



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA
CENTRO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS
DEPARTAMENTO DE MICROBIOLOGIA, IMUNOLOGIA E PARASITOLOGIA
CIÊNCIAS BIOLÓGICAS - BACHAREL

Maria Antônia Freitas Molina

**Frequência de *Dirofilaria immitis* e *Ehrlichia* spp. na população de cães de Florianópolis,
Santa Catarina**

Florianópolis
2026

Maria Antônia Freitas Molina

**Frequência de *Dirofilaria immitis* e *Ehrlichia* spp. na população de cães de Florianópolis,
Santa Catarina**

Trabalho de Conclusão de Curso submetido ao curso de Ciências Biológicas do Centro de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Santa Catarina como requisito parcial para a obtenção do título de Bacharela em Ciências Biológicas.

Orientador(a): Prof.(a) Dr.(a) Patricia Hermes Stoco
Coorientador(a): Me.(a) Carolina Leite Martins

Florianópolis

2026

Molina, Maria Antônia Freitas

Frequência de *Dirofilaria immitis* e *Ehrlichia* sp. na população de cães de Florianópolis, Santa Catarina / Maria Antônia Freitas Molina ; orientadora, Patricia Hermes Stoco, coorientadora, Carolina Leite Martins, 2026.

85 p.

Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Biológicas, Graduação em Ciências Biológicas, Florianópolis, 2026.

Inclui referências.

1. Ciências Biológicas. 2. *Dirofilaria immitis*. 3. *Ehrlichia canis*. 4. Frequência. 5. PCR. I. Stoco, Patricia Hermes. II. Martins, Carolina Leite . III. Universidade Federal de Santa Catarina. Graduação em Ciências Biológicas. IV. Título.

Maria Antônia Freitas Molina

Frequência de *Dirofilaria immitis* e *Ehrlichia* spp. na população de cães de Florianópolis, Santa Catarina

Este Trabalho de Conclusão de Curso foi julgado adequado para obtenção do título de Bacharel em Ciências Biológicas e aprovado em sua forma final pelo Curso de Ciências Biológicas .

Florianópolis, 26 de Junho de 2026.

Coordenação do Curso

Banca examinadora

Prof.(a) Dr.(a) Patrícia Hermes Stoco
Orientador(a)

Prof.(a) Dr.(a) Juliane Araújo Greinert Goulart
UFSC

Dr.(a) Thállitha Samih Wischral Jayme Vieira
Universidade da Carolina do Norte

Florianópolis, 2026

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, gostaria de começar agradecendo aos meus pais, Zilda e Rodrigo, que sempre estiveram comigo segurando a minha mão, me incentivando, me dando apoio e sempre estando presente em todos os momentos. Amo vocês.

Queria agradecer aos meus amigos, especialmente às minhas amigas de longa data Rafa, Ju e Ana, que estiveram comigo no ensino médio, e a nossa amizade continuou forte mesmo após quase seis anos de formadas na escola. Muito feliz de passarmos por mais essa fase juntas.

Aos meus amigos que eu fiz na faculdade, Vic, Nat, Bruno, Leo, Lucas, Pips e várias outras pessoas que sou muito grata de ter conhecido durante os anos árduos do curso. Sem vocês, esses anos não teriam sido os mesmos (com certeza mais tristes). Muito obrigada por tudo.

Queria agradecer aos meus outros amigos da vida. A lari, por estar comigo desde, literalmente, antes de nascermos. A Maria, que conheci em uma viagem épica e conseguimos trazer e manter essa amizade no Brasil. A todos os meus outros amigos, que mesmo não sendo citados diretamente aqui, são muito essenciais na minha vida e eu nutro um carinho enorme.

Queria agradecer especialmente ao meu amorzinho, Gabriel, que me conheceu no momento mais caótico da minha vida, mas me acolheu, me entendeu e me compreendeu. A vida é muito melhor com você. Obrigada por ser tão incrível e por me escutar todo dia reclamar de alguma coisa. Te amo.

Queria agradecer a minha psicóloga Carol, que cuidou dessa minha cabeça cheia de pensamentos e que nunca descansa. Sem você eu com certeza teria surtado a muito tempo. Obrigada por ser uma profissional incrível e, poderia até dizer, uma amiga.

Queria agradecer a Inge, amiga da minha mãe, que ajudou ela a sempre me dar uma educação de qualidade. Além de agradecer também a todos os outros amigos da minha mãe que me conhecem desde a barriga e sempre tiveram um carinho enorme por mim.

Queria agradecer à UFSC e ao Laboratório de Protozoologia, por terem possibilitado que eu aprendesse tantas coisas nesses últimos anos. Gostaria de agradecer também os meus colegas de laboratório, que sempre estiveram dispostos a me ajudar a melhorar no Laboratório. Também gostaria de agradecer a CNPq pelo auxílio financeiro e incentivo à pesquisa durante o curso.

Gostaria também de agradecer à minha orientadora Pati, que me acolheu e me ajudou nesse processo final da faculdade, e à minha co-orientadora Carol, que mesmo em outro

hemisfério também sempre esteve presente e me ajudando nesse processo. Muito obrigada. Esse TCC não seria possível sem vocês.

Gostaria de agradecer também a todos os professores que me acompanharam e me ensinaram inúmeras coisas durante o curso. Vocês são muito incríveis.

Por último, gostaria de agradecer a mim mesma por ter conseguido passar por momentos complexos desses últimos anos de curso. Muitas vezes foi difícil, mas eu tive muito apoio de muitas pessoas incríveis, que juntos, conseguimos chegar ao momento tão esperado de, finalmente, terminar o curso.

Muito obrigada a todos que estiveram envolvidos nesses últimos cinco anos da minha vida.

RESUMO

As doenças transmitidas por vetores representam importantes desafios para a saúde animal e pública, especialmente diante das alterações ambientais, da expansão urbana e das mudanças na distribuição de vetores. Entre elas destacam-se a dirofilariose canina, causada por *Dirofilaria immitis*, e a erliquiose canina, associada principalmente a *Ehrlichia canis*. Apesar da importância desses agentes no Brasil, ainda existem poucos dados recentes sobre sua circulação em Florianópolis, Santa Catarina. Dessa forma, o presente estudo teve como objetivo investigar a frequência de infecção por *D. immitis* e *Ehrlichia* spp. em cães do município de Florianópolis, bem como caracterizar molecularmente os agentes detectados. Foram analisadas 180 amostras sanguíneas por meio da reação em cadeia da polimerase (PCR), seguidas de sequenciamento Sanger das amostras positivas para confirmação da identidade das espécies. Duas amostras foram positivas para *D. immitis*, correspondendo a uma frequência de 1,11% (IC95%: 0,13–3,96%), enquanto sete amostras foram positivas para *Ehrlichia* spp., correspondendo a uma frequência de 3,88% (IC95%: 1,58–7,85%). O sequenciamento confirmou a identidade dos agentes detectados como *D. immitis* e *E. canis*, apresentando elevada similaridade com sequências previamente depositadas em bancos de dados públicos. Os casos positivos foram identificados em mais de uma região do município, sem diferenças estatisticamente significativas entre regiões ou entre sexos. As frequências observadas foram semelhantes às descritas em estudos realizados em Florianópolis e inferiores às registradas em outras regiões do Brasil. Os resultados demonstram que ambos os agentes permanecem circulando no município, embora em baixa frequência, reforçando a importância da vigilância epidemiológica contínua e do monitoramento das doenças transmitidas por vetores em um cenário de intensas transformações ambientais e urbanas.

Palavras-chave: *Dirofilaria immitis*; *Ehrlichia canis*; Frequência; Doenças transmitidas por vetores; PCR; Epidemiologia; Cães.

ABSTRACT

Vector-borne diseases represent important challenges for animal and public health, especially in the context of environmental changes, urban expansion, and shifts in vector distribution. Among these diseases, canine heartworm disease, caused by *Dirofilaria immitis*, and canine ehrlichiosis, mainly associated with *Ehrlichia canis*, are of particular importance. Despite the relevance of these pathogens in Brazil, recent data regarding their circulation in Florianópolis, Santa Catarina, remain scarce. Therefore, the present study aimed to investigate the frequency of infection by *D. immitis* and *Ehrlichia* spp. in dogs from the municipality of Florianópolis, as well as to molecularly characterize the detected agents. A total of 180 blood samples were analyzed by polymerase chain reaction (PCR), followed by Sanger sequencing of positive samples to confirm species identity. Two samples were positive for *D. immitis*, corresponding to a frequency of 1.11% (95% CI: 0.13–3.96%), while seven samples were positive for *Ehrlichia* spp., corresponding to a frequency of 3.88% (95% CI: 1.58–7.85%). Sequencing confirmed the identity of the detected agents as *D. immitis* and *E. canis*, showing high similarity to sequences previously deposited in public databases. Positive cases were identified in more than one region of the municipality, with no statistically significant differences among regions or between sexes. The observed frequencies were similar to those reported in previous studies conducted in Florianópolis and lower than those recorded in other regions of Brazil. The results demonstrate that both agents remain circulating in the municipality, although at low frequencies, reinforcing the importance of continuous epidemiological surveillance and monitoring of vector-borne diseases in a scenario of intense environmental and urban transformations.

Keywords: *Dirofilaria immitis*; *Ehrlichia canis*; Canine vector-borne diseases; Frequency; PCR; Epidemiology; Dogs.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Distribuição de casos de <i>Dirofilaria immitis</i> e <i>Dirofilaria repens</i> no Brasil	15
Figura 2 – Ciclo biológico de <i>Dirofilaria immitis</i>	17
Figura 3 – Vermes adultos machos e fêmeas de <i>Dirofilaria immitis</i> no coração de um cão	19
Figura 4 – Mapa da prevalência de <i>Dirofilaria immitis</i> em cães por continente	21
Figura 5 – Ocorrência de infecções por <i>Ehrlichia canis</i> em cães no Brasil	29
Figura 6 - Géis representativos de cada reação de PCR realizada durante o presente trabalho	46
Figura 7 – Alinhamento do sequenciamento das amostras positivas para <i>Dirofilaria immitis</i>	48
Figura 8 – Alinhamento do sequenciamento das amostras positivas para <i>Ehrlichia canis</i>	50
Figura 9 – Distribuição espacial das amostras de cães positivas para <i>Dirofilaria immitis</i> e <i>Ehrlichia canis</i> em Florianópolis, SC	54

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1 – Resultados da análise BLAST das sequências do fragmento do gene 16S rDNA para *Ehrlichia* spp. obtidas a partir de amostras de sangue de cães de Florianópolis-SC 47
- Tabela 2 – Resultados da análise BLAST das sequências do fragmento do gene COI para filarídeos obtidas a partir de amostras de sangue de cães de Florianópolis -SC 48
- Tabela 3 – Frequência de positividade para *Dirofilaria immitis* e *Ehrlichia canis* em cães segundo bairros, distritos e regiões de Florianópolis, SC 55
- Tabela 4 – Distribuição das amostras caninas analisadas segundo sexo e positividade para *Dirofilaria immitis* e *Ehrlichia canis* 60

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

AHS	American Heartworm Society
BLAST	(Basic Local Alignment Search Tool)
CCZ	Centro de Zoonoses
CDC	Centers for Disease Control and Prevention
CEUA	Comitê de Ética no Uso de Animais
COI	Citocromo oxidase c
CVBDs	Doenças transmitidas por vetores em cães (<i>canine vector-borne diseases</i>)
DIBEA	Diretoria de Bem-Estar Animal
DIVE/SC	Diretoria de Vigilância Epidemiológica de Santa Catarina
DTV's	Doenças Transmitidas Por Vetores
dpi	Dias pós Infecção
EIP	Período De Incubação Extrínseco
ELISA	Sistema de Ensaio Imunoenzimático
FIOCRUZ	Fundação Oswaldo Cruz
GAPDH	Gliceraldeído-3-fosfato desidrogenase
GEE	Gases De Efeito Estufa
HME	Human monocytotropic ehrlichiosis
IFI	Imunofluorescência Indireta
IPCC	Painel Intergovernamental sobre Mudanças Climáticas
LVC	Leishmaniose Visceral Canina
mpi	Meses pós-infecção
NCBI	National Center for Biotechnology Information
pb	Pares de Base
PCR	Reação em Cadeia da Polimerase
RLB	Tampão de Lise de Hemácias (<i>Red Blood Cell Lysis Buffer</i>)
SMPIU	Secretaria Municipal de Planejamento e Inteligência Urbana
SMTDEI	Secretaria Municipal de Turismo, Tecnologia e Desenvolvimento Econômico
SST	Tubos Com Gel Separador
UFSC	Universidade Federal de Santa Catarina

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	13
1.1 <i>Dirofilaria immitis</i>	14
1.1.1 Gênero <i>Dirofilaria</i>	14
1.1.2 Ciclo biológico de <i>D. immitis</i>	16
1.1.3 Patologia de <i>D. immitis</i>	18
1.1.4. Métodos de diagnóstico de <i>D. immitis</i>	19
1.1.5. Prevalência de <i>D. immitis</i>	20
1.2 <i>Ehrlichia</i> spp.	23
1.2.1 O gênero <i>Ehrlichia</i>	23
1.2.2 Transmissão de <i>Ehrlichia</i> spp.	24
1.2.3. Patologia de <i>Ehrlichia</i> spp.	25
1.2.4. Métodos diagnósticos de <i>Ehrlichia</i> spp.	26
1.2.5. Prevalência de <i>Ehrlichia</i> spp.	28
1.3. Vetores	30
1.3.1 Família Culicidae	30
1.3.2. Família Ixodidae	31
1.4. INFLUÊNCIA DE FATORES AMBIENTAIS E ANTRÓPICOS NA TRANSMISSÃO DAS DOENÇAS	34
1.4.1. Fatores ambientais	34
1.4.2. Fatores Antrópicos	38
2 OBJETIVOS	40
2.1. OBJETIVO GERAL	40
2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	40
3 MATERIAIS E MÉTODOS	40
3.1. DELINEAMENTO DO ESTUDO	40
3.2. ASPECTOS ÉTICOS	40
3.3. LOCAL DA PESQUISA	40
3.4. COLETA DAS AMOSTRAS	41
3.5. EXTRAÇÃO DE DNA	42
3.5.1 Extração a partir de sangue total	42
3.5.2 Extração a partir de coágulo sanguíneo	43
3.6. DIAGNÓSTICO MOLECULAR	43
3.7. ESTATÍSTICA	45
4 RESULTADO	46
5 DISCUSSÃO	60
6 CONCLUSÃO	66
REFERÊNCIAS	68

1 INTRODUÇÃO

As doenças caninas transmitidas por vetores (CVBD - do inglês, *canine vector-borne diseases*) compreendem um grupo de enfermidades causadas por diferentes patógenos, incluindo bactérias, protozoários e helmintos, que são transmitidos principalmente por artrópodes hematófagos, como carrapatos e mosquitos (Otranto; Dantas-Torres; Breitschwerdt, 2009a).

Os cães desempenham importante papel na epidemiologia de diversas enfermidades, podendo atuar como hospedeiros e reservatórios de diversos agentes infecciosos potencialmente transmissíveis aos humanos, colocando em risco a saúde das pessoas, especialmente crianças, idosos e indivíduos imunocomprometidos (Irwin, 2002). Esse aspecto torna-se ainda mais relevante diante do papel social desses animais e de sua crescente proximidade com os seres humanos. Além disso, as manifestações clínicas destas infecções podem variar desde quadros assintomáticos até manifestações potencialmente fatais, contribuindo para a manutenção e disseminação dos patógenos na população animal e, em alguns casos, humana (Otranto; Dantas-Torres; Breitschwerdt, 2009a; Otranto *et al.*, 2017).

A complexidade da interação patógeno-vetor-hospedeiro torna a investigação dessas doenças particularmente desafiadora. Nesse contexto, as pesquisas devem contemplar os três pilares envolvidos nos processos infecciosos, exigindo uma abordagem integrada que considere não apenas as características dos agentes etiológicos, mas também a biologia, a ecologia dos vetores, e a resposta imunológica do hospedeiro (Day, 2011). Além disso, ações antrópicas, como mudanças climáticas, urbanização, aumento da movimentação global de pessoas e animais, e fatores socioeconômicos alteram a dinâmica patógeno-vetor-hospedeiro (Colwell; Dantas-Torres; Otranto, 2011), contribuindo para o aumento do risco de transmissão destes patógenos (Baker *et al.*, 2021).

Coinfecções representam outra importante problemática associada às CVBDs. Cães expostos a altas densidades de vetores estão sujeitos a infecções simultâneas ou sequenciais por diferentes agentes infecciosos, como *Babesia vogeli*, *Ehrlichia canis*, *Anaplasma platys*, *Anaplasma phagocytophilum*, *Borrelia burgdorferi*, *Leishmania infantum* e *Dirofilaria immitis*. Além disso, alguns artrópodes atuam como vetores competentes para múltiplos patógenos, favorecendo a ocorrência dessas infecções concomitantes (Otranto; Dantas-Torres; Breitschwerdt, 2009a). Esse quadro pode alterar a interpretação dos achados clínicos e laboratoriais, além de aumentar a complexidade das manifestações clínicas, dificultando o diagnóstico (Day, 2011; Otranto; Dantas-Torres; Breitschwerdt, 2009b).

Segundo Day (2011), apesar dos rápidos avanços na caracterização molecular dos patógenos, bem como no diagnóstico e na epidemiologia das infecções, o entendimento dos mecanismos patológicos e imunológicos ainda permanece relativamente limitado. Nesse contexto, o diagnóstico dessas enfermidades torna-se desafiador, uma vez que as CVBDs continuam sendo um dos problemas mais dinâmicos e complexos da medicina veterinária, saúde pública e ciências ambientais (Junsiri; Taweethavonsawat, 2025; Ortega-Pacheco; Jimenez-Coello, 2025). Além da complexa dinâmica patógeno–vetor–hospedeiro, fatores como modulação da resposta imune, coinfeções e variações na suscetibilidade genética do hospedeiro podem dificultar a detecção dos agentes infecciosos (Otranto; Dantas-Torres; Breitschwerdt, 2009a). Somam-se a isso as limitações dos métodos diagnósticos, relacionadas à sensibilidade e à especificidade podem comprometer a acurácia diagnóstica (Otranto; Dantas-Torres; Breitschwerdt, 2009b).

Assim, a combinação entre a complexidade da interação patógeno-vetor-hospedeiro, a ocorrência de coinfeções, as alterações ambientais e as limitações dos métodos diagnósticos reforçam a necessidade de estudos epidemiológicos contínuos sobre as doenças transmitidas por vetores em cães. O monitoramento da circulação desses agentes é fundamental para a compreensão de sua dinâmica de transmissão, para o aprimoramento das estratégias de diagnóstico e controle e para a avaliação dos riscos à saúde animal e humana. Nesse contexto, destacam-se *D. immitis* e *Ehrlichia* spp., dois importantes agentes de CVBDs amplamente distribuídos no Brasil e de relevância para a medicina veterinária e para a Saúde Única.

