

UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOMÉDICAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM IMUNOLOGIA E PARASITOLOGIA
APLICADAS

DOUGLAS ALVES PEREIRA

**PREVALÊNCIA DE HEMOPARASITOS EM FELINOS DOMÉSTICOS DA
MICRO REGIÃO DE UBERLÂNDIA, MINAS GERAIS, BRASIL E
CORRELAÇÃO COM VARIÁVEIS EPIDEMIOLÓGICAS**

Uberlândia - MG

2018

UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOMÉDICAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM IMUNOLOGIA E PARASITOLOGIA
APLICADAS

DOUGLAS ALVES PEREIRA

**PREVALÊNCIA DE HEMOPARASITOS EM FELINOS DOMÉSTICOS DA ÁREA
URBANA DE UBERLÂNDIA, MINAS GERAIS, BRASIL E CORRELAÇÃO COM
VARIÁVEIS EPIDEMIOLÓGICAS**

Dissertação apresentada ao Colegiado do
Programa de Pós-Graduação em Imunologia
e Parasitologia Aplicadas como requisito
parcial a obtenção do título de Mestre.

Douglas Alves Pereira
(Mestrando)

Profª. Dra. Márcia Cristina Cury
(Orientadora)

Uberlândia - MG
2018

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Sistema de Bibliotecas da UFU, MG, Brasil.

- P436p
2018
- Pereira, Douglas Alves, 1983
Prevalência de hemoparasitos em felinos domésticos da área urbana de Uberlândia, Minas Gerais, Brasil e correlação com variáveis epidemiológicas [recurso eletrônico] / Douglas Alves Pereira. - 2018.
- Orientadora: Márcia Cristina Cury.
Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Uberlândia, Programa de Pós-Graduação em Imunologia e Parasitologia Aplicadas.
Modo de acesso: Internet.
Disponível em: <http://dx.doi.org/10.14393/ufu.di.2018.866>
Inclui bibliografia.
Inclui ilustrações.
1. Imunologia. 2. Gato. 3. Erliquiose. 4. Epidemiologia. I. Cury, Márcia Cristina, 1970, (Orient.) II. Universidade Federal de Uberlândia. Programa de Pós-Graduação em Imunologia e Parasitologia Aplicadas. III. Título.

CDU: 612.017

Angela Aparecida Vicentini Tzi Tziboy – CRB-6/947

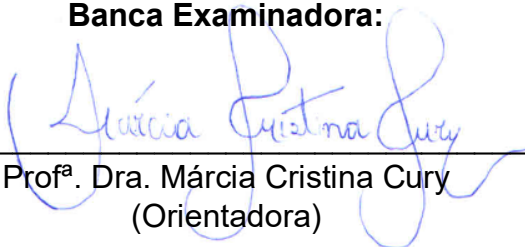
DOUGLAS ALVES PEREIRA

**PREVALÊNCIA DE HEMOPARASITOS EM FELINOS DOMÉSTICOS DA ÁREA
URBANA DE UBERLÂNDIA, MINAS GERAIS, BRASIL E CORRELAÇÃO COM
VARIÁVEIS EPIDEMIOLÓGICAS**


Dissertação apresentada ao Programa de
Pós-Graduação em Imunologia e
Parasitologia Aplicadas da Universidade
Federal de Uberlândia, para a obtenção do
título de Mestre.

Área de concentração: Imunologia e
Parasitologia Aplicadas.

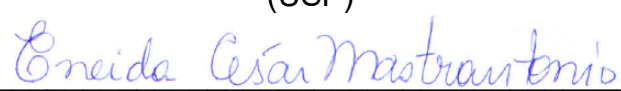
Banca Examinadora:



Profª. Dra. Márcia Cristina Cury
(Orientadora)



Drª. Natália de Melo Nasser Fava
(USP)



Profª. Drª. Eneida César Mastrantônio
(UNIPAM)

Uberlândia - MG

2018

Dedico este trabalho as
pessoas mais importantes da minha vida,
minha mãe *Edilene Alves*, meus irmãos
Delaretti Alves e *Davisson Alves* e meu
sobrinho e afilhado *Enzo Gabriel*.

*As pessoas costumam dizer que a motivação não dura sempre.
Bem, nem o efeito do banho, por isso recomenda-se diariamente.*

Zig Ziglar

AGRADECIMENTOS

Quantas coisas? Quantas pessoas não tenho pra agradecer nesse momento? Quantas experiências? Neste momento, quero me desvencilhar da autossuficiência e reconhecer que, para mais esta conquista, nada seria possível sem o apoio, ajuda e por que não, uma simples oração de quem me quis ou quer bem. E reconhecendo isso gostaria de “agradecer” a todos que de uma forma ou outra fizeram desse momento possível.

Sempre, em todo o lugar e em qualquer situação, primeiramente a “*Deus*”, por ter me conduzido sempre por caminhos que me fazem crescer cada dia mais como pessoa. Por ter me proporcionado momentos de conhecimento e colocado pessoas em minha vida, que me fazem dia a após dia, acreditar que meus objetivos são possíveis porque nunca estou só.

As pessoas mais especiais da minha vida, minha mãe *Edilene Alves*, por me ensinar tudo o que sou, por ser o meu maior exemplo de ser humano na terra. Deus queira que ao final da minha história, eu tenha me tornado aquilo que tenha esperado de mim como filho, como homem e como ser humano. Reconhecer em mim o mínimo que possa existir de ti, só me enche de orgulho. Obrigado por ser minha maior e melhor escola. Aos meus irmãos *Delaretti Alves* e *Davisson Alves*, que definem o meu conceito de família, obrigado por serem meus melhores amigos, pelo cuidado, pelos conselhos, por acreditarem em mim, e por me fazerem crer que sempre posso mais. Meu sobrinho Enzo Gabriel, que veio a esse mundo sem imaginar o bem que me faz só por ter chegado. Obrigado por serem todos a minha maior torcida, e por serem meu maior presente de “vida”. Neste mundo, seremos sempre “eu cuidando de vocês, vocês de mim e “Deus” cuidando de nós!

Obrigado às minhas cunhadas *Kallyne Morato* e *Layse Chamone*, que assumiram pra si a responsabilidade de cuidarem dos meus maiores presentes, por adotarem a minha família, e reconhecerem nela qualidades a ponto de serem agora, membras interinas. *Kallyne Morato*, obrigado por ter trago o nosso já príncipe *Enzo Gabriel*. E, *Layse Chamone*, você está “intimada” a nos dar mais príncipes ou princesas. Não são os laços de sangue, mas o querer de assumir compromissos sentimentais, que determinam o valor de uma família!

Obrigado a todos os meus amigos. Aos de longe e mais antigos, *Richerlyene Bruneti, Fabrício Mota, Sonaly Cristina, Márcio Carvalho, Maurícia Peres, Jeane e Sara Batista, Leonardo Leite, Cintia Carrero, Kamila Carrero, Janderici Júnior e Renner de Melo*, vocês não imaginam o quão bom é senti-los perto mesmo estando longe. Aos de perto, e mais novos, *Júlio César, Carlos José, Janaina Camargos, Núbia Toledo, Nayara Dadona, Tassiano Lopes, Leandro Willian*, a toda família *Lopes e Camargos*, que na possibilidade da presença física melhoram os meus dias consideravelmente, além de preencherem por vezes a falta que tenho dos que estão longe, deixam a minha vida mais feliz. Obrigado por me emprestarem a família de vocês nos dias de comemorações onde não pude estar perto da minha! Todos vocês são “fodas”! Não muito melhor, vocês são praticamente o “orgasmo todo!” É como diz o poeta “Amizade não é uma questão de presença física. Porque amigo não precisa estar. Amigo precisa ser!”

Obrigado ao meu pai *Geraldo Delareth*, também estando longe, e que com um misto de exemplos, me faz perceber diariamente o quanto é bom estar liberto de sentimentos que não nos fazem bem.

A todos da minha família, tios e tias, primos e primas, agregados e afins, obrigado pela torcida de todos!

Agradeço a todos os “mestres” por me proporcionar o conhecimento não apenas racional e técnico, mas também na manifestação do caráter e afetividade da educação, que no processo de formação me faz entender “todos os dias” que sabedoria não ocupa espaço. Por tanto que se dedicaram a mim e tantos outros, e não somente por terem me ensinado, mas por terem me feito aprender. A palavra “mestre”, nunca fará justiça aos professores dedicados aos quais até aqui, em especial *Andrea Botelho, Álvaro Ferreira, Eneida Mastrantônio, Suzana Akemi, Nelson Lúcio, Fernando Ferreira, Aldair Pinto, Ricardo Thomáz, Imirene Araújo, Fabrício Mota* e ainda os que estão por vir, que por hora ainda sem nominar, terão os meus eternos agradecimentos.

À minha orientadora, Prof.^a Dr.^a Márcia Cristina Cury, vulgo ‘Mamys’, câmbio, câmbio, na escuta? Por sua disponibilidade e incentivo que foram fundamentais para realização deste trabalho. De tamanho valor foi o apoio prestado, as broncas dadas, mais também o carinho atribuído a mim durante todo esse tempo. As suas críticas, as discussões e reflexões foram fundamentais ao

longo de todo o percurso. Saiba que contribuí grandemente para o meu crescimento como investigador, como formador de opinião. Eternamente grata por todo o apoio.

Aos meus colegas e guerreiros de laboratório, do Programa de Imunologia e Parasitologia da Universidade Federal de Uberlândia, *Marco Miguel, Juliana Miranda, Natália Nasser, Camila Oliveira, Iasmim Araújo, Karen Faria, Kelem Mota, Guilherme Paiva* e a todos os outros que por aqui passaram, grato pelos momentos, por vezes, magníficos, que passámos. Agradeço o bom convívio, as boas discussões e, a alegria que por vezes se instalava. Foi mais fácil com vocês por perto.

A todos os técnicos e técnicas de laboratório do Programa, em especial a *Juliana Miranda* (nossa “google acadêmica” para resoluções rápidas de protocolos e métodos) e *Elaine Faria* (minha melhor álibi para assuntos particulares, “só os inteligentes saberão”) pela inteira disponibilidade, vocês facilitam nossa vida significativamente, meu muito obrigado!

Obrigado a todos os proprietários que, gentilmente confiaram seus animais a mim. Eles são os protagonistas deste resultado, foram a chave dos meus questionamentos. E, certo de que muito ainda há de esclarecer, confiarei sempre o meu respeito a todos os animais, eu escolhi tê-los como “objetos” do meu trabalho, por saber que tudo que é feito por eles ainda é insuficiente. E crendo fervorosamente no que já sabiamente havia sido dito por Leonardo da Vinci *“Chegará o tempo em que o homem conhecerá o íntimo de um animal e nesse dia, todo crime contra um animal, será um crime contra a humanidade”*.

A todos os funcionários da Universidade Federal de Uberlândia que, direta ou indiretamente, e as vezes mesmo sem perceber, participam de forma significativa para a conclusão do que propusemos realizar. Muito grato!

Achar que a gratidão é apenas o ato de retribuir atitudes ou situações agradáveis que outras pessoas geraram em nossa vida é uma forma de pensar muito pequena. Isso porque ser grato é um estado de espírito e não deve fazer referência somente aos fatos positivos, mas a tudo que está presente em nossa vida, por isso, “Seja agradecido pelo que você tem e acabará tendo mais. Se você se concentrar no que você não tem, nunca terá o suficiente” (Oprah Winfrey).

LISTA DE ABREVIATURAS, SIGLAS E SÍMBOLOS

- % – Por cento (porcentagem);
- μm – Micrômetro;
- **a.C** – Antes de Cristo;
- **A/R** – Acesso restrito;
- **A/L** – Acesso livre;
- **APA** – Associação Protetora dos Animais;
- **Apto** – Apartamento;
- **CEUA** – Comitê de Ética para Utilização Animal;
- **CP** – Clínica Particular;
- **CR** – Células reticuladas;
- **DNA** – Ácido desoxirribonucleico;
- **EDTA K₃** – Ácido Etilenodiaminotetracético Sal Tripotássico;
- **Faz.** – Fazenda;
- **HV** – Hospital Veterinário;
- **IC** – Infecções concomitantes;
- **ICBIM** – Instituto de Ciências Biomédicas;
- **Km²** – Quilômetros quadrados;
- **MET** – Microscopia Eletrônica de Transmissão;
- **MGG** – *May Grunwald* (Giemsa);
- **mm** – Milímetros;
- **nº** – Número;
- **PC** – Pulgas e carrapatos;
- **°C** – Graus Celsius;
- **PCR** – Reação em Cadeia da Polimerase;
- **RE** – Retículo endoplasmático;
- **rRNA** – Ácido ribonucleico ribossômico;
- **SMF** – Sistema Mononuclear Fagocítico;
- **S/E** – Sem ectoparasitos;
- **T (+)** – Total de animais positivos;
- **T (-)** – Total de animais negativos;
- **UFU** – Universidade Federal de Uberlândia;
- **ELISA** – Ensaio de Imunoabsorção Enzimática;
- **RIFI** – Reação de Imunofluorescência Indireta;
- **(+)** – Gatos positivos;
- **(-)** – Gatos negativos;

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Cospúsculo de <i>Ehrlichia canis</i> em leucócito de cão	20
Figura 2 - Ciclo de vida intracelular de <i>Ehrlichia</i> spp.	21
Figura 3 – Extensão sanguínea de gato mostrando infecção por <i>Mycoplasma haemofelis</i>	24
Figura 4 - Formas sugestivas de piroplasmas	26
Figura 5 – Merozoíto de <i>Babesia canis</i> no interior de um eritrócito (seta preta) de gato doméstico	28
Figura 6 – Sangue periférico de gato doméstico contendo eritrócitos com formas piroplasmáticas de <i>C. felis</i>	32
Figura 7 - Diferenciação esquemática das formas piroplasmídeas de <i>Cytauxzoon felis</i> , <i>Babesia</i> spp., <i>Mycoplasma haemofelis</i> (<i>Haemobartonella felis</i>), Corpúsculo de Howell Jolly intraeritrocitários em extensões sanguíneas	33
Figura 8 – Ciclo biológico esquemático de <i>Cytauxzoon felis</i>	34
Figura 9 – Coleta de material sanguíneo e confecção das extensões sanguíneas	43
Figura 10 – Inclusão intraeritrocitária de merozoíto de <i>Babesia</i> spp.	49
Figura 11 – Formas piroplasmáticas intraeritrocitária sugestivas de <i>Cytauxzoon</i> spp.	49
Figura 12 – Mórula de <i>Ehrlichia</i> spp em citoplasma de neutrófilo	49
Figura 13 – Forma parasitária de <i>Mycoplasma</i> spp. na periferia de eritrócito	50
Figura 14 – Figura 14 – Distribuição regionais da área urbana de Uberlândia/MG, com maior prevalência para infecção de hemoparasitos entre maio de 2017 a maio de 2018	51

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Variáveis epidemiológicos associados à positividade de hemoparasitos em uma população de gatos domésticos da região urbana de Uberlândia/MG, no período de maio de 2017 a maio de 2018.....	47
Tabela 2 - Prevalência de hemoparasitos diagnosticados pela técnica de extensão sanguínea em gatos domésticos da região urbana de Uberlândia/MG, no período de maio de 2017 a maio de 2018.....	48
Tabela 3 – Prevalência associada a região de origem dos gatos avaliados procedentes da área urbana de Uberlândia/MG, no período de maio de 2017 a maio de 2018.....	50

RESUMO

A infecção por hemoparasitos em gatos domésticos é transmitida principalmente por vetores artrópodes como pulgas e carrapatos. Grande parte das infecções permanecem sem diagnóstico preciso, devido ao fato de que esses métodos rotineiramente utilizados possuem baixa sensibilidade e especificidade. Este estudo, teve como objetivo avaliar a ocorrência dos piroplasmídeos *Babesia* e *Cytauxzoon* spp., o hemoplasmas *Mycoplasma* spp. e *Ehrlichia* spp. em gatos domésticos da região urbana de Uberlândia/MG e, correlacionar a prevalência com possíveis variáveis epidemiológicas. Entre maio de 2017 e maio de 2018, foram avaliados 300 gatos domésticos (*Felis catus*), e colhidas informações para caracterizar a população do estudo: sexo; raça; idade; procedência; habitat; locais de acesso, presença ou não de ectoparasitos; alimentação e regiões do município com maior positividade. De cada animal, foram coletados 0,2µL de sangue de vasos periféricos marginais de ponta de orelha, e confeccionadas extensões sanguíneas, para a visualização das formas parasitárias. Foram observadas nas extensões sanguíneas 3,33% (10/300) de infecção por *Babesia* spp.; 0,33% (1/300) *Cytauxzoon* spp.; 3,33% (10/300) *Ehrlichia* spp. e 1,34% (04/300) para *Mycoplasma* spp. Infecções concomitantes por *Babesia* spp. e *Ehrlichia* spp. 0,67% (02/300) e *Babesia* spp. associado a *Mycoplasma* spp., foram observadas. Na associação das variáveis epidemiológicas com a positividade, cinco apresentaram diferença estatística significativa: raça ($p<0,0460$), procedência ($p<0,0433$), habitat ($p<0,0189$), locais de acesso ($p<0,0017$) e região ($p<0,0045$) sendo a região leste da área urbana de Uberlândia/MG a de maior prevalência. A partir dos resultados obtidos, observou-se que os hemoparasitos estão presentes nos gatos domésticos da região urbana de Uberlândia/MG, sendo *Ehrlichia* spp. o mais prevalente, isso infere a necessidade de maior atenção dos médicos veterinários à saúde desses animais.

Palavras chaves: Gatos Domésticos. Hemoplasmas. Parasitos sanguíneos. Piroplasmas. Variáveis Epidemiológicas.

ABSTRACT

Hemoparasite infection in domestic cats is mainly transmitted by arthropod vectors, such as fleas and ticks. Most infections remain without an accurate diagnosis, due to the fact that these commonly used methods have low sensitivity and specificity. The aim of this study was to evaluate the occurrence of the piroplasmids *Babesia* and *Cytauxzoon* spp., hemoplasmas *Mycoplasma* and *Ehrlichia* spp. in domestic cats of the urban region of Uberlândia-MG, and correlate the occurrence with possible epidemiological factors. A total of 300 domestic cats (*Felis catus*) were evaluated between May 2017 and May 2018, and data were collected to characterize the study population: sex, breed, age, provenance, habitat and regions of the municipality they belonged to. A volume of 0.2µL of blood were collected from ear-tip peripheral vessels, and blood smears were made to visualize parasitic forms. Infections were observed in blood smears: 3.33% (10/300) *Babesia* spp.; 0.33% (1/300) *Cytauxzoon* spp; 3.33% (10/300) *Ehrlichia* spp., and 1.34% (04/300) *Mycoplasma* spp. Concomitant infections with *Babesia* spp. and *Ehrlichia* spp. 0.67% (02/300), and *Babesia* spp. associated with *Mycoplasma* spp. were observed. In the association of epidemiological variables with positivity, five presented a statistically significant difference: race ($p<0.0460$), origin ($p<0.0433$), habitat ($p<0.0189$), access sites 0017) and region ($p<0.0045$), with the highest prevalence being the eastern region of the urban area of Uberlândia/MG. From the obtained results, it was observed that the hemoparasites are present in the domestic cats of the urban region of Uberlândia/MG, being *Ehrlichia* spp. the most prevalent, this infers the need for more attention from veterinarians to the health of these animals.

Keywords: Domestic Cats. Hemoplasmas. Blood parasites. Piroplasms. Epidemiological variables.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	16
1.1 <i>Ehrlichia</i> spp.	19
1.2 <i>Mycoplasma</i> spp.	23
1.3 Piroplasmas felino.....	25
1.3.1 <i>Babesia</i> spp.	26
1.3.2 <i>Cytauxzoon/Theileria</i> spp.	31
2. JUSTIFICATIVA.....	36
3. OBJETIVOS.....	38
3.1 Objetivo geral.....	39
3.2 Objetivo específico.....	39
4. METODOLOGIA	40
4.1 Comitê de Ética.....	41
4.2 Área de condução do estudo	41
4.3 Animais do estudo	41
4.4 Coleta de sangue e preparo das extensões sanguíneas	42
4.5 Identificação e diagnóstico dos hemoparasitos por extensão sanguínea	44
4.6 Inquérito epidemiológico	44
4.7 Análise estatística	44
5. RESULTADOS.....	46
5.1 Perfil da população de gatos.....	47
5.2 Prevalência e análise morfológica dos gêneros de hemoparasitos	48
5.3 Correlação entre positividade e variáveis epidemiológicas	50
6. DISCUSSÃO	52
7. CONCLUSÃO	60
REFERÊNCIAS.....	62
ANEXOS	78
ANEXO I – Termo de Aprovação da Comissão de Ética na utilização de Animais da Universidade Federal de Uberlândia (CEUA/UFU).	79
ANEXO II – Termo de autorização para coleta de material biológico.....	80
ANEXO III – Ficha de identificação dos animais.	81

1. Introdução

A convivência entre homens e animais remonta aos primórdios da humanidade. Em todo o mundo o convívio entre humanos e cães e gatos é próximo. Os quais são mantidos nas residências, comércios, áreas rurais e urbanas (MACEDO, 2011). No entanto, a ideia de que cães e gatos fazem parte da família é um fenômeno recente que, no Brasil, remete ao final do século XX, momento no qual as funções de guarda e controle de pragas, tradicionalmente atribuídas a essas espécies, perdem importância em relação à função de companhia. Esse fenômeno foi, resultado da popularização das raças de cães e gatos, a partir do qual, nas classes média e alta, os animais de estimação passaram a dividir os espaços de convivência íntima e os variados momentos da rotina familiar (LIMA, 2016).

