desenvolvimento dos fetos, o que pode levar a uma maior susceptibilidade a infecções oportunistas. Além disso, o estresse fisiológico relacionado à gestação, lactação e cuidados com a ninhada pode comprometer ainda mais a resposta imune, aumentando a vulnerabilidade dessas fêmeas a patógenos (Tizard, 2019).

A presença de linfonodos alterados, ou linfadenomegalia, foi identificada como fator associado às infecções por *Mycoplasma* hemotrópicos (razão de prevalência de 1.83). Infecções

por hemoplasmas provocam uma forte resposta imunológica no hospedeiro, levando à ativação e proliferação de células imunocompetentes nos linfonodos, resultando em seu aumento de volume (Ferraz et al., 2020). Um relato de caso detalhou um gato com diagnóstico de micoplasmose exibindo linfonodos mandibulares e poplíteos aumentados (Silveira; Pimentel; Marques, 2015). Houve a descrição de um felino doméstico positivo para Mhf apresentando linfonodos submandibulares aumentados de volume (Ferraz et al., 2020). Esses achados reforçam a correlação entre linfadenomegalia e infecção por hemoplasmas, sugerindo que a avaliação dos linfonodos deve ser considerada na prática clínica ao investigar possíveis casos de micoplasmose felina.

Infeções por *Mycoplasma* hemotrópicos tem sido descrita como mais comuns em gatos errantes ou semi-domiciliados (De Bortoli et al., 2012; Santis et al., 2014; Díaz-Regañón et al., 2018; Yamakawa, et al., 2023). No entanto, no presente estudo, não foi observada uma associação entre o tipo de criação e as infecções por hemoplasmas. Provavelmente devido ao fato de que, mesmo domiciliados, os gatos podem ter contato com o ambiente peridomiciliar e compartilhar espaços com gatos semi-domiciliados. Segundo Díaz-Regañón et al. (2018), a proximidade entre gatos domiciliados e semi-domiciliados é maior em regiões urbanas, facilitando a disseminação de hemoplasmas, especialmente por meio de interações agressivas, o que reduz a importância do fator "tipo de criação" como determinante isolado para a transmissão.

Dentre os animais infectados, quanto aos machos 40.2% (70/174) estavam infectados com hemoplasmas, enquanto fêmeas positivas foram 32.2% (58/180), sem apresentar diferença estatística significativa ($p > 0,2$). Na literatura é relatado uma maior prevalência de *Mycoplasma* spp. em gatos machos, podendo ser explicado pelo comportamento de fuga e territorial desses animais, resultando em brigas entre eles, o que aumenta a possibilidade de transmissão do agente (Carvalho et al. 2014; Munhoz et al. 2018; Petry et al. 2020).

Alguns estudos descrevem artrópodes hematófagos, como carrapatos e pulgas como possíveis vetores naturais, estando envolvidos na transmissão de hemoplasmas entre felinos domésticos (Lappin et al., 2020; Rodrigues et al., 2021), no entanto, os resultados desse estudo não demonstraram a presença desses vetores como fatores de risco na população estudada. Embora muito discutido, a rota natural de transmissão dos hemoplasmas entre gatos é controversa. Díaz-Regañón, et al. (2018) e Yamakawa et al. (2023) também descreveram resultados similares aos observados no presente trabalho com relação a presença de carrapatos, não apontando associação significativa com infecção por hemoplasma. Em uma tentativa de transmissão experimental entre gatos via pulgas, Woods et al., (2005) não obtiveram resultados

conclusivos. Ainda, investigações sobre a eficiência da pulga em manter a infecção, foi considerada baixa (Moore et al., 2024), não sendo considerada um meio importante de transmissão de hemoplasmas.

O contato com outros gatos e interações agressivas com outros animais tem sido tratada como a única forma que garante a transmissão eficiente de hemoplasmas entre os gatos (Willi et al., 2007). Neste estudo, a presença de contactantes e interações agressivas não se apresentaram como fatores de risco relevantes para a transmissão desse agente. Esse achado pode ser explicado por uma baixa frequência de brigas efetivas ou pela menor eficiência de transmissão nessas interações dentro da população estudada. Além disso, outros fatores, como diferenças individuais na carga parasitária, imunidade dos animais envolvidos e variabilidade na gravidade das lesões causadas pelas brigas, podem influenciar o risco de transmissão. Esses resultados destacam a complexidade da epidemiologia de *Mycoplasma* hemotrópicos e a necessidade de estudos mais detalhados para elucidar os mecanismos de transmissão.