1.1 *Dirofilaria immitis*

1.1.1 Gênero *Dirofilaria*

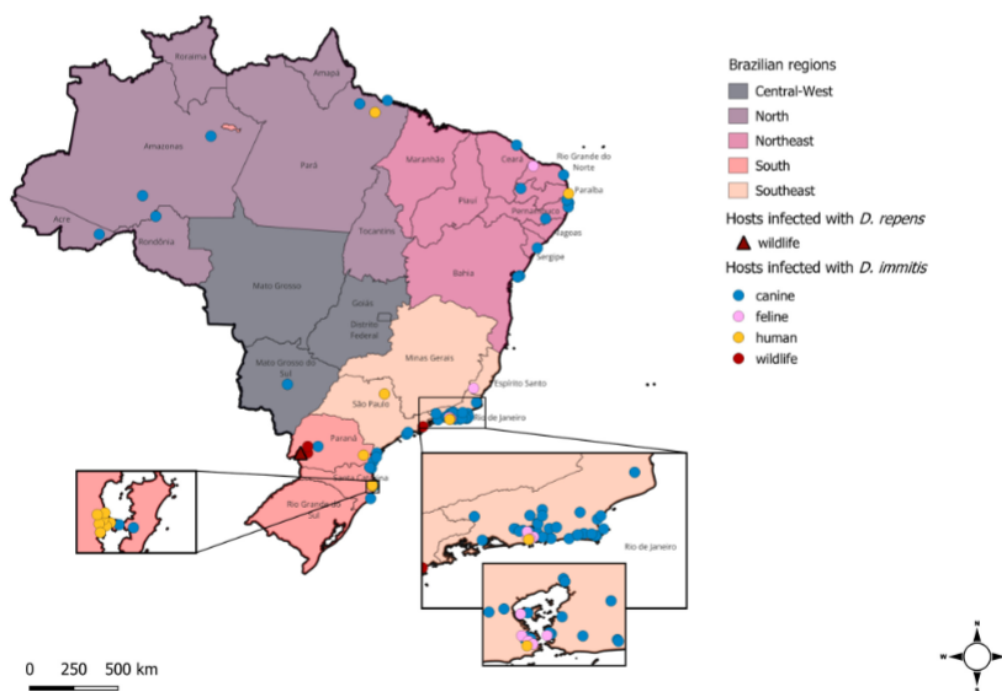
O gênero *Dirofilaria* compreende aproximadamente 27 espécies de nematoides filarídeos, dividido em dois subgêneros: *Dirofilaria* e *Nochtiella* (Dantas-Torres; Otranto, 2013). Entre as espécies do gênero, duas apresentam maior relevância clínica devido ao impacto patológico significativo, à ampla distribuição geográfica e à elevada frequência de ocorrência: *Dirofilaria immitis* (subgênero *Dirofilaria*) e *Dirofilaria repens* (subgênero *Nochtiella*) (Simón *et al.*, 2012; Dantas-torres; Otranto, 2013).

D. repens (Raillet & Henry, 1911) infecta principalmente cães e gatos e, ocasionalmente, humanos. A espécie é transmitida por mosquitos dos gêneros *Aedes*, *Anopheles* e *Culex*. Responsável pela dirofilariose cutânea, os vermes adultos se alojam principalmente nos tecidos subcutâneo e muscular (Taylor; Coop; Wall, 2016).

D. immitis (Leidy, 1856), popularmente conhecida como “verme do coração”, é o agente etiológico da dirofilariose cardiopulmonar (Alho *et al.*, 2014a). A espécie infecta principalmente cães domésticos, mas também pode parasitar gatos, furões e carnívoros selvagens (Mosley *et al.*, 2023; Simón *et al.*, 2012), além de infectar humanos ocasionalmente (Araujo *et al.*, 2003). Os gêneros *Aedes*, *Anopheles* e *Culex* são considerados os seus principais vetores (Carvalho *et al.*, 2013).

No Brasil, *D. repens* é considerada uma espécie rara, sendo relatada apenas duas vezes: em 1918, em um cão no estado de São Paulo, e em 2017, em um quati no Parque Nacional do Iguaçu, Paraná (Lent, 1937; Moraes *et al.*, 2017). Em contraste, *D. immitis* é a principal espécie do gênero circulante no país, ocorrendo em todas as regiões (Fig. 1) (Chocobar *et al.*, 2024).

Figura 1 - Distribuição de casos de *Dirofilaria immitis* e *Dirofilaria repens* no Brasil



Fonte: Chocobar *et al.* (2024)

No Brasil, mosquitos do gênero *Aedes*, especialmente *Ae. scapularis* e *Ae. taeniorhynchus*, são considerados os principais vetores de *D. immitis*, apresentando infecção natural pelo parasito, enquanto *Culex quinquefasciatus* é tido como um possível vetor secundário na transmissão por apesar de apresentar infecção natural pelo parasito apresenta ampla disseminação em áreas urbanas e suburbanas (Carvalho *et al.*, 2013; Vezzani *et al.*,

2010; Dantas-torres; Otranto, 2013; Ahid; Lourenço-de-Oliveira, 1999; Ribeiro; Pile; Ahid, 2009).

Embora *Aedes aegypti* e *Ae. albopictus* não sejam os principais transmissores de *D. immitis* no Brasil, já foi relatada a infecção natural por esse parasito em *Ae. aegypti* na Argentina (Vezzani; Eiras; Wisnivesky, 2006). Além disso, estudos experimentais demonstram a competência vetorial dessas espécies de mosquito em condições laboratoriais (Carvalho *et al.*, 2013; Ahid; Vasconcelos; Lourenço-de-Oliveira, 2000), sendo observado, inclusive, competência superior de *Ae. aegypti* em relação a espécie *C. quinquefasciatus* (Ahid; Vasconcelos; Lourenço-de-Oliveira, 2000).

Além de *D. immitis*, outros filarídeos podem infectar cães, incluindo *Acanthocheilonema reconditum*. Esse filarídeo não patogênico de cães é transmitido principalmente por pulgas (*Ctenocephalides felis* e *C. canis*) e, ocasionalmente, por piolhos mastigadores (*Heterodoxus spiniger*) (Jovanovic *et al.*, 2023). Ele está distribuído geograficamente nas mesmas áreas endêmicas que *D. immitis* (Marchiondo; Cruthers; Reinemeyer, 2020). Tal qual *D. immitis*, *A. reconditum* também produz microfilárias circulantes no sangue periférico, o que pode dificultar sua diferenciação de *D. immitis* em alguns métodos diagnósticos (Alho *et al.*, 2014a; Marchiondo; Cruthers; Reinemeyer, 2020). Além disso, os iniciadores empregados neste estudo amplificam regiões conservadas de filarídeos e, portanto, podem amplificar DNA de *A. reconditum*. Dessa forma, a confirmação da identidade específica dos amplicons por sequenciamento torna-se fundamental para distinguir corretamente as espécies detectadas.

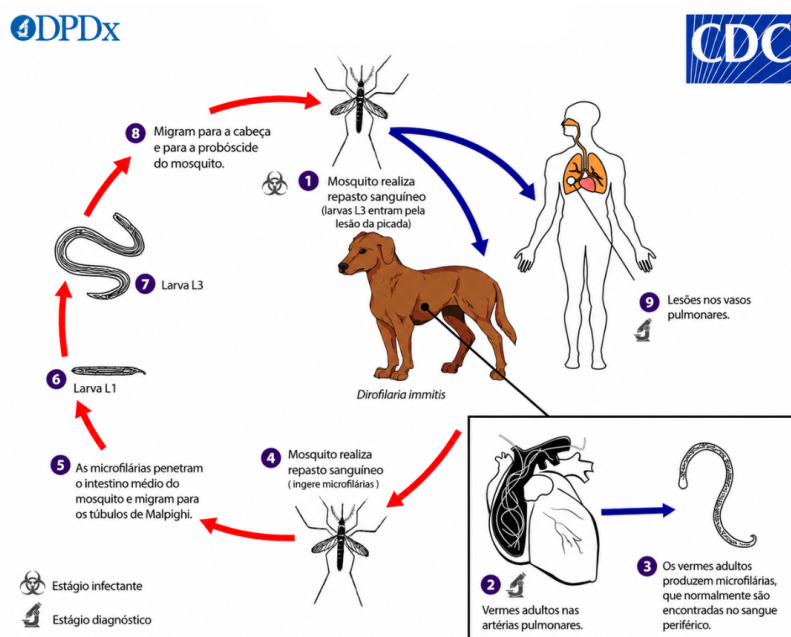
1.1.2 Ciclo biológico de *D. immitis*

Dirofilaria immitis apresenta um ciclo heteroxeno e indireto, contando com cinco estágios larvais (Alho *et al.*, 2014a). Os hospedeiros intermediários são mosquitos da família Culicidae, enquanto os hospedeiros definitivos podem variar entre diferentes mamíferos (Simón *et al.*, 2012), sendo os mais comuns cães domésticos e selvagens, que funcionam como reservatórios. Humanos e outras espécies, como gatos, são considerados hospedeiros acidentais menos adequados para o desenvolvimento completo do parasito (McCall *et al.*, 2008).

A fêmea do mosquito se infecta ao ingerir microfilárias durante a hematofagia em um animal infectado (Fig. 2). Em aproximadamente 24 horas, as larvas migram do trato digestivo para os túbulos de Malpighi, onde se desenvolvem para o estágio larval L1.

Posteriormente, transformam-se em L2 entre 8 e 10 dias pós-infecção (dpi), e cerca de três dias depois evoluem para o estágio L3, assumindo a forma infectante (Alho *et al.*, 2014a). A temperatura ambiental é um fator determinante que influencia a duração do desenvolvimento das larvas L3 nos mosquitos (Simón *et al.*, 2012).

Figura 2 - Ciclo biológico de *Dirofilaria immitis*



Fonte: CDC (2023)

No estágio L3, as larvas migram para o aparelho bucal, mais especificamente a probóscide (Anderson, 2000), onde permanecem até o próximo repasto sanguíneo. Durante a alimentação, o mosquito deposita uma gota de hemolinfa sobre a lesão cutânea, contendo larvas infectantes L3, com dimorfismo sexual (Meireles; Paulos; Serrão, 2014). Essas larvas são capazes de penetrar ativamente na pele do hospedeiro através dos tecidos conjuntivos e camadas musculares (Meireles; Paulos; Serrão, 2014; Alho *et al.*, 2014a).

A muda de L3 para L4 ocorre poucos dias após a infecção, geralmente entre 3 e 12 dpi. Posteriormente, entre 50 e 70 dpi, ocorre a muda para o último estágio larval (L5), correspondente aos vermes pré-adultos (Simón *et al.*, 2012). As primeiras larvas L5 alcançam a artéria pulmonar, a veia cava, a veia hepática e o ventrículo direito do coração de cães entre 70 e 85 dpi, atingindo a maturidade sexual em 120 dpi (Simón *et al.*, 2012).

Na presença de vermes adultos de ambos os sexos, ocorre a fecundação e as fêmeas passam a produzir microfíliarias entre 6 e 9 meses pós-infecção (mpi) (McCall *et al.*, 2008). Entretanto, alguns cães infectados podem não apresentar microfíliarias circulantes no sangue periférico, caracterizando quadros amicrofilarêmicos. Essa condição pode ocorrer em decorrência do envelhecimento das fêmeas, da presença de vermes de um único sexo ou da resposta imunológica do hospedeiro (Simón *et al.*, 2012).

1.1.3 Patologia de *D. immitis*

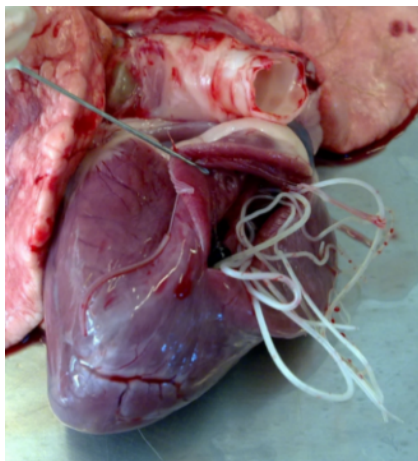
A dirofilariose é uma doença crônica e potencialmente fatal que afeta os pulmões e o coração dos cães (Simón *et al.*, 2012). A gravidade da doença está associada à carga parasitária, ao tamanho do hospedeiro definitivo e à sua capacidade de resposta à infecção. (Nelson; Couto, 2015).

Após a migração dos vermes adultos para as artérias pulmonares, desencadeia-se um processo inflamatório intenso, com espessamento das paredes arteriais, formação de lesões (endarterite proliferativa) e diminuição do fluxo sanguíneo. Essa alteração vascular leva a uma série de complicações, como hipertensão pulmonar e acúmulo de líquidos em cavidades corporais, como ascite e hidropericárdio (Simón *et al.*, 2012). Porém, a principal complicação é a insuficiência cardíaca congestiva direita (pulmonale), caracterizada por alterações estruturais e funcionais no ventrículo direito decorrentes de distúrbios respiratórios. Embora a presença física dos vermes contribua para a obstrução do fluxo sanguíneo, sua principal ação patogênica está relacionada às alterações inflamatórias e estruturais que provocam na parede vascular (McCall *et al.*, 2008).

Uma das complicações mais graves é a síndrome da veia cava (Taylor; Coop; Wall, 2016). Ela ocorre quando os vermes se acumulam no ventrículo direito (Fig. 3), provocando obstrução do fluxo sanguíneo, hemólise, hemoglobinúria e, frequentemente, morte súbita (Simón *et al.*, 2012). Os sinais clínicos incluem apatia, perda de peso progressiva, intolerância ao exercício, tosse crônica (às vezes com sangue), dispneia, edema e ascite nos estágios avançados (Taylor; Coop; Wall, 2016; McCall *et al.*, 2008).

A morte dos vermes, seja natural ou induzida por tratamento, pode provocar reações inflamatórias severas e tromboembolismo, agravando ainda mais o quadro clínico (Simón *et al.*, 2012). Já as microfíliarias representam um papel patogênico menor, mas podem causar pneumonite e glomerulonefrite clinicamente significativas (McCall *et al.*, 2008).

Figura 3 - Vermes adultos machos e fêmeas de *Dirofilaria immitis* no coração de um cão.



Fonte: Simón *et al.* (2012)

Apesar de infectar predominantemente canídeos domésticos e silvestres, esse nematoide pode atuar como agente zoonótico acidental, estando associado ao desenvolvimento de nódulos granulomatosos pulmonares em humanos em regiões de hiperendemicidade (Atkinson; Nielsen e Caraguel, 2025).

1.1.4. Métodos de diagnóstico de *D. immitis*

O diagnóstico da dirofilariose pode ser realizado por diferentes abordagens laboratoriais, destacando-se os métodos imunológicos, parasitológicos e moleculares, cada um com vantagens e limitações relacionadas à sensibilidade, especificidade e fase da infecção detectada.

Os testes de detecção de antígeno, como ELISA e imunocromatográficos, apresentam elevada sensibilidade e especificidade para o diagnóstico da dirofilariose, especialmente em infecções compostas por pelo menos uma fêmea adulta madura, uma vez que detectam glicoproteínas secretadas principalmente pelo trato reprodutivo desses parasitos (AHS, 2024). Entre eles, o ELISA é considerado um dos métodos mais sensíveis para diagnóstico e triagem clínica, sendo capaz de detectar antígenos em até 85,7% dos cães infectados por uma única fêmea adulta e apresentando sensibilidade relatada de 100% em infecções com três fêmeas adultas (Little *et al.*, 2018).

Entretanto, a sensibilidade desses testes pode variar conforme as características da infecção. Baixa carga parasitária, infecções imaturas (antígeno geralmente só é detectável entre 5 a 7 meses após a infecção), infecções apenas por machos adultos e bloqueio por

imunocomplexos (antígeno presente no sangue se liga a anticorpos do hospedeiro ao invés de se ligar aos anticorpos do teste) são motivos para o teste resultar em um falso negativo (AHS, 2024; Alho *et al.*, 2014b; Holanda *et al.*, 2020).

Estudos mostram que aquecer as amostras antes de realizar os testes pode dissociar os imunocomplexos e aumentar a detecção de antígenos (AHS, 2024; Little *et al.*, 2018). Essa abordagem pode aumentar a detecção de infecções compostas apenas por machos, além de resolver problemas de resultados positivos para microfilárias mas negativos para antígeno (AHS, 2024; Little *et al.*, 2018).

Os testes parasitológicos visam identificar as microfilárias no sangue, o que possibilita um diagnóstico direto da infecção e a identificação da espécie (Alho *et al.* 2014b; AHS, 2024; Simón *et al.*, 2012). Técnicas como gota fresca e esfregaço sanguíneo se baseiam na observação direta do sangue coletado. Porém são pouco sensíveis e podem apresentar alta taxa de falsos negativos uma vez que o volume analisado é baixo e a carga parasitária pode ser baixa (Alho *et al.* 2014b; AHS, 2024; Negron *et al.*, 2022; Trancoso *et al.*, 2020).

O teste de Knott Modificado é considerado o método preferencial para triagem clínica por utilizar uma quantidade maior de sangue e promover a concentração das microfilárias por centrifugação sanguínea, aumentando a sensibilidade do exame e facilitando sua visualização. Além disso, permite a avaliação morfológica para diferenciação entre espécies (AHS, 2024; Negron *et al.*, 2022). Porém, os testes parasitológicos também devem ser associados a ensaios de antígenos, especificamente ELISA, já que 10 a 30% dos cães não desenvolvem microfilaremia, situação conhecida como “infecção oculta” (McCall *et al.*, 2008; Trancoso *et al.*, 2020).

A técnica de Reação em Cadeia da Polimerase (PCR), juntamente com técnicas de sequenciamento, também é aplicada para a correta identificação das espécies por meio da utilização de primers específicos. É considerada uma técnica altamente específica e sensível, muito utilizada para diferenciar espécies e para estudar espécies vetores do patógeno (Little *et al.*, 2018; McCall *et al.*, 2008; Simón *et al.*, 2012). No entanto, a técnica depende altamente da presença de microfilárias no sangue, dificultando o diagnóstico antes das 24 semanas ou em casos amicrofilarêmicos (Murillo *et al.*, 2024; Trancoso *et al.*, 2020).

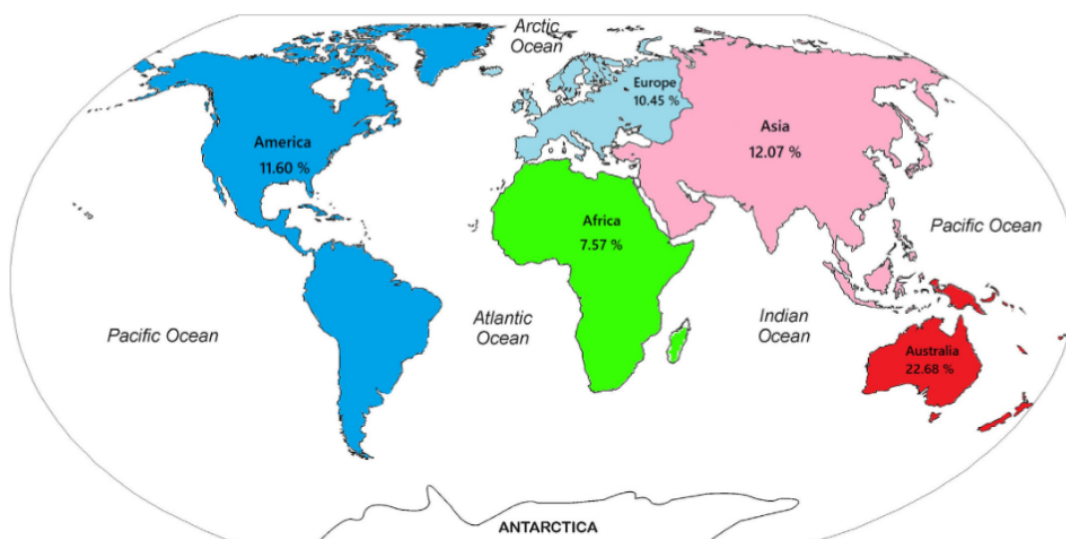
1.1.5. Prevalência de *D. immitis*

A dirofilariose causada pela *D. immitis* é uma zoonose amplamente distribuída pelo mundo, estando presente em todos os continentes, principalmente em regiões temperadas

quentes e em áreas tropicais (Labarthe *et al.*, 2014; Taylor; Coop; Wall, 2016). É considerada uma zoonose endêmica nos continentes americano, africano, europeu e na Oceania, além de estar presente em alguns países asiáticos, como o Japão (Sebolt, 2020).