Especificamente sobre gatos, acredita-se que estes tenham sido os primeiros animais adotados como companhia pelos egípcios, há cerca de 3.600 anos (LINSEELE et al., 2007). Ao se avaliar a origem do gato doméstico, datada em 9.500 anos a.C no sudeste Asiático, pode-se observar este animal provoca diferentes concepções na humanidade, provavelmente, relacionadas ao comportamento, havendo ocasiões nas quais o gato é visto positiva e outras negativamente, o que leva a momentos de perseguição, maus tratos e morte destes animais (DRISCOLL et al., 2009).

De acordo com último censo demográfico realizado pelo IBGE (2013) no mundo a população de cães alcançou a marca de 360,8 milhões de animais. A população de gatos, obteve a marca de 271,9 milhões. No Brasil, a população de gatos, também, é menor do que a dos cães, somando 22,1 milhões ao passo que os cães somam 52,2 milhões de animais. Porém, dentre os 10 países com maior população de animais domésticos, o Brasil é um dos poucos em que o cão ainda é o companheiro preferido.

A ABIMPET - Associação Brasileira da Indústria de Produtos para Animais de Estimação, ressalta que mudanças culturais, ritmo de vida das pessoas associados à expansão, enriquecimento das cidades e mudanças demográficas, fizeram com que o número de felinos crescesse, aceleradamente, em vários países. Nos Estados Unidos, França e Alemanha, a população de gatos é maior do que a de cães. No Brasil, estima-se que em 2022, para cada cão visto passeando na rua de coleira, haverá um gato dentro de uma casa (ABIMPET, 2016).

Com o crescimento contínuo da população de gatos domésticos no Brasil e no mundo, é imprescindível que os cuidados Médicos Veterinários sejam redobrados, principalmente, em relação às pesquisas e profilaxia sobre enfermidades. Na clínica médica de felinos, existem várias doenças que podem acometer esses animais, estando dentre elas, os hemoparasitoses (BIRCHARD; SHERDING, 2008).

Os principais hemoparasitos de gatos domésticos são transmitidos por vetores artrópodes, sendo os de maior importância os protozoários dos gêneros *Babesia* spp., *Cytauxzoon* spp. e *Hepatozoon* spp., além das bactérias gram-negativas, *Mycoplasma* spp. e *Ehrlichia* spp. (SHAW et al., 2001).

Ainda de acordo com Shaw et al. (2001), gatos parecem ser menos predispostos às infestações por carrapatos e os parasitos transmitidos por esses artrópodes. Os animais podem ter resistência inata ou desenvolverem adaptação às infecções, padrões que podem comprometer a transmissão e o desenvolvimento dos hemoparasitos. Segundo Rubini et al. (2006), maiores avanços são necessários no entendimento das infecções transmitidas por carrapatos e vetores para em felinos domésticos.

No Brasil, os hemoparasitos de felinos são detectados como achados clínicos, não havendo estudos em grande escala para se saber a real situação e os principais gêneros e espécies que acometem esses animais. Com o aumento da população felina, é necessário que o Médico Veterinário conheça profundamente esses parasitas, assim como a relação parasita/hospedeiro (CARNEIRO, 2007; BOSMAN et al., 2013).

Atualmente o diagnóstico é realizado pela extensão sanguínea de sangue periférico e ou venoso, este método apresenta sensibilidade variada, baixo custo, possibilita quantificar a intensidade do parasitismo, mediante a determinação da parasitemia por volume (μl ou mm^3), exigindo atenção e conhecimento do laboratorista. Técnicas moleculares, e imunológicas podem ser usadas para o diagnóstico, entretanto são onerosas e pouco presentes na rotina clínica (RUBINI et al., 2006).

1.1 *Ehrlichia* spp.

Ehrlichia são bactérias patogênicas intracelulares obrigatórias, gram-negativas, capazes de infectar cães e gatos (DUMLER et al., 2001; QUINN et al., 2011; ALLISON; LITTLE, 2010). Está inserida no Reino: Bacteria, Filo: Proteobacteria, Classe: Alphaproteobacteria, Ordem: Rickettsiales pertencentes a duas grandes famílias (*Anaplasmataceae* e *Rickettsiaceae*) (TAYLOR et al., 2017). A doença chamada por esse agente etiológico é a Erliquiose, cuja prevalência e gravidade dos sinais clínicos apresentados dependem de variáveis tais como: fadiga do animal, infecções concomitantes, condição imunológica do hospedeiro, fase clínica da doença ou outras variáveis, ainda, indeterminados (HARRUS et al., 1997).

No ano de 2001, estas riquetsias foram submetidas a uma nova reclassificação baseada na análise filogenética das sequências dos genes 16S rRNA e groESL. Atualmente, a família Rickettsiaceae apenas inclui o gênero *Rickettsia* e, a família Anaplasmataceae passou a incluir os gêneros *Ehrlichia*, *Anaplasma* e *Neorickettsia* (NEER et al., 2002; ALLISON; LITTLE, 2013).

Mamíferos domésticos e silvestres, como caninos, ruminantes, são considerados reservatórios de *Ehrlichia* spp., sendo fonte de infecção para outros animais, incluindo humanos, uma vez que se infestam com o mesmo vetor artrópode transmissor da infecção (STUBBS et al., 2000).

De acordo com Neer et al. (2002), diversas espécies são capazes de infectar cães e gatos tais como: *E. canis*, *E. chaffeensis*, *E. ewingii*, *E. ruminantium*, *Anaplasma phagocytophilum*, *A. platys*, *N. risticii*, *Nanophietus helminthoeca*, *Rickettsia rickettsii*, *R. conorii*, *R. felis*, *R. akari*, *R. typhi* e *R. prowazekii*. Nos felinos domésticos a espécie *E. canis* é considerada a mais patogênica e denominada de Erliquiose Felina. Outras espécies do gênero *Ehrlichia* spp. e *Rickettsia* spp. raramente são citadas provocando doença clínica nestes hospedeiros.

O primeiro caso de erliquiose em gatos domésticos foi descrito no ano de 1986 na França por Charpentier e Groulade (1986). No Brasil, a primeira descrição deu-se por ALMOSNY et al., (1998), sendo posteriormente relatada por diversos

autores desde então (OLIVEIRA et al., 2009, VIEIRA et al., 2011; BRAGA et al., 2012; BRAGA et al., 2014).

A transmissão de *Ehrlichia* spp. em gatos se dá principalmente pela exposição desses hospedeiros a vetores artrópodes como carrapatos (*Rhipicephalus sanguineus*) e pulgas (*Ctenocephalides felis*) (DAGNONE et al., 2001). Pode ocorrer por via iatrogênica (QUINN et al., 2011). Além disso, acredita-se que a ingestão de roedores sejam possíveis rotas da transmissão da doença em gatos (BEAUFILS et al., 1999).

Ehrlichia spp. infectam células do Sistema Mononuclear Fagocítico (SMF), formando inclusões citoplasmáticas denominadas de mórulas. Estas inclusões, de aspecto compacto, são formadas por agrupados de pequenas estruturas que variam de forma cocóide a elipsoidal (figura 1) (MONTEIRO, 2017).

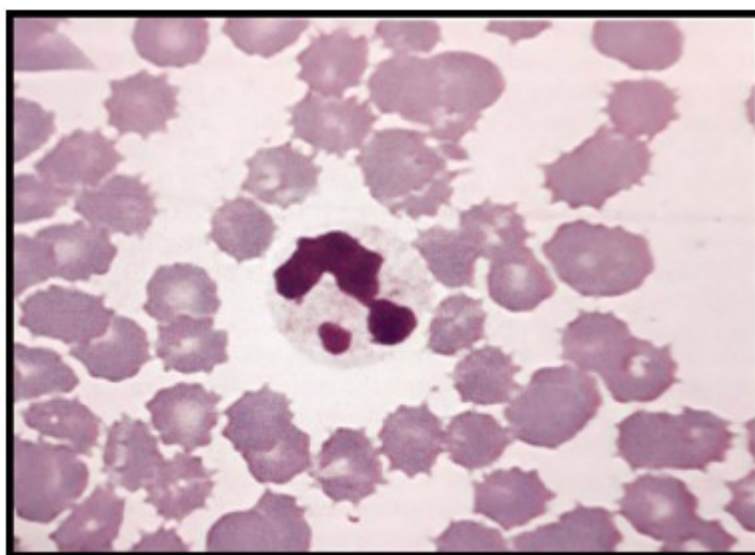


Figura 1 – Cospúsculo de *Ehrlichia canis* em leucócito de cão.

Fonte: adaptado (MONTEIRO, 2017).

O desenvolvimento das mórulas inicia-se em um único corpúsculo elementar dentro das SMF, que se multiplicam formando inclusões citoplasmáticas imaturas, denominados corpúsculos iniciais, os quais se desenvolvem após sete a 12 dias de incubação, formando as mórulas. Neste estágio as SMF chegam a medir três a quatro vezes mais que o seu tamanho original. Após 72 horas de infecção, maturam e se transformam em corpúsculos elementares novamente. Estas, por sua vez, lisam a célula hospedeira ou são liberadas e recomeçam um novo ciclo de

infecção (figura 2) (NYINDO et al., 1971; RISTIC; HUXSOLL, 1984; ZHANG et al., 2006).

O carrapato se infecta ao ingerir as células contendo a bactéria, estas são capazes de se multiplicar nas células das glândulas salivares, hemócitos e no intestino do artrópode vetor, podendo ocorrer transmissão transestadial. Estudos sobre Eriquiose Felina vêm sendo relatados, no entanto a caracterização da infecção por *Ehrlichia* spp. em gatos domésticos ainda é escassa (BRAGA et al., 2014).

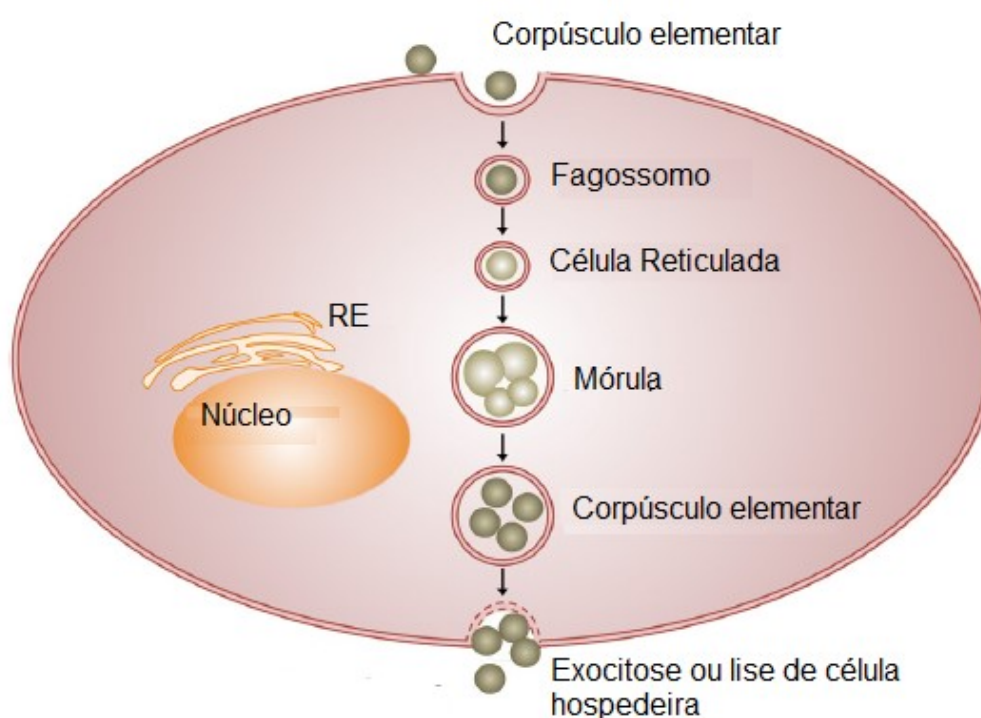


Figura 2 - Ciclo de vida intracelular de *Ehrlichia* spp. O corpúsculo elementar se replica dentro do fagossomo até alcançarem o estágio de célula reticulada, não se fundindo com o lisossoma (forma vegetativa). Então, células reticuladas (CR) amadurecem até a fase de mórulas até serem liberadas por exocitose ou lise das células hospedeiras novamente como corpúsculo elementar (forma infecciosa). Setas, indicam a transição entre os estágios no retículo endoplasmático (RE). **Fonte:** adaptado de (PRUNEAU et al., 2014).

A infecção por *E. canis* apresenta sintomatologia inespecífica e complexa, existem três fases da doença: aguda, subclínica e crônica podendo serem fatais se não tratadas. Na fase aguda, que ocorre após um período de incubação (varia entre 8 e 20 dias e perdura por 2 a 4 semanas), o animal apresenta hipertermia (39,5 a 41,5°C), anorexia, perda de peso e astenia. Menos frequentemente, observam-se outros sinais inespecíficos, como febre, secreção nasal, epistaxe, hematúria,

edema de membros, vômitos, sinais pulmonares e insuficiência hepatorenal. Essa fase pode passar despercebida pelo proprietário. Na fase subclínica, é geralmente assintomática, e podem ser encontradas algumas complicações, como depressão, hemorragias, edema de membros, perda de apetite e palidez de mucosas. Ocasionalmente, observam-se hifema, hemorragia sub-retinal, uveíte, deslocamento de retina e cegueira. Por último na fase crônica, assume as características de uma doença autoimune. Geralmente, nessa fase o animal tem os mesmos sinais da fase aguda, porém atenuados; encontra-se apático, caquético e com suscetibilidade aumenta a infecções secundárias, em consequência do comprometimento imunológico. A trombocitopenia aparece como resultado da hipoplasia megacariocítica e da redução da vida das plaquetas, em virtude de alterações imunomediadas e inflamatórias e perturbação nos mecanismos de coagulação (SHAW et al., 2001; ANDRE et al., 2017; MONTEIRO, 2017).

O diagnóstico laboratorial consiste na observação das mórulas de *Ehrlichia* spp. em extensões sanguíneas dos animais infectados ou em *imprint* dos tecidos de órgãos alvo como fígado e baço. Ainda podem ser realizadas técnicas sorológicas incluindo, ensaio de imunoabsorção enzimática (ELISA) e reação de imunofluorescência indireta (RIFI), estes são métodos sensíveis e específicos, na detecção de anticorpos anti-*Ehrlichia* spp., as quais propiciam um diagnóstico preciso. No entanto, apesar de serem muito utilizados, ainda não há consenso no ponto de corte utilizado na reação sorológica. Soros reagentes na diluição de 1:40 são considerados positivos e o aumento significativo no título de anticorpos indica infecção ativa, sendo as vezes recomendados testes sorológicos pareados para confirmar a suspeita clínica (HARRUS et al., 1997).

A trombocitopenia presente no quadro clínico não possibilita que se confirme o diagnóstico da doença, mas, em áreas sabidamente endêmicas, a infecção pelo agente etiológico deve ser considerada como primeira suspeita. A confirmação do diagnóstico laboratorial pode ser reforçada nos exames séricos se forem encontrados hipoalbuminemia e hiperglobulinemia associados à trombocitopenia e presença dos vetores da infecção nos animais (CRIVELLENTI; CRIVELLENTI, 2015).

A técnica de biologia molecular, pela reação em cadeia de polimerase (PCR), apresenta alta sensibilidade e especificidade, o que a torna uma ferramenta

muito útil para a elaboração do diagnóstico definitivo (OLIVEIRA et al., 2009; ALLISON et al., 2013; HEGARTY et al., 2015; MILLÁN et al., 2016; MONTEIRO, 2017).

1.2 *Mycoplasma* spp.

Os Micoplasmas também conhecidos como hemoplasmas hemotrópicos (TASKER, 2010), pertencem ao Reino: Bacteria, Filo: Firmicutes, Classe: Mollicutes, Ordem: Mycoplasmatales, Família: Mycoplasmataceae, Gênero: *Mycoplasma* spp. (TAYLOR et al., 2017). Estudos a partir da análise filogenética das sequências do gene 16S rRNA, reclassificaram a antiga espécie *Haemobartonella felis* dentro do gênero *Mycoplasma* como *Mycoplasma haemofelis* (FOLEY; PEDERSEN, 2001).

Diversos estudos no mundo já relataram a prevalência de *Mycoplasmas* spp. como na Austrália (TASKER et al., 2004), Estados Unidos (SYKES et al., 2008; ZIROFSKY et al., 2018), Espanha (DÍAZ-REGAÑÓN et al., 2018) e Alemanha (LABERKE et al., 2010; BERGMANN et al., 2016). No Brasil já foram relatados em diferentes estados brasileiros, como Maranhão (BRAGA et al., 2012), Mato Grosso, (MICELI et al., 2013), Mato Grosso do Sul, (SANTIS et al., 2014), São Paulo (ANDRÉ et al., 2014; MARCONDES et al., 2018), Rio Grande do Norte (ANDRÉ et al., 2017) e Brasília (AQUINO et al., 2014). Embora essas bactérias estejam distribuídas em todo o mundo, a prevalência varia geograficamente (DÍAZ-REGAÑÓN et al., 2018).

Os Micoplasmas (figura 3), são organismos cocoides, pequenos 0,3µm, pleomórficos, gram-negativos, intracelulares obrigatórios com predileção para aderirem a membrana citoplasmática dos eritrócitos e não possuem parede celular, parasitam uma ampla gama de mamíferos, incluindo gatos domésticos e selvagens (SYKES, 2010; TASKER, 2010, TAYLOR et al., 2017).

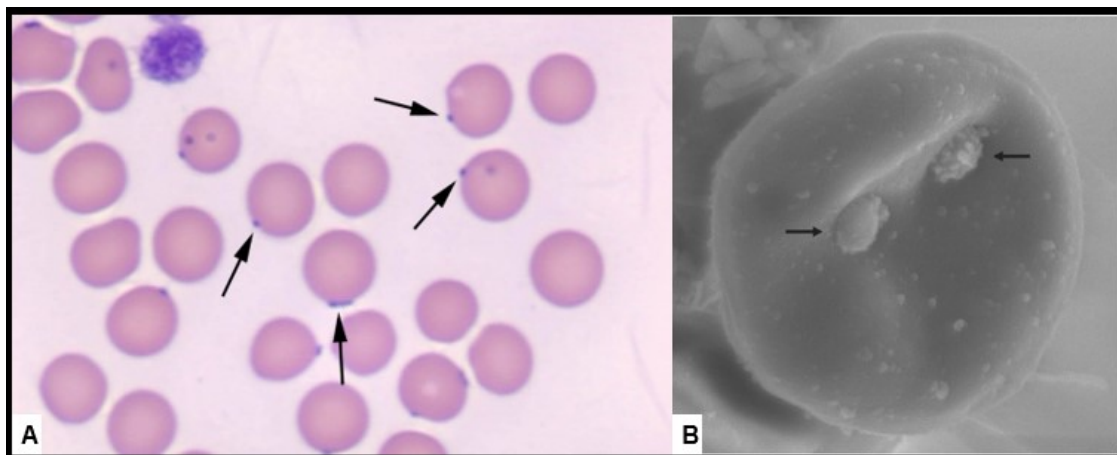


Figura 3 – Extensão sanguínea de gato mostrando infecção por *Mycoplasma haemofelis*. **(A)** (setas pretas) evidencia *M. haemofelis* ligados à superfície dos eritrócitos, corada por Romanowsky. **(B)** Micrografia eletrônica de varredura de um eritrócito felino infectado por *M. haemofelis*. Dois organismos de *M. haemofelis* (setas pretas) podem ser vistos ligados à superfície do eritrócito **Fonte:** adaptado (TASKER et al., 2004).

A principal via de transmissão ocorre por vetores artrópodes, mas há evidências de transmissão horizontal (por exemplo, transmissão sanguínea durante interações agressivas “brigas” entre gatos e transfusão de sangue) (MUSEUX et al., 2009).

Entre as espécies que acometem gatos domésticos, as mais prevalentes são *Mycoplasma haemofelis*, *Candidatus M. haemominutum*, *Candidatus M. turicensis* e *Candidatus M. haematoparvum*, no entanto, *M. haemofelis*, esta principalmente associada à doença clínica. As espécies *Candidatus M. haemominutum* e *turicensis*, apresentam sintomatologia aparente apenas em casos de doenças concomitantes, como as retrovirais e ou em condições de imunossupressão (SYKES, 2010; TASKER, 2010).