Mycoplasma haemofelis é o hemoplasma mais patogênico em gatos, podendo levar a quadros de anemia hemolítica mesmo em gatos imunocompetentes (Tasker, et a., 2018). No presente estudo não houve avaliação hematológica dos animais, sendo suposto a condição anêmica dos gatos através do aspecto pálido das mucosas durante a avaliação clínica. A ausência de associação entre anemia e Mhf em alguns estudos, incluindo o presente, foi atribuída ao estágio da infecção, estando os animais assintomáticos cronicamente infectados, considerando que a anemia é mais frequente na fase aguda da infecção (Carvalho et al., 2014; Santos et al., 2014; Tasker et a., 2018).

Gatos infectados com Mhf e coinfectados com CMhm + Mhf não apresentarem alterações clínicas significativas na avaliação das mucosas. Alguns autores relataram resultados semelhantes, a qual não foram observadas alterações clínicas ou laboratoriais entre os grupos positivos e negativos, e entre os animais coinfectados com as espécies de *Mycoplasmas* spp. (Tasker et al., 2009; Munhoz et al., 2018; Petry et al., 2020).

Outras alterações clínicas descritas para hemoplasmoses, além da anemia, são febre, palidez, depressão, letargia, perda de peso, sialorreia, vocalização, anorexia, desidratação e secreções oculares, estando esses sinais mais relacionados a infecção por Mhf (Sousa et al., 2013). No estudo atual, alterações clínicas como pelagem seca, desidratação, presença de secreções, e estado corporal magro foram os sinais mais comuns observados nos gatos coinfectados com CMhm + Mhf, corroborando com achados de Sousa et al. (2013) e Zirolfsky et al. (2018).

Dentre os gatos infectados, um animal positivo para CMt apresentou mucosas hipocoradas, mesmo sendo descrito como uma espécie pouco patogênica, assim como CMhm, não desencadeando quadros de anemia quando infectadas isoladamente, estando mais associadas ao desenvolvimento de anemia quando há coinfeções com Mhf. No entanto, em outro estudo realizado por Willi et al. (2005), CMt induziu anemia leve a grave em dois gatos experimentalmente infectados, sugerindo que sinais clínicos diferentes podem se desenvolver em casos específicos.

Deve-se notar que as diferenças nas estimativas de prevalência observadas em distintos estudos podem ser explicadas por diversos fatores, como o perfil da população avaliada, o número de amostras coletadas, as particularidades geográficas das regiões estudadas, além das metodologias diagnósticas empregadas. A forma como os animais são selecionados em diferentes estudos influencia diretamente a prevalência de hemoplasmas observada, o que exige cautela ao comparar os resultados. Nesse trabalho, os animais foram selecionados sem distinção de sexo, raça ou idade, e provenientes de diferentes locais do município. Ainda, é importante salientar que este estudo documenta pela primeira vez a prevalência de *Mycoplasma* hemotrópicos felinos em gatos domésticos no Semiárido brasileiro.

5. CONCLUSÃO

Este estudo demonstrou uma alta ocorrência de *Mycoplasma* hemotrópicos em gatos na região Semiárida da Paraíba, ressaltando a importância dessas infecções na área. A identificação de fatores de risco, como idade avançada, histórico reprodutivo em fêmeas e alterações em linfonodos, destaca a necessidade de vigilância epidemiológica e a adoção de medidas preventivas direcionadas. Os resultados fornecem informações valiosas sobre a epidemiologia da hemoplasmose felina, contribuindo com dados essenciais para a saúde pública e auxiliando na elaboração de estratégias eficazes de controle e prevenção.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ACKERMANN, A.L.; LENZ, J.A.; MAY, E.R.; FRANK, L.A. Mycoplasma infection of the middle ear in three cats. **Veterinary Dermatology**, v. 28, n. 4, p. 417-102, 2017.

ALMEIDA, J.C.F.; SOUZA, C.C.N.; BARROZO, P.H.M.; SANTOS, C.S.B.; BRITO, J.S.; ROSÁRIO, M.K.S.; MARTINS, F.M.F.; NETA, A.A.M.Q.; CASSEB, A.R.; NEGRÃO, A.M.G. Aspectos epidemiológicos da infecção por *Ehrlichia canis*, *Anaplasma platys* e *Mycoplasma* spp. em gatos domésticos. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 29, n. 1, p. 36-40, 2022.