No entanto, embora a dirofilariose esteja distribuída globalmente, sua prevalência varia de acordo com a região geográfica. Em uma revisão sistemática de literatura, Anvari *et al.* (2020) observaram diferenças significativas na taxa de infecção por *D. immitis* em cães entre os continentes (Fig. 4). De acordo com os dados analisados, a maior prevalência foi registrada na Oceania, com 22,68%, seguida pela Ásia, com 12,07%, América, com 11,60%, Europa, com 10,45%, e África, com 7,57%. Esses dados evidenciam uma prevalência significativa de dirofilariose na população canina mundial (Anvari *et al.*, 2020).

Figura 4 - Mapa da prevalência de *Dirofilaria immitis* em cães por continente.



Fonte: Anvari *et al.* (2020)

Segundo Barbosa e Alves (2006 apud Silva; Langoni, 2009), os primeiros casos humanos de *D. immitis* no Brasil foram relatados em 1878, por Silva-Araújo, na Bahia, e em 1887, por Magalhães, em um menino no Rio de Janeiro, que apresentava um parasito macho e uma fêmea no ventrículo direito. Desde então, diversos estudos têm evidenciado a presença da dirofilariose canina em distintas regiões do país, com variações significativas na prevalência. De acordo com Bendas *et al.*, (2017), a prevalência da infecção em cães no país pode variar de 0 a 62,2%, refletindo a heterogeneidade das condições ecológicas, climáticas e entomológicas que influenciam o ciclo de transmissão do parasito.

A prevalência da dirofilariose canina no Brasil tem variado ao longo do tempo, com picos em determinadas regiões e períodos. Durante a década de 1990, a prevalência no Brasil variava de forma considerável, com regiões apresentando prevalência inferior a 10%, como São Paulo (Larsson, 1990), e regiões em que a estimativa ultrapassava 40%, como na Ilha de São Luís no Maranhão (Ahid; Lourenço-de-Oliveira; Saraiva, 1999). Na década seguinte, a prevalência da doença apresentou uma redução no país, atingindo aproximadamente 2% (Labarthe *et al.*, 2003).

De 2010 em diante, observou-se a reemergência da doença e o aparecimento de novos focos. No estado do Rio de Janeiro, Gonçalves *et al.* (2023), utilizando pesquisa de microfilárias e detecção de antígenos por ELISA, relataram uma prevalência de 17,71%, apresentando variações nos municípios. Utilizando teste imunocromatográfico para detecção de antígenos, Labarthe *et al.* (2014) observaram altas prevalências em Niterói e Armação dos Búzios, duas regiões bem preservadas do estado do Rio de Janeiro, de 58,6% e 62,2%, respectivamente (Labarthe *et al.*, 2014). A região nordeste apresentou uma prevalência geral de 29,7%, com as duas maiores cidades da região, Salvador e Recife, apresentando altas taxas (20% e 36,7%, respectivamente) (Labarthe *et al.*, 2014).

De forma geral, as áreas com maior prevalência concentram-se em regiões litorâneas tropicais e subtropicais do Brasil devido às condições ambientais que favorecem a proliferação dos mosquitos vetores, como temperatura ideal, umidade e pluviosidade (Dantas-Torres e Otranto, 2013; Garcez *et al.*, 2006; Holanda *et al.*, 2020; Labarthe *et al.*, 2014; Trancoso *et al.*, 2020). Entretanto, a ocorrência da doença no interior do país também é relatada (Garcez *et al.*, 2006; Silva e Langoni, 2009).

Em regiões com temperaturas mais amenas (abaixo de 14°C), observa-se uma redução na transmissão da doença, pois a maturação das larvas nos mosquitos é interrompida nesta temperatura (AHS, 2024). Na região sul foi possível observar essa queda nas taxas de prevalência, apresentando um valor de 13,2% (Labarthe *et al.*, 2014). Ainda assim, foram observadas disparidades entre os municípios, com algumas localidades exibindo taxas elevadas em relação à média tal como Guaraqueçaba (PR) com 31,8%, e outras baixas como Florianópolis (SC) com 2,1% (Labarthe *et al.*, 2014). Esse valor representa uma redução em relação à prevalência de 12% previamente registrada no município (Labarthe *et al.*, 1992 apud Labarthe *et al.*, 2014). Outro estudo realizado em Florianópolis, na Lagoa da Conceição, relatou a prevalência de 15% na região utilizando gota espessa e o método de Knott modificado para detecção de microfilárias (Araújo *et al.*, 2003).

Dentre os fatores responsáveis pela distribuição da doença, destacam-se a alta densidade de cães em áreas com presença de vetores, as variações sazonais que influenciam o desenvolvimento e a sobrevivência tanto do parasito quanto do mosquito e a distribuição das espécies de mosquitos nas diferentes regiões (Anvari *et al.*, 2020).

Nos últimos anos, observou-se uma expansão significativa da distribuição da infecção, com aumento do número de casos e surgimento de novos focos em diferentes regiões do mundo (Anvari *et al.*, 2020; Simón *et al.*, 2012; Alho *et al.*, 2014a). Esse aumento de casos é multifatorial e pode estar relacionado a diversos fatores, como alterações ecológicas e climáticas, que ampliam a área de ocorrência dos vetores; o desenvolvimento de resistência a inseticidas; a presença de hospedeiros silvestres atuando como sentinelas; além da intensificação da globalização, que facilita a disseminação da doença entre diferentes regiões geográficas (Alho *et al.*, 2014a; Simón *et al.*, 2012).

1.2 *Ehrlichia* spp.

1.2.1 O gênero *Ehrlichia*

O gênero *Ehrlichia* compreende bactérias Gram-negativas, intracelulares obrigatórias e pleomórficas, que residem dentro de vacúolos citoplasmáticos, isoladamente ou, mais comumente, em inclusões compactas denominadas mórulas (Dumler *et al.*, 2001). Elas são encontradas em leucócitos do sangue circulante, especialmente monócitos e macrófagos (Taylor; Coop; Wall, 2016; Diniz; Aguiar, 2022). O gênero pertence à ordem Rickettsiales, família Anaplasmataceae (Taylor; Coop; Wall, 2016). Atualmente, o gênero é composto por sete espécies: *E. canis*, *E. chaffeensis*, *E. ewingii*, *E. muris*, *E. ruminantium*, *E. minasensis* e *E. japonica* (Dumler *et al.*, 2001; Cabezas-Cruz *et al.*, 2016; Lin *et al.*, 2021).

Entre as espécies do gênero, três se destacam por sua importância patogênica em cães: *Ehrlichia canis*, associadas à erliquiose monocítica canina (pancitopenia canina tropical), *Ehrlichia chaffeensis*, associada principalmente à erliquiose monocítica humana e *Ehrlichia ewingii*, agente causador da erliquiose granulocítica canina (Taylor; Coop; Wall, 2016).

A erliquiose é uma doença zoonótica transmitida por carrapatos da família Ixodidae (Bremer *et al.*, 2005). Os carrapatos apresentam elevada especificidade vetorial, de modo que determinadas espécies atuam na transmissão de patógenos específicos e, consequentemente, de doenças específicas (Cao *et al.* 2025). Assim, dentre as espécies de *Ehrlichia* com importância patogênica em cães, *E. canis* tem como principal vetor o *Rhipicephalus*

sanguineus sensu lato (Rikihisa, 1999; Yabsley, 2010). Já *E. chaffeensis* e *E. ewingii* compartilham o *A. americanum* como vetor principal, embora *E. ewingii* também tenha sido detectada em *Dermacentor variabilis* e *R. sanguineus* sensu lato (Murphy *et al.*, 1998).

A espécie *E. canis* (Donatien & Lestoquard, 1935) é a espécie mais associada às infecções em cães em escala global (Diniz; Aguiar, 2022). No Brasil, esta também é a principal espécie encontrada, enquanto *E. chaffeensis* e *E. ewingii* são raramente detectadas no país, com raros relatos baseados principalmente em evidências sorológicas ou moleculares (Souza *et al.*, 2010; Vieira *et al.*, 2011).

1.2.2 Transmissão de *Ehrlichia* spp.

As espécies do gênero *Ehrlichia* apresentam ciclos de transmissão semelhantes, envolvendo carrapatos como vetores e mamíferos como hospedeiros vertebrados (Ferrolho *et al.*, 2025; Zu *et al.*, 2025). Neste trabalho, será descrito o ciclo de *Ehrlichia canis*, por representar a principal espécie de importância veterinária no Brasil (Souza *et al.*, 2010; Vieira *et al.*, 2011).

O carrapato *R. sanguineus* s. l. adquire o patógeno ao realizar o repasto sanguíneo em hospedeiros na fase aguda da enfermidade. Uma vez infectado, o microrganismo aloja-se no intestino médio e nas glândulas salivares do vetor. Dessa forma, a transmissão da *E. canis* para novos hospedeiros suscetíveis ocorre por meio de secreções salivares durante as alimentações sanguíneas subsequentes (Ferrolho *et al.*, 2025; Aziz *et al.*, 2022).

A transmissão transstadial, que se baseia na persistência do patógeno no vetor durante suas mudanças de fase de vida (de larva para ninfa e de ninfa para adulto) (Barker e Reisen, 2019), é o principal método de manutenção de *E. canis* no vetor, permitindo que o carrapato transmita a infecção entre diferentes hospedeiros ao longo de sua vida (Ferrolho *et al.*, 2025). Não existem evidências da ocorrência da transmissão transovariana em *E. canis* (Mylonakis e Theodorou, 2017; Ferrolho *et al.*, 2025), caracterizada pela passagem vertical do patógeno da mãe para os filhotes através da infecção dos ovários e dos ovos (Barker e Reisen, 2019).

Dentro do hospedeiro, a bactéria apresenta um tropismo por células específicas: monócitos (principal infectado), macrófagos e linfócitos (Aziz *et al.*, 2022; Ferrolho *et al.*, 2025). Quando *E. canis* alcança as células, ela adere à membrana da célula mononuclear e entra por endocitose. Dentro do citoplasma, em vacúolos ligados à membrana (endossomos), a bactéria forma corpos elementares pleomórficos que crescem e se dividem por fissão

binária, transformando-se em corpos iniciais. Os corpos iniciais continuam a se multiplicar até formarem agregados bacterianos característicos chamados mórulas. As mórulas se rompem e as bactérias saem da célula por exocitose para infectar novas células circulantes (Ferrolho *et al.*, 2025).

Após infectar os monócitos sanguíneos, a *E. canis* se espalha para outros órgãos, como fígado, baço, linfonodos e medula óssea, onde desencadeia hiperplasia e destruição celular (Aziz *et al.*, 2022; Ferrolho *et al.*, 2025).

O curso da infecção é dividido em três fases: fase aguda, fase subclínica e fase crônica (mielossupressora) (Aziz *et al.*, 2022). As características de cada fase serão exploradas no tópico seguinte.

1.2.3. Patologia de *Ehrlichia* spp.

A erliquiose, de forma geral, apresenta sinais clínicos diversos que variam de acordo com fatores como: estado imunológico do cão, a virulência da cepa bacteriana e a existência de coinfeções. A doença apresenta sinais clínicos inespecíficos e sobrepostos, ou seja, sintomas comuns a várias condições médicas, sem indicação específica de uma única doença (Aziz *et al.*, 2022).

A erliquiose causada pela *E. chaffeensis* e *E. ewingii* apresenta duas fases clínicas: uma aguda e uma subclínica (Diniz; Aguiar, 2022). Porém, a *E. canis* apresenta uma terceira fase: a fase crônica (Mylonakis *et al.*, 2004; Aziz *et al.*, 2022).

A fase aguda aparece após 8 a 20 dias de incubação e pode durar de 2 a 4 semanas (Mylonakis e Theodorou, 2017; Diniz; Aguiar, 2022). Podem ser observados sinais clínicos como apatia, anorexia, vômito, febre, secreção ocular e nasal, perda de peso, lesões oculares, linfadenopatia, hepatoesplenomegalia e dispneia (Vieira *et al.*, 2011). A segunda fase da infecção é a fase subclínica, que pode durar meses ou anos (Mylonakis e Theodorou, 2017). Nesse período, os sinais clínicos podem regredir espontaneamente e o cão pode parecer clinicamente saudável, mas a bactéria persiste em órgãos como o baço, funcionando como reservatórios da bactéria (Sainz *et al.*, 2015; Mylonakis e Theodorou, 2017; Diniz; Aguiar, 2022; Ferrolho *et al.*, 2025).

Cães imunocompetentes podem eliminar a infecção durante as fases aguda ou subclínica (Mylonakis e Theodorou, 2017). No entanto, alguns animais infectados podem evoluir para a fase crônica (mielossupressora), considerada a forma clínica mais grave da doença (Sainz *et al.*, 2015; Aziz *et al.*, 2022). Nessa fase os principais sinais incluem anemia

severa, sangramentos (como petéquias e epistaxe), distúrbios neurológicos (ataxia, tremores, disfunção vestibular) e a exaustão da medula óssea, resultando em pancitopenia profunda e alta mortalidade (Mylonakis e Theodorou, 2017).

Além da importância veterinária, a erliquiose também possui relevância crescente para a saúde pública. Em humanos, destaca-se a erliquiose monocítica humana (*human monocytotropic ehrlichiosis* - HME), causada pela *E. chaffeensis* (Esemu; Ndip; Ndip, 2011; Gygax *et al.*, 2024). Ela foi primeiramente relatada em 1986 quando a bactéria (inicialmente identificada como *E. canis*) foi identificada na amostra de sangue de um homem de 51 anos que apresentava um quadro febril clinicamente semelhante à febre maculosa das Montanhas Rochosas, após uma picada de carrapato em uma área rural do Arkansas, nos Estados Unidos (Maeda, 1987; Anderson *et al.*, 1991). A maioria dos casos relatados de HME são nos Estados Unidos devido a presença do *A. americanum*, principal vetor de *E. chaffeensis*, tendo poucos casos relatados fora da América do Norte (Gygax *et al.*, 2024; Rikihisa, 1999; Yabsley, 2010).

No Brasil, existem poucos estudos que relatam casos de HME (Dawson *et al.*, 2001; Calic *et al.*, 2004; Costa; Brigatte; Greco, 2005; Costa *et al.*, 2006). A erliquiose humana não é oficialmente reconhecida como endêmica no Brasil, uma vez que não há vigilância sistemática nem ampla confirmação molecular por PCR, sendo a maioria dos relatos baseada apenas em evidências sorológicas, mas há fortes evidências indiretas de sua presença, principalmente em regiões rurais (Vieira *et al.*, 2011; Gygax *et al.*, 2024).

1.2.4. Métodos diagnósticos de *Ehrlichia* spp.

A erliquiose canina é considerada uma enfermidade de diagnóstico desafiador devido à variabilidade e à inespecificidade das manifestações clínicas observadas em cães naturalmente infectados (Silva *et al.*, 2011). O diagnóstico baseia-se na combinação de achados clínicos, patológicos e, principalmente, em métodos laboratoriais que variam em sensibilidade e especificidade.

Uma das formas mais simples e amplamente utilizadas para realizar o diagnóstico é por meio do diagnóstico hematológico, que se baseia na pesquisa direta de mórulas em células mononucleares do sangue por meio de esfregaços sanguíneos corados com Giemsa. No entanto, este método possui baixa sensibilidade, pois as mórulas são raramente visualizadas no sangue periférico (em apenas 4% a 6% dos casos). A baixa sensibilidade é atribuída aos níveis de parasitemia, necessidade de interpretação especializada, além das mórulas serem

visíveis durante a fase aguda da doença (Franco-Zetina; Adame-Gallegos; Dzul-Rosado, 2019; Silva *et al.*, 2011; Prasitsuwan *et al.*, 2025; Aziz *et al.*, 2022).

Já os métodos sorológicos, como Imunofluorescência Indireta (IFI), ELISA e testes imunocromatográficos, baseiam-se na detecção de anticorpos (IgG ou IgM) produzidos pelo hospedeiro contra proteínas de *Ehrlichia* spp. (Aziz *et al.*, 2022). A IFI é considerada o padrão ouro na detecção de *Ehrlichia* spp., com sensibilidade e especificidade que podem chegar a 100%. Os testes ELISA também contam com uma alta sensibilidade e especificidade (Franco-Zetina; Adame-Gallegos; Dzul-Rosado, 2019).

No entanto, os métodos sorológicos apresentam limitações. Primeiramente, os testes podem apresentar resultados falso-negativos logo no início da infecção, visto que a síntese de anticorpos normalmente não se inicia antes de 12 a 14 dias após a infecção (Aziz *et al.*, 2022; Diniz; Aguiar, 2022). Ademais, os testes sorológicos não são capazes de diferenciar uma infecção ativa de uma exposição prévia, uma vez que os anticorpos podem persistir no organismo por vários meses ou até anos mesmo após o tratamento da doença. Sendo assim, um resultado sorológico positivo não pode ser o único fator diagnóstico (Aziz *et al.*, 2022; Diniz; Aguiar, 2022; Siegler *et al.*, 2025).

Outra limitação dos testes sorológicos para detecção de *Ehrlichia* spp. é a reatividade cruzada com outras espécies da família Anaplasmataceae, o que pode comprometer a especificidade dos testes, dificultando a definição exata da espécie infectante (Franco-Zetina; Adame-Gallegos; Dzul-Rosado, 2019).

Assim, ensaios moleculares, como PCR, podem ser usados como complemento para identificação do patógeno, além de distinguir infecções ativas de exposições passadas (Aziz *et al.*, 2022). A PCR também permite a detecção de infecções agudas com altos níveis de sensibilidade e especificidade analíticas (capacidade de detectar apenas a sequência genética alvo) (Holzhauser; Röder, 2015), além de possibilitarem utilizar diferentes tipos de amostras biológicas (Diniz; Aguiar, 2022; Franco-Zetina; Adame-Gallegos; Dzul-Rosado, 2019). No entanto, a técnica também está sujeita a erros, como falsos negativos quando a bacteremia é muito baixa no sangue circulante, principalmente em fases subclínicas ou crônicas (Diniz; Aguiar, 2022; Gamit *et al.*, 2024). Assim, a análise conjunta de resultados de testes sorológicos e moleculares é essencial para determinar o correto diagnóstico.

No entanto, a eficácia e a sensibilidade dos métodos de diagnóstico variam significativamente de acordo com a fase da doença (aguda, subclínica ou crônica), uma vez que a carga bacteriana e a resposta imunológica do animal se alteram ao longo do tempo

(Aziz *et al.*, 2022; Ferrolho *et al.*, 2025). Na fase aguda, a PCR é mais eficaz no diagnóstico, por detectar as bactérias que estão se multiplicando ativamente no sangue (Mylonakis e Theodorou, 2017; Aziz *et al.*, 2022). Já a sorologia não é muito indicada, uma vez que o cão pode ser soronegativo por estar na janela imunológica (Mylonakis e Theodorou, 2017; Aziz *et al.*, 2022).

Já na fase subclínica, os testes sorológicos e PCR de tecidos são os mais indicados, já que nessa fase o animal apresenta títulos de anticorpos positivos e persistentes e, juntamente com a PCR de um aspirado esplênico, é possível diferenciar uma infecção ativa de uma exposição prévia, uma vez que a bactéria fica "escondida" nos órgãos (Sainz *et al.*, 2015; Mylonakis e Theodorou, 2017).