Hemoplasmas induzem anemia por hemólise e sequestro. A doença pode ser aguda ou crônica, com recrudescência periódica dos sinais clínicos. Na fase aguda gatos apresentam palidez, depressão, letargia, perda de peso, anorexia, desidratação e pirexia intermitente ou mesmo morte súbita. Gatos que se recuperam podem permanecer carreadores do agente. Além da anemia, outros achados pela infecção por *Mycoplasma* spp., foram observados, nota-se a presença de acometimento ocular caracterizada por conjuntivite, secreção ocular ou blefarospasmo (ZIROFSKY et al., 2018), otites médias (ACKERMANN et al., 2017). Co-infecções com outros agentes como a Leishmaniose felina, podem

potencializar a patogênese da doença e alterar as manifestações clínicas, complicando o diagnóstico e o tratamento e influenciando diretamente no prognóstico da infecção por Micoplasmose (TOMMASI et al., 2013).

Estudos também apontam o potencial zoonótico, após identificação molecular de hemoplasmas em humanos e profissionais imunossuprimidos, alguns em contato frequente com animais infectados por *Mycoplasma* spp. (SANTOS et al., 2008; SYKES et al., 2010; STEER et al., 2011). Como a maioria dos gatos acometidos não apresentam sintomatologia evidente, estes animais constituem um risco, atuando como reservatórios da doença (ALMOSNY et al., 2002).

Rotineiramente o método de diagnóstico utilizado tem sido a identificação do agente durante exames diretos de extensão sanguínea periférica, corados pelo método de Giemsa, Laranja de acridina e Romanowsky (ALMOSNY et al., 1998). Além da extensão sanguínea, o emprego da PCR no diagnóstico tem sido aplicado com alta sensibilidade e especificidade (TASKER, 2010; AQUINO et al., 2014; ACKERMANN et al., 2017; ANDRÉ et al., 2017; DÍAZ-REGAÑÓN et al., 2018; ZIROFSKY et al., 2018).

1.3 Piroplasmas felino

O nome “Piroplasma” foi adotado pelo formato de pêra das formas evolutivas após multiplicação. E apesar de antigo, o nome se mantém pelo fato de que tanto as Babesias/Theileria são comumente agrupadas sob a designação de “Piroplasmas” (UILENBERG, 2006).

De acordo com Bosman et al. (2007), os primeiros autores a relatar a presença de piroplasmas (figura 4) em eritrócitos de gatos domésticos foram Lingard e Jennings no ano de 1904, os quais, não ilustraram nem descreveram os achados. Em 1937, Jackson e Dunning descreveram pela primeira vez a infecção pelo agente em gatos doméstico, e consideraram a hipertermia o sinal clínico mais evidente (SCHOEMAN et al., 2001).

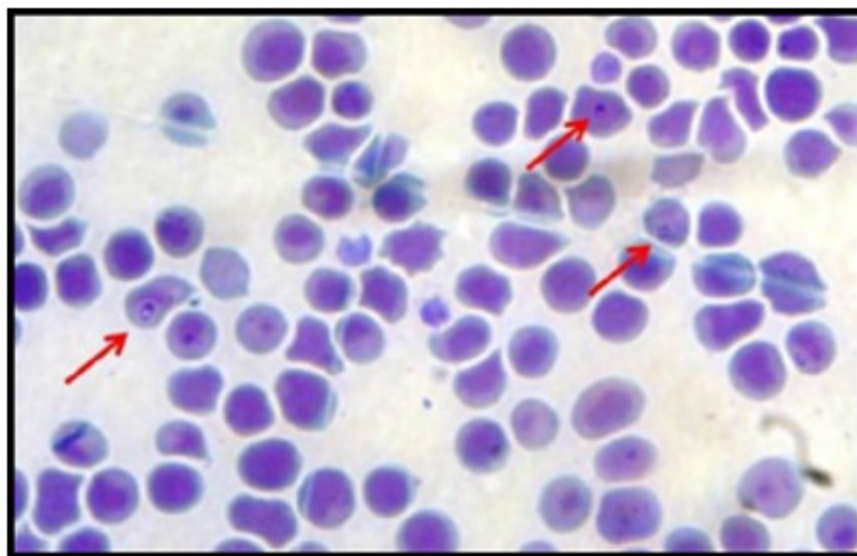


Figura 4 - Formas sugestivas de piroplasmas. Piroplasma em forma de anel (setas vermelhas) encontradas em esfregaços sanguíneos corados com Panótico em eritrócitos de gato doméstico de Mossoró, Rio Grande do Norte, Brasil. **Fonte:** adaptado (ANDRÉ et al., 2017).

1.3.1 *Babesia* spp.

Parasitos do gênero *Babesia* estão taxonomicamente inseridos no Reino: Protista, Sub-Reino: Protozoa, Filo: Apicomplexa, Classe: Piroplasmida, Família Babesiidae (TAYLOR et al., 2017). Com único gênero aceito, atualmente, *Babesia* spp (BOWMAN et al., 2002).

A descoberta do parasito ocorreu no final do século XIX, por Victor Babés, na Romênia, o qual observou microrganismos em eritrócitos de bovinos, nomeando-o de *Haematococcus bovis*. O autor associou esse achado à presença de hemoblobinúria nesses animais, denominando a doença de “febre da água vermelha” (BABÉS, 1888). Em 1893, Stacovicci reavaliou o parasito que passou a se chamar *Babesia bovis*, em homenagem a Babés. Neste mesmo ano Smith e Kilborne observaram o parasito na América do Norte, encontraram semelhanças no agente descrito por Babés, chamando-o de *Babesia bigemina*. Ambos os pesquisadores, pela primeira vez, estabeleceram a relação da transmissão de protozoários por artrópodes, carrapatos do gênero *Boophilus* spp. Essa descoberta abriu vasto campo para pesquisa sobre o papel desempenhado por estes agentes na transmissão de várias doenças (SHORTT, 1936; ALMOSNY, 2002).

Babesia spp. é considerado o segundo parasito mais encontrados no sangue de mamíferos depois do *Trypanossoma*. Existem mais de 100 espécies

conhecidas, havendo informação limitada no que diz respeito a reservatórios e vetores predominantes para cada uma delas (ESCH; PETERSEN, 2013).

Grandes e pequenos piroplasmas foram descritos como *Babesia* spp. em felídeos selvagens, com capacidade de infectarem gatos domésticos. A nomenclatura é confusa, sendo a maioria dos parasitos nomeada de acordo com o hospedeiro em que se realizava o diagnóstico, sem que fosse estudada a especificidade (UILENBERG, 2006). Grandes Babesias são as que possuem tamanho entre 2,61 a 5,22µm de comprimento, ocupando mais da metade do raio do eritrócito. As pequenas Babesias com tamanho entre 1,0 a 2,5µm, ocupam menos da metade do raio do eritrócito (ALMOSNY, 2002).

Davis (1929) observando inclusões eritrocitárias em um gato selvagem africano da espécie *Felis silvestris* do Sudão, nomeou-o pela primeira vez de *Babesia felis*. Posteriormente, esse foi inoculado em gatos domésticos, verificando que o pequeno piroplasma, embora transmissível, não foi capaz de causar doença clínica (PENZHORN et al., 2004). Somente em 1937, por Jackson e Dunning, o microrganismo foi descrito como causador de doença em gatos domésticos na África do Sul e batizado como *Nuttallia felis*. A designação variedade foi utilizada para diferenciá-la, com base na patogenicidade, da espécie *B. felis* previamente descrita por Davis. Ambos agentes eram morfologicamente indistinguíveis (SCHOEMAN et al., 2006).

A infecção por *Babesia* spp. em gatos domésticos é menos comum se comparada em cães, a qual apresenta distribuição cosmopolita. Babesiose Felina tem sido relatada, principalmente, na África do Sul, onde a infecção apresenta curso clínico com presença de anemia e icterícia, causada principalmente pela espécie *B. felis*, considerada uma pequena *Babesia* (SOLANO-GALLEGO; BANETH, 2011).

Concomitantemente, algumas espécies de *Babesia* podem ser encontradas parasitando cães e gatos, como a *B. canis* (figura 5). Estudos realizados na Espanha e Portugal em gatos, não apresentaram evidências de infecção clínica, no entanto, uma sequência de DNA parcial do gene da pequena subunidade do RNA identificado como pertencente a *B. canis* foi amplificado a partir de três gatos (CRIADO-FORNELIO et al., 2003).

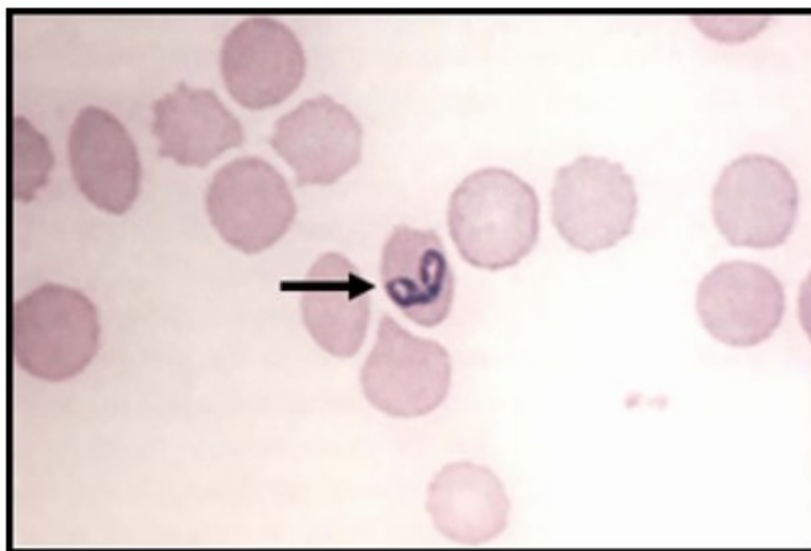


Figura 5 – Merozoíto de *Babesia canis* no interior de um eritrócito (seta preta) de gato doméstico. **Fonte:** adaptado (RAMSEY et al., 2010).

Grandes Babesias, como *B. herpailuri* e *B. pantherae* foram identificadas em felídeos selvagens, como leões, chitas e a pantera da Flórida. Estas espécies podem ser transmitidas, experimentalmente, para gatos domésticos, mas a infectividade e a patogenicidade, em circunstâncias naturais, não foram relatadas (YABSLEY et al., 2006).

O gênero *Babesia* possui grande plasticidade morfológica no interior dos eritrócitos. O mais evidente tem formato piriforme, podendo ser encontradas em forma única, dímera ou em cruz, que vão de redondas ou subesféricas, formando um ângulo agudo no interior do eritrócito (LAHA et al., 2015; LEMPEREUR et al., 2017).

Pouco se sabe sobre a transmissão da Babesiose Felina, no entanto, acredita-se que todas as espécies de *Babesia* spp., sejam transmitidas por carrapatos ixodídeos. Os gêneros *Dermacentor*, *Rhipicephalus*, *Amblyomma* e *Haemophysalis* foram identificados como responsáveis pela infestação em gatos e são provavelmente, os vetores de propagação da infecção (TABOADA; LOBETTI, 2004; AYOGB et al., 2010).

A infecção no gato se dá quando os esporozoítos presentes na saliva do carrapato se ligam à membrana do eritrócito, sendo englobados, provavelmente, por endocitose. No interior desta célula, a membrana plasmática que envolve o parasito se desintegra e todos os estágios parasitários subsequentes ocorrem em

contato direto com o citoplasma da célula-hospedeira. Os microrganismos se diferenciam em merozoítas, os quais originam trofozoítas pleomórficos. O parasito multiplica-se no eritrócito por sucessivas fissões binárias, que eventualmente levam à lise celular. A reprodução assexuada por merogonia dá origem ao maior número de merozoítas, que infectam outros eritrócitos. No entanto, nas espécies de *Babesia* que acometem felídeos, são comumente observados de um a dois, e não mais que quatro merozoítas no interior dos eritrócitos (TABOADA; LOBETTI, 2006; CHAUVIN et al., 2009; ESCH; PETERSEN, 2013).

O carrapato infecta-se ao ingerir os eritrócitos contendo merozoítos, durante o repasto sanguíneo. Estes se diferenciam no lúmen intestinal do trato digestivo do hospedeiro invertebrado em macro e microgametas, os quais se fusionam para originar o zigoto. O zigoto penetra na parede intestinal, pela hemolinfa migra até as glândulas salivares do artrópode. Nesta, ocorre replicação dos esporozoítas, com ingurgitamento das células da glândula salivar e, eventualmente, brotamento de esporozoítas na superfície epitelial, os quais liberados na saliva do carrapato (TABOADA; LOBETTI, 2006; KUMAR et al., 2008). No hospedeiro invertebrado, ocorre a transmissão transovariana, na qual o zigoto migra para os ovários da fêmea, diferenciando-se em merozoítas no interior de oócitos. Ocorrendo a ovopostura, a infecção, permanece em todas as fases de desenvolvimento do carrapato (larvas, ninfas e adultos) parasitados. Nestes, são observados esporozoítos capazes de infectar o hospedeiro vertebrado (TAYLOR et al., 2017).

Além da transmissão usual por vetores, as espécies de *Babesia*, também, podem ser transmitidas iatrogenicamente, por exemplo, pela transfusão de sangue e por via vertical, infecção está passada de mãe para prole (AYOGB et al., 2010). A via de transmissão é determinada, principalmente, pelas espécies de parasitos envolvidas (HARTMANN et al., 2013)

A infecção por *Babesia* spp. em gatos domésticos apresenta distribuição cosmopolita, tendo sido já identificada na Espanha e Portugal por (CRIADO-FORNELIO et al., 2003), França, Alemanha, Tailândia, Índia, Zimbábue (PENZHORN et al., 2004) e Israel (BANETH et al., 2004). No Brasil, além de poucos estudos sobre a epidemiologia da Babesiose Felina, as espécies não foram

caracterizadas pela técnica molecular como no estado do Rio de Janeiro (GAZETA et al., 2004; MAIA, 2008), São Paulo (PICHOTANO et al., 2004).

A Babesiose em gatos domésticos é tipicamente uma doença assintomática de caráter subagudo a crônico, evoluindo para quadros agudos em casos de animais com infecções concomitantes por outros agentes como o Vírus da Imunodeficiência Felina (FIV), Micoplasmose entre outras. Tem alta prevalência em gatos adultos jovens resultando em anemia hemolítica (tanto intra como extravascular) bem como dano hepatocelular (SCHOEMAN; LEISEWITZ, 2006; AYOOB et al., 2010).

As espécies de *Babesia* que infectam gatos domésticos estão sendo, gradualmente, elucidados com o auxílio da biologia molecular e investigação clínica meticulosa. A detecção precisa e o reconhecimento de espécies são importantes para a seleção da terapia correta e definição do prognóstico (SOLANO-GALLEGO; BANETH, 2011).

O diagnóstico “clássico” da Babesiose Felina baseia-se na identificação microscópica de piroplasmas nos eritrócitos sanguíneos pela técnica de extensão sanguínea tanto de gatos domésticos como selvagens. Está técnica apresenta baixa sensibilidade, particularmente para animais considerados portadores, ou seja, sem sintomatologia aparente (FOREYT, 2005). Segundo Lempereur et al. (2017), os métodos sorológicos aplicados no diagnóstico da Babesiose não são confiáveis, uma vez que não indicaram infecção atual, mas sim, exposição ao parasito.

De acordo com Shaw et al. (2001), o uso da biologia molecular pode ser empregada, particularmente, nos estágios iniciais da infecção ou na fase crônica, quando a parasitemia é baixa. Criado-Fornelio et al. (2003) e Uilenberg (2006) afirmam que o sequenciamento genético auxilia no estudo da diversidade genética entre os piroplasmas, tornando possível comparar a sequência gênica de vários protozoários, fornecendo auxílio inestimável no refinamento das relações entre vários parasitas.

Diminuir a exposição aos carrapatos é a melhor forma de evitar a infecção, embora raramente ela seja possível em áreas endêmicas. Deve-se ter cuidado em gatos com o uso de acaricidas em razão da sua maior suscetibilidade a muitos compostos (AYOOB et al., 2010; TAYLOR et al., 2017). Evitar que o gato tenha

acesso a ambientes externos, nos quais estaria vulnerável à infestação por carrapatos (GREENE et al., 2006). Animais doadores de sangue devem ter resultados negativos para infecção (REINE, 2004).

1.3.2 *Cytauxzoon/Theileria* spp.

Cytauxzoon felis é o agente da Cytauxzoonose felina, também conhecida como “Febre do Lince”, infecção que acomete gatos domésticos e selvagens como Linces (*Lynx rufus*). É protozoário inserido no Reino: Protista; no Sub-Reino: Protozoa, Filo Apicomplexa; Ordem: Piroplasmida; Família: *Theileriidae*; Gênero: *Cytauxzoon* e Espécie: *Cytauxzoon felis* (TAYLOR et al., 2017).

Foi primeiramente descrito por Wagner (1976) no Missouri, Estados Unidos, o qual observou doença fatal em gatos domésticos. Neste momento foram observados em extensões sanguíneas organismos anelares intraeritrocíticos. O autor observou também esquizontes com merozoítos no citoplasma de células reticuloendoteliais, de vasos sanguíneos, os quais também foram vistos durante exames histopatológicos. A partir dessas observações esse quadro foi considerado característico de infecção por este protozoário. Antes deste relato, este parasito só tinha sido observado na África em ungulados (WAGNER, 1976; SOUZA; ALMOSNY et al., 2002).

A Cytauxzoonose felina pode ser transmitida por carrapatos do gênero *Dermacentor* spp., mais especificamente o *D. variabilis*, tendo sido também já identificado nos EUA na espécie *Amblyomma americanum* (ZIEMAN et al., 2017). No entanto ainda não se sabe exatamente como o parasita se comporta no organismo deste vetor. Além da transmissão vetorial, a inoculação de sangue ou esquizontes de tecidos parasitados e a transplacentária são vias importantes e que reproduzem a eritroparasitemia (GREENE, 2015).

Por muitos anos, foi endêmica exclusivamente para a América do Norte, principalmente, nos estados do sul, sudeste e médio-atlântico dos Estados Unidos (GLENN et al., 1982). Apenas recentemente foi relatado na América do Sul e no Brasil (PEIXOTO et al., 2007). Outras espécies identificadas foram relatadas na África e em outras regiões geográficas respectivamente (LECLAIRE et al., 2015).

De acordo com Wang et al., (2017), não há consenso quanto às características morfológicas dos merozoítos encontrados nos eritrócitos, comumente chamados de piroplasmas. Em geral estes têm diâmetro de 1-2 μ m e podem aparecer de várias formas diferentes. A mais comumente encontrada é uma forma redonda de “anel de sinete”. Mas outras foram descritas também como “pino de segurança” oval bipolar e os corpos anaplasmoídes redondos as quais são menos comuns (HOLMAN; SNOWDEN, 2009; RIZZI et al., 2015)

O agente *Cytauxzoon felis* (figura 6) encontrado em eritrócitos (piroplasma) pode ser confundido com *Babesia felis*, havendo diferenças em relação ao ciclo. No entanto, vale ressaltar que o que diferencia os dois parasitos (figura 7) é que *Cytauxzoon* spp. faz ciclo tecidual (esquizonte) e sanguíneo, enquanto *Babesia* spp. somente faz ciclo sanguíneo (HOOVER et al.,1994; MEINKOTH; KOCAN, 2005).

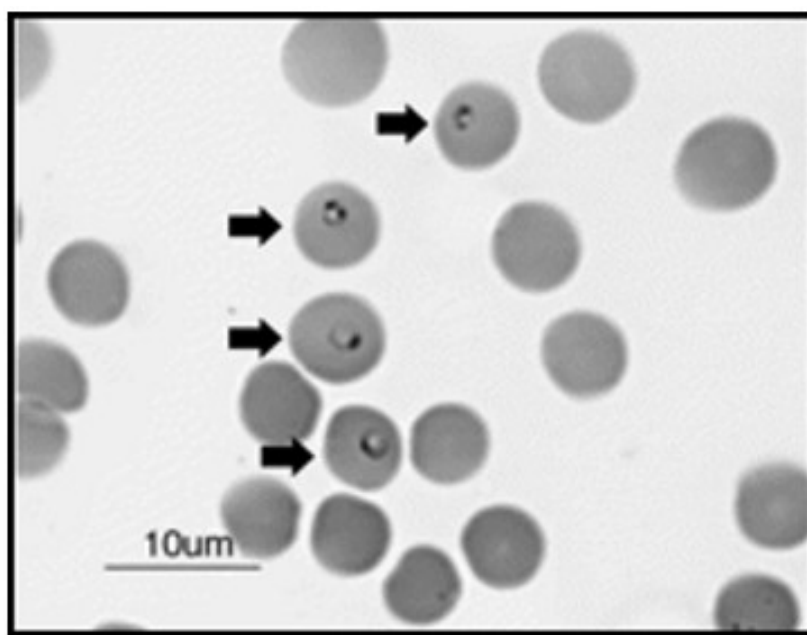


Figura 6 – Sangue periférico de gato doméstico contendo eritrócitos com formas piroplasmáticas de *C. felis*. **Fonte:** adaptado (MEINKOTH; KOCAN, 2005).