ALTAI, K.; COSKUN, A.; EROL, U.; SAHIN, O.F.; TURK, S. Development of a novel triplex-PCR assay for the identification of feline hemoplasma species and survey of hemoplasma species in cats in Türkiye. **Parasitology International**, v. 104, 2025.

ANDRÉ, M.R.; DENARDI, N.C.B.; SOUSA, K.C.M.; GONÇALVES, L.R.; HENRIQUE, P.C.; ONTIVERO, C.R.G.R.; GONZALEZ, I.H.L.; CABRAL NERY, C.V.; FERNANDES CHAGAS, C.R.; MONTICELLI, C.; SANTIS, A.C.A.; MACHADO, R.Z. Arthropod borne pathogens circulating in free-roaming domestic cats in a zoo environment in Brazil. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 5, n. 5, p. 545-551, 2014.

ANDRÉ, M.R.; FILGUEIRA, K.D.; CALCHI, A.C.; SOUSA, K.C.M.; GONÇALVES, L.R.; MEDEIROS, V.B.; XIMENES, P.A.; LENIS, I.C.N.G.; MEIRELES, M.V.N.; MACHADO, R.Z. Co-infection with arthropod-borne pathogens in domestic cats. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 26, n. 4, p. 525-531, 2017.

AQUINO, L.C.; HICKS, C.A.E.; SCALON, C.; LIRA, M.G.M.; LEMOS, M.S.; PALUDO, G.R.; HELOS, C.R.; TASKER, S. Prevalence and phylogenetic analysis of haemoplasmas from cats infected with multiple species. **Journal of Microbiological Methods**, v. 107, p. 189-196, 2014.

ARAGÃO-DE-SOUSA, S. K. N.; SAMPAIO-JUNIOR, F.D.; SOUSA, L.O.; SANTOS, R.C.; CONÇALVES, E.C.; SCOFIELD, A.; GÓES-CAVALCANTE, G. Diagnóstico molecular da infecção por hemoplasmas em gatos domésticos naturalmente infectados da cidade de Belém, Pará. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 33, n. 9, p. 1116-1120, 2013.

BERZINA, I.; CAPLIGINA, V.; NAMINA, A.; VISOCKA, A.; RANKA, R. *Haemotropic mycoplasma* species in pet cats in Latvia: a study, phylogenetic analysis and clinical case report. **Journal of Feline Medicine and Surgery Open Reports**, v. 7, n. 2, 2021.

BERGMANN, M.; ENGLERT, T.; STUETZER, B.; HAELEY, J.R.; LAPPIN, M.R.; HARTMANN, K. Risk factors of different hemoplasma species infections in cats. **BMC Veterinary Research**, v. 13, n. 1, p. 52, 2016.

BIONDO, A.W.; DOS SANTOS, A.P.; GUIMARÃES, A.M.S.; VIEIRA, R.F.D.C.; VIDOTTO, O.; MACIEIRA, D.D.B.; ALMOSNY, N.R.P.; MOLENTO, M.B.; TIMENETSKY, J.; DE MORAIS, H.A.; GONZÁLEZ, F.H.D.; MESSICK, J.B. A review of the occurrence of hemoplasmas (*Hemotropic mycoplasmas*) in Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 18, n. 3, p. 1-7, 2009.

BRAGA, M.D.S.C.D.; ANDRÉ, M.R.; FRESCHI, C.R.; TEIXEIRA, M.C.A.; MACHADO, R.Z. Molecular and serological detection of *Ehrlichia* spp. in cats on São Luís Island, Maranhão, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 21, n. 1, p. 37- 41, 2012.

BRETAS, F.A. **Guia Terapêutico Veterinário**. 4 ed, CEM. 2019.

CANATTO, B.D.; SILVA, E.A; BERNARDI, F.; MENDES, M.C.N.C.; PARANHOS, N.T.; DIAS, R.A. Caracterização demográfica das populações de cães e gatos 2 supervisionados do município de São Paulo. **Arquivo Brasileiro de Medicina veterinária e Zootecnia**, v. 64, n. 6, p. 1515-1523, 2012.