Já na fase crônica, o ideal é uma combinação de testes sorológicos, já que o animal ainda apresenta títulos de anticorpos geralmente muito altos, com hemograma e mielograma, que são essenciais para detectar a pancitopenia aplástica (redução de todas as células do sangue) e a hipoplasia medular, marcas registradas desta fase (Sainz *et al.*, 2015; Mylonakis e Theodorou, 2017; Aziz *et al.*, 2022; Ferrolho *et al.*, 2025).

1.2.5. Prevalência de *Ehrlichia* spp.

A erliquiose é considerada uma doença cosmopolita (Sousa, 2006), estando amplamente distribuída amplamente pelo globo, porém, sendo mais prevalente em regiões tropicais e subtropicais, que coincide com a distribuição do seu vetor (Silva *et al.*, 2011; Vieira *et al.*, 2011). A doença é considerada endêmica na Europa, Ásia, África e Américas (especialmente na América Latina) (Gianopoulos *et al.*, 2016).

No Brasil, *E. canis* tem sido considerado o único agente relatado infectando cães no país (Souza *et al.*, 2010; Vieira *et al.*, 2011). Embora *E. ewingii* seja considerada restrita ao território dos Estados Unidos, ela já foi detectada em diferentes espécies de carrapatos, como *A. americanum*, *R. sanguineus* s. l. e *D. variabilis* (Murphy *et al.*, 1998), o que sugere que sua dispersão geográfica pode acompanhar a distribuição desses vetores (Souza *et al.*, 2010).

Já *E. chaffeensis* está principalmente restrita aos Estados Unidos (Taylor; Coop; Wall, 2016), mantida principalmente em um ciclo que envolve o veado-de-cauda-branca (*Odocoileus virginianus*) como principal reservatório vertebrado e o carrapato estrela solitário (*A. americanum*) como vetor invertebrado (Heitman *et al.*, 2016).

Na América do Sul, especialmente no Brasil e na Argentina, já foram identificadas espécies de *Ehrlichia* semelhantes ou filogeneticamente próximas a *E. chaffeensis* em

diferentes carrapatos, como *Amblyomma parvum*, *Amblyomma tigrinum* e *Rhipicephalus microplus*, além de terem sido detectadas em hospedeiros como o cervo-do-pantanal (*Blastocerus dichotomus*) e primatas não humanos (*Mico melanurus*) (Taques *et al.*, 2023).

O primeiro relato da doença causada por *E. canis* no Brasil foi feito em 1973, por Costa *et al* (1973), em Belo Horizonte, Minas Gerais. A doença está amplamente distribuída em vários estados do país, porém, com dados disponíveis apenas para algumas regiões (Fig. 5) (Sousa, 2006; Vieira *et al.*, 2011). De acordo com Labarthe, *et al.* (2003), utilizando um teste sorológico do tipo ELISA para detecção de anticorpos, a maior prevalência encontrada foi na região nordeste, com 43%, enquanto a menor prevalência foi na região sul, com 1,7%. Na região sul do país são encontrados baixos índices (Labarthe *et al.*, 2003; Orlandi, 2019; Vieira *et al.*, 2011; Rodrigues, 2017; Moraes-Filho *et al.*, 2015) possivelmente devido ao clima mais temperado, influenciando na distribuição e ocorrência do *R. sanguineus* s. l. e outras espécies de carrapatos vetores (Parpinelli; Souza; Gregorio, 2017).

Em Santa Catarina, foram encontrados poucos relatos da prevalência da infecção em cães. Em 2003, Labarthe *et al.* apontou uma prevalência de 0,7% em Santa Catarina, a mais baixa do estudo. Em um estudo realizado por Rodrigues (2017), utilizando de métodos moleculares, não foram constatadas infecções por *E. canis* nos municípios de Blumenau e Lages. No município de Florianópolis, SC, Orlandi (2019) relatou uma prevalência de 2,45%, com base em métodos sorológicos e moleculares.

Figura 5: Ocorrência de infecções por *Ehrlichia canis* em cães no Brasil



Fonte: Vieira *et al.* (2011)

1.3.VETORES

Tanto a dirofilariose quanto a erliquiose participam de uma complexa dinâmica entre patógeno, vetor e hospedeiro. Assim, é fundamental compreender aspectos básicos da biologia dos mosquitos e carrapatos, vetores responsáveis pela transmissão dessas enfermidades e de diversas outras doenças que afetam cães e seres humanos (Chomel, 2011; Day, 2011; Nicholson *et al.*, 2019).

1.3.1 Família Culicidae

A família Culicidae, pertencente à ordem Diptera, classe Insecta, é subdividida em duas subfamílias: Anophelinae, composta pelos gêneros *Anopheles*, *Bironella* e *Chagasia*, e Culicinae, composta pelos gêneros *Culex*, *Aedes*, *Culiseta*, *Orthopodomyia* e *Uranotaenia* (Ghorbani *et al.*, 2025). Com mais de 3500 espécies e subespécies reconhecidas (e provavelmente mais de 1000 ainda não identificadas), os mosquitos apresentam uma distribuição cosmopolita (Boulares *et al.*, 2023; Rueda, 2008), exceto em algumas ilhas na Antártida (Rueda, 2008).

A região neotropical, que compreende o centro do México e das ilhas do Caribe até o sul da América do Sul (Ojeda, 2023), apresenta a maior biodiversidade de mosquitos, possuindo 31% das espécies conhecidas, além de conter nove gêneros endêmicos (*Chagasia*, *Galindomyia*, *Isostomyia*, *Johnbelkinia*, *Limatus*, *Onirion*, *Sabethes*, *Shannoniana* e *Trichoprosopon*) (Rueda, 2008).

No Brasil, são registradas cerca de 470 espécies de Culicidae, incluindo tanto formas silvestres quanto espécies adaptadas a ambientes antrópicos, com maior tolerância a áreas modificadas pelo ser humano (Guedes, 2012). No sul do país, os principais gêneros encontrados são: *Aedes*, *Culex*, *Mansonia*, *Psorophora*, *Coquillettidia*, *Wyeomyia*, *Sabethes*, *Limatus* e *Anopheles* (Müller; Marcondes, 2006; Paterno; Marcondes, 2004; Biassi *et al.*, 2015; Ellwanger *et al.*, 2022; Guedes; Navarro-Silva, 2014).

Os Culicidae possuem quatro estágios de desenvolvimento: ovo, larva, pupa e adulto (Ghorbani *et al.*, 2025). As larvas de todas as espécies são aquáticas e podem ocupar diferentes tipos de habitat. Porém, as espécies podem ser divididas em três grupos de acordo com o local de postura de ovos: as que se reproduzem em corpos d'água permanentes, as que se reproduzem em áreas alagadas e as que se reproduzem em recipientes artificiais/ocos de árvores (Taylor; Coop; Wall, 2016; Goddard, 2008). Em regiões tropicais, os mosquitos podem se reproduzir continuamente, enquanto em climas temperados muitas espécies entram

em diapausa, permanecendo em estado de dormência semelhante à hibernação (Goddard, 2008).

Mosquitos adultos de ambos os sexos obtêm energia para o metabolismo e o voo por meio da ingestão de néctar e outras secreções vegetais. Entretanto, as fêmeas da maioria das espécies são anautógenas, necessitando de repastos sanguíneos para o desenvolvimento dos ovários e para cada novo ciclo de oviposição (Taylor; Coop; Wall, 2016; Goddard, 2008). Os Culicidae apresentam comportamento altamente oportunista na escolha de hospedeiros, sendo essa escolha fortemente influenciada pela disponibilidade de indivíduos no ambiente (Taylor; Coop e Wall, 2016).

Diversas espécies de mosquitos dos gêneros *Anopheles*, *Aedes*, *Culex* e *Mansonia* realizam o repasto sanguíneo em humanos e outros animais, atuando como vetores na transmissão de doenças infecciosas (Rueda, 2008). Estes são responsáveis pela transmissão de diversos agentes infecciosos, incluindo bactérias, vírus, protozoários e helmintos (Otranto; Dantas-Torres; Breitschwerdt, 2009a; Ghorbani *et al.*, 2025; Colwell; Dantas-Torres; Otranto, 2011).

Dentre os patógenos transmitidos por Culicidae, o nematoide *D. immitis*, agente etiológico da dirofilariose cardiopulmonar em cães, merece destaque.

1.3.2. Família Ixodidae

Os carrapatos são artrópodes ectoparasitas hematófagos obrigatórios (Yu *et al.*, 2015) que parasitam uma ampla variedade de hospedeiros animais e desempenham papel relevante na transmissão de patógenos capazes de causar doenças graves em humanos e animais (Zeb *et al.*, 2023). Esses artrópodes atuam como vetores de agentes etiológicos protozoários, virais, bacterianos e fúngicos, e suas picadas podem desencadear reações tóxicas, manifestações alérgicas e funcionar como porta de entrada de infecções microbianas secundárias (Nicholson *et al.*, 2019).

Em função da hematofagia, os carrapatos ocupam o segundo lugar entre os principais vetores de patógenos para humanos, ficando atrás apenas dos mosquitos. Entretanto, ocupam o primeiro lugar como fonte de transmissão de patógenos para animais (Nicholson *et al.*, 2019).

Atualmente, são reconhecidas três famílias de carrapatos no mundo: a família Ixodidae, conhecida como carrapatos duros, a família Argasidae, ou carrapatos moles, e a família Nuttalliellidae, um grupo pouco conhecido (Goddard, 2008).

A família Ixodidae conta com aproximadamente 786 espécies (Barros-Battesti *et al.*, 2024), incluindo os principais gêneros de importância médica e veterinária (Nicholson *et al.*, 2019), como: *Ixodes*, *Rhipicephalus*, *Amblyomma*, *Dermacentor*, *Hyalomma* e *Haemaphysalis* (La Fuente, 2008; Nicholson *et al.*, 2019; Yessinou *et al.*, 2025).

Os carrapatos apresentam quatro estágios de desenvolvimento: ovo, larva, ninfa e adulto, nos quais todos são hematófagos (com exceção do estágio ovo), alimentando-se em mamíferos, aves, répteis e anfíbios (Dantas-Torres *et al.*, 2019; Nicholson *et al.*, 2019; Taylor; Coop; Wall, 2016). São ectoparasitas temporários, e a maioria das espécies permanece períodos relativamente curtos no hospedeiro (Taylor; Coop; Wall, 2016).

Poucas espécies apresentam ciclo de vida envolvendo apenas um ou dois hospedeiros. Estes ciclos de vida geralmente estão relacionados com espécies que habitam áreas nas quais os hospedeiros são escassos e ocorrem períodos prolongados de condições climáticas impróprias ao seu desenvolvimento (Taylor; Coop; Wall, 2016; Goddard, 2008; Nicholson *et al.*, 2019). No primeiro caso, as larvas e ninfas permanecem no mesmo animal após a alimentação e, após a muda, continuam se alimentando. A reprodução ocorre no hospedeiro, e apenas as fêmeas ingurgitadas (que se alimentaram de sangue por um longo período) se desprendem para depositar ovos no ambiente (Goddard, 2008; Nicholson *et al.*, 2019).

No segundo caso, tanto as larvas quanto as ninfas se alimentam no primeiro hospedeiro. Porém, após a alimentação, as ninfas se desprendem do hospedeiro, sofrem muda e se alimentam novamente como adultas em um segundo hospedeiro (Goddard, 2008; Nicholson *et al.*, 2019). Aproximadamente 50 espécies apresentam esse comportamento (Taylor; Coop; Wall, 2016), podendo citar a espécie *Rhipicephalus annulatus* e o subgênero *Boophilus* (dentro do gênero *Rhipicephalus*) como exemplos de carrapatos com apenas um hospedeiro e a espécie *Hyalomma dromedarii* como um exemplo de carrapato com dois hospedeiros (Nicholson *et al.*, 2019).

O ciclo de vida mais comum entre os carrapatos, presente em cerca de 90% das espécies, é o de três hospedeiros. Nesse tipo de ciclo, após o acasalamento no hospedeiro, a fêmea ingurgitada se desprende e deposita milhares de ovos no solo, morrendo em seguida. As larvas que emergem alimentam-se em pequenos animais, voltam para o ambiente e mudam para ninfas, que repetem o processo em um novo hospedeiro. Após outra muda, atingem a fase adulta, completando o ciclo de vida (Goddard, 2008; Nicholson *et al.*, 2019).

A transmissão dos patógenos por carrapatos não se restringe ao estágio adulto, podendo para alguns patógenos ocorrer também nas fases larval e ninfal. De modo geral,

mamíferos de médio e grande porte podem ser parasitados em todos os estágios do carrapato, enquanto em pequenos mamíferos predominam larvas e ninfas. Esse padrão é epidemiologicamente relevante, uma vez que as fases do ciclo mais frequentemente associadas ao parasitismo em hospedeiros vertebrados, ninfas e adultos, são aquelas que apresentam maior importância na transmissão de patógenos (Nogueira *et al.*, 2022; Luz *et al.*, 2020).

Os carrapatos não são caçadores ativos. Em vez disso, eles adotam um comportamento conhecido como emboscada, ou *questing*. Eles escalam a vegetação e permanecem fixados com as patas anteriores estendidas, aguardando a passagem de um hospedeiro. Uma vez que o contato é estabelecido, os carrapatos são transferidos para o hospedeiro, e se movem pela sua superfície para encontrarem seus locais preferenciais de fixação, que podem variar dependendo da espécie (Goddard, 2008; Taylor; Coop; Wall, 2016).

Os carrapatos estão distribuídos globalmente, apresentando maior diversidade nas regiões tropicais e subtropicais (Dantas-Torres *et al.*, 2019). O Brasil conta com uma grande diversidade de carrapatos distribuídos por todos os biomas do país (Szabó; Pinter; Labruna, 2013; Luz *et al.*, 2020; Nogueira *et al.*, 2022). Aproximadamente 78 espécies de carrapatos são encontradas no país, sendo a maioria pertencente à família Ixodidae, sendo o gênero *Amblyomma* o mais representativo (Dantas-Torres *et al.*, 2019; Luz *et al.*, 2020; Barros-Battesti *et al.*, 2024).

Na região sul do país, especialmente em Santa Catarina, espécies do gênero *Amblyomma*, *Rhipicephalus*, *Dermacentor*, *Ixodes* e *Haemaphysalis* já foram registrados na região (Rippel *et al.*, 2025; Blanco *et al.*, 2017; Lavina *et al.*, 2015 Evans; Martins; Guglielmone, 2000). Importante destacar a presença de *R. sanguineus* s.l., o principal vetor da *E. canis*, enquanto o principal vetor de *E. ewingii* e *E. chaffeensis*, *A. americanum*, não foi registrado na região (Rippel *et al.*, 2025; Blanco *et al.*, 2017; Lavina *et al.*, 2015 Evans; Martins; Guglielmone, 2000).

Mesmo distribuídos globalmente e em todas as regiões do Brasil, os carrapatos não apresentam uma distribuição aleatória, sua distribuição depende fortemente de condições climáticas específicas, como uma temperatura moderada, umidade suficiente e vegetação adequada (Cao *et al.*, 2025), além da disponibilidade de hospedeiros (Makwarela *et al.*, 2023). Os ixodídeos são especialmente sensíveis à dessecação, e possuem mecanismos fisiológicos para evitar a perda de água, como a presença de uma epicutícula cerosa que reduz a perda de água (Goddard, 2008).

Vale ressaltar que *R. sanguineus s.l.* é um carrapato introduzido no Brasil durante o período de colonização e apresenta forte associação com cães, sendo estes seus principais hospedeiros. O parasitismo em outros animais, incluindo humanos, são consideradas ocasionais. Essa espécie está predominantemente associada a ambientes domiciliares e peridomiciliares, onde pode atingir elevados níveis de infestação na presença de cães, o que contribui para sua ampla ocorrência em populações caninas em todo o território brasileiro (Szabó; Pinter; Labruna, 2013).

1.4. INFLUÊNCIA DE FATORES AMBIENTAIS E ANTRÓPICOS NA TRANSMISSÃO DAS DOENÇAS

1.4.1. Fatores ambientais

Nas últimas décadas, as doenças transmitidas por vetores (DTV) têm registrado crescimento acelerado em escala global maior do que qualquer outra categoria de doença infecciosa (Atkinson; Nielsen e Caraguel, 2025). Diversos fatores, tanto bióticos quanto abióticos, como: alterações climáticas, maior circulação de pessoas e animais, urbanização, mudanças no uso do solo e resistência a inseticidas, têm influenciado a distribuição, dinâmica e comportamento e a fisiologia de vetores, modificando a epidemiologia global dos patógenos transmitidos por eles (Dantas-Torres e Otranto, 2026; Colwell; Dantas-Torres; Otranto, 2011; Abbasi, 2025).

Segundo o último relatório do Painel Intergovernamental sobre Mudanças Climáticas (IPCC), as atividades humanas, principalmente a emissão de gases de efeito estufa (GEE), são as principais responsáveis pelo aquecimento global, com as temperaturas médias da superfície terrestre registrando elevação de 1,1°C acima dos níveis de 1850–1900 no período de 2011–2020 (IPCC, 2023). Entre as principais consequências do aumento de temperatura, destacam-se a intensificação de eventos climáticos extremos, a alteração de ecossistemas e dos padrões de distribuição de espécies, bem como o favorecimento da expansão geográfica e do aumento da transmissão de doenças infecciosas sensíveis ao clima, em particular, as doenças transmitidas por vetores (especialmente na América do Sul e na África) (IPCC, 2023).

Essas mudanças climáticas desempenham papel fundamental na dinâmica das DTV, uma vez que afetam diretamente a biologia dos vetores e as interações entre patógeno, vetor e hospedeiro. Além disso, influenciam a distribuição, densidade, sazonalidade e capacidade vetorial dessas populações (Tabachnick, 2010; Abbasi, 2025; CDC, 2024). Essa influência do

clima sobre os patógenos é corroborada por McIntyre *et al.* (2017), que sugeriu, em uma revisão sistemática de patógenos de humanos e de animais domésticos europeus, que quase dois terços dos patógenos eram sensíveis ao clima (principalmente a umidade, precipitação e temperatura), com destaque para protozoários, helmintos, doenças vetoriais e zoonóticas (McIntyre *et al.*, 2017).

De forma geral, os vetores são animais ectotérmicos que são favorecidos em temperaturas mais quentes (Rocklöv e Dubrow, 2020). Assim, o aumento da temperatura global é um fator que afeta direta e indiretamente o potencial de transmissão das DTV, acelerando o desenvolvimento e a taxa de reprodução dos vetores. Além disso, a plasticidade fisiológica permite que esses organismos, especialmente mosquitos, apresentem maior tolerância a variações térmicas, favorecendo seu desempenho reprodutivo (Abbasi, 2025). Temperaturas mais elevadas tendem a encurtar os ciclos gonotróficos, ou seja, o período entre o repasto sanguíneo e a oviposição nas fêmeas, contribuindo para o aumento das populações vetoriais e, conseqüentemente, elevando o potencial de transmissão de patógenos (Abbasi, 2025). O aumento da temperatura também reduz o período de incubação extrínseco (EIP) dos patógenos, isto é, o intervalo necessário para que o agente infeccioso se desenvolva no interior do vetor até que este se torne capaz de transmiti-lo (Alto e Bettinardi, 2013). Esse parâmetro é particularmente importante em mosquitos, pois sua expectativa de vida relativamente curta faz com que muitos indivíduos possam morrer antes da conclusão desse processo. Dessa forma, a redução do EIP aumenta a probabilidade de que os mosquitos sobrevivam tempo suficiente para transmitir o patógeno. Em carrapatos, por outro lado, que geralmente apresentam maior longevidade, esse fator tende a exercer menor influência sobre o potencial de transmissão (Souza e Weaver, 2024).