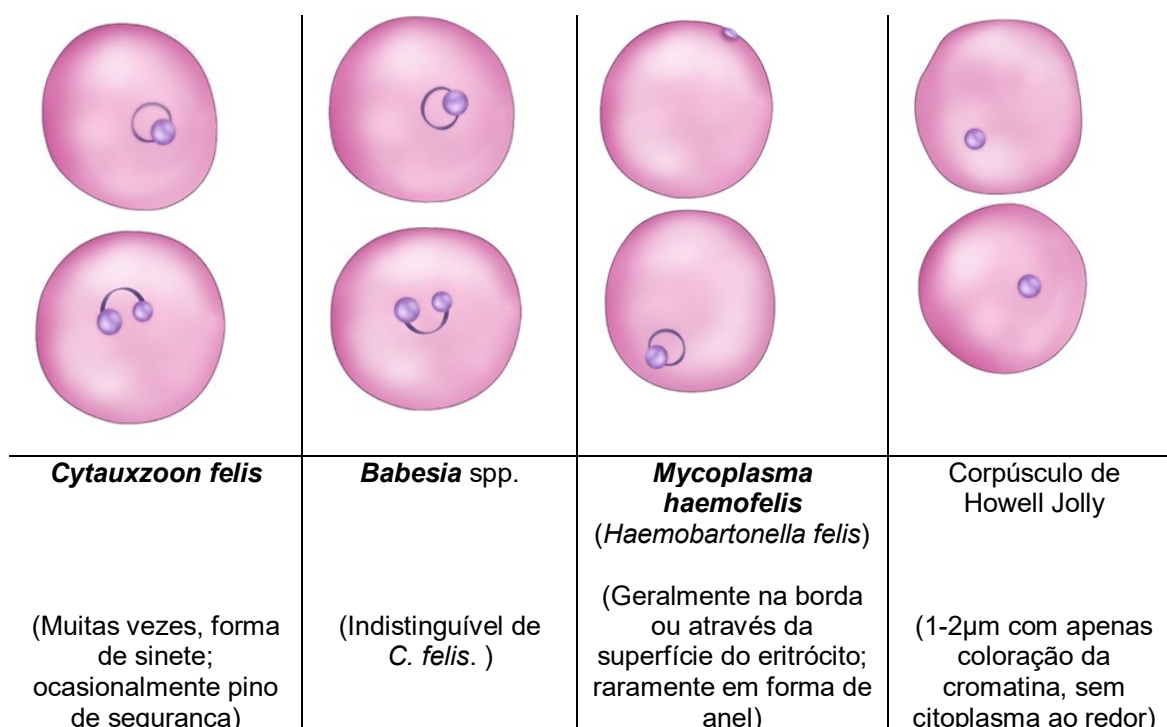


Figura 7 - Diferenciação esquemática das formas piroplasmídas de *Cytauxzoon felis*, *Babesia* spp., *Mycoplasma haemofelis* (*Haemobartonella felis*), Corpúsculo de Howell Jolly intraeritrocitários em extensões sanguíneas. **Fonte:** adaptado (WANG et al., 2017).

Além de infecções em gatos domésticos e lincês, a infecção por *C. felis* também foram relatadas para outras espécies de felinos selvagens, como em Pumas (*Puma concolor stanleyana*); Panteras (*Puma concolor coryi*); porém sem sintomatologia aparente (ROTSTEIN et al., 1999); Gatos de Pallas (*Otocolobus manul*) e Leões (*Panthera leo*), no entanto, em nenhuma destas espécies foram relatadas sintomatologia evidente inerentes ao agente, caracterizando essas espécies como reservatórios para *C. felis* (KELLY et al., 2014).

O ciclo biológico de *C. felis* requer vetor artrópode, carrapatos da família ixodídeos (*Dermacentor variabilis*; *Amblyoma americanum*) como hospedeiro intermediário e felinos domésticos e silvestres como hospedeiros definitivos do parasito. No carrapato não ocorre transmissão transovariana, estando presentes as formas infectantes somente nas ninfas e adultos. Todos os felinos são hospedeiros capazes de albergar o parasito, porém, nenhum outro mamífero é acometido. Após a inoculação em um gato doméstico ou felino selvagem durante o repasto sanguíneo pelo carrapato, os esporozoítos entram diretamente nos macrófagos dos hospedeiros por mecanismo que ainda não está totalmente elucidado. Ocorre a

reprodução assexuada por esquizogonia, resultando na formação de esquizontes maduros. Estes se diferenciam em merozoítas e são liberados na corrente sanguínea por ruptura dos macrófagos infectados. Posteriormente, os merozoítos infectam os eritrócitos e inicia-se a reprodução assexuada por fissão binária, produzindo merozoítos intraeritrocitários. Os merozoítas rompem os eritrócitos e invadem novos eritrócitos. Este ciclo continua repetidamente no hospedeiro felino (figura 8) (WANG et al., 2017).

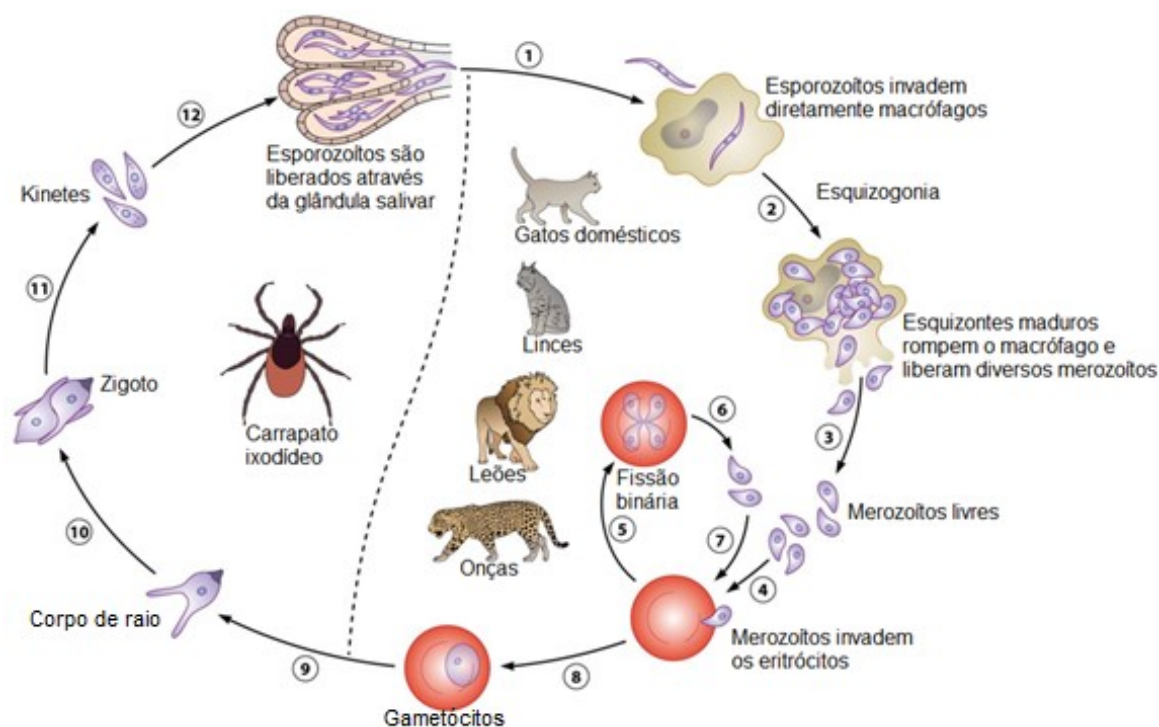


Figura 8 – Ciclo biológico esquemático de *Cytauxzoon felis*. Legenda: **Fonte:** (1) Inoculação de esporozoítos pelo vetor durante repasto sanguíneo; (2) Esporozoítos invadem macrófagos do hospedeiro e sofrem esquizogonia; (3) Esquizontes maduros transformam-se em merozoítos e rompem os macrófagos liberando merozoítos na circulação; (4) Merozoítos invadem os eritrócitos; (5) Nos eritrócitos merozoítos se multiplicam por fissão binária; (6) Eritrócitos contendo grande quantidade de merozoítos se rompem; (7) Merozoítos livres na circulação com capacidade de invadir outros eritrócitos; (8) Alguns merozoítos se diferenciam para gametócitos, forma infectante para o carrapato; (9) No intestino dos carrapato, gametócitos se diferenciam em corpos de raio; (10) Corpos de raio se fundem e transformam-se em zigoto diploide; (11) Zigotos amadurecem em Cinetoplastos haplóides (12) cinetoplastos haplóides entram nas glândulas salivares do carrapato, onde se multiplicam por fissão binária múltipla para produzir numerosos esporozoítos que são as formas infectantes para felinos domésticos e ou selvagens. **Fonte:** adaptado (WANG et al., 2017).

A sintomatologia apresentada pelos animais infectados na fase clínica é sinalizada pela presença de hipertermia, depressão, anorexia, vômitos, mucosas pálidas, icterícia e hepatoesplenomegalia. Os sinais clínico-patológicos incluem

anemia não regenerativa, leucopenia, trombocitopenia e hiperbilirrubinemia (MEINKOTH; KOCAN, 2005). Na fase crônica, gatos infectados podem abrigar o agente por períodos prolongados, atuando como reservatórios de *C. felis*. O prognóstico de gatos infectados é desfavorável, porém, apesar da alta mortalidade 97%, alguns gatos podem sobreviver à infecção (BIRKENHEUER et al., 2006; BROWN et al., 2008; RIZZI et al., 2015; GREENE, 2015).

O diagnóstico é feito pela visualização dos piroplasmas dentro dos eritrócitos nas extensões sanguíneas e ou de esquizontes no citoplasma de células reticuloendoteliais por meio de histopatologia. Por serem facilmente vistas em extensões sanguíneas de sangue venoso periférico, a fase eritrocitária de *C. felis* é, provavelmente, a forma facilmente reconhecida desse parasito (GLENN et al., 1983). No entanto, gatos infectados desenvolvem baixa parasitemia, dificultando o diagnóstico em muitos casos. Os parasitos intraeritrocitários também podem ser confundidos com outros protozoários como *Babesia felis* e Corpúsculo de Howell-Jolly (SOUZA; ALMOSNY et al., 2002).

Embora os métodos sorológicos ELISA e RIFI possam ser utilizados, percebe-se que estes são empregados em ambientes de pesquisa, e não estão comercialmente disponíveis na prática clínica em função dos custos. Assim, como a sorologia, a PCR, também pode ser empregada em contextos de pesquisa, não sendo aplicadas comumente na prática clínica. A biologia molecular pode ser utilizada para confirmar a identidade do piroplasma, devido a semelhança dos piroplasmas de algumas espécies como *Theileria* spp. e *Babesia* spp. com *C. felis* (MEINKOTH; KOCAN, 2005).

Como a transmissão de *C. felis* ocorre pela presença de vetor artrópode “carrapato”, não havendo até o momento transmissão por contato direto, ou por via transplacentária, a medida mais eficiente de controle é minimizar ou evitar a exposição do hospedeiro ao agente vetor. Sendo assim, manter os gatos dentro de casa ou implementar o controle de ectoparasitas (coleiras) e ou afins em animais que tenham acesso livre a ambientes externos, principalmente nas regiões endêmicas, ainda é a melhor alternativa de controle da infecção (REICHARD et al., 2013).

2. Justificativa

O aumento do número de gatos como animais de companhia desperta nos tutores considerável valor afetivo, e preocupação em relação a saúde e bem-estar. Porém, os cuidados com a saúde e bem-estar do animal. Além disso, deve se ressaltar que algumas doenças que acometem esses animais, possuem potencial zoonótico, gerando preocupação em relação a saúde pública. No Brasil, ainda são poucas as informações e estudos disponíveis sobre a prevalência, diagnóstico, reais vetores e identificação dos gêneros e espécies de hemoparasitos que acometem felinos domésticos. Esses agentes, na maioria das vezes, ocorrem de forma assintomática ou levam a sinais clínicos inespecíficos no hospedeiro, o que dificulta o diagnóstico e atrasa o tratamento. Quando os animais apresentam alta parasitemia ou estão imunocomprometidos, o prognóstico torna-se desfavorável, podendo levar à coinfeções secundárias e morte do animal.

Os Médicos Veterinários têm maior conhecimento dos hemoparasitos em cães do que em gatos, pela maior divulgação científica e rotina clínica. São necessários estudos nesse tema para que se tenha um panorama geral sobre esses agentes na região. Conhecer e entender a epidemiologia da infecção juntamente com métodos eficientes de diagnóstico, são de suma importância para a rotina clínica no atendimento de felinos domésticos, uma vez que, garante ao clínico médico subsídios para o melhor tratamento da infecção, bem como, definição dos critérios de controle e profilaxia acerca do problema.

3. Objetivos

3.1 Objetivo geral

Determinar a prevalência de hemoparasitos presentes em felinos domésticos no perímetro urbano de Uberlândia do estado de Minas Gerais.

3.2 Objetivos específico

- ✓ Determinar a prevalência de hemoparasitos em felinos domésticos pela técnica de microscopia (extensão sanguínea);
- ✓ Identificar o gênero do hemoparasito, pelas formas morfológicas;
- ✓ Comparar e associar a positividade com variáveis epidemiológicos (idade, sexo, raça, hábitos, procedência, pelagem, presença de ectoparasitos).

4. Metodologia

4.1 Comitê de Ética

O estudo foi submetido e aprovado pela Comissão de Ética na utilização de Animais da Universal Federal de Uberlândia (CEUA/UFU), sob o protocolo número 011/17 (Anexo I).

4.2 Área de condução do estudo

O estudo foi realizado na cidade de Uberlândia, estado de Minas Gerais, localizada na macrorregião do Triângulo Mineiro e Alto Paranaíba, situada em latitude 18° 56' 38" e longitude 48° 18' 39". A cidade apresenta unidade territorial total de 4.115,09Km², clima semitropical com invernos secos e verões chuvosos com temperatura média de 23°C e índice pluviométrico de 1.576,80mm, e umidade relativa do ar entre 50-80%.

4.3 Animais do estudo

No período compreendido entre maio de 2017 e maio de 2018, foram avaliados gatos domésticos (*Felis catus*), machos e fêmeas, de idade e raças variadas, procedentes da área urbana do município de Uberlândia-MG.

O número de animais foi estabelecido a partir de dados de outras pesquisas realizadas no Brasil e no mundo (MENDES-DE-ALMEIDA et al., 2004; CARNEIRO, 2007; MAIA, 2008; BROWN et al., 2008; VIEIRA et al., 2011; BRAGA et al., 2014). A partir destes estudos e verificada a prevalência da infecção por hemoparasitas, utilizou-se estimativa de 45% destes outros estudos mediante aplicação da fórmula $n = (1,96^2 \times p \times q) / e^2$ com 95% de confiança (dimensionamento de amostra para proporção baseado no Teorema do Limite Central), chegando-se ao resultado de 0,09% demonstrando que o percentual de erro era baixo e o número da amostra suficiente, de acordo com Vieira (2008).

Durante o contato e atendimento dos animais, os proprietários foram informados sobre o objetivo e a execução da pesquisa e utilizados mediante autorização prévia de termo de consentimento (Anexo II) para a coleta das amostras de sangue para confecção das amostras de microscopia.

A contenção física dos animais seguiu rigorosamente as técnicas semiológicas em Medicina Veterinária para pequenos animais de acordo com Feitosa (2014).

4.4 Coleta de sangue e preparo das extensões sanguíneas

Para a coleta do sangue os animais, previamente os mesmos foram submetidos à contenção física manual, seguindo normas semiológicas sugeridas por Feitosa (2014).

De cada gato, foram coletadas amostras sanguíneas na quantidade de 0,2µL dos vasos periféricos marginais da ponta de orelha direita e esquerda, uma lâmina para cada orelha, utilizando-se agulhas hipodérmicas descartáveis Soudor® calibre 25x0,8 (21Gx1”), sendo as extensões sanguíneas confeccionadas imediatamente após a coleta (figura 9).

As extensões sanguíneas foram fixadas e coradas pelo método de May Grunwald-Ginsa (MGG) conforme descrito por Thrall et al, (2015). Todo o procedimento foi realizado no Laboratório de Sorologia e Biologia Molecular de Parasitos da Universidade Federal de Uberlândia.

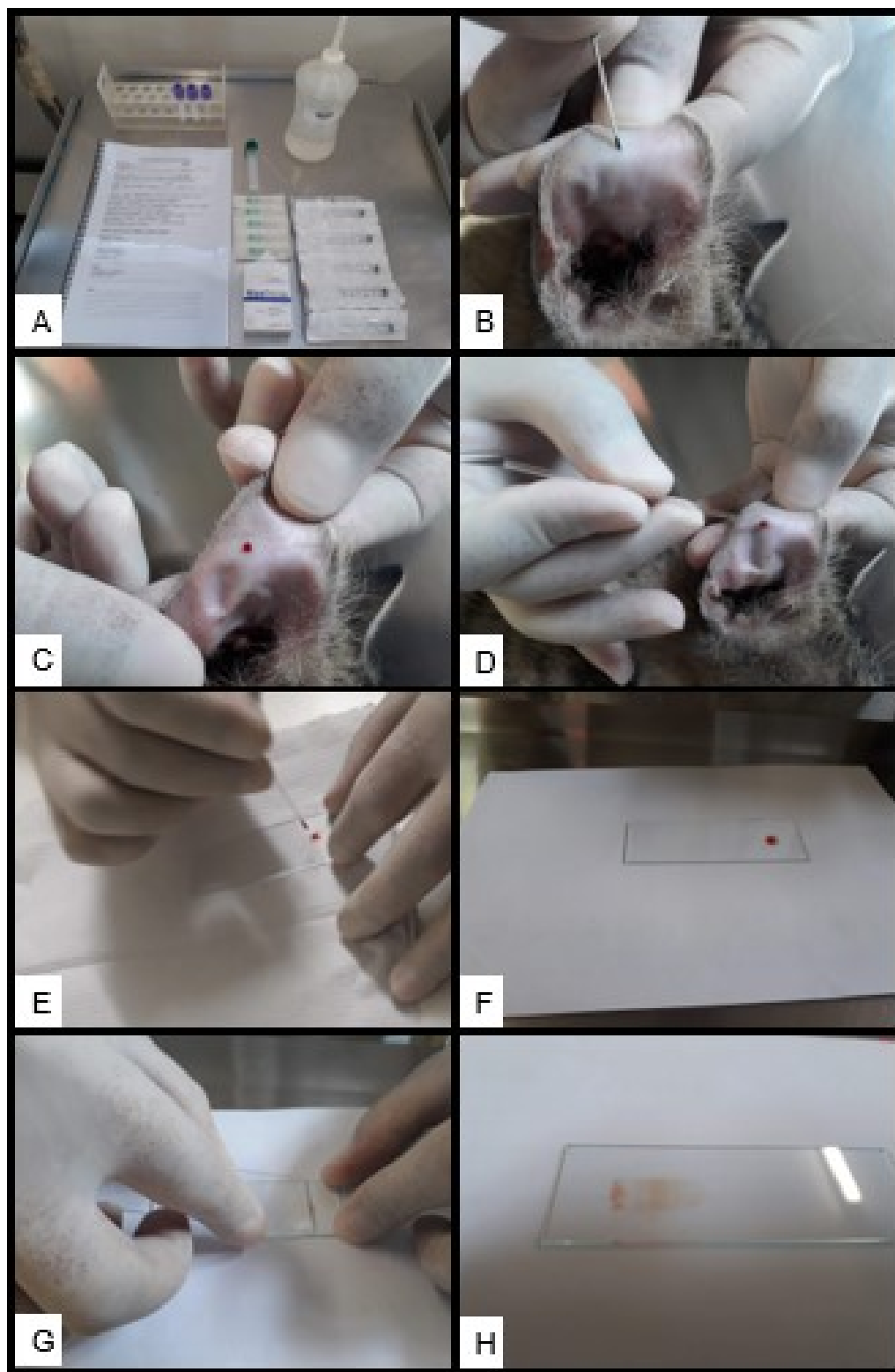


Figura 9 – Coleta de material sanguíneo e confecção das extensões sanguíneas. **Legenda:** (A) bandeja para contenção de tubos de hemograma, tubo microcapilar, agulha hipodérmica, seringa de 3ml, lâminas de vidro, álcool 70% e caderno com formulário epidemiológico e termo de consentimento. (B) Perfuração de tegumento para coleta de gota sanguínea. (C) Gota sanguínea de aproximadamente 2 μ L (D) Coleta de gota sanguínea com tubo microcapilar. (E) Deposição de gota sanguínea para estirado da mesma. (F) Gota sanguínea sob a lâmina (G) Dispersão da gota sanguínea na superfície da extremidade de lâmina auxiliar (H) Extensão sanguínea finalizada. **Autor:** autoral.

4.5 Identificação e diagnóstico dos hemoparasitos por extensão sanguínea

Os gêneros dos parasitos foram identificados pelas células ou elementos figurados presentes no sangue. A análise morfológica das formas evolutivas foi baseada de acordo com as características inerentes de cada hemoparasito, bem como, dos autores que os descrevem, sendo Laha et al. (2015) e Lempereur et al. (2017) para *Babesia* spp; Holman e Snowden (2009); Rizzi et al. (2015) para *Cytauxzoon* spp.; Monteiro (2017) e Taylor et al. (2017) para *Mycoplasma* e *Ehrlichia* spp.