CARVALHO, S.F.; PÁDUA, G.T.; PAULA, W.V.F. Doenças transmitidas por vetores felinos e sua possível associação com anormalidades hematológicas em gatos do Centro-Oeste do Brasil. **Microrganismos**. v. 12, n. 11, p. 2171, 2024.

CEMEV - Centro de Estudos de Medicina Veterinária. *Estimativa de idade em cães e gatos pela dentição*. Disponível em: <https://www.cemevcursos.com/>. Acesso em: 22 jan. 2025.

ÇETIN, H.S.; EKICI, O.; KÜÇÜKYILDIZ, F.; SENLIK, B. Response to doxycycline and oxytetracycline treatments in cats infected with *Mycoplasma* spp. and analysis of haemato-clinical findings and risk factors. **Tropical Biomedicine**, v. 38, p. 149-158, 2021.

DE BORTOLI, C.P.; ANDRÉ, M.R.; SEKI, M.C.; PINTO, A.A.; MACHADO, S.T.Z.; MACHADO, R.Z. Detection of hemoplasma and Bartonella species and co-infection with retroviruses in cats subjected to a spaying/neutering program in Jaboticabal, SP. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 21, n. 3, p. 219–223, 2012.

DEMKIN, V.V.; KAZAKOV, A.A. Prevalence of *Hemotropic mycoplasmas* and coinfection with feline leukemia virus and feline immunodeficiency virus in cats in the Moscow region, Russia. **Preventive Veterinary Medicine**. v. 190, 2021.

DÍAZ-REGAÑÓN, D.; VILLAESCUSA, A.; AYLLÓN, T.; RODRÍGUEZ-FRANCO, F.; GARCÍA-SANCHO, M.; AGULLA, B.; SAINZ, Á. Epidemiological study of *Hemotropic mycoplasmas* (hemoplasmas) in cats from central Spain. **Parasites & Vectors** v. 11, n. 1, p. 140, 2018.

DUARTE, A.; MARQUES, V.; CORREIA, J.H.D.; NETO, I.; BRÁZ, B.S.; RODRIGUES, C.; MARTINS, T.; ROSADO, R.; FERREIRA, J.P.; SANTOS-REIS, M.; TAVARES, L. Molecular detection of *Haemotropic mycoplasma* species in urban and rural cats from Portugal. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v. 17, n. 6, p. 516-522, 2016.

FERRAZ, A.; BARWALDT, E.T.; PIRES, B.S.; LIMA, C.M.; BIERHALS, E.S.; NOBRE, M.O.; NIZOLI, L.Q. MICOPLASMOSE EM FELINO DOMÉSTICO, FeLV (+), RELATO DE CASO. **Veterinária e Zootecnia**, Botucatu, v. 27, p. 1–7, 2020.

FOLEY, J.E.; PEDERSEN, N.C. ‘*Candidatus Mycoplasma haemominutum*’, a low-virulence epierythrocytic parasite of cats. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 51, p. 815–817, 2001.

GÓMEZ, N.; GUIDA, N. **Enfermedades Infecciosas de los Caninos y Felinos**. 1ª ed. Buenos Aires: Intermédica, 2010, 353 – 414 p.

HORNOK, S.; MICSUTKA, A.; MELI, M.L.; LUTZ, H.; HOFMANN-LEHMANN, R. Molecular investigation of transplacental and vector-borne transmission of bovine haemoplasmas. **Veterinary Microbiology**, v. 152, p. 411-414, 2011.

HOSMER, D.W. & LEMESHOW, S. **Applied Logistic Regression**. 2ªed. New York: John Wiley & Sons, 2000, 375 p.

IBGE. **Estimativas da população residente, Diretoria de pesquisas, Coordenação de População e Indicadores Sociais**. 2022. Disponível em: <https://www.ibge.gov.br/cidades-e-estados/pb/sousa.html>. Acesso em 12 dez. 2024.

IMRE, M.; VĂDUVA, C.; DĂRĂBUȘ, G.; MORARIU, S.; HERMAN, V.; PLUTZER, J.; SUICI, T.; LAIT, P.J.P.; IMRE, K. Molecular detection of *Hemotropic mycoplasmas* (hemoplasmas) in domestic cats (*Felis catus*) in Romania. **BMC Veterinary Research**. v. 16, n. 1, p. 399, 2020.