Cao *et al.* (2025) também apontaram que um alto aquecimento climático pode aumentar as áreas de risco e alterar a distribuição das espécies de carrapatos. Entretanto, a influência dos fatores climáticos não ocorre de forma uniforme entre os carrapatos, sendo mais pronunciada em espécies exofílicas em comparação às nidícolas, bem como naquelas com ciclo de dois ou três hospedeiros em relação às de um único hospedeiro (Alasmari *et al.*, 2025).

Outro efeito das mudanças climáticas é a ampliação da distribuição geográfica dos vetores e a alteração de sua sazonalidade (Abbasi, 2025; McIntyre *et al.*, 2017). Atkinson, Nielsen e Caraguel (2025) realizaram um estudo investigando o impacto das mudanças de temperatura globais sobre a probabilidade de *D. immitis* completar EIP e, conseqüentemente,

completar o ciclo da infecção. Eles apontam que a temperatura controla diretamente a transmissão, uma vez que ela é responsável por regular o EIP de *D. immitis* nos mosquitos. Ou seja, em regiões com temperaturas abaixo de 14°C, esse processo é interrompido (AHS, 2024).

Eles observaram que existem indícios de expansão geográfica da doença, uma vez que ela está aparecendo em regiões onde antes eram raros os casos (partes da Europa e América do Norte), porém o impacto ainda é limitado. No entanto, uma grande expansão é prevista para o futuro, já que as barreiras térmicas irão diminuir e áreas favoráveis irão aumentar o número de casos e regiões densamente povoadas vão se tornar adequadas, podendo resultar em cenários de hiperendemicidade (transmissão constante e alta) (Atkinson; Nielsen e Caraguel, 2025).

Os eventos de precipitação também estão sofrendo mudanças globalmente. Segundo o IPCC (2023), os ciclos hidrológicos estão se intensificando pelo mundo, resultando em chuvas mais intensas e secas mais frequentes. A América do Sul não segue um padrão uniforme, apresentando algumas tendências. Segundo o IPCC (2023), as mudanças climáticas tendem a alterar os padrões de precipitação e aumentar a ocorrência de eventos extremos em diversas regiões, podendo influenciar a dinâmica de vetores e patógenos.

De modo geral, ambientes mais úmidos tendem a favorecer a presença e sobrevivência de vetores, enquanto períodos prolongados de seca podem reduzir sua viabilidade, especialmente no caso dos carrapatos (Ogden e Lindsay, 2016). Baixos índices de precipitação, principalmente em meses mais secos, reduzem a adequação dos ambientes aos carrapatos, uma vez que eles são sensíveis à dessecação e precisam de umidade no ambiente em que vivem (Cao *et al.*, 2025). Para insetos dípteros, os efeitos variam conforme a disponibilidade de água no ambiente, fator essencial para seus locais de reprodução (Ogden e Lindsay, 2016).

Cao *et al.* (2025) também relataram a influência da radiação solar como um fator crítico na distribuição dos carrapatos. Segundo os autores, esse fator exerce um papel relevante na distribuição de carrapatos, atuando de forma indireta por meio de sua influência sobre a temperatura do solo, o ciclo hidrológico e as características da paisagem. Níveis adequados de radiação podem favorecer a sobrevivência desses artrópodes durante períodos desfavoráveis, como o inverno, enquanto valores extremos tendem a limitar sua ocorrência. Esse padrão contribui para explicar a baixa adequação de determinadas regiões, mesmo

quando apresentam condições térmicas e de precipitação semelhantes às de áreas onde os carrapatos estão estabelecidos.

De forma geral, os vetores, principalmente mosquitos e carrapatos, apresentam elevada plasticidade fenotípica, o que lhes permite ajustar-se às variações ambientais por meio de alterações comportamentais — como a busca por hospedeiros, escolha de locais de repouso e padrões de alimentação — e também por mudanças em processos fisiológicos, incluindo tolerância térmica, resistência à dessecação e respostas imunes (Abbasi, 2025). No entanto, as discussões sobre os efeitos das mudanças climáticas nas doenças transmitidas por vetores têm se concentrado principalmente em enfermidades transmitidas por mosquitos, como dengue e malária, enquanto zoonoses transmitidas por outros vetores, como carrapatos, recebem comparativamente menos atenção (Ogden e Lindsay, 2016). Importante ressaltar que os efeitos das mudanças climáticas sobre os carrapatos não ocorrem da mesma forma que nos mosquitos, mesmo ambos sendo vetores de doenças. Ogden e Lindsay (2016) apontam que, diferentemente dos mosquitos, esses aracnídeos respondem de forma mais lenta e gradual às mudanças climáticas devido ao seu ciclo de vida mais longo e à dependência de hospedeiros e refúgios (solo). Ou seja, as mudanças climáticas afetam os carrapatos principalmente via ecologia do habitat e dos hospedeiros.

Porém, mesmo apresentando maior dificuldade em comparação aos mosquitos (por dependerem dos hospedeiros), as doenças transmitidas por carrapatos também estão se expandindo (Ogden e Lindsay, 2016). Os resultados do trabalho realizado por Alkische, Raghavan e Peterson (2021) apontaram que a maioria das espécies de carrapatos estudados por eles, especialmente *I. scapularis*, *I. cookei* e *A. americanum*, apresentavam uma tendência de expansão para o norte dos Estados Unidos e, inclusive uma tendência de retração nas porções mais ao sul da distribuição, provavelmente devido ao aumento da temperatura.

Dessa forma, a interação entre fatores ambientais e a biologia dos vetores determina, de maneira complexa e variável, a dinâmica de transmissão das doenças, sendo fundamental considerar as diferenças ecológicas e fisiológicas entre esses grupos, como mosquitos e carrapatos, para uma compreensão mais precisa dos padrões epidemiológicos e da distribuição de patógenos como *Dirofilaria immitis* e *Ehrlichia* spp..

1.4.2. Fatores Antrópicos

Juntamente com as mudanças ambientais, impulsionadas pelas atividades humanas, outras ações antrópicas também afetam a diversidade, distribuição e contato dos vetores com os hospedeiros.

A antropização pode ser entendida como o processo de alteração dos ambientes naturais pela atividade humana, estando associada principalmente à urbanização, à remoção da cobertura vegetal nativa e à expansão do uso agrícola do solo (Perrin; Glaizot; Christe, 2022). Esses processos estão diretamente relacionados a mudanças na dinâmica ecológica das comunidades, incluindo a fragmentação de habitats e a perda de biodiversidade, o que favorece espécies mais generalistas e adaptadas a ambientes antrópicos, muitas das quais apresentam relevância epidemiológica como vetores de patógenos (Guedes, 2012; Souza e Weaver, 2024; Yessinou *et al.*, 2025; Nogueira *et al.*, 2022; Rocklöv e Dubrow, 2020).

McKinney (2006) descreve que processos associados à urbanização e à antropização promovem a homogeneização biótica, caracterizada pela substituição de espécies nativas por espécies generalistas amplamente distribuídas (McKinney, 2006). Vetores generalistas conseguem se adaptar à perda de habitat e de hospedeiros, uma vez que exploram múltiplas espécies hospedeiras, o que pode favorecer a transmissão interespecífica de patógenos (Esser *et al.*, 2019). Essa descrição pode ser percebida tanto nos vetores de *D. immitis* (culicídeos), mas principalmente nos vetores de *Ehrlichia* spp..

Carrapatos dependem fortemente da presença de hospedeiros para completarem seu ciclo de vida. Esse padrão é ainda mais evidente em espécies com alta especificidade de hospedeiro ou com ciclos de vida complexos envolvendo múltiplos hospedeiros. Assim, a redução ou perda dessas espécies hospedeiras pode levar à desestruturação das comunidades parasitárias, favorecendo a persistência de espécies mais generalistas (Esser *et al.*, 2019).

Embora esse padrão seja particularmente evidente em carrapatos, fenômenos semelhantes também são observados em mosquitos. De modo geral, a antropização reduz a abundância e a diversidade de mosquitos, principalmente pela diminuição de habitats naturais de reprodução. No entanto, algumas espécies de importância epidemiológica tendem a se beneficiar desses ambientes, uma vez que são capazes de utilizar criadouros artificiais (como baldes, bromélias ornamentais ou vasos de plantas) e se adaptar a condições urbanas, como *Ae. albopictus* e *Ae. aegypti* (Perrin; Glaizot; Christe, 2022).

Espécies tolerantes à antropização podem direcionar energia para crescimento e reprodução em detrimento de mecanismos de defesa contra patógenos. Além disso, processos

ecológicos e evolutivos podem favorecer a convergência espacial entre patógeno, hospedeiro e vetor, aumentando a eficiência de transmissão, de modo que os vetores mais eficientes tendem a ser aqueles melhor adaptados a ambientes com alta densidade humana (Perrin; Glaizot; Christe, 2022).

Ademais, a ocupação de habitats naturais pela urbanização e pela expansão agrícola intensifica o contato entre humanos, animais domésticos e fauna silvestre. Esse processo, associado à fragmentação dos habitats, favorece o aumento das interações entre hospedeiros e vetores, promovendo o surgimento de novas relações parasita-hospedeiro (Nogueira *et al.*, 2022; Rippel *et al.*, 2025).

Além da urbanização, o deslocamento de humanos e seus animais de companhia pelo planeta tem facilitado o transporte de vetores e patógenos para locais anteriormente considerados livres (Vitousek *et al.*, 1997; Chomel, 2011). Nesse contexto, as espécies do complexo *R. sanguineus* representam um exemplo de “globalização de parasitas”, devido à sua ampla distribuição, que foi claramente facilitada pelo deslocamento de cães com seus tutores ou por meio do comércio (Chomel, 2011).

Diante desse cenário, torna-se fundamental o monitoramento contínuo de agentes transmitidos por vetores de importância veterinária e zoonótica, como *D. immitis* e espécies do gênero *Ehrlichia*. Embora Florianópolis apresenta condições climáticas mais amenas quando comparada a outras regiões brasileiras com elevadas frequências dessas infecções (Labarthe *et al.*, 2014), o município possui características que justificam a atualização constante dos dados epidemiológicos, incluindo sua localização litorânea, o intenso fluxo de pessoas e animais, o crescimento urbano e as alterações ambientais observadas nas últimas décadas (SMTDEI, 2024; SMPIU, 2024). Além disso, o aumento expressivo da população de *Ae. aegypti* registrado no município ((DIVE/SC, 2015; DIVE/SC, 2024), juntamente com o crescimento do número de casos de leishmaniose visceral canina (LVC) transmitida por flebotomíneos (DIVE, 2025; Mann *et al.*, 2021), evidencia mudanças na dinâmica das doenças transmitidas por vetores em Florianópolis. Embora esses agentes possuam ciclos biológicos e vetores distintos, esse cenário demonstra como alterações ambientais, urbanização, movimentação de animais e adaptação de vetores podem favorecer a emergência, estabelecimento ou expansão de enfermidades anteriormente consideradas de menor relevância epidemiológica na região (Vitousek *et al.*, 1997; Chomel, 2011; Dantas-Torres e Otranto, 2026; Colwell; Dantas-Torres; Otranto, 2011; Abbasi, 2025). Considerando o número limitado de estudos recentes sobre a circulação desses agentes em

Florianópolis, esse contexto destaca a importância da vigilância epidemiológica para o acompanhamento de possíveis mudanças nos padrões de ocorrência dessas infecções e para o fornecimento de subsídios a estratégias de prevenção, diagnóstico e controle.

2 OBJETIVOS

2.1. OBJETIVO GERAL

Investigar a frequência de *Dirofilaria immitis* e *Ehrlichia* spp. em cães de Florianópolis, Santa Catarina, por meio da análise molecular das amostras, contribuindo com dados atualizados para a vigilância epidemiológica de zoonoses transmitidas por vetores na região Sul do Brasil

2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

I. Avaliar presença e a distribuição regional das amostras positivas para *D. immitis* e *Ehrlichia* spp. no município de Florianópolis;

II. Analisar a diferença na frequência de infecção entre os sexos;

3 MATERIAIS E MÉTODOS

3.1. DELINEAMENTO DO ESTUDO

O presente trabalho caracteriza-se como um estudo observacional transversal descritivo de prevalência (Capili, 2021), realizado a partir da análise de amostras de cães provenientes de Florianópolis, Santa Catarina.

3.2. ASPECTOS ÉTICOS

Foi realizada consulta ao Comitê de Ética no Uso de Animais (CEUA) da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC) sob protocolo 7727200725, que dispensou a necessidade de aprovação ética do projeto segundo a RN 55/2022, por se tratar de sobras de amostras biológicas colhidas pelos serviços de vigilância sanitária.

3.3. LOCAL DA PESQUISA

O estudo foi realizado no município de Florianópolis, capital do estado de Santa Catarina, localizada na região Sul do Brasil. O município possui clima subtropical úmido, com temperatura média anual de 21 °C e alta umidade relativa (INMET, 2024). O município foi recentemente dividido em cinco regiões determinadas pelo Decreto nº 29.142/2026

(Florianópolis, 2026): Central, Continental, Norte, Sul e Leste. A distribuição dos casos foi analisada de acordo com essa divisão territorial.

O município apresenta fatores que favorecem o desenvolvimento de mosquitos vetores de *D. immitis*, especialmente áreas alagadas, além de apresentar áreas urbanas com grande concentração de animais domiciliados e semi-domiciliados, o que pode contribuir para a persistência da dirofilariose (Labarthe *et al.*, 2014). Da mesma forma, essas condições podem favorecer a manutenção da cadeia de transmissão da erliquiose canina, transmitida principalmente pelo carrapato *R. sanguineus s. l.* (Taylor; Coop; Wall, 2016), espécie altamente adaptada a ambientes urbanos (Nogueira *et al.*, 2024).

3.4. COLETA DAS AMOSTRAS

Foram coletadas 180 amostras de sangue de cães provenientes de diferentes bairros de Florianópolis entre fevereiro e novembro de 2025, por meio de parceria com o Centro de Controle de Zoonoses (CCZ) de Florianópolis. O CCZ realiza rotineiramente inquéritos sorológicos para detecção de LVC no município, sendo as amostras com resultado negativo no teste imunocromatográfico TR DPP® Leishmaniose Visceral Canina – Bio-Manguinhos normalmente descartadas. Essas amostras foram cedidas ao Laboratório de Protozoologia da UFSC e foram armazenadas em freezer a -20°C até o momento das análises.

Para estimar o número mínimo de amostras, utilizou-se a fórmula de amostragem aleatória simples proposta por Thrusfield (2008):

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

em que n é o tamanho amostral necessário, Z é o valor da distribuição normal padrão correspondente ao nível de confiança adotado (1,96 para 95% de confiança), p é a prevalência esperada e d é a precisão absoluta desejada, correspondente à margem de erro adotada (5%).

Para a pesquisa de *D. immitis*, foi considerada a prevalência esperada de 9,7%, calculada com base na média de três estudos prévios realizados no município: Labarthe *et al.*, (1992 apud Labarthe *et al.*, 2014), Labarthe *et al.* (2014) e Araújo *et al.* (2003), que relataram prevalências de 12%, 15% e 2,1%, respectivamente. O nível de confiança adotado foi de 95% ($Z = 1,96$) e o erro estatístico de 5% ($d = 0,05$). Assim, o número mínimo de amostras a serem analisadas foi 135.

Já para a pesquisa de *Ehrlichia* spp. foi considerada a prevalência esperada de 2,45%, considerando o dado de prevalência prévia (Orlandi, 2019). Considerando o nível de confiança de 95% ($Z = 1,96$) e o erro estatístico de 5% ($d = 0,05$), o número de amostras mínimas para garantir um resultado estatisticamente seguro foi de 37 amostras.

Embora tenha sido realizado cálculo amostral com base em estimativas de prevalência previamente descritas na literatura, os resultados do presente estudo foram interpretados como frequência de detecção dos agentes, e não como prevalência populacional definitiva. Isso se deve ao caráter não probabilístico da amostragem e à distribuição heterogênea das amostras entre as regiões avaliadas, fatores que limitaram inferências epidemiológicas populacionais mais amplas.

3.5. EXTRAÇÃO DE DNA

3.5.1 Extração a partir de sangue total

A extração de DNA foi realizada a partir do sangue total utilizando partículas magnéticas Sera-Mag SpeedBeads (funcionalizadas com grupos carboxilato), na proporção de 100 μ L de sangue, 300 μ L de tampão de lise, 1,5 μ L proteinase K e 100 μ L de beads.

No dia anterior à extração, as amostras foram lavadas com tampão de lise de hemácias (*Red Blood Cell Lysis Buffer* – RLB; 0,155 M NH_4Cl ; 10 mM KHCO_3 ; 0,1 M EDTA; pH 7,6) (Guha *et al.*, 2017). Foi adicionado 1 mL de tampão RLB ao sangue, seguido de centrifugação à rotação máxima por 6 minutos, em temperatura ambiente. O sobrenadante foi descartado e o procedimento repetido até que o *pellet* apresentasse uma coloração mais clara.

Em seguida, o pellet foi ressuscitado em tampão de lise (10 mM Tris-HCl pH7,4; 10 mM NaCl; 25 mM EDTA pH8,0; 1% SDS) e adicionada proteinase K (20mg/mL), seguido de incubação *overnight* ou até a completa digestão do material a 42 °C.

No dia da extração, as amostras previamente digeridas foram centrifugadas a rotação máxima por 3 minutos. O sobrenadante foi transferido para um novo tubo de 1,5 ml e incubado por 10 minutos junto com 1 μ L RNase (10 mg/ml).

As partículas magnéticas (previamente preparadas em solução de PEG-8000, NaCl, Tween 20 e Tris-EDTA, e homogeneizadas em temperatura ambiente) foram adicionadas ao lisado e incubadas por 30 minutos à temperatura ambiente. Após esse período, os tubos foram transferidos para a estante magnética para que ocorresse a separação.

Após a separação, a fase líquida foi removida e realizaram-se duas lavagens com 1 mL de etanol 80%, com incubação de 30 segundos cada, para remoção de impurezas. O etanol foi cuidadosamente aspirado, e os tubos permaneceram abertos para secagem ao ar, evitando-se o ressecamento excessivo das partículas magnéticas.

Após a secagem, os tubos foram removidos da estante magnética, e o sedimento foi ressuspensionado em 50 µL de água Milli-Q com incubação de 1 a 2 minutos. Em seguida, os tubos foram novamente posicionados na estante magnética até completa separação das partículas magnéticas, e o sobrenadante foi transferido para um novo tubo.

Para confirmar a efetividade da extração e se as amostras estavam íntegras, foi realizada uma reação em cadeia da polimerase (PCR) visando a amplificação do gene Gliceraldeído-3-fosfato desidrogenase (GAPDH), um gene endógeno para mamíferos (Rottman; Tompkins; Tompkins, 1996).

3.5.2 Extração a partir de coágulo sanguíneo

Uma parte das amostras foi obtida em tubos sem anticoagulante com gel separador (SST). Para a extração de DNA, com o auxílio de pipeta *Pasteur*, o gel foi cuidadosamente removido para possibilitar a coleta do coágulo sanguíneo.

Em seguida, um fragmento do coágulo foi transferido para um microtubo de 2 mL contendo partículas de vidro de 2 mm e 1 mL de tampão RLB. O material foi submetido ao disruptor L-BEADER 6, sob as seguintes condições: 5 ciclos de 40 segundos a 4.000 rpm, com intervalos de 40 segundos entre os ciclos.