4.6 Inquérito epidemiológico

Os dados de cada animal foram obtidos para caracterizar a população dos animais em estudo sendo anotados: sexo (macho e fêmea); raça (com ou sem raça); idade (jovens e adultos); procedência (hospital veterinário - HV, clínica particular - CP, gatil - G, associação protetora dos animais - APA); habitat (casa, apartamento - Apto, fazenda – Faz., sítio, chácara); locais de acesso (restrito ou livre); presença de ectoparasitos (pulga, carrapatos, pulgas e carrapatos - PC, sem ectoparasitos – S/E) e alimentação (ração, comida caseira - CC, mista); regiões do município dos quais pertenciam.

4.7 Análise estatística

A análise estatística foi realizada em dois momentos. A primeira análise estatística, consistiu em identificar as variáveis epidemiológicas com a positividade nas extensões sanguíneas por hemoparasitos, utilizou-se como variável dependente a positividade nas extensões e as variáveis coletadas nas entrevistas de forma independente. Assim, a variável dependente foi transformada em dicotômica (0 negativo, 1 positivo) e foi feita a análise univariada por meio do teste de qui-quadrado (X^2) através do software Prism6. O intervalo de confiança foi de 95% ($p < 0,05$) na regressão logística (VIEIRA, 2008).

No segundo momento, foram realizadas análises multivariadas usando o modelo de regressão logística na seguinte sequência: 1 - seleção preliminar das variáveis da análise bivariada, incluindo aquelas em que ($p < 0,15$); 2 - construção

de um modelo final, mantendo apenas as variáveis que atingiram níveis significativos de ($p < 0,05$), utilizando o software EpiInfo 7.1.3 (BÓS, 2012).

5. Resultados

5.1 Perfil da população de gatos

Foram avaliados uma população de 300 gatos, caracterizada por animais sem raça definida (n=290 / 96,67%), adultos (n=197 / 65,67%), atendidos no Hospital Veterinário da Universidade Federal de Uberlândia (n=245 / 81,66), habitando casa (n=200 / 66,66%), com acesso livre à rua (n=243 / 81,00%), sem infestação por ectoparasitos (n=156 / 52,00%), alimentados com ração (n=194 / 64,67%) e fêmeas (n=194 / 64,67%) (tabela 1).

Tabela 1 – Variáveis epidemiológicas associadas à positividade de hemoparasitos em uma população de gatos domésticos da região urbana de Uberlândia/MG, no período de maio de 2017 a maio de 2018.

VARIÁVEIS EPIDEMIOLÓGICAS		NÚMERO DE GATOS EXAMINADOS						Valor de p ^{*/x}
		n total	%	n (+)	%	n (-)	%	
Sexo	Macho	106	35,33	13	12,26	93	87,74	0,8504
	Fêmea	194	64,67	21	10,82	173	89,17	
Raça Definida	Sim	10	3,33	04	40,00	06	60,00	0,0460 ^x
	Não	290	96,67	29	10,00	261	90,00	
Idade	Jovens	103	34,33	14	13,59	89	86,41	0,4280
	Adultos	197	65,67	20	10,15	177	89,85	
Procedência	HV	245	81,66	28	11,43	217	88,57	0,0433 [*]
	CP	13	4,33	-	-	-	-	
	G	21	7,0	-	-	-	-	
	APA	21	7,0	06	28,57	15	71,43	
Habitat	Casa	200	66,66	20	10,00	180	90,00	0,0189 ^x
	Apto	57	19,00	03	5,26	54	94,74	
	Faz.	02	0,66	01	50,00	01	50,00	
	Sítio	05	1,66	01	20,00	04	20,00	
	Chácara	30	10,00	08	26,67	22	73,33	
	Rua	06	2,00	01	16,67	05	83,33	
Locais de Acesso	A/R	57	19,00	15	26,32	42	73,68	0,0067 ^x
	A/L	243	81,00	19	7,82	224	92,18	
Ectoparasitas	Pulgas	133	44,33	14	10,53	119	89,47	0,5818
	Carrapatos	04	1,33	-	-	-	-	
	PC	07	2,33	02	28,57	05	71,43	
	S/E	156	52,00	18	11,54	138	88,46	
Alimentação	Ração	194	64,67	26	13,40	168	86,60	0,2652
	C/C	17	5,66	01	5,88	16	94,12	
	Mista	89	29,67	07	7,84	82	92,13	

Legenda: (n) Número de animais; (n+) Número de animais positivos; (n-) Número de animais negativos; (HV) Hospital Veterinário; (CP) Clínica Particular; (G) Gatil; (APA) Associação Protetora dos Animais; (Apto) Apartamento; (Faz.) Fazenda; (A/R) Acesso restrito; (A/L) Acesso livre. (PC) Pulgas e Carrapato; (S/E) Sem Ectoparasitos; (C/C) Comida Caseira; (*) Teste de Qui-quadrado (p<0,05); (x) Regressão logística de análise bivariada (p<0,05).

5.2 Prevalência e análise morfológica dos gêneros de hemoparasitos

A pesquisa de hemoparasitos em extensões sanguíneas do sangue periférico (ponta de orelha) revelou que 11,33% (34/300) dos animais apresentaram positividade para algum ou mais hemoparasitos (tabela 2). Destes, 3,66% (11/300) apresentaram formas intraeritrocitária de piroplasmas, sendo 3,33% (10/300) para parasitos do gênero *Babesia* spp. (figura 10); 0,33% (01/300) para *Citiauxzoon* spp. (figura 11); 5,33% (16/300) para *Ehrlichia* spp. (figura 12), sendo esta a mais prevalente; 1,34% (04/300) para *Mycoplasma* spp. (figura 13). Também foram observadas infecções concomitantes entre os parasitos do gênero *Babesia* e *Ehrlichia* spp. (02/300 0,67%); *Babesia* e *Mycoplasma* spp. 0,33% (1/300), (tabela 2).

Tabela 2 - Prevalência de hemoparasitos diagnosticados pela técnica de extensão sanguínea em gatos domésticos da região urbana de Uberlândia/MG, no período de maio de 2017 a maio de 2018.

Agente Infeccioso		Positividade Absoluta (n=300)	Positividade Relativa (%)
Piroplasmas	<i>Babesia</i> spp.	10	3,33
	<i>Citiauxzoon</i> spp.	01	0,33
	<i>Ehrlichia</i> spp.	16	5,33
	<i>Mycoplasma</i> spp.	04	1,34
IC	<i>Babesia</i> + <i>Ehrlichia</i>	02	0,67
	<i>Babesia</i> + <i>Mycoplasma</i>	01	0,33
T (+)		34	11,33
T (-)		266	88,67
TOTAL:		300	100

Legenda: (IC) Infecções concomitantes; (+) Total de animais positivos; (-) Total de animais negativos.

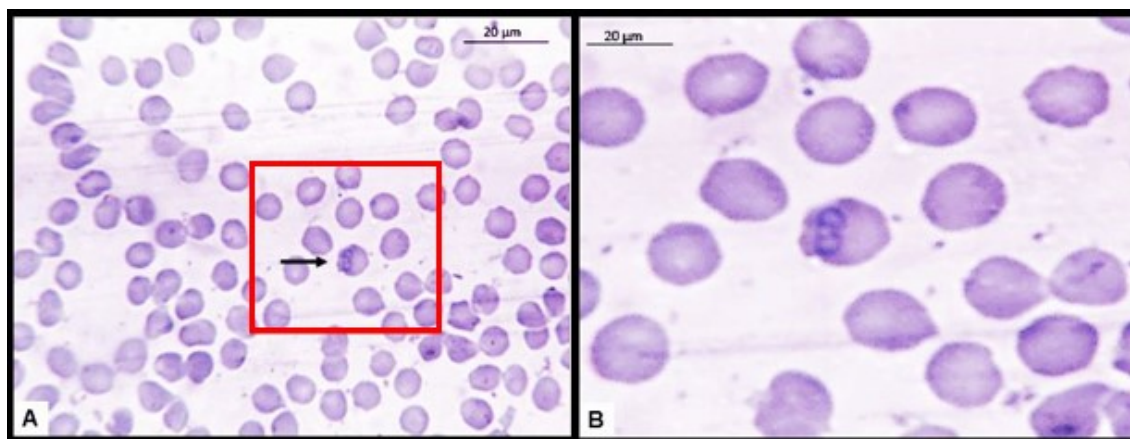


Figura 10 – Inclusão intraeritrocitária de merozoíto de *Babesia* spp. **(A)** presença de dois merozoíto intraeritrocitário (seta preta) observado em extensão sanguínea de gato doméstico da área urbana de Uberlândia, MG. **(B)** observa-se ampliação da região demarcada pelo quadro vermelho em A. (Corado pelo método de May-Grunwald-Giemsa, objetiva de 100x). **Fonte:** autoral.

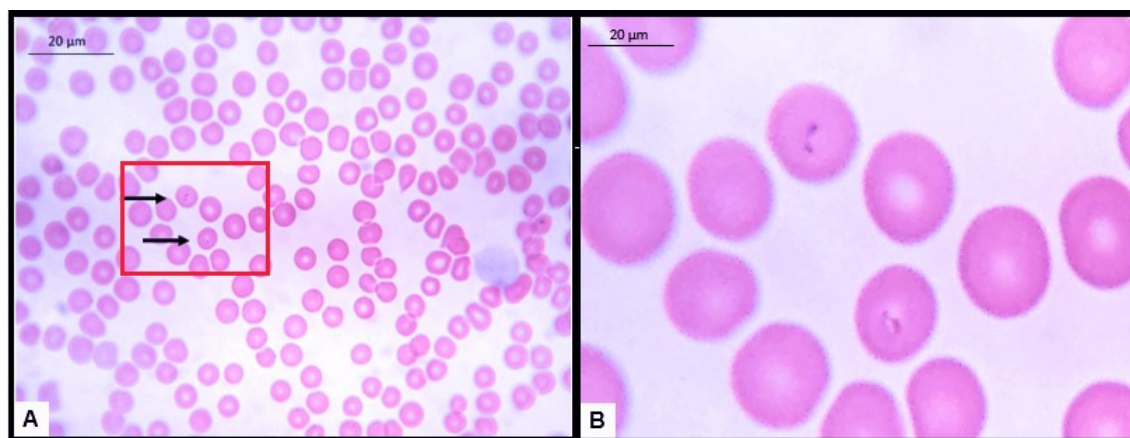


Figura 11 – Formas piroplasmáticas intraeritrocitária sugestivas de *Cytauxzoon* spp. **(A)** inclusão intraeritrocitárias em forma de sinete (setas pretas) observado em extensão sanguínea de gato doméstico da área urbana de Uberlândia, MG. **(B)** observa-se ampliação da região demarcada pelo quadro vermelho em A. (Corado pelo método de May-Grunwald-Giemsa, objetiva de 100x). **Fonte:** autoral.

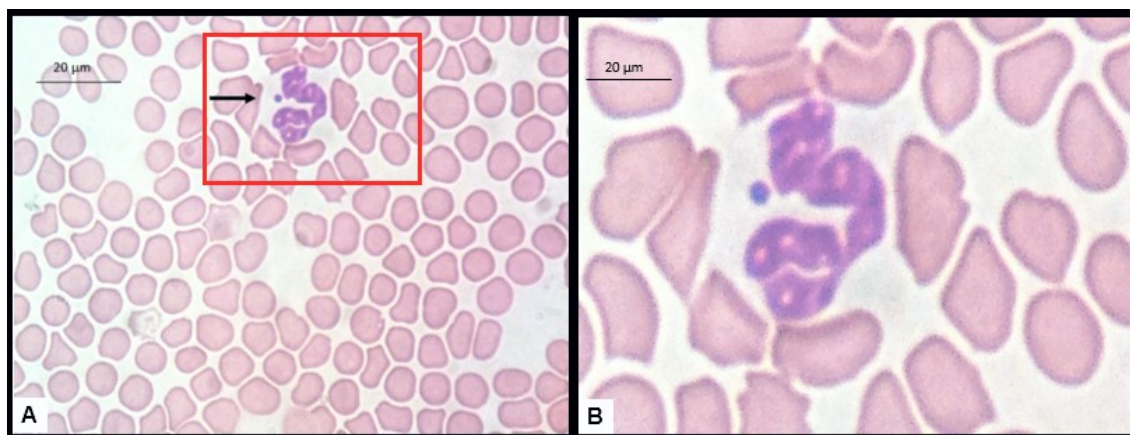


Figura 12 – Mórula de *Ehrlichia* spp em citoplasma de neutrófilo. **(A)** Inclusão de Corpúsculo Elementar cocóide (seta preta) observado em extensão sanguínea de gato doméstico da área urbana de Uberlândia, MG. **(B)** observa-se ampliação da região demarcada pelo quadro vermelho em A. (Corado pelo método de May-Grunwald-Giemsa, objetiva de 100x). **Fonte:** autoral.

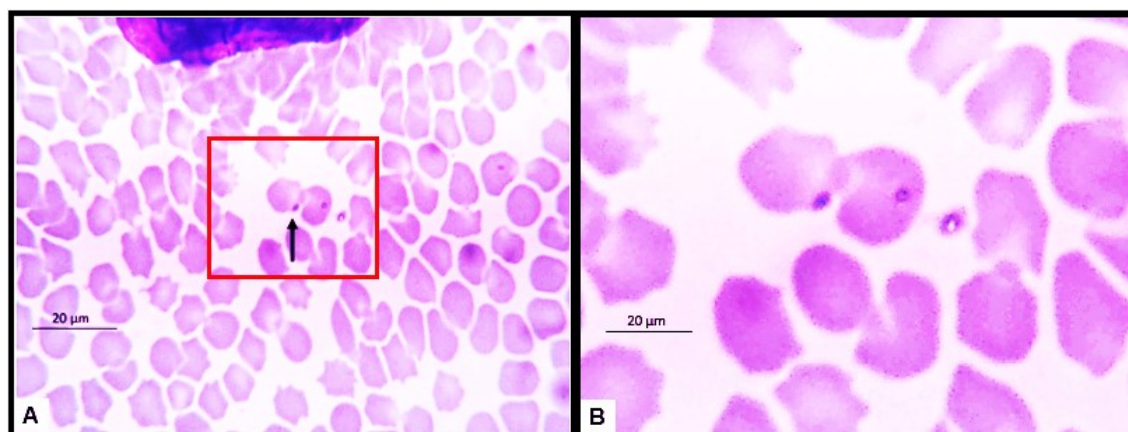


Figura 13 – Forma parasitária de *Mycoplasma* spp. na periferia de eritrócito. (A) Corpúsculo arredondado (seta preta) observado em extensão sanguínea de gato doméstico da área urbana de Uberlândia, MG. (B) observa-se ampliação da região demarcada pelo quadro vermelho em A. (Corado pelo método de May-Grunwald-Giemsa, objetiva de 100x). **Fonte:** autoral.

5.3 Correlação entre positividade e variáveis epidemiológicas

Na associação entre positividade e variáveis epidemiológicas analisadas, observou-se diferença estatística significativa para raça ($p < 0,0460$); procedência ($p = 0,0433$); habitat ($p < 0,0189$); locais de acesso ($p = 0,0067$) (tabela 1) e região da residência do animal ($p < 0,0045$) (tabela 3).

Tabela 3 – Prevalência associada a região de origem dos gatos avaliados procedentes da área urbana de Uberlândia/MG, no período de maio de 2017 a maio de 2018.

Regiões	Extensão Sanguínea				Total (%)	Valor de p^*
	Gatos (+)	%	Gatos (-)	%		
Região Central	2	5,0	38	95,00	40 (13,33)	0,0045*
Região Norte	7	13,21	46	86,79	53 (17,68)	
Região Oeste	9	10,98	73	89,02	82 (27,33)	
Região Sul	6	10,91	49	89,09	55 (18,33)	
Região Leste	10	14,28	60	85,72	70 (23,33)	
TOTAL	34	11,33	266	88,66	300 (100)	

Legenda: (+) Gatos positivos; (-) Gatos negativos; (*) Teste de Qui-quadrado ($p < 0,05$).

Os gatos provenientes do HV/UFU e APA, apresentaram maior positividade 11,43% e 28,57% respectivamente, quando comparados aos atendidos em clínicas

(CP) e gatis (G). Animais que viviam com acesso restrito apresentaram maior positividade se comparado aqueles com acesso livre 26,32% e 7,82%, respectivamente.

Em relação às regiões, observou-se maior número de gatos parasitados na região leste 14,28%, seguido das regiões norte 13,21%, oeste 10,98%, sul 10,91% e por última a região central 5,0% (tabela 3 e figura 14).

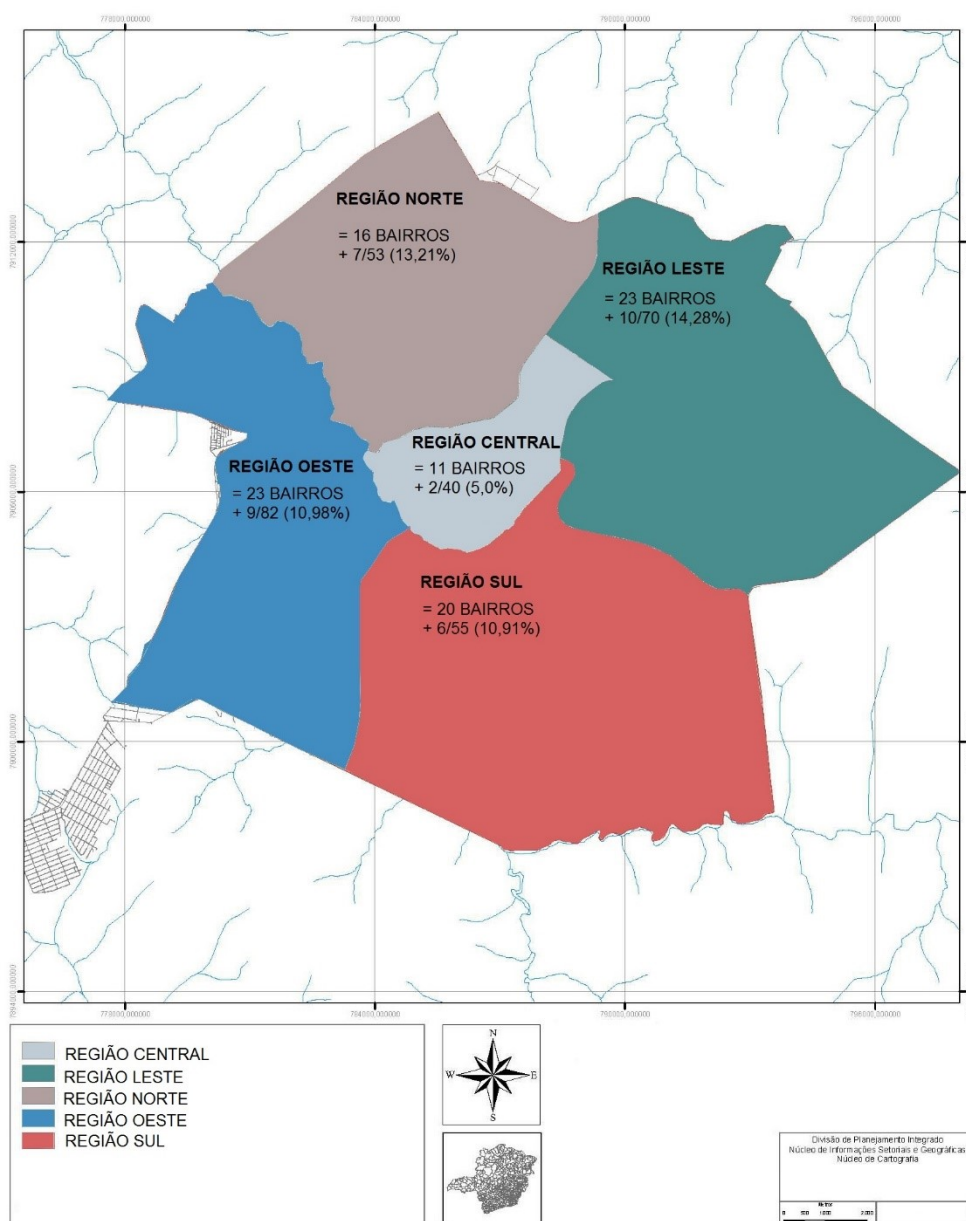


Figura 14 – Distribuição regionais da área urbana de Uberlândia/MG, com maior prevalência para infecção de hemoparasitos entre maio de 2017 a maio de 2018.