ISO, T.; KAWAMOTO, E.; TSUBOTA, T.; FUKUSHI, H.; OSAKI, T.; MIKAMI, T.; YAMAMOTO, S. Hemotropic mycoplasma infection in wild black bears (*Ursus thibetanus japonicus*). **Veterinary Microbiology**, v. 163, p. 184–189, 2013.

LABERKE, S.; JUST, F.; PFISTER, K.; HARTMANN, K. Prevalence of feline haemoplasma infection in cats in Southern Bavaria, Germany, and infection risk factor analysis. **Berliner und Munchener Tierarztliche Wochenschrift**, v. 123, n. 1-2, p. 42-48, 2010.

LAMAS, C.; CURI, A.; BÓIA, M.N.; LEMOS, E.R.S. Human bartonellosis: seroepidemiological and clinical aspects with emphasis on data from Brazil - a review. **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 103, n. 3, p. 221-235, 2008.

LAPPIN, M.R.; TASKER, S.; ROURA, X. Role of vector-borne pathogens in the development of fever in cats: 1. Flea-associated diseases. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v. 22, n. 1, p. 31–39, 2020.

MACIEIRA, D.B.; MENEZES, R.D.C.A.; DAMICO, C.B.; ALMOSNY, N.R.P.; MCLANE, H.L.; DAGGY, J.L.; MESSICK, J.B. Prevalence and risk factors for hemoplasmas in domestic cats naturally infected with feline immunodeficiency vírus and/or feline leukemia vírus in Rio de Janeiro, Brazil. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v. 10, n. 2, p. 120- 129, 2008.

MALANGMEI, L.; AJITH KUMAR, K.G.; NANDINI, A.; BORA, C.A.F.; VARGHESE, A.; AMRUTHA, B.M.; KURBET, P.S.; PRADEEP, R.K.; NIMISHA, M.; DEEPA, C.K.; JOHN, L.; RAVINDRAN, R. Molecular Characterization of Hemoparasites and Hemoplasmas Infecting Domestic Cats of Southern India. **Frontiers in Veterinary Science**. v. 7, p.597-598, 2021.

MANVELL. C.; FERRIS. K.; MAGGI, R.; BREITSCHWERDT. E.B.; LASHNITS. E. Prevalence of Vector-Borne Pathogens in Reproductive and Non-Reproductive Tissue Samples from Free-Roaming Domestic Cats in the South Atlantic USA. **Patógenos**, v. 10, n. 9, p. 1221, 2021.

MARCONDES, M.; HIRATA, K. Y.; VIDES, J. P.; SOBRINHO, L. S.; AZEVEDO, J. S.; VIEIRA, T. S.; VIEIRA, R. F. Infection by *Mycoplasma* spp., feline immunodeficiency virus and feline leukemia virus in cats from an area endemic for visceral leishmaniasis. **Parasites & Vectors**, v. 11, n. 1, p. 131, 2018.

MARTÍNEZ-DÍAZ, V.L.; SILVESTRE-FERREIRA, A.C.; VILHENA, H.; PASTOR, J.; FRANCINO, O.; ALTET, L. Prevalence and co-infection of haemotropic mycoplasmas in Portuguese cats by real-time polymerase chain reaction. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v. 15, p. 879–885, 2013.

MESQUITA, J.R.; OLIVEIRA, A.C.; NEVES, F.; MENDOZA, J.R.; LUZ, M.F.; CRESPO, I.; DOS SANTOS, T.F.; SANTOS-SILVA, S.; VILHENA, H.; BARRADAS, P.F. Hemotropic Mycoplasma and Bartonella Species Diversity in Free-Roaming Canine and Feline from Luanda, Angola. **Pathogens**, 6 ed, v. 10, p. 735, 2021.

MESSICK, J. B. Hemotropic mycoplasmas (hemoplasmas): a review and new insights into pathogenic potential. **Veterinary Clinical Pathology**, v. 33, n. 1, p. 2-13, 2004.

MICELI, N. G.; GAVIOLI, F. A.; GONÇALVES, L. R.; ANDRÉ, M. R.; SOUSA, V. R. F.; SOUSA, K. C. M. D.; MACHADO, R. Z. Molecular detection of feline arthropod borne pathogens in cats in Cuiabá, state of Mato Grosso, central-western region of Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 22, n. 3, p. 385-390, 2013.