Após a homogeneização, o material foi transferido para um novo tubo, e o protocolo seguiu as mesmas etapas descritas para a extração a partir de sangue total.

3.6. DIAGNÓSTICO MOLECULAR

O diagnóstico molecular das amostras caninas foi realizado por meio da técnica de PCR. Para atestar a integridade das extrações, foi realizada a amplificação do gene GAPDH (401pb), com os iniciadores GAPDHF (5'-CCT TCA TTG ACC TCA ACT ACA T-3') e GAPDHR (5'-CCA AAG TTG TCA TGG ATG ACC-3').

A reação de PCR foi composta por 2 µL de tampão 1X, 0,6 µL de cloreto de magnésio (MgCl₂) a 1,5 mM, 1 µL de desoxirribonucleosídeo trifosfato (dNTPs) a 2 mM, 0,2 µL de cada iniciador a 0,2 µM, 0,2 µL de Taq DNA polimerase (1 unidade), 1,8 µL de água tratada com DEPC e 4 µL de DNA extraído da amostra. O programa de amplificação incluiu uma

etapa inicial de desnaturação a 94 °C por 3 minutos, seguida de 35 ciclos a 94 °C por 45 segundos, 56 °C por 45 segundos e 72 °C por 1 minuto, com uma extensão final a 72 °C por 7 minutos.

Em seguida, as amostras que amplificaram o gene GAPDH foram submetidas aos testes para os patógenos estudados. Para *D. immitis*, o objetivo foi a amplificação de um fragmento (635 pb) do gene da subunidade 1 da citocromo oxidase c (COI) de nematoides filarídeos. A reação foi conduzida com os iniciadores COIntF (5'-TGA TTG GTG GTT TTG GTA A-3') e COIntR (5'-ATA AGT ACG AGT ATC AAT ATC-3') (Ramos *et al.*, 2024), que amplificam produtos do tamanho esperado para até onze espécies de filarídeos, conforme descrito por Casiraghi *et al.* (2001).

A reação de PCR foi composta por 2 µL de tampão 1X, 0,6 µL de MgCl₂ a 1,5 mM, 1 µL de dNTPs a 2 mM, 0,4 µL de cada iniciador a 0,4 pmol, 0,2 µL de Taq DNA polimerase (1 unidade), 1,4 µL de água tratada com DEPC e 4 µL de DNA extraído da amostra. O programa de amplificação incluiu uma etapa inicial de desnaturação a 95 °C por 2 minutos, seguida de 40 ciclos a 95 °C por 45 segundos, 52 °C por 45 segundos e 72 °C por 90 segundos, com uma extensão final a 72 °C por 5 minutos.

Para *Ehrlichia* spp., o objetivo foi a amplificação de um fragmento do gene 16S rDNA por meio de uma PCR *nested*, com o objetivo de aumentar a sensibilidade e especificidade da detecção. A primeira reação foi conduzida com os iniciadores Ehr16S_F1 (5'-TCG CTA TTA GAT GAG CCT A-3') e Ehr16S_R2 (5'-AGC ACA CCA GCT TCG AGT TA-3'), gerando um fragmento de 1202 pb. A segunda reação foi realizada a partir do produto da primeira amplificação, utilizando os iniciadores Ehr16S_F2 (5'-TGA CAT GAA GGT CGT ATC C-3') e Ehr16S_R3 (5'-AGT TAA GCC AAT TCC CAT GG-3'), resultando em um fragmento de 442 pb, conforme descrito por Buysse *et al.* (2024).

A primeira reação de PCR foi composta por 2 µL de tampão 1X, 0,6 µL de MgCl₂ a 1,5 mM, 1 µL de dNTPs a 2 mM, 0,4 µL de cada iniciador a 0,4 pmol, 0,2 µL de Taq DNA polimerase (1 unidade), 1,4 µL de água tratada com DEPC e 4 µL de DNA extraído da amostra. O programa de amplificação incluiu uma etapa inicial de desnaturação a 94 °C por 2 minutos, seguida de 35 ciclos a 94 °C por 30 segundos, 58 °C por 30 segundos e 72 °C por 1 minuto, com uma extensão final a 72 °C por 5 minutos.

Já a segunda reação de PCR foi composta por 2 µL de tampão 1X, 0,6 µL de MgCl₂ a 1,5 mM, 1 µL de dNTPs a 2 mM, 0,4 µL de cada iniciador a 0,4 pmol, 0,2 µL de Taq DNA polimerase (1 unidade), 4,4 µL de água tratada com DEPC e 1 µL do resultado da primeira

reação de PCR. O programa de amplificação incluiu uma etapa inicial de desnaturação a 94 °C por 2 minutos, seguida de 35 ciclos a 94 °C por 30 segundos, 54 °C por 30 segundos e 72 °C por 1 minuto, com uma extensão final a 72 °C por 5 minutos

Foram utilizados como controles positivos uma amostra de DNA de microfilárias de *D. immitis* purificadas e DNA de um cão sabidamente positivos para *E. canis* já conhecida e sequenciada armazenada no Laboratório de Protozoologia. Os controles de extração e os controles negativos também foram rodados juntamente com as amostras. Apenas as reações que apresentaram ambos os controles negativos foram consideradas.

As amplificações foram observadas em gel de agarose a 1%, coradas em brometo de etídio e observadas sob o transiluminador UV. As amostras positivas foram novamente submetidas à PCR, e os amplicons obtidos foram purificados com partículas magnéticas, utilizando-se o mesmo protocolo empregado na extração de DNA. Para a purificação, foi utilizado um volume de partículas correspondente ao dobro do volume da reação de PCR.

As amostras purificadas foram enviadas para sequenciamento por meio do método de Sanger para confirmação das espécies de *Ehrlichia* e *D. immitis*, especialmente porque os iniciadores utilizados para detecção de *D. immitis* poderiam amplificar DNA de *A. reconditum*.

A qualidade das sequências obtidas foi avaliada manualmente por meio da inspeção dos cromatogramas no software Chromas, considerando a qualidade dos picos, a presença de sobreposição de sinais e possíveis bases ambíguas. A partir das sequências consenso geradas, as regiões correspondentes aos iniciadores foram removidas manualmente.

Posteriormente, a sequência consenso obtida foi submetida à análise via BLASTn (Basic Local Alignment Search Tool), com o objetivo de comparar sua identidade com sequências depositadas no banco de dados GenBank do NCBI (National Center for Biotechnology Information), visando a identificação do agente infeccioso. Foram consideradas específicas apenas as sequências que apresentavam entre 97% e 100% de identidade e cobertura superior a 99%. Posteriormente, foi realizado e analisado o alinhamento das sequências no programa Clustal Omega disponibilizado pelo EMBL-EBI (Madeira *et al.*, 2024).

3.7. ESTATÍSTICA

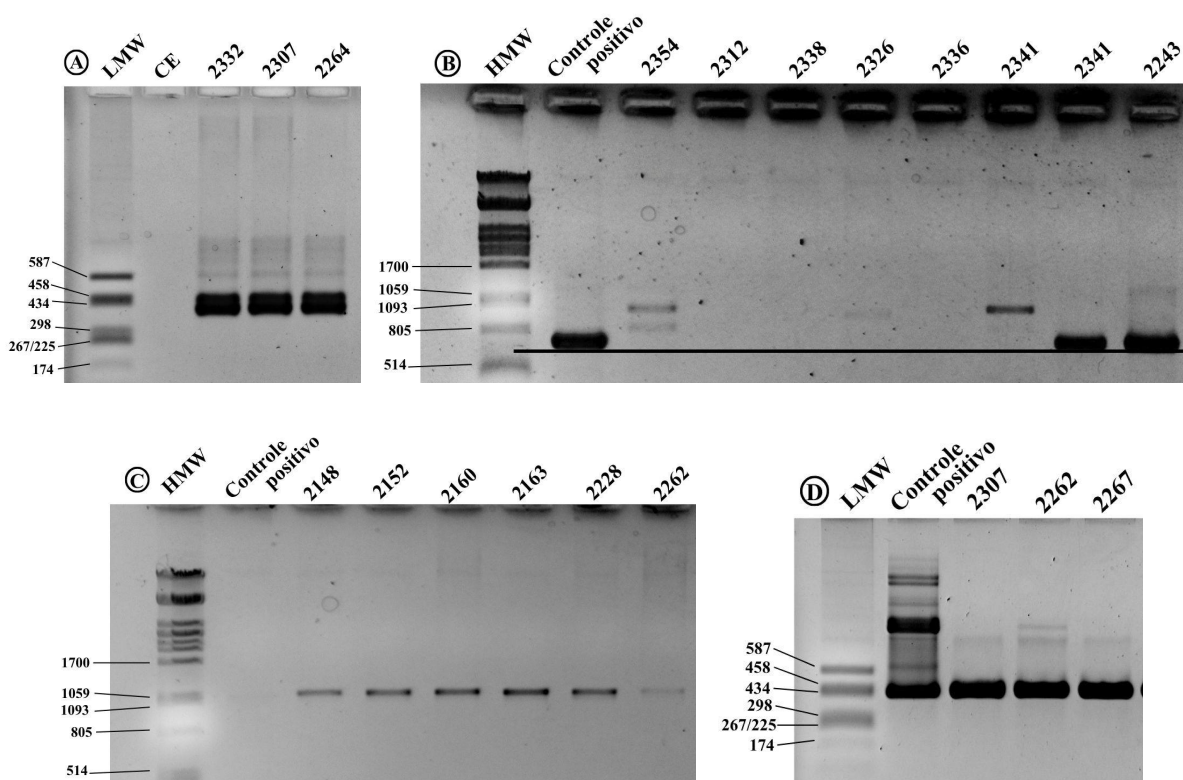
Foram realizadas análises descritivas das prevalências, acompanhadas de intervalos de confiança de 95% (IC95%) calculados pelo método de Wilson. Comparações entre proporções

foram realizadas pelo teste exato de Fisher, adotando-se nível de significância de 5% ($p < 0,05$). O gráfico foi elaborado no software R (R Core Team, 2025), enquanto o mapa foi produzido no software QGIS (QGIS Development Team, 2025).

4 RESULTADO

Todas as 180 amostras foram positivas para a amplificação do gene endógeno GAPDH. Destas, 2 foram positivas para a amplificação do fragmento do gene COI de filarídeos, enquanto 7 foram positivas para o 16S rDNA de *Ehrlichia* spp. após as respectivas reações de PCR (Fig. 6). Não foram observados casos de coinfeção entre os patógenos analisados.

Figura 6 - Géis representativos de cada reação de PCR realizada durante o presente trabalho.



Legenda: A: Amplificação do gene GAPDH (401 pb) com todas as amostras positivas; B: Amplificação do fragmento do gene COI de nematoides filarídeos (635 pb), com apenas o controle positivo e as amostras 2341 e 2243 positivas; C: Amplificação da primeira reação da PCR *nested* do gene 16S rDNA de *Ehrlichia* spp., com todas as amostras positivas e com uma boa amplificação da primeira reação (1202 pb), com exceção da amostra 2262; D: Amplificação da segunda reação da PCR *nested* do gene 16S rDNA de *Ehrlichia* spp. (442 pb), com todas as amostras positivas. Nota: CE = controle de extração; LMW = padrão de baixo peso molecular; HMW = padrão de alto peso molecular.

Fonte: Elaborado pela autora

As 9 amostras positivas foram submetidas a sequenciamento. As amostras positivas para *Ehrlichia* que apresentaram amplificação satisfatória na primeira reação da PCR *nested* tiveram esse produto utilizado para o sequenciamento. Já as amostras com baixa amplificação nessa etapa foram sequenciadas a partir do produto da segunda reação da PCR *nested* (Fig. 6), resultando em sequências com menor número de pares de bases.

Após análise de similaridade das sequências nucleotídicas com o banco de dados GenBank, foi possível a identificação molecular específica dos agentes. As duas amostras positivas para filarídeos foram identificadas como *Dirofilaria immitis*, enquanto as sete amostras positivas para *Ehrlichia* spp. foram identificadas como *Ehrlichia canis*. Nenhuma das amostras amplificadas para o gene COI apresentou maior similaridade com *A. reconditum* ou outros filarídeos, confirmando que todas as amostras positivas pertenciam a *D. immitis*. Tanto as amostras positivas para a amplificação do gene 16S rDNA para *Ehrlichia* (Tabela 1) e do fragmento do gene COI para filarídeos (Tabela 2) apresentaram alta similaridade nucleotídica quando comparadas à sequência de referência.

Tabela 1 - Resultados da análise BLAST das sequências do fragmento do gene 16S rDNA para *Ehrlichia* spp. obtidas a partir de amostras de sangue de cães de Florianópolis -SC

Amostra	Nº pares de bases (pb)	Identidade com sequência referência (EF195134.1)*	Localização da amostra
2148	888 pb	99,89%	Itacorubi
2160	1070 pb	99,72%	João Paulo
2163	1088 pb	100%	Rio Vermelho
2354	1065 pb	99,81%	Ingleses
2307	403 pb	100%	Rio Vermelho
2262	403 pb	100%	Trindade
2267	403 pb	100%	Campeche

* EF195134.1 (*Ehrlichia canis* strain Brazil-CO1 16S ribosomal RNA gene, partial sequence)

Nota: A variação no número de pares de bases entre as amostras deve-se ao fato de que algumas foram sequenciadas a partir da primeira reação da PCR *nested*, enquanto outras, que apresentaram baixa amplificação nessa etapa, foram sequenciadas a partir da segunda reação.

Fonte: Elaborado pela autora

Tabela 2 - Resultados da análise BLAST das sequências do fragmento do gene COI para filarídeos obtidas a partir de amostras de sangue de cães de Florianópolis -SC

Amostra	Nº pares de bases (pb)	Identidade com sequência referência (OR434081.1)*	Bairro de origem da amostra
2125	664	98,92%	Ratones
2243	628	98,92%	Itacorubi

* OR434081.1 (*Dirofilaria immitis* isolate 362 cytochrome c oxidase subunit I (COX1) gene, partial cds; mitochondrial)

Fonte: Elaborado pela autora

O alinhamento das duas sequências obtidas de *D. immitis* com a sequência referência também confirmou a elevada conservação nucleotídica entre as amostras analisadas (Fig. 7), indicando 100% de identidade entre as sequências obtidas dos cães de Florianópolis. Apesar da elevada similaridade geral observada entre as sequências, foram identificadas seis posições polimórficas em relação à sequência de referência OR434081.1

O alinhamento global das sequências obtidas de *E. canis* confirmou a elevada conservação nucleotídica entre as amostras analisadas (Fig. 8). No fragmento comum compartilhado por todas as sequências, incluindo a sequência referência, foi observada apenas uma única posição polimórfica, caracterizada por uma substituição entre timina (T) e citosina (C). As demais posições permaneceram conservadas entre os isolados avaliados. As sequências das amostras 2354 e 2160 apresentaram posições ambíguas, representadas por códigos de ambiguidade IUPAC, indicando incerteza na determinação do nucleotídeo em função da qualidade da base obtida no sequenciamento.

Figura 7 - Alinhamento do sequenciamento das amostras positivas para *Dirofilaria immitis* (continua)

A2125	TTTGTTTTGGTAATTGGATATTGCCTTTGATGTTGGGTGCTCCTGAGATAGCGTTTCCT	60
A2243	-----ATAGCGTTTCCT	12
OR434081.1	-----TTGGATATTGCCTTTGATGTTGGGTGCTCCTGAGATGGCGTTTCCT	46
	*** *****	
A2125	CGTGTTAATGCTTTATCTTTTGTATTTACTTTTGTGCTTTGTTGATGGTTTATCAATCT	120
A2243	CGTGTTAATGCTTTATCTTTTGTATTTACTTTTGTGCTTTGTTGATGGTTTATCAATCT	72
OR434081.1	CGTGTTAATGCTTTATCTTTTGTATTTACTTTTGTGCTTTGTTGATGGTTTATCAATCT	106

Figura 7 - Alinhamento do sequenciamento das amostras positivas para *Dirofilaria immitis* (conclusão)

A2125	TTTTTTATTGGAGGGGCTCTGGTAGTAGTTGAACCTTTTATCCTCCCTTGAGTGTGGAG	180
A2243	TTTTTTATTGGAGGGGCTCTGGTAGTAGTTGAACCTTTTATCCTCCCTTGAGTGTGGAG	132
OR434081.1	TTTTTTATTGGAGGGGCTCTGGTAGTAGTTGTACTTTTATCCTCCCTTGAGTGTGGAG	166

A2125	GGTCAGCCTGAGTTATCTTTAGATAGAATGATTTTAGGTCTTCATACTGTAGGTATTGGT	240
A2243	GGTCAGCCTGAGTTATCTTTAGATAGAATGATTTTAGGTCTTCATACTGTAGGTATTGGT	192
OR434081.1	GGTCAGCCTGAGTTATCTTTAGATAGAATGATTTTAGGTCTTCATACTGTAGGTATTGGT	226

A2125	TCTTTATTAGGTGCTATTAATTTTATGGTTACTACTCAGAATATGCGTTCTACTGCTGTA	300
A2243	TCTTTATTAGGTGCTATTAATTTTATGGTTACTACTCAGAATATGCGTTCTACTGCTGTA	252
OR434081.1	TCTTTATTAGGTGCTATTAATTTTATGGTTACTACTCAGAATATGCGTTCTACTGCTGTA	286

A2125	ACTTTAGATCAAATTAGTATGTTTGTGGTGAACCTCTTATTTGACTTCTTTTTTATTAGTG	360
A2243	ACTTTAGATCAAATTAGTATGTTTGTGGTGAACCTCTTATTTGACTTCTTTTTTATTAGTG	312
OR434081.1	ACTTTAGATCAAATTAGTATGTTTGTGGTGAACCTCTTATTTGACTTCTTTTTTATTAGTG	346

A2125	TTATCAGTGCCTGTTTTGGCTGGTTCCTTATTGTTTTGTTGTTGGATCGTAATTTTAAT	420
A2243	TTATCAGTGCCTGTTTTGGCTGGTTCCTTATTGTTTTGTTGTTGGATCGTAATTTTAAT	372
OR434081.1	TTATCAGTGCCTGTTTTGGCTGGTTCCTTATTGTTTTGTTGTTGGATCGTAATTTTAAT	406

A2125	ACCTCTTTTACGATACTAAGAAGGGTGGTAATCCTTTATTGTATCAGCATTTGTTTTGA	480
A2243	ACCTCTTTTACGATACTAAGAAGGGTGGTAATCCTTTATTGTATCAGCATTTGTTTTGA	432
OR434081.1	ACCTCTTTTACGATACTAAGAAGGGGGTAATCCTTTATTGTATCAGCATTTGTTTTGT	466

A2125	TTTTTTGGTCATCCTGAAGTTTATGTTATTATTTTACCGGTGTTTGGGATTGTTAGTGAA	540
A2243	TTTTTTGGTCATCCTGAAGTTTATGTTATTATTTTACCGGTGTTTGGGATTGTTAGTGAA	492
OR434081.1	TTTTTTGGTCATCCTGAAGTTTATGTTATTATTTTACCGGTGTTTGGGATTGTTAGTGAA	526

A2125	TGTGTTTTATTTTGGTACTGATAAGGATCGTTTGTGGTCAAAC TAGTATAACTTTTGCT	600
A2243	TGTGTTTTATTTTGGTACTGATAAGGATCGTTTGTGGTCAAAC TAGTATAACTTTTGCT	552
OR434081.1	TGTGTTTTATTTTGGTACTGATAAGGATCGTTTGTGGTCAAAC TAGTATAACTTTTGCT	586

A2125	TCTATTGGATTGCTGTTTTGGGTACTTCTGTTTGGGGTCATCATATGTATACAGCTGGG	660
A2243	TCTATTGGATTGCTGTTTTGGGTACTTCTGTTTGGGGTCATCATATGTATACAGCTGGG	612
OR434081.1	TCTATTGGATTGCTGTTTTGGGTACTTCTGTTTGGGGTCATCATATGTATACAGCCGGG	646

A2125	TGRA-----	664
A2243	TTGGATATTGATACTC	628
OR434081.1	TTGGATATTGTTACTC	662
*		

Legenda: As sequências foram alinhadas no software Clustal Omega e comparadas com sequência de referência (OR434081.1 - *Dirofilaria immitis* isolate 362 cytochrome c oxidase subunit I (COX1) gene, partial cds; mitochondrial) obtida do GenBank. Os asteriscos (*) indicam os nucleotídeos alinhados em todas as sequências..