6. Discussão

O crescente número de gatos domésticos (*Felis catus*) como animal de estimação vem se consolidando dia após dia, e com ele a demanda por pesquisas que busquem a elucidação dos problemas de saúde que acometem a espécie. Gatos domésticos podem ser susceptíveis a várias infecções de ordem bacteriana, viral ou parasitária, sendo algumas de interesse na saúde pública. Esse trabalho, assim como de outros pesquisadores nacionais e no mundo, tenta esclarecer as questões inerentes às infecções parasitárias, principalmente, àquelas relacionadas as hemoparasitoses (AGUIAR, 2006; MAIA, 2008; VIEIRA et al., 2011; BRAGA et al., 2012; SOUZA et al., 2013; ESCH; PETERSEN, 2013; BRAGA et al., 2014; TEIVES, 2015; BRAGA et al., 2016; GOTTLIEB et al., 2016; MALHEIROS et al., 2016; JALOVECKA et al., 2018; MATHIOS et al., 2018). Apesar do interesse no conhecimento sobre a infecção por hemoparasitos, as pesquisas são realizadas, em maioria, buscando esclarecimento por um único parasito e, não realizam a associação entre a positividade em gatos e os possíveis fatores de risco. Este presente estudo difere, pois além do maior número amostral, também correlaciona variáveis que podem influenciar na infecção.

Ressalta-se a inexistência de censos demográficos com intervalos de tempos mais curtos, sendo o último datado de 2013 o qual estimou a população de gatos no mundo em 271,9 milhões de animais (IBGE, 2013). Intervalos de tempos longos impedem a determinação do dimensionamento de amostra de animais, que fidelizem a real taxa de infecção de vários patógenos, incluindo os hemoparasitos (VIEIRA, 2008). Neste mesmo ano, o Brasil somou 22,1 milhões de gatos domésticos, porém, o país, continua tendo o cão como companheiro preferido (IBGE, 2013).

O presente estudo contabilizou o maior número de animais (n=300) entre os publicados no Brasil durante os 10 últimos anos. Quando comparados observa-se que Oliveria et al. (2009) trabalharam com 15 animais do estado de Minas Gerais; Carneiro (2007) contou com 144 animais dos estados de São Paulo e Distrito Federal; Santos et al. (2013) com 212 animais, Mato Grosso; Malheiros et al. (2016) com 30 animais, no Rio Grande do Sul; Braga et al. (2016) com 180 animais no estado de Mato Grosso; Franco (2017) com o primeiro relato de infecção por *Cytauxzoon felis* em um animal, no estado do Mato Grosso do sul; André et al. (2017) com 03 animais do Rio Grande do Norte.

No mundo diversos pesquisadores, também, trabalharam com números variados de animais. Bergmann et al. (2015) na Alemanha foi o trabalho até agora publicado que superou o número de animais da presente pesquisa, pois avaliou 479 gato. Entretanto, Krol et al. (2016) na Polônia, Alho et al. (2017) no Qatar; Nentwig et al. (2018) na Suíça e Persichetti et al. (2018) na Itália, trabalharam com números amostral inferiores aos desse trabalho. As diferenças entre o número de amostras pesquisadas podem ocorrer devido a população de estudo, interesse dos médicos veterinários e ou pesquisadores, a região, presença de casos clínicos frequentes, dentre outros fatores.

De acordo com Birchard e Sherding (2008), o diagnóstico das hemoparasitoses em gatos domésticos deve-se basear em evidências clínicas apresentadas pelo animal, métodos complementares de diagnóstico, como exame hematológico e, a pesquisa de hematozoários por extensão sanguínea. Essa é técnica que apresenta baixo custo, com sensibilidade variada, dependendo da parasitemia, sendo considerada a ferramenta complementar útil para diagnósticos rápidos e de menor custo (UILENBERG, 2006; YABSLEY et al., 2006).

Os animais avaliados, em maioria, eram procedentes do hospital veterinário e, durante o atendimento foram submetidos à triagem clínica e hematológica, pelos profissionais do Hospital Veterinário da Universidade Federal de Uberlândia, e todos encontravam-se em bom estado de saúde. Laus et al. (2015) mencionam que, embora os animais possam parecer hígidos clinicamente e com valores hematológicos normais, podem estar infectados por hemoparasitos. Nesse caso, esses atuam na epidemiologia da infecção como reservatórios e facilitadores na disseminação da infecção.

De acordo com Solano-Gallego; Baneth (2011) e Maia et al. (2014), gatos domésticos infectados podem, às vezes, apresentar baixa parasitemia por infecção subclínica ou crônica, dificultando o diagnóstico na extensão sanguínea. O'Dwyer et al (2001), afirmaram que métodos de diagnóstico tradicionais diretos, como microscopia óptica, somente são efetivos em animais que apresentem alta parasitemia. Nesse presente estudo demonstrou que apesar da maioria dos gatos avaliados não apresentar sintomatologia ou alterações hematológicas, a prevalência observada foi significativa.

A extensão sanguínea é a única capaz de apresentar os parâmetros morfológicos de cada agente infeccioso, sendo considerada como “padrão ouro” (MORAIS et al., 2007; MAIA, 2008; BIONDO et al., 2009; SYKES 2010; TEIVES et al., 2015; MALHEIROS et al., 2016). É empregada rotineiramente no diagnóstico de hemoparasitos e pode ser associada a biologia molecular, capaz de definir a espécie do parasito, as técnicas imunoenzimáticas, as quais tem capacidade de determinar presença de anticorpos contra o agente infeccioso. A extensão sanguínea é ferramenta de diagnóstico valiosa, quando avaliada juntamente aos dados clínicos e laboratoriais. Sendo assim, os índices de sucesso/positividade para análises de extensões sanguíneas dependem diretamente da qualidade do esfregaço, da qualidade da coloração, da qualidade do microscópio, da competência e experiência do laboratorista (HÜBL et al., 1995).

Os índices de positividade, aplicando a técnica de extensão sanguínea como método de diagnóstico, são variáveis e estão associados com as espécies animais e do parasito pesquisado. Em cães, por exemplo, *Ehrlichia* spp. apresenta índices de 3,3% a 23% (NAKAGHI et al., 2008; SILVA et al., 2014) e em equinos as prevalências chegam a 33,3%, para *Theileria equi* (DÓRIA et al., 2016). Em gatos, estudos como os de Malheiros et al. (2016) não encontraram hemoparasitos em nenhuma lâmina de extensão sanguínea, Maia (2008) evidenciou 0,48% e 0,97% de piroplasmas e hemoplasmas respectivamente e sem evidências de coinfeções. Teives et al. (2015) descreveram somente formas evolutivas de *Mycoplasma* spp. com prevalência de 12,5%. Entretanto, Tasker et al. (2004) relataram prevalência de 1,36%, também para *Mycoplasma* spp., corroborando com os achados deste estudo. Braga (2010) encontrou índices de 9,5% para mórulas de *Ehrlichia* spp. Todos estes estudos, diferem dessa pesquisa, uma vez que foram encontradas formas evolutivas de quatro tipos de hemoparasitos, *Piroplasmas* 3,66%, *Ehrlichia* spp. 5,33% e infecções concomitantes entre *Piroplasmas*, *Ehrlichia* spp. e hemoplasmas na ordem de 1,0%.

Comparando a proporção de coinfeções entre este estudo e os de Tasker et al. (2004); Kewish et al. (2004) e Sykes et al. (2007) observa-se semelhanças com prevalência de valores iguais ou menos que 1,0%. No entanto diferem dos encontrados no Brasil por Batista (2004) em São Paulo com 5,2 e dos achados de Macieira (2008) no Rio de Janeiro com 2%.

De acordo com Solano-Gallego; Baneth (2011) e Maia et al. (2014), gatos domésticos infectados podem, às vezes, apresentar baixa parasitemia por infecção subclínica ou crônica, dificultando o diagnóstico na extensão sanguínea. O'Dwyer et al (2001), afirmaram que métodos de diagnóstico tradicionais diretos, como microscopia óptica, somente são efetivos em animais que apresentem alta parasitemia. Nesse presente estudo demonstrou que apesar da maioria dos gatos avaliados não apresentar sintomatologia ou alterações hematológicas, a prevalência observada foi significativa.

De acordo com Carneiro (2007) e Silva et al. (2014), as prevalências da infecção por hemoparasitos podem variar, pois vários fatores interferem tais como a região estudada, metodologia empregada, número de amostras analisadas, fatores relacionados aos hospedeiros e ao ambiente. Avaliando os fatores associados à infecção por hemoparasitos no presente estudo, observou-se que cinco variáveis apresentaram diferenças significativas: raça, procedência, habitat, locais de acesso e regiões de maior prevalência. Deve-se ressaltar que este estudo difere de qualquer outro no Brasil, pois são abordados aspectos epidemiológicos que pode ser ou não fatores de risco para a infecção. No mundo o trabalho realizado por Teives et al. (2015), em Portugal, correlacionou as variáveis sexo, idade, locais de acesso e presença de ectoparasitas, sem diferenças significativas entre eles, corroborando com este estudo para as mesmas variáveis. Tasker et al. (2004), na Austrália, avaliaram a correlação da prevalência de hemoplasmas idade, sexo e raça. Os autores perceberam diferença significativa para a infecção em animais adultos e sem raça definida. Este achado difere dos apresentados, quanto a sexo e idade, mas corrobora com os resultados dos animais sem raça definida. No entanto, Harrus et al. (2002) encontraram diferenças significativas quanto a sexo, demonstrando que gatos machos tem maior predisposição a infecção por hemoplasmas se comparados a fêmeas. Resultados similares foram encontrados por Willi et al. (2006) e Dean et al. (2008) que observaram animais machos, adultos e de vida livre com maior prevalência. Os autores relatam que essa população apresentava relatos de abcessos por mordida. Dean et al. (2008) investigando a presença de hemoplasmas em salivas de gatos, concluiu que existia a possibilidade de transmissão vertical, pois evidenciou a presença de DNA para *Candidatus M*

haemominutum como o de *Candidatus M. turicensis* na saliva de gatos, naturalmente, infectados.

De acordo com Shaw et al. (2001), os artrópodes comumente reconhecidos como vetores de doenças em gatos domésticos são as pulgas *Ctenocephalides felis* e os carrapatos da espécie *Rhipicephalus sanguineus*, os quais atuam na transmissão, como reservatório dos agentes. Maia (2008) reforça que parasitos transmitidos por artrópodes é problema emergente na medicina felina, constituindo-se, também, uma preocupação para a saúde pública, uma vez que gatos infectados, porém, assintomáticos, podem servir como reservatórios de patógenos com caráter zoonótico.

Apesar da presença de ectoparasitos, neste estudo, não ter sido associada significativamente na positividade, os animais apresentaram ectoparasitos, sendo a pulga a mais observada e relatada pelos tutores. Esse resultado, assemelha-se aos encontrados por Mendes-de-Almeida et al. (2004) e Braga (2010) que acharam nos animais estudados, somente pulgas, também sem diferença significativa para a infecção. A baixa infestação por carrapatos nos gatos dessa pesquisa (4/300 1,33%) também foi relatada por Braga (2010) que encontrou 0,5% de positividade. Esse fato pode estar relacionado aos hábitos de higiene dos gatos, pois estes, naturalmente, se limpam para manter a higiene e o cuidado com os pelos, removendo os ectoparasitos presentes (SHAW et al., 2001). Ainda de acordo com Shaw et al. (2001), gatos parecem ser menos predispostos às infestações por carrapatos e os parasitos transmitidos por esses artrópodes. Os animais podem ter resistência inata ou desenvolverem adaptação às infecções, padrões que podem comprometer a transmissão e o desenvolvimento dos hemoparasitos. Segundo Rubini et al. (2006), maiores avanços são necessários no entendimento das infecções transmitidas por carrapatos e vetores em felinos domésticos.

Estudos que comprovam a infecção por hemoplasmas em pulgas foram relatados por Hornok et al. (2010), e em carrapatos por Willi et al. (2007), *Cytauxzoon felis* foram identificados em carrapatos da espécie *Amblyomma americanum* com comprovação experimental da transmissão do agente pelo vetor (Reichard et al., 2009).

Apesar de todas as considerações quanto a transmissão de hemoparasitos por vetores artrópodes, animais sem infestações também são acometidos pela infecção, o que caracteriza outras vias de infecção na espécie felina, como transfusão de sangue, ingestão de sangue infectado no momento de brigas entre animais e transmissão vertical (NOVACCO et al., 2010; TASKER et al., 2009).

Na literatura, frequentemente, é sugerido que os gatos são menos afetados por doenças transmitidas por artrópodes do que cães, sendo isso atribuído a alguma forma de resistência natural a esses patógenos ou aos vetores. Day (2016), afirma que embora cães e gatos compartilhem sistemas imunológicos equivalentes, há diferenças claras entre as espécies, quanto à interação dos elementos do sistema imunológico. Isso criaria diversidade das espécies na suscetibilidade e na expressão clinicopatológica de doenças imunomediadas, neoplásicas e infecciosas. O autor reforça que nenhum modelo imunológico simples pode resumir essas diferenças, mas a imunidade pode ser regulada por fatores genéticos distintos e, potencialmente, a fatores externos diversos.

Não foram encontrados trabalhos que determinassem a prevalência de hemoparasitos em gatos e que correlacionasse a região estudada como fator relevante para as infecções. No entanto, este trabalho se assemelha aos achados por Silva (2016) conduzido em Terezina/PI com cães, onde a área de maior prevalência também foi a região leste urbana da cidade, com (32/144 8,33%) de positividade para *Ehrlichia* spp. Medeiros (2004) considera que este fato pode ser explicado pelas condições climáticas encontradas na região, com clima tropical, temperaturas variando de 19-36°C e a umidade relativa do ar de 40-80%, condições que favorecem à reprodução de carrapatos, características similares da região de Uberlândia/MG.

A região leste de Uberlândia, composta por 12 bairros, foi a de maior prevalência 14,28%. Esta região caracteriza-se por uma mistura de ambientes bem urbanizados por entre meio de áreas de pastagens, parque municipal com imensa área de floresta bem como favelas e/ou assentamentos. De acordo com Shaw et al., (2001) a invasão de áreas periurbanas para construções de habitações tem como resultado a aproximação entre os reservatórios selvagens, artrópodes vetores, animais de companhia e o homem. Os gatos domésticos, em particular, têm o hábito de predação pequenos mamíferos silvestres e ou urbanos, que são

importantes reservatórios de algumas infecções transmitidas por vetores, que, por sua vez, adaptam-se ao ciclo peridomiciliar envolvendo felinos. Esta afirmação infere considerar, que a prevalência da infecção depende de uma série de fatores, sendo difícil a comparação entre os estudos conduzidos sob condições e países diferentes.

É importante ressaltar que o resultado sem diferenças significativas para sexo, idade, presença ou não de ectoparasitas e alimentação, além de outras variáveis, não são suficientes para afirmar a ausência de correlação com o parasitismo em gatos domésticos no Brasil. Dessa forma mais estudos, devem ser realizados para melhor entendimento da situação epidemiologia das hemoparasitoses nesses animais, caracterizando-as como doença endêmica ou não.

7. Conclusão

A análise dos resultados obtidos neste estudo permitiu as seguintes conclusões:

- ✓ Gatos domésticos da área urbana de Uberlândia/MG, estão expostos aos agentes *Babesia*, *Ehrlichia*, *Cytauxzoon* e *Mycoplasma* spp:
- ✓ *Ehrlichia* spp. foi o hemoparasito mais prevalente;
- ✓ A infecção por esses hemoparasitos ocorrem de forma isolada ou em conjunto com outros hemoparasitos caracterizando coinfeções;
- ✓ A associação entre a positividade e os fatores epidemiológicos, raça, procedência, habitat, locais de acesso e regiões da área urbana de Uberlândia/MG influenciaram significativamente a prevalência dos agentes.

Referências

ABIMPET (São Paulo). Associação Brasileira da Indústria de Produtos Para Animais de Estimação. **Dados do Mercado Pet**. 2015. Disponível em: <<http://abinpet.org.br/site/mercado/>>. Acesso em: 02 maio 2018.

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-e102, 2017. <https://doi.org/10.1111/vde.12437>

AGUIAR, D. M. de. **Aspectos epidemiológicos da erliquiose no Brasil**. 2006. 95 f. Tese (Doutorado) - Curso de Medicina Veterinária, Medicina Veterinária Preventiva e Saúde Animal, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2006.

ALHO, A. M.; LIMA, C.; LATROFA, M. S.; COLELLA, V.; RAVAGNAN, S.; CAPELLI, G.; Otranto, D. Molecular detection of vector-borne pathogens in dogs and cats from Qatar. **Parasites & Vectors**, v. 10, n. 1, p. 298, 2017. <https://doi.org/10.1186/s13071-017-2237-y>

ALLISON, R. W.; LITTLE, S. E. Diagnosis of rickettsial diseases in dogs and cats. **Veterinary Clinical Pathology**, v. 42, n. 2, p. 127-144, 2013. <https://doi.org/10.1111/vcp.12040>

ALMOSNY, N. R. P.; MASSARD, C. L.; LABARTHE, N. V.; O'DWYER, L. H.; SOUZA, A. M.; ALVES, L. C.; SERRÃO, M. L. **Hemoparasitoses em pequenos animais domésticos e como zoonoses**. 1º ed. Rio de Janeiro: LF livros de Veterinária Ltda, 2002.

ALMOSNY, N.R.P.; ALMEIDA, L.E; MOREIRA, N.M.; MASSARD, C.L. Erliquiose clínica em gato (*Felis catus*). **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, Niterói, v. 5, n. 2, p. 82-83, 1998.

ANDRÉ, M. R.; DENARDI, N. C. B.; de SOUSA, K. C. M.; GONÇALVES, L. R.; HENRIQUE, P. C.; ONTIVERO, C. R. G. R.; de SANTIS, A. C. G. A. 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. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2014.03.011>

ANDRÉ, M. R.; FILGUEIRA, K. D.; CALCHI, A. C.; SOUSA, K. C. M. D.; GONÇALVES, L. R.; MEDEIROS, V. B.; 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. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612017064>

ANDRÉ, M. R.; FILGUEIRA, K. D.; CALCHI, A. C.; SOUZA, K. C. M. de.; GONÇALVES, L. R.; MEDEIROS, V. B.; XIMENES, P. A.; LELIS, I. C. N. G.; MEIRELES, M. V. N. de.; 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. <http://dx.doi.org/10.1590/s1984-29612017064>

AQUINO, L. C.; HICKS, C. A.; SCALON, M. C.; LIMA, M. G. D. M.; LEMOS, M. D. S.; PALUDO, G. R.; TASKER, S. Prevalence and phylogenetic analysis of haemoplasmas from cats infected with multiple species. **Journal of Microbiological Methods**, 107, p.189-196, 2014. <https://doi.org/10.1016/j.mimet.2014.10.013>

AYOOB, A. L.; PRITTIE, J.; HACKNER, S. G. Feline babesiosis. **Journal of veterinary emergency and critical care**, v. 20, n. 1, p. 90-97, 2010. <https://doi.org/10.1111/j.1476-4431.2009.00493.x>

BABÉS, V. Sur l'hémoglobinurie bacterienne du boeuf. **Comptes Rendus Mathematique Academie des Sciences**, v. 107, p. 692-694, 1888.

BANETH, G.; Kenny, M. J.; Tasker, S.; Anug, Y.; Shkap, V.; Levy, A.; Shaw, S. E. Infection with a proposed new subspecies of *Babesia canis*, *Babesia canis* subsp. *presentii*, in domestic cats. **Journal of clinical microbiology**, v. 42, n. 1, p. 99-105, 2004. <https://dx.doi.org/10.1128%2FJCM.42.1.99-105.2004>

BATISTA, T. N. **Frequência de infecção do *Mycoplasma haemofelis* e 'Candidatus *Mycoplasma haemominutum*' em gatos (*Felis catus*)**. 2004. Tese de Doutorado. Dissertação. Botucatu: Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho.

BEAUFILS, J. P.; MARTIN-GRANEL, J.; JUMELLE, P.; BARBAULT-JUMELLE, M. Probable ehrlichiosis in cats. A retrospective study of 21 cases. **Pratique Medicale et Chirurgicale De L Animal De Compagnie**, v. 34, n. 5, p. 587-596, 1999.

BERGMANN, M.; ENGLERT, T.; STUETZER, B.; HAWLEY, J. R.; LAPPIN, M. R.; HARTMANN, K. Prevalence of selected rickettsial infections in cats in southern Germany. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 42, p. 33-36, 2015.

BERGMANN, M.; ENGLERT, T.; STUETZER, B.; HAWLEY, 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. <https://doi.org/10.1186/s12917-017-0953-3>

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

BIRCHARD, S. J.; SHERDING, R. G. **Manual Saunders: Clínica de Pequenos animais**. 3. ed. São Paulo: Roca, 2008.

BIRKENHEUER, A J.; LE, J. A.; VALENZISI, A. M.; TUCKER, M. D.; LEVY, M. G.; BREITSCHWERDT, E. B. Cytauxzoon felis infection in cats in the mid-Atlantic states: 34 cases (1998–2004). **Journal of the American Veterinary Medical**

Association, v. 228, n. 4, p. 568-571, 2006.
<https://doi.org/10.2460/javma.228.4.568>

BÓS, A. J. G. **Epi Info: sem mistérios um manual prático**. Porto Alegre: Edipucrs, 2012. 211 p.