MOORE, C.O.; LASHNITS, E.; LAPPIN, M.; HAWLEY, J.; BREITSCHWERDT, E.B. Um caso de identidade equivocada: uma revisão sistemática, meta-análise e reinvestigação da infecção hemotrópica por *Mycoplasma* spp. em *Ctenocephalides felis* (pulga de gato). **Parasites Vectors**, v. 17, p. 209, 2024.

MUNHOZ, A.D.; SIMÕES, I.G.C.; CALAZANS, A.P.F.; MACEDO, L.S.; CRUZ, R.D.S.; LACERDA, L.C.; SAID, R.A.; ANDRÉ, M.R. Hemotropic mycoplasmas in naturally infected cats in Northeastern Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, Jaboticabal, v. 27, n. 4, p. 446-454, 2018.

NASCIMENTO, F. **O Paciente Felino – Tópicos Essenciais de Diagnóstico e Tratamento**. 2ª Ed, Manole, 2004, 244 – 302 p.

NEIMARK, H.; JOHANSSON, K.E.; RIKIHISA, Y.; TULLY, J.G. Proposal to transfer some members of the genera Haemobartonella and Eperythrozoon to the genus Mycoplasma with descriptions of ‘*Candidatus Mycoplasma haemofelis*’, ‘*Candidatus Mycoplasma haemomuris*’, ‘*Candidatus Mycoplasma haemosuis*’, and ‘*Candidatus Mycoplasma wenyonii*. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 51 p. 891–899, 2001.

PETRY, L.S.; SANTOS, A.P.; DORNELLES, G.L.; MELLO, C.B.E.; SILVA, A.S.; DILLMANN, J.B.; LOPES, S.T.A. Hemotropic Mycoplasma in domestic cats from the central region of Rio Grande do Sul State, Brazil. **Ciência Animal**, v.30, n.1, p.1-10, 2020.

RAMSEY, I.K.; TENNANT, B.J. (2010). Sistema linfopoético e linforeticular. **BSAVA – Manual de Doenças Infeciosas em Cães e Gatos**, 2ª Ed, Roca, 2010, 87-70 p.

RAZGÛNAITÈ, M.; LIPATOVA, I.; PAULAUSKAS, A.; SNEGIRIOVAITE, J.; KARVELIENE, B.; ZAMOKAS, G.; LAUKUT, E.M.; RADZIJEVSKAJA, J. Prevalence and Diversity of Haemotropic Mycoplasma Species in Cats and Their Ectoparasites (Fleas and Ticks). **Veterinary Sciences**, v. 11, n. 2, p. 81, 2024.

REAGAN, K.L.; CLARKE, L.L.; HAWLEY, J.R.; LIN, P.; LAPPIN, M.R. Avaliação da capacidade dos mosquitos da espécie *Aedes* de transmitir *Mycoplasma haemofelis* felino e ‘*Candidatus Mycoplasma haemominutum*’. **Journal Feline Medicine Surgery**, v. 19, p. 798–802, 2017.

RODRIGUES, K.B.A.; COSTA, A.R.; GALVÃO, S.R.; SANTOS, H.D.; CAVALCANTE, T.V.; LIMA, A.K.F.; SILVA, C.M.G.; DIAS, F.E.F. Frequência de Hemoparasitos em Cães e Gatos Domésticos Naturalmente Infectados, Provenientes de Zonas Urbanas no Município de Araguaína, Região da Amazônia Legal- TO, Brasil. **Brazilian Journal of Development**, Curitiba, v.7, n.5, p. 53147-53159, 2021.

ROELS E, DEBIE C, GIRAUD S, FERREIRA R, GOMMEREN K. Prevalence of *Hemoplasma* spp. positivity in potential feline blood donors and study of the association with selected clinical variables. **Journal of Veterinary Internal Medicine**, v. 38, n. 4, p. 2151-2157, 2024.

ROURA, X.; PETERS, I.R.; ALTET, L.; TABAR, M.D.; BARKER, E.N.; PLANELLAS, M.; HELPS, C.R.; FRANCINO, O.; SHAW, S.E.; TASKER, S. Prevalence of hemotropic mycoplasmas in healthy and unhealthy cats and dogs in Spain. **Journal of Veterinary Diagnostic Investigation**, v. 22, p. 270-274, 2010.