Fonte: Elaborado pela autora

Figura 8 - Alinhamento do sequenciamento das amostras positivas para *Ehrlichia canis*
(continua)

A2307	-----	0
A2262	-----	0
A2267	-----	0
A2354	--AGGCTATGATCTATAGCTGGTCTGAGAGGACGATCAGCCACACTGGAAC TGAGATACG	58
A2160	CAAGGCTATGATCTATAGCTGGTCTGAKAGGACGATCAGCCWCACTGGAAC TGAGATACG	60
A2148	-----	0
A2163	--AGGCTATGATCTATAGCTGGTCTGAGAGGACGATCAGCCACACTGGAAC TGAGATACG	58
EF195134.1	CAAGGCTATGATCTATAGCTGGTCTGAGAGGACGATCAGCCACACTGGAAC TGAGATACG	60
A2307	-----	0
A2262	-----	0
A2267	-----	0
A2354	GTCCAGACTCCTACGGGAGGCAGCAGTGGGGAATATTGGACAATGGGCGAAAGCCTGATC	118
A2160	GTCCAGACTCCTACGGGAGGCAGCAGTGGGGAATATTGGACAATGGGCGAAAGCCTGATC	120
A2148	-----	0
A2163	GTCCAGACTCCTACGGGAGGCAGCAGTGGGGAATATTGGACAATGGGCGAAAGCCTGATC	118
EF195134.1	GTCCAGACTCCTACGGGAGGCAGCAGTGGGGAATATTGGACAATGGGCGAAAGCCTGATC	120
A2307	-----	0
A2262	-----	0
A2267	-----	0
A2354	CAGCTATGCCGCGTGAGTGAAGAAGGCCCTTCGGGTTGTAAAAC TCTTTCAATAGGGAAGA	178
A2160	CAGCTATGCCGCGTGAGTGAAGAAGGCCCTTCGGGTTGTAAAAC TCTTTCAATAGGGAAGA	180
A2148	-----	0
A2163	CAGCTATGCCGCGTGAGTGAAGAAGGCCCTTCGGGTTGTAAAAC TCTTTCAATAGGGAAGA	178
EF195134.1	CAGCTATGCCGCGTGAGTGAAGAAGGCCCTTCGGGTTGTAAAAC TCTTTCAATAGGGAAGA	180
A2307	-----	0
A2262	-----	0
A2267	-----	0
A2354	TAATGACGGTACCTATAGAAGAAGTCCCGGCAAACTCTGTGCCAGCAGCCGCGGTAATAC	238
A2160	TAATGACGGTACCTATAGAAGAAGTCCCGGCAAACTCTGTGCCAGCAGCCGCGGTAATAC	240
A2148	-----GGTACCTATAGAAGAAGTCCCGGCAAACTCTGTGCCAGCAGCCGCGGTAATAC	53
A2163	TAATGACGGTACCTATAGAAGAAGTCCCGGCAAACTCTGTGCCAGCAGCCGCGGTAATAC	238
EF195134.1	TAATGACGGTACCTATAGAAGAAGTCCCGGCAAACTCTGTGCCAGCAGCCGCGGTAATAC	240
A2307	-----	0
A2262	-----	0
A2267	-----	0
A2354	GGAGGGGGCAAGCGTTGTTTCGGAATTATTGGGCGTAAAGGGCACGTAGGTGGACTAGTAA	298
A2160	GGAGGGGGCAAGCGTTGTTTCGGAATTATTGGGCGTAAAGGGCACGTAGGTGGACTAGTAA	300
A2148	GGAGGGGGCAAGCGTTGTTTCGGAATTATTGGGCGTAAAGGGCACGTAGGTGGACTAGTAA	113
A2163	GGAGGGGGCAAGCGTTGTTTCGGAATTATTGGGCGTAAAGGGCACGTAGGTGGACTAGTAA	298
EF195134.1	GGAGGGGGCAAGCGTTGTTTCGGAATTATTGGGCGTAAAGGGCACGTAGGTGGACTAGTAA	300

Figura 8 - Alinhamento do sequenciamento das amostras positivas para *Ehrlichia canis*
(continuação)

A2307	-----	0
A2262	-----	0
A2267	-----	0
A2354	GTAAAAAGTGAAATACCAAAGCTTAACCTTTGGAGCGGCTTTTAATACTGCTAGACTAGAG	358
A2160	GTAAAAAGTGAAATACCAAAGCTTAACCTTTGGAGCGGCTTTTAATACTGCTAGACTAGAG	360
A2148	GTAAAAAGTGAAATACCAAAGCTTAACCTTTGGAGCGGCTTTTAATACTGCTAGACTAGAG	173
A2163	GTAAAAAGTGAAATACCAAAGCTTAACCTTTGGAGCGGCTTTTAATACTGCTAGACTAGAG	358
EF195134.1	GTAAAAAGTGAAATACCAAAGCTTAACCTTTGGAGCGGCTTTTAATACTGCTAGACTAGAG	360
A2307	-----	0
A2262	-----	0
A2267	-----	0
A2354	GTCGAAAGAGGATAGCGGAATTCCTAGTGTAGAGGTGAAATTCGTAGATATTAGGAGGAA	418
A2160	GTCGAAAGAGGATAGCGGAATTCCTAGTGTAGAGGTGAAATTCGTAGATATTAGGAGGAA	420
A2148	GTCGAAAGAGGATAGCGGAATTCCTAGTGTAGAGGTGAAATTCGTAGATATTAGGAGGAA	233
A2163	GTCGAAAGAGGATAGCGGAATTCCTAGTGTAGAGGTGAAATTCGTAGATATTAGGAGGAA	418
EF195134.1	GTCGAAAGAGGATAGCGGAATTCCTAGTGTAGAGGTGAAATTCGTAGATATTAGGAGGAA	420
A2307	-----	0
A2262	-----	0
A2267	-----	0
A2354	CACCAAGTGGCGAAGGCGGCTATCTGGTTCGATACTGACACTGAGGTGCGAAAGCGTGGGG	478
A2160	CACCAAGTGGCGAAGGCGGCTATCTGGTTCGATACTGACACTGAGGTGCGAAAGCGTGGGG	480
A2148	CACCAAGTGGCGAAGGCGGCTATCTGGTTCGATACTGACACTGAGGTGCGAAAGCGTGGGG	293
A2163	CACCAAGTGGCGAAGGCGGCTATCTGGTTCGATACTGACACTGAGGTGCGAAAGCGTGGGG	478
EF195134.1	CACCAAGTGGCGAAGGCGGCTATCTGGTTCGATACTGACACTGAGGTGCGAAAGCGTGGGG	480
A2307	-----	0
A2262	-----	0
A2267	-----	0
A2354	AGCAAACAGGATTAGATACCCTGGTAGTCCACGCTGTAAACGATGAGTGCTAAATGTGAG	538
A2160	AGCAAACAGGATTAGATACCCTGGTAGTCCACGCTGTAAACGATGAGTGCTAAATGTGAG	540
A2148	AGCAAACAGGATTAGATACCCTGGTAGTCCACGCTGTAAACGATGAGTGCTAAATGTGAG	353
A2163	AGCAAACAGGATTAGATACCCTGGTAGTCCACGCTGTAAACGATGAGTGCTAAATGTGAG	538
EF195134.1	AGCAAACAGGATTAGATACCCTGGTAGTCCACGCTGTAAACGATGAGTGCTAAATGTGAG	540
A2307	-----	0
A2262	-----	0
A2267	-----	0
A2354	GATTTTATCTTTGTATTGTAGCTAACGCGTTAAGCACTCCGCCTGGGGACTACGGTCGCA	598
A2160	GATTTTATCTTTGTATTGTAGCTAACGCGTTAAGCACTCCGCCTGGGGACTACGGTCGCA	600
A2148	GATTTTATCTTTGTATTGTAGCTAACGCGTTAAGCACTCCGCCTGGGGACTACGGTCGCA	413
A2163	GATTTTATCTTTGTATTGTAGCTAACGCGTTAAGCACTCCGCCTGGGGACTACGGTCGCA	598
EF195134.1	GATTTTATCTTTGTATTGTAGCTAACGCGTTAAGCACTCCGCCTGGGGACTACGGTCGCA	600

Figura 8 - Alinhamento do sequenciamento das amostras positivas para *Ehrlichia canis* (continuação)

A2307	-----	0
A2262	-----	0
A2267	-----	0
A2354	AGACTAAACTCAAAGGAATTGACGGGGACCCGCACAAGCGGTGGAGCATGTGGTTTAAT	658
A2160	AGACTAAACTCAAAGGAATTGACGGGGACCCGCACAAGCGGTGGAGCATGTGGTTTAAT	660
A2148	AGACTAAACTCAAAGGAATTGACGGGGACCCGCACAAGCGGTGGAGCATGTGGTTTAAT	473
A2163	AGACTAAACTCAAAGGAATTGACGGGGACCCGCACAAGCGGTGGAGCATGTGGTTTAAT	658
EF195134.1	AGACTAAACTCAAAGGAATTGACGGGGACCCGCACAAGCGGTGGAGCATGTGGTTTAAT	660
A2307	-----CTTCTAACAG	10
A2262	-----CTTCTAACAG	10
A2267	-----CTTCTAACAG	10
A2354	TCGATGCTACGCGAAAAACCTTACCACCTTTTGGACATGAAGGTCGTATCCCTTCTAACAG	718
A2160	TCGATGCTACGCGAAAAACCTTACCACCTTTTGGACATGAAGGTCGTATCCCTTCTAACAG	720
A2148	TCGATGCTACGCGAAAAACCTTACCACCTTTTGGACATGAAGGTCGTATCCCTTCTAACAG	533
A2163	TCGATGCTACGCGAAAAACCTTACCACCTTTTGGACATGAAGGTCGTATCCCTTCTAACAG	718
EF195134.1	TCGATGCTACGCGAAAAACCTTACCACCTTTTGGACATGAAGGTCGTATCCCTTCTAACAG	720
** *****		
A2307	GGGGAGTCAGTTCGGCTGGACCTTACACAGGTGCTGCATGGTTGTCGTCAGCTCGTGTCG	70
A2262	GGGGAGTCAGTTCGGCTGGACCTTACACAGGTGCTGCATGGTTGTCGTCAGCTCGTGTCG	70
A2267	GGGGAGTCAGTTCGGCTGGACCTTACACAGGTGCTGCATGGTTGTCGTCAGCTCGTGTCG	70
A2354	GGGGAGTCAGTTCGGCTGGACCTTACACAGGTGCTGCATGGTTGTCGTCAGCTCGTGTCG	778
A2160	GGGGAGTCAGTTCGGCTGGACCTTACACAGGTGCTGCATGGTTGTCGTCAGCTCGTGTCG	780
A2148	GGGGAGTCAGTTCGGCTGGACCTTACACAGGTGCTGCATGGTTGTCGTCAGCTCGTGTCG	593
A2163	GGGGAGTCAGTTCGGCTGGACCTTACACAGGTGCTGCATGGTTGTCGTCAGCTCGTGTCG	778
EF195134.1	GGGGAGTCAGTTCGGCTGGACCTTACACAGGTGCTGCATGGTTGTCGTCAGCTCGTGTCG	780

A2307	TGAGATGTTGGGTTAAGTCCCGCAACGAGCGCAACCCTCATTCTTAGTTACCAACAGGTA	130
A2262	TGAGATGTTGGGTTAAGTCCCGCAACGAGCGCAACCCTCATTCTTAGTTACCAACAGGTA	130
A2267	TGAGATGTTGGGTTAAGTCCCGCAACGAGCGCAACCCTCATTCTTAGTTACCAACAGGTA	130
A2354	TGAGATGTTGGGTTAAGTCCCGCAACGAGCGCAACCCTCATTCTTAGTTACCAACAGGTA	838
A2160	TGAGATGTTGGGTTAAGTCCCGCAACGAGCGCAACCCTCATTCTTAGTTACCAACAGGTA	840
A2148	TGAGATGTTGGGTTAAGTCCCGCAACGAGCGCAACCCTCATTCTTAGTTACCAACAGGTA	653
A2163	TGAGATGTTGGGTTAAGTCCCGCAACGAGCGCAACCCTCATTCTTAGTTACCAACAGGTA	838
EF195134.1	TGAGATGTTGGGTTAAGTCCCGCAACGAGCGCAACCCTCATTCTTAGTTACCAACAGGTA	840

A2307	ATGCTGGGCACTCTAAGGAACTGCCAGTGATAAACTGGAGGAAGGTGGGGATGATGTCA	190
A2262	ATGCTGGGCACTCTAAGGAACTGCCAGTGATAAACTGGAGGAAGGTGGGGATGATGTCA	190
A2267	ATGCTGGGCACTCTAAGGAACTGCCAGTGATAAACTGGAGGAAGGTGGGGATGATGTCA	190
A2354	ATGCTGGGCACTCTAAGGAACTGCCAGTGATAAACTGGAGGAAGGTGGGGATGATGTCA	898
A2160	ATGCTGGGCACTCTAAGGAACTGCCAGTGATAAACTGGAGGAAGGTGGGGATGATGTCA	900
A2148	ATGCTGGGCACTCTAAGGAACTGCCAGTGATAAACTGGAGGAAGGTGGGGATGATGTCA	713
A2163	ATGCTGGGCACTCTAAGGAACTGCCAGTGATAAACTGGAGGAAGGTGGGGATGATGTCA	898
EF195134.1	ATGCTGGGCACTCTAAGGAACTGCCAGTGATAAACTGGAGGAAGGTGGGGATGATGTCA	900

Figura 8 - Alinhamento do sequenciamento das amostras positivas para *Ehrlichia canis* (conclusão)

A2307	AATCAGCACGGCCCTTATAGGGTGGGCTACACACGTGCTACAATGGCAACTACAATAGGT	250
A2262	AATCAGCACGGCCCTTATAGGGTGGGCTACACACGTGCTACAATGGCAACTACAATAGGT	250
A2267	AATCAGCACGGCCCTTATAGGGTGGGCTACACACGTGCTACAATGGCAACTACAATAGGT	250
A2354	AATCAGCACGGCCCTTATAGGGTGGGCTACACACGTGCTMCAATGGCAACTACAATAGGT	958
A2160	AATCAGCACGGCCCTTATAGGGTGGGCTACACACGTGCTACAATGGCAACTACAATAGGT	960
A2148	AATCAGCACGGCCCTTATAGGGTGGGCTACACACGTGCTACAATGGCAACTACAATAGGT	773
A2163	AATCAGCACGGCCCTTATAGGGTGGGCTACACACGTGCTACAATGGCAACTACAATAGGT	958
EF195134.1	AATCAGCACGGCCCTTATAGGGTGGGCTACACACGTGCTACAATGGCAACTACAATAGGT	960

A2307	TGCGAGACCGCAAGGTTTAGCTAATCCATAAAAAGTTGTCTCAGTTCGGATTGTTCTCTGA	310
A2262	TGCGAGACCGCAAGGTTTAGCTAATCCATAAAAAGTTGTCTCAGTTCGGATTGTTCTCTGA	310
A2267	TGCGAGACCGCAAGGTTTAGCTAATCCATAAAAAGTTGTCTCAGTTCGGATTGTTCTCTGA	310
A2354	TGCGAGACCGCAAGGTTTAGCTAATCCATAAAAAGTTGTCTCAGTTCGGATTGTTCTCTGA	1018
A2160	TGCGAGACCGCAAGGTTTAGCTAATCCATAAAAAGTTGTCTCAGTTCGGATTGTTCTCTGA	1020
A2148	TGCGAGACCGCAAGGTTTAGCTAATCCATAAAAAGTTGTCTCAGTTCGGATTGTTCTCTGA	833
A2163	TGCGAGACCGCAAGGTTTAGCTAATCCATAAAAAGTTGTCTCAGTTCGGATTGTTCTCTGA	1018
EF195134.1	TGCGAGACCGCAAGGTTTAGCTAATCCATAAAAAGTTGTCTCAGTTCGGATTGTTCTCTGA	1020

A2307	AACTCGAGAGCATGAAGTCGGAATCGCTAGTAATCGTGGATCATCACGCCACGGTGAATA	370
A2262	AACTCGAGAGCATGAAGTCGGAATCGCTAGTAATCGTGGATCATCACGCCACGGTGAATA	370
A2267	AACTCGAGAGCATGAAGTCGGAATCGCTAGTAATCGTGGATCATCACGCCACGGTGAATA	370
A2354	AACTCGAGAGCATGAAGTCGGAATCCTAGTAATCGTGGATCATCAC-----	1065
A2160	AACTCGAGAGCATGAARTCGGAATCGCTAGTAATCGTGGATCATCACGCC-----	1070
A2148	AACTCGAGAGCATGAAGTCGGAATCGCTAGTAATCGTGGATCATCACGCCMCGGT----	888
A2163	AACTCGAGAGCATGAAGTCGGAATCGCTAGTAATCGTGGATCATCACGCCACGGTGAATA	1078
EF195134.1	AACTCGAGAGCATGAAGTCGGAATCGCTAGTAATCGTGGATCATCACGCCACGGTGAATA	1080

A2307	CGTTCTCGGGTCTTGTACACACTGCCCGTCACG-----	403
A2262	CGTTCTCGGGTCTTGTACACACTGCCCGTCACG-----	403
A2267	CGTTCTCGGGTCTTGTACACACTGCCCGTCACG-----	403
A2354	-----	1065
A2160	-----	1070
A2148	-----	888
A2163	CGTTCTCGGG-----	1088
EF195134.1	CGTTCTCGGGTCTTGTACACACTGCCCGTCACGCCATGG	1119

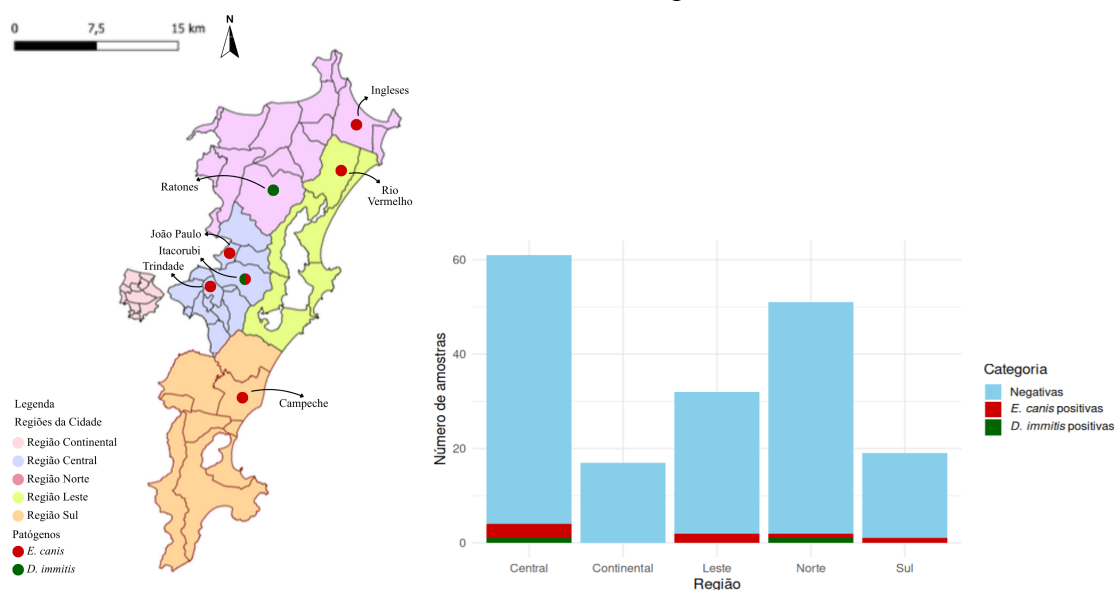
Legenda: As sequências foram alinhadas no software Clustal Omega e comparadas com sequência de referência (EF195134.1 - *Ehrlichia canis* strain Brazil-CO1 16S ribosomal RNA gene, partial sequence) obtida do GenBank. Os asteriscos (*) indicam os nucleotídeos alinhados em todas as sequências..