BOSMAN, A. M.; VENTER, E. H.; PENZHORN, B. L. Occurrence of *Babesia felis* and *Babesia leo* in various wild felid species and domestic cats in Southern Africa, based on reverse line blot analysis. **Veterinary Parasitology**, v. 144, n. 1-2, p. 33-38, 2007. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2006.09.025>

BOSMAN, A.; OOSTHUIZEN, M. C.; VENTER, E. H.; STEYL, J. C. A.; GOUS, T. A.; PENZHORN, B. L. *Babesia lengau* associated with cerebral and haemolytic babesiosis in two domestic cats. **Parasites & Vectors**, v. 6, n. 1, p. 128, 2013. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-6-128>

BOWMAN, D. D.; HENDRIX, C. M.; LINDSAY, D. S.; BARR, S. C. The Piroplasms: *Cytauxzoon* and *Babesia*. In: BOWMAN, D. D.; HENDRIX, C. M.; LINDSAY, D. S.; BARR, S. C. (Eds). In: **Feline Clinical Parasitology**, 1ª ed. Oxford: Iowa State University Press (Blackwell Science Company), 2002, p.42-49.

BRAGA, Í. A.; RAMOS, D. G. de S.; MARCILI, A.; MELO, A. L. T.; TAQUES, I. I. G. G.; AMUDE, A. M.; AGUIAR, D. M. Molecular detection of tick-borne protozoan parasites in a population of domestic cats in midwestern Brazil. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 7, n. 5, p. 1004-1009, 2016.

BRAGA, Í. A.; SANTOS, L. G. F. D.; RAMOS, D. G. D. S.; MELO, A. L. T.; MESTRE, G. L. D. C.; AGUIAR, D. M. D. Detection of *Ehrlichia canis* in domestic cats in the central-western region of Brazil. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 45, n. 2, p. 641-645, 2014.

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. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612012000100008>

BRAGA, M. do S. C. O. **Diagnóstico molecular de hemoparasitas e frequência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* e anti-*Neospora caninum*, em gatos peridomiciliados na cidade de São Luís, Maranhão**. 2010. 107 f. Tese (Doutorado) - Curso de Medicina Veterinária, Patologia Animal, Universidade Estadual Paulista, São Paulo, 2010.

BROWN, H. M.; LATIMER, K. S.; ERIKSON, L. E.; CASHWELL, M. E.; BRITT, J. O.; PETERSON, D. S. Detection of persistent *Cytauxzoon felis* infection by polymerase chain reaction in three asymptomatic domestic cats. **Journal of veterinary diagnostic investigation**, v. 20, n. 4, p. 485-488, 2008. <https://doi.org/10.1177/104063870802000411>

CARNEIRO, M. P. M. **Ocorrência de infecções por *Babesia* spp. e *Hepatozoon* spp. em gatos domésticos (*Felis domesticus*) do Estado de São Paulo e do Distrito Federal**. 2007. 64F. Tese (obtenção do título de Mestre em Medicina Veterinária) – Curso de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2007.

CHARPENTIER, F., GROULADE, P. Report of one case of probable feline ehrlichiosis. **Bulletin de l'Academie Veterinaire De France**, v.59, n[?] p.287-290, 1989.

CHAUVIN, A.; MOREAU, E.; BONNET, S.; PLANTARD, O.; MALANDRIN, L. Babesia and its hosts: adaptation to long-lasting interactions as a way to achieve efficient transmission. **Veterinary Research**, v. 40, n. 2, p. 1-18, 2009. <https://doi.org/10.1051/vetres/2009020>

CRIADO-FORNELIO, A.; MARTINEZ-MARCOS, A.; BULING-SARANA, A.; BARBA-CARRETERO, J. C. Presence of *Mycoplasma haemofelis*, *Mycoplasma haemominutum* and piroplasmids in cats from southern Europe: a molecular study. **Veterinary Microbiology**, v. 93, n. 4, p. 307-317, 2003. [https://doi.org/10.1016/S0378-1135\(03\)00044-0](https://doi.org/10.1016/S0378-1135(03)00044-0)

CRIVELLENTI, L. Z.; CRIVELLENTI, S. B. **Casos de rotina em medicina veterinária de pequenos animais**. 2. ed. São Paulo: Medvet, p.159-160. 2015.

DAGNONE, A. S.; MORAIS, H. S. A.; VIDOTTO, O. Erliquiose nos animais e no homem. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v.22, n.2, p.191-201, 2001.

DAY, M. J. Cats are not small dogs: is there an immunological explanation for why cats are less affected by arthropod-borne disease than dogs? **Parasites & Vectors**, v. 9, n. 1, p. 507, 2016. <https://doi.org/10.1186/s13071-016-1798-5>

DEAN, R. S.; HELPS, C. R.; JONES, T. J. G.; TASKER, S. Use of real-time PCR to detect *Mycoplasma haemofelis* and '*Candidatus Mycoplasma haemominutum*' in the saliva and salivary glands of haemoplasma-infected cats. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v. 10, n. 4, p. 413-417, 2008. <https://doi.org/10.1016/j.jfms.2007.12.007>

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. <https://doi.org/10.1186/s13071-018-2740-9>

DÓRIA, R. G. S.; PASSARELLI, D.; CHEQUER, T. N.; REGINATO, G. M.; HAYASAKA, Y. B.; NETO, P. F.; FREITAS, S. H. Investigação clínica e comparação do esfregaço sanguíneo e PCR para diagnóstico de hemoparasitas em equinos de

esporte e tração (carroceiros). **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 36, n. 8, p. 724-730, 2018.

DRISCOLL, C. A.; MCDONALD, D. W.; O'BRIEN, S. J. From wild animals to domestic pets, an evolutionary view of domestication. **PNAS**, v. 106, n. 1, p. 9971-9978, 2009. <https://doi.org/10.1073/pnas.0901586106>

DUMLER, J. S.; BARBET, A. F.; BEKKER, C. P. J.; DASCH, G. A.; PALMER, F. H.; RAY, S. C.; RIKIHISA, Y.; RURANGIRWA, F. R. Reorganization of genera in the families Rickettsiaceae and Anaplasmataceae in the order Rickettsiales: unification of some species of *Ehrlichia* with *Anaplasma*, *Cowdria* with *Ehrlichia* and *Ehrlichia* with *Neorickettsia*, descriptions of six new species combinations and designation of *Ehrlichia equi* and "HE agent" as subjective synonyms of *Ehrlichia phagocytophila*. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 51, p. 2145-2165, 2001. <https://doi.org/10.1099/00207713-51-6-2145>

ESCH, K. J.; PETERSEN, C. A. Transmission and epidemiology of zoonotic protozoal diseases of companion animals. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 26, n. 1, p. 58-85, 2013. <https://doi.org/10.1128/CMR.00067-12>

FEITOSA, F. L. F. **Semiologia veterinária: a arte do diagnóstico**. 3. ed. São Paulo: Roca Editora, 2014. 627 p. (ISBN: 9788541203999).

FOLEY, J. E.; PEDERSEN, N. C. '*Candidatus Mycoplasma haemominutum*', a low-virulence epierthrocytic parasite of cats. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 51, n. 3, p. 815-817, 2001. <https://doi.org/10.1099/00207713-51-3-815>

FOREYT, W. J. **Parasitologia Veterinária**. São Paulo: Editora Roca Ltda. 2005.

FRANCO, P. A.; GARICA, D.; FILHO, A. S. TERRA, V. J. B.; RAMOS, C. A. N. CONGRESSO BRASILEIRO DA ANCLIVEPA, 38., 2017, Recife. **Ocorrência de cytauxzoonose em felino doméstico do estado de Mato Grosso do sul**. Recife: Anclivepa, 2017. 6 p.

GAZETA, G. S.; MONTEIRO, A.; ABOUD-DUTRA, A. E. Babesiose felina no Brasil: uma nova espécie. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 13, p. 228, 2004.

GLENN, B. L.; KOCAN, A. A.; BLOUIN, E. F. Cytauxzoonosis in bobcats. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 183, n. 11, p. 1155-1158, 1983.

GLENN, B. L.; ROLLEY, R. E.; KOCAN, A. A. Cytauxzoon-like piroplasms in erythrocytes of wild-trapped bobcats in Oklahoma. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 181, n. 11, p. 1251-1253, 1982.

GOTTLIEB, J.; ANDRÉ, M. R.; SOARES, J. F.; GONÇALVES, L. R.; OLIVEIRA, M. T. de.; COSTA, M. M.; VIEIRA, M. I. B. *Rangelia vitalii*, *Babesia* spp. and *Ehrlichia*

spp. in dogs in Passo Fundo, state of Rio Grande do Sul, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 25, n. 2, p. 172-178, 2016.

GREENE, C. E. **Doenças infecciosas em cães e gatos**. Grupo Gen-Editora Roca Ltda., p. 716-721, 2015.

GREENE, C. E.; MEINKOTH, J.; KOCAN, A. A. **Cytauxzoonosis**. In: GREENE, C. E. (Ed): *Infectious diseases of the dog and cat*. 3.ed. Saint Louis: Elsevier Inc., 2006, cap.76, p.716-722.

HARRUS, S.; BARK, H.; WANER, T. Canine monocytic ehrlichiosis: an update. **The Compendium on continuing education for the practicing veterinarian (USA)**, p.431-444, 1997.

HARRUS, S.; KLEMENT, E.; AROCH, I.; STEIN, T.; BARK, H.; LAVY, E.; BANETH, G. Retrospective study of 46 cases of feline haemobartonellosis in Israel and their relationships with FeLV and FIV infections. **The Veterinary Record**, v. 151, n. 3, p. 82, 2002.

HARTMANN, K.; ADDIE, D.; BELÁK, S.; BOUCRAUT-BARALON, C.; EGBERINK, H.; FRYMUS, T.; GRUFFYDD-JONES, T.; HOSIE, M. J.; LLORET, A.; LUTZ, A.; MARSILIO, F.; MÖSTL, K.; PENNISI, M. G.; RADFORD, A. D.; THIRY, E.; TRUYEN, U.; HORZINEK, M. C. Babesiosis in cats: ABCD guidelines on prevention and management. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v. 15, n. 7, p. 643-646, 2013. <https://doi.org/10.1177%2F1098612X13489230>

HEGARTY, B. C.; QUROLLO, B. A.; THOMAS, B.; PARK, K.; CHANDRASHEKAR, R.; BEALL, M. J.; THATCHER, B.; BREITSCHWERDT, E. B. Serological and molecular analysis of feline vector-borne anaplasmosis and ehrlichiosis using species-specific peptides and PCR. **Parasites & vectors**, v. 8, n. 1, p. 320, 2015. <https://doi.org/10.1186/s13071-015-0929-8>

HOLMAN, P. J.; SNOWDEN, K. F. Canine hepatozoonosis and babesiosis, and feline cytauxzoonosis. **Veterinary Clinics: Small Animal Practice**, v. 39, n. 6, p. 1035-1053, 2009. <https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2009.08.002>

HOOVER, J. P.; WALKER, D. B.; HEDGES, J. D. Cytauxzoonosis in cats: eight cases (1985-1992). **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 205, n. 3, p. 455-460, 1994.

HORNOK, S.; MELI, M. L.; PERRETEN, A.; FARKAS, R.; WILLI, B.; BEUGNET, F.; HOFMANN-LEHMANN, R. Molecular investigation of hard ticks (Acari: Ixodidae) and fleas (Siphonaptera: Pulicidae) as potential vectors of rickettsial and mycoplasmal agents. **Veterinary Microbiology**, v. 140, n. 1-2, p. 98-104, 2010. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2009.07.013>

HÜBL, W.; ANDERT, S.; ERATH, A.; LAPIN, A.; BAYER, P. M. Peripheral blood monocyte counting: towards a new reference method. **Clinical Chemistry and Laboratory Medicine**, v. 33, n. 11, p. 839-846, 1995.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **População de animais de estimação no Brasil - 2013 - Em milhões.** 2013. Disponível em: <<http://www.agricultura.gov.br/assuntos/camaras-setoriais-tematicas/documentos/camaras-tematicas/insumos-agropecuarios/anos-anteriores/ibge-populacao-de-animais-de-estimacao-no-brasil-2013-abinpet-79.pdf>>. Acesso em: 29 maio 2018.

JALOVECKA, M.; HAJDUSEK, O.; SOJKA, D.; KOPACEK, P.; MALANDRIN, L. The complexity of piroplasms life cycles. **Frontiers in Cellular and Infection Microbiology**, v. 8, p. 248, 2018.

KELLY, P.; MARABINI, L.; DUTLOW, K.; ZHANG, J.; LOFTIS, A.; WANG, C. Molecular detection of tick-borne pathogens in captive wild felids, Zimbabwe. **Parasites & Vectors**, v. 7, n. 1, p. 514, 2014. <https://doi.org/10.1186/s13071-014-0514-6>

KEWISH, K. E.; APPELYARD, G. D.; MYERS, S. L.; KIDNEY, B. A.; JACKSON, M. L. *Mycoplasma haemofelis* and *Mycoplasma haemominutum* detection by polymerase chain reaction in cats from Saskatchewan and Alberta. **The Canadian Veterinary Journal**, v. 45, n. 9, p. 749, 2004.

KROL, N.; KIEWRA, D.; LONC, E.; JANACZYK, B.; CHODOROWSKA-SKUBISZEWSKA, A.; DZIECIOL, M.; KAWSKI, S. *Dermacentor reticulatus* (Fabricius, 1794) and *Babesia canis* (Piana et Galli-Valerio, 1895) as the parasites of companion animals (dogs and cats) in the Wrocław area, south-western Poland. **Annals of Parasitology**, v. 62, n. 2, 2016.

KUMAR, M.; SHEKHAR, P.; HAQUE, S.; MAHTO, D. Feline babesiosis. **Veterinary World**, v. 1, n. 4, p. 120, 2008.

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.

LAHA, R.; DAS, M.; SEN, A. Morphology, epidemiology, and phylogeny of *Babesia*: An overview. **Tropical Parasitology**, v. 5, n. 2, p. 94, 2015. <https://doi.org/10.4103/2229-5070.162490>

LAUS, F.; SPATERNA, A.; FAILLACE, V.; VERONESI, F.; RAVAGNAN, S.; BERIBÉ, F.; TESEI, B. Clinical investigation on *Theileria equi* and *Babesia caballi* infections in Italian donkeys. **BMC Veterinary Research**, v. 11, n. 1, p. 100, 2015. <https://doi.org/10.1186/s12917-015-0411-z>

LECLAIRE, S.; MENARD, S.; BERRY, A. Molecular characterization of *Babesia* and *Cytauxzoon* species in wild South-African meerkats. **Parasitology**, v. 142, n. 4, p. 543-548, 2015. <https://doi.org/10.1017/S0031182014001504>

LEMPEREUR, L.; BECK, R.; FONSECA, I.; MARQUES, C.; DUARTE, A.; SANTOS, M.; ZÚQUETE, S.; GOMES, J.; WALDER, G.; DOMINGOS, A.; ANTUNES, S.; BANETH, G.; SILAGHI, C.; HOLMAN, P.; ZINTL, A.. Guidelines for the detection of Babesia and Theileria parasites. **Vector-Borne and Zoonotic Diseases**, v. 17, n. 1, p. 51-65, 2017. <https://doi.org/10.1089/vbz.2016.1955>

LIMA, M. H. C. C. de A. **CONSIDERAÇÕES SOBRE A FAMÍLIA MULTIESPÉCIE**. 2016. 22 f. Tese (Doutorado) - Curso de Comunicação Social, Programa de Pós-graduação em Sociologia, Universidade Federal de Pernambuco, Pernambuco, 2016.

LINSEELE, V.; VAN NEER, W.; HENDRICKX, S. Evidence for early cat taming in Egypt. **Journal of Archaeological Science**, v. 34, n. 12, p. 2081–2090, 2007. <https://doi.org/10.1016/j.jas.2007.02.019>

LITTLE, S. E. Ehrlichiosis and anaplasmosis in dogs and cats. **Veterinary Clinics: Small Animal Practice**, v. 40, n. 6, p. 1121-1140, 2010. <https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2010.07.004>

LOBETTI, R. G.; TASKER, S. Diagnosis of feline haemoplasma infection using a real-time PCR assay. **Journal of the South African Veterinary Association**, v. 75, n. 2, p. 94-99, 2004. <https://doi.org/10.1016/j.jfms.2003.12.003>

MACEDO, J. B. **Castração Precoce em Pequenos Animais: Prós e Contras**. TCC (Pós-Graduação em Clínica Médica e Cirúrgica de Pequenos Animais, da Universidade Castelo Branco), Goiânia, 2011.

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

MAIA, C.; RAMOS, M.; COIMBRA, F.; BASTOS, A.; MARTINS, P.; PINTO, M.; NUNES, M. L.; VIEIRA, L.; CARDOSO, L. Bacterial and protozoal agents of feline vector-borne diseases in domestic and stray cats from southern Portugal. **Parasites & Vectors**, v. 7, n. 1, p. 115, 2014. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-7-115>

MAIA, L. M. P. **Avaliação da ocorrência de piroplasmas e hemoplasmas em gatos domésticos no estado do Rio de Janeiro**. 2008. 110 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Medicina Veterinária, Programa de Pós-graduação em Medicina Veterinária (clínica e Reprodução Animal), Universidade Federal Fluminense, Rio de Janeiro, 2008.

MALHEIROS, J.; COSTA, M. M.; AMARAL, R. B. do; de SOUSA, K. C. M.; ANDRÉ, M. R.; MACHADO, R. Z.; VIEIRA, M. I. B. Identification of vector-borne pathogens

in dogs and cats from southern Brazil. **Ticks and tick-borne Diseases**, v. 7, n. 5, p. 893-900, 2016. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2016.04.007>

MALHEIROS, J.; COSTA, M. M.; Do AMARAL, R. B.; de SOUSA, K. C. M.; ANDRÉ, M. R.; MACHADO, R. Z.; VIEIRA, M. I. B. Identification of vector-borne pathogens in dogs and cats from southern Brazil. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 7, n. 5, p. 893-900, 2016.

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. <https://doi.org/10.1186/s13071-018-2716-9>

MATHIOS M. E.; SCHREEG, M.; CHATZIS, M. K.; PEARCE, J.; MARR, H. S.; SARIDOMICHELAKIS, M. N.; BIRKENHEUER, A. J. Molecular detection of vector-borne pathogens in Greek cats. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 9, n. 2, p. 171-175, 2018. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2017.08.013>

MEDEIROS, R. M. Estudo Agrometeorológico para o Estado do Piauí. **Secretaria do Meio Ambiente e Recursos Hídricos do Estado do Piauí**, Teresina. p.113. 2004.

MEINKOTH, J. H.; KOCAN, A. A. Feline cytauxzoonosis. **Veterinary Clinics: Small Animal Practice**, v. 35, n. 1, p. 89-101, 2005. <https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2004.08.003>

MENDES-DE-ALMEIDA, F.; FARIA, M. C. F.; BRANCO, A. S.; SERRÃO, M. L.; SOUZA, A. M.; ALMOSNY, N.; LABARTHE, N. Sanitary conditions of a colony of urban feral cats (*Felis catus Linnaeus*, 1758) in a zoological garden of Rio de Janeiro, Brazil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 46, n. 5, p. 269-274, 2004. <https://doi.org/S0036-46652004000500007>

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. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612013000300011>

MILLÁN, J.; Proboste, T.; De MERA, I. G. F.; CHIRIFE, A. D.; De LA FUENTE, J.; ALTET, L. Molecular detection of vector-borne pathogens in wild and domestic carnivores and their ticks at the human–wildlife interface. **Ticks and tick-borne diseases**, v. 7, n. 2, p. 284-290, 2016. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2015.11.003>

MONTEIRO, S. G. **Parasitologia na medicina veterinária**. 2. ed. Rio de Janeiro: Roca, 2017. 172 p.

MORAIS, H. A. de; GUIMARÃES, A. M. S.; VIDOTTO, O.; BAUMANN, A.; BIONDO, A. W.; MESSICK, J. B. Co-infection with *Mycoplasma haemofelis* and ‘*Candidatus Mycoplasma haemominutum*’ in three cats from Brazil. **Journal of Feline Medicine**

and **Surgery**, v. 9, n. 6, p. 518-520, 2007.
<https://doi.org/10.1016/j.ifms.2007.05.005>

MUSEUX, K.; Boretti, F. S.; Willi, B.; Riond, B.; Hoelzle, K.; Hoelzle, L. E.; Lutz, H. In vivo transmission studies of '*Candidatus Mycoplasma turicensis*' in the domestic cat. **Veterinary Research**, v. 40, n. 5, p. 1-14, 2009.
<https://doi.org/10.1186/s12917-017-0953-3>

NAKAGHI, A. C. H.; MACHADO, R. Z.; COSTA, M. T.; ANDRÉ, M. R.; BALDANI, C. D. Canine ehrlichiosis: clinical, hematological, serological and molecular aspects. **Ciência Rural**, v. 38, n. 3, p. 766-770, 2008.