SANTOS, A.P.; CONRADO, F.O.; MESSICK, J.B.; BIONDO, A.W.; OLIVEIRA, S.T.; GUIMARAES, A.M.S.; NASCIMENTO, N.C.; PEDRALLI, V.; LASTA, C.S.; CONZÁLEZ, F.H.D. Hemoplasma prevalence and hematological abnormalities associated with infection in three different cat populations from Southern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.23, n.4, p.428–434, 2014.

SANTOS, A.P. Micoplasmose Hemotrópica Felina. In: JERICÓ, Márcia Marques, KOGIKA, Márcia Mery, NETO João Pedro de Andrade. **Tratado de medicina interna de cães e gatos**. 1 ed. Roca. 2015. Cap. 106, p. 904-2337.

SANTOS, A.P. **Infecção por hemoplasmas em felinos domésticos da região de Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil**. Porto Alegre, 2008. p. 162. Dissertação (Doutorado) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2017.

SANTIS, A.C.G.A.; HERRERA, H.M.; SOUSA, K.C.M.D.; GONÇALVES, L.R.; DENARDI, N.C.B.; DOMINGOS, I.H.; CAMPOS, J.B.V.; MACHADO, R.Z.; ANDRÉ, M.R. Molecular detection of Hemotropic mycoplasmas among domiciled and free-roaming cats in Campo Grande, state of Mato Grosso do Sul, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 23, n. 2, p. 231-236, 2014.

SILVEIRA, E.; PIMENTEL, M.C; MARQUES, S.M.T. *Mycoplasma haemofelis* em gato - relato de caso. **Pubvet**, [S. l.], v. 8, n. 13, 2015. DOI:

[10.22256/pubvet.v8n13.1741](https://ojs.pubvet.com.br/index.php/revista/article/view/1675). Disponível em:

<https://ojs.pubvet.com.br/index.php/revista/article/view/1675>. Acesso em: 21 jan. 2025.

SUN, J.; ZHAO, S.; WEI, C.; LIU, J.; CHEN, K.; XING, L. YAN, H.; ZHANG, Y.; BAI, R.; ZHANG, Z. A Diagnostic Test of Real-Time PCR Detection in the Diagnosis of Clinical Bloodstream Infection. **Annals Palliative Medicine**, v. 11, n. 10, p. 3224–3230, 2022.

SYKES, J.E.; TERRY, J.C.; LINDSAY, L.L.; OWENS, S.D. Prevalences of various hemoplasma species among cats in the United States with possible hemoplasmosis. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 232, n. 3, p. 372-379, 2008.

SYKES, J.E. Feline hemotropic mycoplasmas. **Journal of Veterinary Emergency and Critical care**, v. 20, n. 1, p. 62-69, 2010.

TAROURA, S.; SHIMADA, Y.; SAKATA, Y.; MIYAMA, T.; HIRAOKA, H.; WATANEBE, M.; ITAMOTO, K.; OKUDA, M.; INOKUMA, H. Detection of DNA of '*Candidatus Mycoplasma haemominutum*' and *Spiroplasma* sp. in unfed ticks collected from vegetation in Japan. **Journal of Veterinary Medical Science**, v. 67, n. 12, p. 1277–1279, 2005.

TASKER, S.; BRADDOCK, J. A.; BARAL, R.; HELPS, C.R.; DAY, M.J.; GRYFFYDD-JONES, T.J.; MALIK, R. Diagnosis of feline haemoplasma infection in Australian cats using a real-time PCR assay. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v. 6, n. 6, p. 345-354, 2004.

TASKER, S.; PETERS, I.R.; PAPASOULIOTIS, K.; CUE, S.M.; WILLI, B.; HOFMANN-LEHMANN, R.; GRUFFYDD-JONES, T.J.; KNOWLES, T.G.; DAY, M.J.; HELPS, C.R. Description of outcomes of experimental infection with feline haemoplasmas: Copy numbers, haematology, Coombs' testing and blood glucose concentrations. **Veterinary Microbiology**, v. 139, p. 323–332, 2009.

TASKER, S. Haemotropic mycoplasmas: what's their real significance in cats? **Journal of Feline Medicine & Surgery**, v. 12, n. 5, p. 369-381, 2010.

TASKER, S.; HOFMANN-LEHMANN, R.; BELAK, S.; FRYMUS, T.; ADDIE, D.D.; PENNISI, M.G.; BOUCRAUT-BARALON, C.; EGBERIK, H.; HARTMANN, K.; HOSIE, M.J.; LHORET, A.; MARSILIO, F.; RADFORS, A.D.; THIRY, E.; TRUYEN, U.; MOSTL, K. Haemoplasmosis in cats: European guidelines from the ABCD on prevention and management. **Journal of Feline Medicine Surgery**, v. 20, n. 3, p. 256–261, 2018.

TAYLOR, M.A.; COOP, R.L.; WALL, R.L. **Parasitologia Veterinária**. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara, 2017. 742 p.

TIZARD, I.R. **Veterinary immunology: an introduction**. 10. ed. GEN Guanabara Koogan, 2019. 510 p.

VERGARA, R.W.; GALLEGUILLOS, F.M.; JARAMILLO, M.G.; ALMOSNY N.R.P.; MARTÍNEZ, P.A, BEHNE, P.G.; ACOSTA-JAMETT, G.; MÜLLER, A. Prevalence, risk factor analysis, and hematological findings of hemoplasma infection in domestic cats from Valdivia, southern Chile. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 46, p. 20–26, 2016.

WESTFALL, D.S.; JENSEN, A.W.; REAGAN, W.J.; RADECKI, S.V., LAPPIN, M.R. Inoculation of two genotypes of *Haemobartonella felis* (California and Ohio variants) to induce infection in cats and the response to treatment with azithromycin. **American journal of veterinary research**. v. 62, n. 5, p. 687-691, 2001.


WILLI, B.; BORETTI, F.S.; MELI, M.L.; BERNASCONI, M.V.; CASATI, S.; HEGGLIN, D.; PUORGER, M.; NEIMARK, H.; CATTORI, V.; WENGI, N.; REUSCH, C.E.; LUTZ, H.; HOFMANN-LEHMANN R. Real-time PCR investigation of potential vectors, reservoirs, and shedding patterns of feline hemotropic mycoplasmas. **Appl Environ Microbiology**, v. 73, n. 12, p. 798–802, 2007.

YAMAKAWA, A.C.; HAISI, A.; KMETIUK, L.B.; PELLIZZARO, M.; MENDES, J.C.R.; CANAVESSI, A.M.O.; ULLMANN, L.S.; CASTRO, W.A.C.; JÚNIOR, J.P.A.; SANTOS,

A.P.; BOINDO, A.W. Molecular detection of feline hemoplasmas and retroviruses in free-roaming and shelter cats within a university campus. **Journal of Feline Medicine and Surgery Open Reports**, v. 9, n. 1, p. 1-8, 2023.

ZAR, J.H. **Biostatistical analysis**. 4.ed. Upper Saddle River: Prentice Hall, 1999.

ZIROFSKY, D.; REKERS, W.; POWELL, C.; HAWLEY, J.; VEIR, J.; LAPPIN, M. Feline herpesvirus 1 and *Mycoplasma* spp. conventional PCR assay results from conjunctival samples from cats in shelters with suspected acute ocular infections. **Topics in Companion Animal Medicine**, v. 33, n. 2, p. 45-48, 2018.

	INSTITUTO FEDERAL DE EDUCAÇÃO, CIÊNCIA E TECNOLOGIA DA PARAÍBA
	Campus Sousa - Código INEP: 25018027
	Av. Pres. Tancredo Neves, S/N, Jardim Sorrilândia III, CEP 58805-345, Sousa (PB)
	CNPJ: 10.783.898/0004-18 - Telefone: None

Documento Digitalizado Ostensivo (Público)

TCC Versão Final

Assunto:	TCC Versão Final
Assinado por:	Estefany Lima
Tipo do Documento:	Projeto
Situação:	Finalizado
Nível de Acesso:	Ostensivo (Público)
Tipo do Conferência:	Cópia Simples

Documento assinado eletronicamente por:

- Estefany Ferreira de Lima, ALUNO (201918730026) DE BACHARELADO EM MEDICINA VETERINÁRIA - SOUSA, em 12/02/2025 23:16:25.

Este documento foi armazenado no SUAP em 12/02/2025. Para comprovar sua integridade, faça a leitura do QRCode ao lado ou acesse <https://suap.ifpb.edu.br/verificar-documento-externo/> e forneça os dados abaixo:

Código Verificador: 1390609

Código de Autenticação: 05f2ea6edb