NEER, T. M.; BREITSCHWERDT, E. B.; GREENE, R. T.; LAPPIN, M. R. Consensus statement on ehrlichial disease of small animals from the infectious disease study group of the ACVIM. **Journal of Veterinary Internal Medicine**, v. 16, n. 3, p. 309-315, 2002. <https://doi.org/10.1111/j.1939-1676.2002.tb02374.x>

NENTWIG, A.; MELI, M. L.; SCHRACK, J.; REICHLER, I. M.; RIOND, B.; GLOOR, C.; Willi, B. First report of Cytauxzoon sp. infection in domestic cats in Switzerland: natural and transfusion-transmitted infections. **Parasites & Vectors**, v. 11, n. 1, p. 292, 2018. <https://doi.org/10.1186/s13071-018-2728-5>

NOVACCO, M.; MELI, M. L.; GENTILINI, F.; MARSILIO, F.; CECI, C.; PENNISI, M. G.; LOMBARDO, G.; LLORET, A.; SANTOS, L.; CARRAPICO, T.; WILLI, B.; WOLF, G.; LUTZ, H.; HOFMANN-LEHMANN, R. Prevalence and geographical distribution of canine hemotropic mycoplasma infections in Mediterranean countries and analysis of risk factors for infection. **Veterinary Microbiology**, v. 142, n. 3-4, p. 276-284, 2010. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2009.09.069>

NYINDO, M. B. A.; RISTIC, M.; HUXSOLL, D. L.; SMITH, A. R. Tropical canine pancytopenia: *in vitro* cultivation of the causative agent – *Ehrlichia canis*. **American Journal of Veterinary Research**, Chicago, v. 32, n. 1, p. 1651-1658, 1971.

O'DWYER, L. H.; MASSARD, C. L.; DE SOUZA, J. C. P. *Hepatozoon canis* infection associated with dog ticks of rural areas of Rio de Janeiro State, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 94, n. 3, p. 143-150, 2001.

OLIVEIRA, L. S. de.; MOURÃO, L. C.; OLIVEIRA, K. A.; AGOSTINI, M. da M.; OLIVEIRA, A. C.; ALMEIDA, M. R. de.; FIETTO, J. L. R.; CONCEIÇÃO, L. G.; FILHO, J. D. R.; GALVÃO, M. A. M.; MAFRA, C. Molecular detection of *Ehrlichia canis* in cats in Brazil. **Clinical Microbiology and Infection**, v. 15, p. 53-54, 2009.
<https://doi.org/10.1111/j.1469-0691.2008.02175.x>

PEIXOTO, P. V.; SOARES, C. O.; SCOFIELD, A.; SANTIAGO, C. D.; FRANCA, T. N.; BARROS, S. S. Fatal cytauxzoonosis in captive-reared lions in Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 145, n. 3-4, p. 383-387, 2007.
<https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2006.12.023>

PENZHORN, B. L.; SCHOEMAN, T.; JACOBSON, L. S. Feline babesiosis in South Africa: a review. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 1026, n. 1, p. 183-186, 2004. <https://doi.org/10.1196/annals.1307.027>

PERSICETTI, M. F.; PENNISI, M. G.; VULLO, A.; MASUCCI, M.; MIGLIAZZO, A.; SOLANO-GALLEGO, L. Clinical evaluation of outdoor cats exposed to ectoparasites and associated risk for vector-borne infections in southern Italy. **Parasites & Vectors**, v. 11, n. 1, p. 136, 2018. <https://doi.org/10.1186/s13071-018-2725-8>

PICHOTANO, M. E.; VARZIM, F. L. S. B.; SILVA, M. A. M. L. E.; CASTRO, K. F. Citauxzoonose: relato de caso: In: XIII Congresso Brasileiro de Parasitologia Veterinária e I Simpósio Latino Americano de Rickettsioses, 2004, Ouro Preto. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 13. p.247-247, 2004.

PRUNEAU, L.; MOUMÈNE, A.; MEYER, D. F.; MARCELINO, I.; LEFRANÇOIS, T.; VACHIÉRY, N. Understanding Anaplasmatidae pathogenesis using “Omics” approaches. **Frontiers in Cellular and Infection Microbiology**, v. 4, p. 86, 2014. <https://doi.org/10.3389/fcimb.2014.00086>

QUINN, P. J.; MARKEY, B. K.; LEONARD, F. C.; HARTIGAN, P.; FANNING, S.; FITZPATRICK, E. S. **Veterinary microbiology and microbial disease**. John Wiley & Sons, p.911, 2011.

RAMSEY, I.; GUNN-MOORE, D.; SHAW, S. Sistemas Hematopoético e Linforreticular. In: RAMSEY, I. K.; TENNANT, B. J. **Manual de Doenças Infeciosas em cães e gatos**. São Paulo: Roca, 2010. Cap. 5, p. 81.

REICHARD, M. V.; MEINKOTH, J. H.; EDWARDS, A. C.; SNIDER, T. A.; KOCAN, K. M.; BLOUIN, E. F.; LITTLE, S. E. Transmission of *Cytauxzoon felis* to a domestic cat by *Amblyomma americanum*. **Veterinary Parasitology**, v. 161, n. 1-2, p. 110-115, 2009. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2008.12.016>

REICHARD, M. V.; THOMAS, J. E.; ARTHUR, R. G.; HOSTETLER, J. A.; RAETZEL, K. L.; MEINKOTH, J. H.; LITTLE, S. E. Efficacy of an Imidacloprid 10.4%/Flumethrin 4.5% Collar (Seresto®, Bayer) for Preventing the Transmission of *Cytauxzoon felis* to Domestic Cats by *Amblyomma americanum*. **Parasitology Research**, v. 112, n. 1, p. 11-20, 2013. <https://doi.org/10.1007/s00436-013-3277-7>

REINE, N. J. Infection and blood transfusion: a guide to donor screening. **Clinical techniques in small animal practice**, v. 19, n. 2, p. 68-74, 2004. <https://doi.org/10.1053/j.ctsap.2004.01.002>

RISTIC, M.; HUXSOLL, D. L. Ehrlichiae. In: KREIG, N.R.; HOLT, J.G. **Bergey's manual of systematic bacteriology**. Baltimore: Williams & Wilkins, p.704-709, 1984. <https://doi.org/10.1038/162833a0>

RIZZI, T. E.; REICHARD, M. V.; COHN, L. A.; BIRKENHEUER, A. J.; TAYLOR, J. D.; MEINKOTH, J. H. Prevalence of *Cytauxzoon felis* infection in healthy cats from

enzootic areas in Arkansas, Missouri, and Oklahoma. **Parasites & Vectors**, v. 8, n. 1, p. 13, 2015. <https://doi.org/10.1186/s13071-014-0618-z>

ROTSTEIN, D. S.; TAYLOR, S. K.; HARVEY, J. W.; BEAN, J. Hematologic effects of cytauxzoonosis in Florida panthers and Texas cougars in Florida. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 35, n. 3, p. 613-617, 1999. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-35.3.613>

RUBINI, A. S.; PADUAN, K. S.; PEREZ, R. R.; RIBOLLA, P. E. M.; ODWYER, L. H. Molecular characterization of feline *Hepatozoon* species from Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 137, n. 1-2, p. 168-171, 2006. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2005.12.008>

SANTIS, A. C. G. A. de.; HERRERA, H. M.; SOUSA, K. C. M. D.; GONÇALVES, L. R.; DENARDI, N. C. B.; DOMINGOS, I. H.; ANDRÉ, M. R. Molecular detection of hemotrophic 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.

SANTOS, A. P. dos.; SANTOS, R. P. dos.; BIONDO, A. W.; DORA, J. M.; GOLDANI, L. Z.; OLIVEIRA, S. T. de.; MESSICK, J. B. Hemoplasma infection in HIV-positive patient, Brazil. **Emerging Infectious Diseases**, v. 14, n. 12, p. 1922, 2008. <https://doi.org/10.3201/eid1412.080964>

SANTOS, L. G. F. dos.; MELO, A. L. T.; JAUNE, F. W.; ZILIANI, T. F.; GIRARDI, Â. F.; AGUIAR, D. M. D. Hematological values associated to the serological and molecular diagnostic in cats suspected of *Ehrlichia canis* infection. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 22, n. 4, p. 470-474, 2013. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612013000400005>

SCHOEMAN, J.; LEISEWITZ, A. Disease risks for the travelling pet: Babesiosis. **Practice**, v. 28, n. 7, p. 386, 2006. <http://dx.doi.org/10.1136/inpract.28.7.384>

SCHOEMAN, T.; LOBETTI, R. G.; JACOBSON, L. S.; PENZHORN, B. Feline babesiosis: signalment, clinical pathology and concurrent infections. **Journal of the South African Veterinary Association**, v. 72, n. 1, p. 4-11, 2001.

SHAW, S. E.; BIRTLES, R. J.; DAY, M. J. Arthropod-transmitted infectious diseases of cats. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v. 3, n. 4, p. 193-209, 2001. <https://doi.org/10.1053%2Fjfm.2001.0149>

SHORTT, H. E. Life story na morphology of *Babesia canis* in the dog tick *Rhipicephalus sanguineus*. **Indian Journal of Medicine Research**, v.23, n.[?], p.885-920,1936.

SILVA, L. S. **Erliquiose e anaplasmosse canina em Teresina, Piauí, Brasil**. 2010. 92 f. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal) – Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal, Universidade Federal do Piauí, Teresina, 2010.

SILVA, M. C. A.; MUNDIM, A. V.; MENDONÇA, G. A.; MUNDIM, M. J. S.; GUIMARÃES, E. C. Hemoparasitas em Cães Domésticos Naturalmente Infectados Provenientes das Zonas Urbanas e Rural do Município de Abadia dos Dourados, Minas Gerais, Brasil. **Bioscience Journal**, v. 30, p. 892-900, 2014.

SILVA, V. C. L. da.; LIMA, R. de.; DIAS, B. de M.; FUKAHORI, P. F. L.; RÊGO, S. de A.; JÚNIOR, P. J. W.; DE OLIVEIRA, C. E. P. Parasitological and molecular detection of *Babesia canis vogeli* in dogs of Recife, Pernambuco and evaluation of risk factors associated. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 37, n. 1, 2016. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2016v37n1p163>

SOLANO-GALLEGO, L.; BANETH, G. Babesiosis in dogs and cats - expanding parasitological and clinical spectra. **Veterinary Parasitology**, v. 181, n. 1, p. 48-60, 2011. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.04.023>

SOUSA, S. K. S. A. de.; JUNIOR, F. D. S.; SOUSA, L. O.; SANTOS, R. C.; GONÇALVES, E. C.; SCOFIELD, A.; CAVALCANTE, G. 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.

SOUZA, A. M. de.; ALMOSNY, N. R. P. Cytauxzoonose em pequenos animais domésticos e como zoonose. In: ALMOSNY, N. R. P.; MASSARD, C. L.; LABARTHE, N. V.; O'DWYER, L. H.; SOUZA A. M. de.; ALVES, L. C.; SERRÃO, M. L. **Hemoparasitoses em pequenos animais domésticos e como zoonoses**. 2. ed. Rio de Janeiro: L. F. Livros de Veterinária Ltda, 2002. Cap. 3. p. 70-78.

STEER, J. A.; TASKER, S.; BARKER, E. N.; JENSEN, J.; MITCHELL, J.; STOCKI, T.; HAMON, M. A novel hemotropic Mycoplasma (hemoplasma) in a patient with hemolytic anemia and pyrexia. **Clinical Infectious Diseases**, v. 53, n. 11, p. e147-e151, 2011. <https://doi.org/10.1093/cid/cir666>

STUBBS, C. J.; HOLLAND, C. J.; RELF, J. S.; BRUNS, C.; WHEELER, S.; LAPPIN, M. R. Feline ehrlichiosis. **Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian**, v. 22, n. 4, p. 307-318, 2000.

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

SYKES, J. E.; DRAZENOVICH, N. L.; BALL, L. M.; LEUTENEGGER, C. M. Use of conventional and Real-Time polymerase chain reaction to determine the epidemiology of hemoplasma infections in anemic and nonanemic cats. **Journal of**

Veterinary Internal Medicine, v. 21, n. 4, p. 685-693, 2007. <https://doi.org/10.1111/j.1939-1676.2007.tb03009.x>

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. <https://doi.org/10.2460/javma.232.3.372>

TABOADA, J.; LOBETTI, R. **Babesiosis**. In: GREENE, C. E. (Ed.): Infectious diseases of the dog and cat. 3.ed. Saint Louis: Elsevier Inc., 2006, cap. 77, p.722-736.

TASKER, S. Haemotropic mycoplasmas: what's their real significance in cats?. **Journal of Feline Medicine & Surgery**, v. 12, n. 5, p. 369-381, 2010. <https://doi.org/10.1016/j.jfms.2010.03.011>

TASKER, S.; BRADDOCK, J. A.; BARAL, R.; HELPS, C. R.; DAY, M. J.; GRUFFYDD-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. <https://doi.org/10.1016/j.jfms.2003.12.003>

TASKER, S.; PETERS, I. R.; PAPASOULIOTIS, K.; CUE, S. M.; WILLI, B.; HOFMANN-LEHMANN, R.; 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, n. 3-4, p. 323-332, 2009. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetmic.2009.06.028>

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

TEIVES, M. J. N. da V. C. **Deteção da infecção por *Babesia* Spp., *Hepatozoon* spp., *Leishmania* spp., *Ehrlichia* spp. e *Dirofilaria Immitis* em gatos (*Felis Catus Domesticus*) por técnicas parasitológicas diretas e serológicas no conelho de Alcochete**. 2015. 132 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Medicina Veterinária, Universidade de Lisboa, Lisboa, 2015.

THRALL, M. A.; WEISER, G.; ALLISON, R. W.; CAMPBELL, T. W. **Hematologia e Bioquímica Clínica Veterinária**. 2. ed. Rio de Janeiro – RJ: Guanabara Koogan, p.2015.

TOMMASI, A. S. de.; OTRANTO, D.; DANTAS-TORRES, F.; CAPELLI, G.; BREITSCHWERDT, E. B.; CAPRARIIS, D. de. Are vector-borne pathogen co-infections complicating the clinical presentation in dogs?. **Parasites & vectors**, v. 6, n. 1, p. 97, 2013.

UILENBERG, G. Babesia - A historical overview. **Veterinary parasitology**, v. 138, n. 1-2, p. 3-10, 2006. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2006.01.035>

VIEIRA, R. F. C.; BIONDO, A. W.; GUIMARÃES, A. M. S.; SANTOS, A. P.; SANTOS, R. P.; DUTRA, L. H.; DINIZ, P. P. V. P.; MORAIS, H. A.; MESSICK, J. B.;

LABRUNA, M. B.; VIDOTTO, O. Ehrlichiosis in Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, Jaboticabal, v.20, n.1, p.1-12, 2011. <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612011000100002>

VIEIRA, S. **Introdução à bioestatística**. 4^o ed, Elsevier, 2008, p.306.

WAGNER, J. E. A fatal cytauxzoonosis-like disease in cats. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 168, n. 7, p. 585-588, 1976.

WANG, J. L.; LI, T. T.; LIU, G. H.; ZHU, X. Q.; YAO, C. Two tales of Cytauxzoon felis infections in domestic cats. **Clinical microbiology reviews**, v. 30, n. 4, p. 861-885, 2017. <https://doi.org/10.1128/CMR.00010-17>

WILLI, B.; BORETTI, F. S.; BAUMGARTNER, C.; TASKER, S.; WENGER, B.; CATTORI, V.; HOFMANN-LEHMANN, R. Prevalence, risk factor analysis, and follow-up of infections caused by three feline hemoplasma species in cats in Switzerland. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 44, n. 3, p. 961-969, 2006. <https://doi.org/10.1128/JCM.44.3.961-969.2006>

WILLI, B.; BORETTI, F. S.; MELI, M. L.; BERNASCONI, M. V.; CASATI, S.; HEGGLIN, D.; REUSCH, C. E. Real-time PCR investigation of potential vectors, reservoirs, and shedding patterns of feline hemotropic mycoplasmas. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 73, n. 12, p. 3798-3802, 2007. <https://doi.org/10.1128/AEM.02977-06>

YABSLEY, M. J.; MURPHY, S. M.; CUNNINGHAM, M. W. Molecular detection and characterization of *Cytauxzoon felis* and a *Babesia* species in cougars from Florida. **Journal of wildlife diseases**, v. 42, n. 2, p. 366-374, 2006. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-42.2.366>

ZHANG, J.; POPOV, V.L.; GAO, S.; WALKER, D.H.; YU, X. The developmental cycle of *Ehrlichia chaffeensis* in vertebrate cells. **Cellular Microbiology**, Oxford, v. 9, n. 3, p. 610-618, 2006. <https://doi.org/10.1111/j.1462-5822.2006.00812.x>

ZIEMAN, E. A.; JIMÉNEZ, F. A.; NIELSEN, C. K. Concurrent Examination of Bobcats and Ticks Reveals High Prevalence of *Cytauxzoon felis* in Southern Illinois. **Journal of Parasitology**, v. 103, n. 4, p. 343-348, 2017. <https://doi.org/10.1645/16-133>

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. <https://doi.org/10.1053/j.tcam.2018.05.001>

ANEXOS

ANEXO I – Termo de Aprovação da Comissão de Ética na utilização de Animais da Universidade Federal de Uberlândia (CEUA/UFU).



Universidade Federal de Uberlândia
Pró-Reitoria de Pesquisa e Pós-Graduação
Comissão de Ética na Utilização de Animais (CEUA)
Rua Ceará, S/N - Bloco 2T, sala 113 – CEP 38405-315
Campus Umuarama – Uberlândia/MG – Ramal (VoIP) 3423;
e-mail: ceua@propp.ufu.br; www.comissoes.propp.ufu.br

ANÁLISE FINAL Nº 050/17 DA COMISSÃO DE ÉTICA NA UTILIZAÇÃO DE ANIMAIS PARA O PROTOCOLO REGISTRO CEUA/UFU 011/17

Projeto Pesquisa: "HEMOPARASIToses EM GATOS DOMÉSTICOS DA MICRORREGIÃO URBANA DE UBERLÂNDIA, MINAS GERAIS: ASPECTOS EPIDEMIOLÓGICOS, LABORATORIAIS E MOLECULARES".

Pesquisador Responsável: Márcia Cristina Cury

O protocolo não apresenta problemas de ética nas condutas de pesquisa com animais nos limites da redação e da metodologia apresentadas. Ao final da pesquisa deverá encaminhar para a CEUA um relatório final.

Situação: PROTOCOLO DE PESQUISA APROVADO.

OBS: O CEUA/UFU LEMBRA QUE QUALQUER MUDANÇA NO PROTOCOLO DEVE SER INFORMADA IMEDIATAMENTE AO CEUA PARA FINS DE ANÁLISE E APROVAÇÃO DA MESMA.

Uberlândia, 06 de abril de 2017.

Prof. Dr. Lúcio Vilela Carneiro Girão
Coordenador da CEUA/UFU

ANEXO II – Termo de autorização para coleta de material biológico.**TERMO DE AUTORIZAÇÃO**

Eu, _____
proprietário (a) do (s) animal (animais) _____
autorizo a coleta de amostra de sangue do (s) mesmo (s), para fins de pesquisa,
sendo essa intitulada **“PREVALÊNCIA DE HEMOPARASITOS EM FELINOS
DOMÉSTICOS DA ÁREA URBANA DE UBERLÂNDIA, MINAS GERAIS, BRASIL
E CORRELAÇÃO COM VARIÁVEIS EPIDEMIOLÓGICAS”**

Responsáveis: Prof^a. Dr^a. Márcia Cristina Cury (professora orientadora), Douglas
Alves Pereira (Médico Veterinário e mestrando do Programa de Pós-Graduação em
Imunologia e Parasitologia Aplicadas)

Assinatura do proprietário (a)

Uberlândia, ____ / ____ / 20____.

ANEXO III – Ficha de identificação dos animais.

FICHA DE IDENTIFICAÇÃO DOS ANIMAIS

Nº FICHA: _____

Proprietário (a): _____

E-mail: _____ Telefone: _____

Nome do Animal: _____ Data Coleta: ____ / ____ / ____

Procedência: () H.V () C.P () A () APA () Tutores Voluntários

*H.V (Hospital Veterinário) CP (Clínica Particular) A (Abrigo) APA (Associação Protetora Dos Animais)

Cidade: _____ Bairro: _____

Sexo: () Macho () Fêmea Raça: () _____ SRD: () _____

Outra: _____

Habitat: () Casa () Apartamento () Fazenda () Sítio () Chácara () Rua

Locais de acesso: () Somente doméstico () Acesso livre

Cor do pelo: () Clara () Escura () Intermediária () Bicolor () Tricolor () Outras

Tamanho do pelo: () Longo () Curto () Médio

Contato com outros animais () Sim () Não Qual(is): _____

Presença de ectoparasitas: () pulgas () carrapatos () outros: _____

Alimentação: () ração () comida caseira () mista

Material coletado: () S.V - EDTA () S.P – Extensão sanguínea

*S.V (Sangue Venoso) S.P (Sangue Periférico)

RESULTADOS DOS EXAMES LABORATORIAIS:

Sangue Periférico:

() Positivo () Negativo

Se positivo qual: _____

PCR:

() Positivo () Negativo

Se positivo qual: _____

OBS: _____