Fonte: Elaborado pela autora

Assim, em Florianópolis, foram identificadas duas amostras positivas para *D. immitis* por meio de PCR, correspondendo a uma frequência de cães positivos de 1,11% (2/180; IC95%: 0,13–3,96%). Já para *E. canis*, sete amostras apresentaram resultado positivo, resultando em uma frequência de 3,88% (7/180; IC95%: 1,58–7,85%).

Do total de amostras analisadas, 61 foram provenientes da Região Central de Florianópolis, 17 da Região Continental, 51 da Região Norte, 19 da Região Sul e 32 da Região Leste (Tabela 3). Quando analisadas individualmente, a Região Central e a Região Norte da Ilha foram as únicas que apresentaram casos positivos para *D. immitis*, com uma frequência de 1,63% (1/61; IC95%: 0,29–8,72%) e 1,96% (1/51; IC95%: 0,35–10,3%), respectivamente. Já para *E. canis*, a região com maior frequência foi a Região Leste, com uma frequência de 6,25% (2/32; IC95%: 1,73–20,15%). Em seguida veio a Região Sul, com 5,26% (1/19; IC95%: 0,94–24,64%), a Região Central, com 4,91% (3/61; IC95%: 1,69–13,49%) e a Região Norte com 1,96% (1/51; IC95%: 0,35–10,3%) (Fig. 9 e 10). No entanto, não foi observada diferença significativa entre as regiões avaliadas quanto à positividade para *E. canis* (teste exato de Fisher; $p = 0.7513$) e nem para *D. immitis* (teste exato de Fisher; $p = 1$).

Figura 9 - Distribuição espacial das amostras de cães positivas para *Dirofilaria immitis* e *Ehrlichia canis* em Florianópolis, SC



Legenda: A: Mapa da distribuição dos casos positivos para *D. immitis* e *E. canis* em Florianópolis. Os pontos indicam apenas a presença de casos nos bairros, sem representar o número de animais positivos. As cores identificam as diferentes regiões do município; B: Gráfico mostrando a distribuição dos casos de *D. immitis* e *E. canis* por região de Florianópolis

Fonte: Elaborado pela autora

Tabela 3 - Frequência de positividade para *Dirofilaria immitis* e *Ehrlichia canis* em cães segundo bairros, distritos e regiões de Florianópolis, SC (continua)

Bairros	Nº Cães (Nº Positivos <i>E. canis</i> - <i>D. immitis</i>)	Distrito	Nº Cães (Nº Positivos <i>E. canis</i> - <i>D. immitis</i>)	Região	Nº Cães (Nº Positivos <i>E. canis</i> - <i>D. immitis</i>)	Frequência por região (%)
Agronômica	6 (0-0)	Distrito Sede	11 (0-0)	Região Central	61 (3-1)	<i>E. canis</i> 4,91% <i>D. immitis</i> 1,63%
Centro	4 (0-0)					
José Mendes	1 (0-0)					
Carvoeira	5 (0-0)	Distrito Trindade	24 (2-1)			
Córrego Grande	5 (0-0)					
Itacorubi	8 (1-1)					
Pantanal	4 (0-0)					
Santa Mônica	0					
Trindade	2 (1-0)					
João Paulo	1 (1-0)	Distrito Saco Grande	14 (1-0)			
Monte Verde	8 (0-0)					
Saco Grande	5 (0-0)					
Costeira	7 (0-0)	Distrito Saco Dos Limões	12 (0-0)			
Saco Dos Limões	5 (0-0)					

Tabela 3 - Frequência de positividade para *Dirofilaria immitis* e *Ehrlichia canis* em cães segundo bairros, distritos e regiões de Florianópolis, SC (continuação)

Bairros	Nº Cães (Nº Positivos <i>Ehrlichia</i> - <i>D. immitis</i>)	Distrito	Nº Cães (Nº Positivos <i>Ehrlichia</i> - <i>D. immitis</i>)	Região	Nº Cães (Nº Positivos <i>Ehrlichia</i> - <i>D. immitis</i>)	Frequência por região
Balneário	8 (0-0)	Distrito Estreito	14 (0-0)	Região Continental	17 (0-0)	<i>E. canis</i> 0
Canto	0					
Capoeiras	3 (0-0)					
Coloninha	0					
Estreito	2 (0-0)					
Jardim Atlântico	1 (0-0)					
Monte Cristo	0	Distrito Coqueiros	3 (0-0)			<i>D. immitis</i> 0
Abraão	0					
Bom Abrigo	0					
Coqueiros	3 (0-0)					
Itaguaçu	0					
Jardim Capoeiras	0					

Tabela 3 - Frequência de positividade para *Dirofilaria immitis* e *Ehrlichia canis* em cães segundo bairros, distritos e regiões de Florianópolis, SC (continuação)

Bairros	Nº Cães (Nº Positivos <i>Ehrlichia</i> - <i>D. immitis</i>)	Distrito	Nº Cães (Nº Positivos <i>Ehrlichia</i> - <i>D. immitis</i>)	Região	Nº Cães (Nº Positivos <i>Ehrlichia</i> - <i>D. immitis</i>)	Frequência por região
Cachoeira do Bom Jesus	13 (0-0)	Distrito Cachoeira Do Bom Jesus	25 (0-0)	Região Norte	51 (1-1)	<i>E. canis</i> 1,96% <i>D. immitis</i> 1,96%
Ponta Das Canas	8 (0-0)					
Praia Brava	0					
Vargem Do Bom Jesus	3 (0-0)					
Vargem Grande	1 (0-0)					
Canasvieiras	1 (0-0)	Distrito Canasvieiras	1 (0-0)			
Daniela	0					
Jurere	0					
Praia Do Forte	0					
Ingleses	15 (1-0)	Distrito Ingleses	15 (1-0)			
Santinho	0					
Ratones	6 (0-1)	Distrito Ratones	6 (0-1)			
Vargem Pequena	0					

Tabela 3 - Frequência de positividade para *Dirofilaria immitis* e *Ehrlichia canis* em cães segundo bairros, distritos e regiões de Florianópolis, SC (continuação)

Bairros	Nº Cães (Nº Positivos <i>Ehrlichia - D. immitis</i>)	Distrito	Nº Cães (Nº Positivos <i>Ehrlichia - D. immitis</i>)	Região	Nº Cães (Nº Positivos <i>Ehrlichia</i> - <i>D. immitis</i>)	Frequência por região
Cacupé	0	Distrito Santo Antônio De Lisboa	4 (0-0)	Região Norte	51 (1-1)	<i>E. canis</i> 1,96%
Sambaqui	4 (0-0)					
Santo Antônio	0					<i>D. immitis</i> 1,96%
Alto Ribeirão	0	Distrito Ribeirão Da Ilha	1 (0-0)	Região Sul	19 (1-0)	<i>E. canis</i> 5,26%
Ribeirão Da Ilha	1 (0-0)					<i>D. immitis</i> 0
Armação	1 (0-0)	Distrito Pântano Do Sul	1 (0-0)			
Pântano Do Sul	0					
Campeche	8 (1-0)	Distrito Campeche	11 (1-0)	Região Sul	19 (1-0)	<i>E. canis</i> 5,26%
Morro Das Pedras	0					
Rio Tavares	3 (0-0)					<i>D. immitis</i> 0
Carianos	3 (0-0)	Distrito Tapera Da Base	6 (0-0)			
Tapera Da Base	3 (0-0)					

Tabela 3 - Frequência de positividade para *Dirofilaria immitis* e *Ehrlichia canis* em cães segundo bairros, distritos e regiões de Florianópolis, SC (conclusão)

Bairros	Nº Cães (Nº Positivos <i>Ehrlichia - D. immitis</i>)	Distrito	Nº Cães (Nº Positivos <i>Ehrlichia - D. immitis</i>)	Região	Nº Cães (Nº Positivos <i>Ehrlichia</i> - <i>D. immitis</i>)	Frequência por região		
Costa Da Lagoa	3 (0-0)	Distrito Lagoa Da Conceição	4 (0-0)	Região Leste	2 (2-0)	<i>E. canis</i> 6,25%		
Lagoa Da Conceição	1 (0-0)							
Moçambique	1 (0-0)	Distrito Do Rio Vermelho	27 (2-0)					<i>D. immitis</i> 0
Rio Vermelho	26 (2 -0)							
Barra Da Lagoa	1 (0-0)	Distrito Barra Da Lagoa	1 (0-0)					

Fonte: Elaborado pela autor

Em relação ao sexo, 46,66% (84/180) dos cães analisados eram fêmeas, 42,77% (77/180) eram machos e 10,55% (19/180) não tiveram o sexo informado. Dessas amostras, todas positivas para *D. immitis* eram de cães fêmeas. Já para *E. canis*, cinco amostras positivas eram de cães machos, uma de fêmea e uma não possuía informação sobre o sexo do animal (Tabela 4). Não foi observada associação significativa entre sexo e positividade para *D. immitis* (teste exato de Fisher; $p = 0.4978$) nem para *E. canis* (teste exato de Fisher; $p = 0.1046$).

Tabela 4 - Distribuição das amostras caninas analisadas segundo sexo e positividade para *Dirofilaria immitis* e *Ehrlichia canis*.

Patógeno	Sexo	Total Analisado	Positivos	Frequência (IC95%)
<i>D. immitis</i>	Macho	77	0/77	0% (0,00–4,75%)
	Fêmea	84	2/84	2,38% (0,66–8,27%)
	NI*	19	0/19	0% (0,00–16,82%)
<i>E. canis</i>	Macho	77	5/77	6,49% (2,81–14,32%)
	Fêmea	84	1/84	1,19% (0,21–6,44%)
	NI*	19	1/19	5,26% (0,94–24,64%)

*NI = Não informado

Fonte: Elaborada pela autora

5 DISCUSSÃO

A frequência de cães infectados por *D. immitis* observada no presente estudo foi baixa (1,11%), semelhante à descrita por Labarthe *et al.* (2014), que relataram prevalência de 2,45% na região de Florianópolis. No entanto, esse valor foi substancialmente inferior à prevalência de 15% observada por Araújo *et al.* (2003) em cães provenientes da região da Lagoa da Conceição.

O presente estudo utilizou diagnóstico molecular por PCR, enquanto Labarthe *et al.* (2014) empregaram teste imunocromatográfico para detecção de antígenos de *D. immitis*, e Araújo *et al.* (2003) utilizaram gota espessa e o método de Knott modificado para pesquisa de microfilárias. Essas metodologias diferem entre si quanto ao alvo biológico detectado,

sensibilidade clínica, tempo necessário para detecção após a infecção e especificidade em relação a outros parasitos, o que pode influenciar diretamente as frequências observadas (Murillo *et al.*, 2024; Trancoso *et al.*, 2020; Courtney; Zeng, 2001). Contudo, os métodos parasitológicos utilizados por Araújo *et al.* (2003) apresentam sensibilidade inferior quando comparados aos testes de antígeno e às técnicas moleculares. Considerando que os estudos mais recentes empregaram métodos diagnósticos mais sensíveis e, ainda assim, registraram frequências inferiores às descritas anteriormente, é possível que parte dessa diferença reflita uma redução real da ocorrência de *D. immitis* no município, e não apenas diferenças metodológicas entre os estudos.

Mesmo diante de condições ambientais potencialmente favoráveis à manutenção do ciclo de *D. immitis* (Chocobar *et al.*, 2024), a frequência foi baixa na ilha, principalmente quando comparada à prevalência de outras regiões litorâneas brasileiras, como a Região dos Lagos (RJ) com 52% e Ilha de Itamaracá (PE) com 29% (Labarthe *et al.*, 2014), locais onde a dirofilariose canina apresenta elevada prevalência. Esse resultado pode estar relacionado a múltiplos fatores, incluindo o possível aumento do uso de profiláticos veterinários, alterações ambientais decorrentes da urbanização e do crescimento populacional humano (fatores previamente associados à redução da prevalência de *D. immitis* na ilha) (Chocobar *et al.*, 2024) e limitações climáticas ao desenvolvimento do parasito. Em temperaturas amenas, o desenvolvimento larval do parasito no interior dos culicídeos pode ser interrompido e o vetor não consegue concluir o EIP (AHS, 2024; Atkinson; Nielsen; Caraguel, 2025), reduzindo a capacidade de transmissão do parasito pelos vetores.

Além disso, alterações na composição das populações de culicídeos também podem influenciar a dinâmica de transmissão de *D. immitis*. O aumento expressivo de espécies urbanas oportunistas, como *Ae. aegypti*, associado à urbanização e às recentes epidemias de dengue no Brasil (Perrin; Glaizot; Christe, 2022; Gurgel-Gonçalves; Oliveira; Croda, 2024) levanta a hipótese de possíveis mudanças na composição local de culicídeos envolvidos na transmissão da filariose canina.

Na última década observou-se um aumento exponencial da população de *Ae. aegypti* na capital catarinense, com crescimento aproximado de 14 vezes no número de focos registrados. Segundo a Diretoria de Vigilância Epidemiológica de Santa Catarina (DIVE/SC), foram registrados 254 focos em 2015, número que aumentou para 3.759 em 2024 (DIVE/SC, 2015; DIVE/SC, 2024). Entretanto, ainda são necessários estudos ecológicos para compreender melhor como essas interações podem impactar a transmissão local de *D.*

immitis. Comparações diretas entre os estudos devem ser realizadas com cautela, uma vez que diferenças metodológicas, amostrais e geográficas, podem influenciar significativamente as frequências observadas.

Todavia, mesmo com a manutenção da frequência baixa no município, Florianópolis apresenta características que reforçam a necessidade de estudos periódicos sobre *D. immitis* na região. Esse aumento da população de *Ae. aegypti* no município certamente representa um fator de relevância epidemiológica. Mesmo não sendo o principal vetor de transmissão da *D. immitis* no Brasil, onde *Ae. taeniorhynchus* e *Ae. scapularis* são considerados os principais vetores (Ribeiro; Pile; Ahid, 2009; Carvalho *et al.*, 2013; Vezzani *et al.*, 2010; Dantas-torres; Otranto, 2013; Ahid; Lourenço-de-Oliveira, 1999), estudos já demonstraram o potencial do *Ae. aegypti* como vetor biológico do parasito (Carvalho *et al.*, 2013), além da ocorrência de infecção natural da espécie na Argentina (Vezzani; Eiras; Wisnivesky, 2006). Entretanto, estudos ecológicos adicionais ainda são necessários para compreender como essas alterações podem impactar a transmissão local da filariose canina. Com os dados do presente estudo podemos afirmar, até a presente data, que não houve impacto direto do aumento de *Ae. aegypti* na transmissão de *D. immitis*, sugerindo que esta espécie de vetor não deve ter importância na transmissão desta parasitose na região.

Apesar da baixa frequência observada neste estudo, Florianópolis apresenta características ambientais e epidemiológicas que justificam o monitoramento contínuo de *D. immitis*. A condição de município litorâneo, associada às alterações ambientais em curso, ao aumento populacional de culicídeos urbanos e à presença de hospedeiros susceptíveis, pode favorecer mudanças futuras na dinâmica de transmissão da filariose canina. Além disso, a ocorrência de casos humanos de dirofilariose pulmonar no município evidencia o potencial zoonótico do parasito. Cavallazzi *et al.* (2002) relataram sete casos da doença em pacientes residentes da ilha catarinense, reforçando a importância da vigilância epidemiológica de *D. immitis* na região sob a perspectiva de Saúde Única.

A frequência de infecção canina por *E. canis* encontrada neste trabalho também pode ser considerada baixa para o Brasil (3,88%), sendo semelhante a descrita por Orlandi (2019) que relatou uma prevalência de 2,45% em Florianópolis. A presença exclusiva de *E. canis* é consistente com estudos prévios que apontam essa espécie como a principal representante do gênero infectando cães no Brasil (Souza *et al.*, 2010; Taques *et al.*, 2023; Vieira *et al.*, 2011).

A frequência encontrada no presente estudo também está de acordo com outros estudos que apontam baixa prevalência dessa bactéria na região sul do Brasil, especialmente

em Santa Catarina e no Rio Grande do Sul (Labarthe *et al.*, 2003; Vieira *et al.*, 2011; Rodrigues, 2017; Moraes-Filho *et al.*, 2015). Estudos recentes apontam que a espécie *R. sanguineus* representa, na realidade, um complexo de espécies morfológicamente muito semelhantes, porém com diferenças biológicas e ecológicas importantes. Os autores propõem a existência de uma linhagem tropical, distribuída do México até o sul do Brasil, associada à transmissão de *E. canis*, e uma linhagem temperada, predominante no Rio Grande do Sul e em regiões do Cone Sul da América do Sul, que aparenta apresentar menor competência vetorial para transmissão do agente (Moraes-Filho *et al.*, 2015; Moraes-Filho *et al.*, 2011). Atualmente, as espécies não são mais diferenciadas por linhagem temperada e tropical, mas sim como duas espécies distintas: *R. linnaei*, sendo os carrapatos do complexo que ocorrem em regiões tropicais, e *R. sanguineus sensu stricto*, aqueles que ocorrem em regiões temperadas (Šlapeta *et al.*, 2022; Baggio-Souza *et al.*, 2025). Nesse contexto, Santa Catarina possivelmente encontra-se em uma zona de transição entre essas linhagens, o que poderia contribuir para explicar as baixas frequências da infecção por *E. canis* observadas no estado e no Rio Grande do Sul, em contraste com frequências mais elevadas registradas em estados mais ao norte do país.

Apesar das condições possivelmente desfavoráveis à transmissão, a vigilância epidemiológica da erliquiose canina em Florianópolis permanece relevante. Isso porque, primeiramente, Florianópolis é um município altamente turística, recebendo milhares de turistas nacionais e internacionais na alta temporada (SMTDEI, 2024). O intenso fluxo de turistas acompanhados de animais de companhia pode favorecer a introdução e dispersão de vetores e patógenos entre diferentes regiões. Ademais, *R. sanguineus* é altamente adaptado a ambientes urbanos, e Florianópolis têm se urbanizado cada vez mais, apresentando um crescimento de 27,5% da sua população segundo o censo de 2022, sendo considerada a sexta capital que mais cresceu no Brasil (SMPIU, 2024).

Além disso, a diversidade genética de espécies do gênero *Ehrlichia* na América do Sul ainda é pouco conhecida. Buysse *et al.* (2024), em estudo realizado na região amazônica da Guiana Francesa, identificaram diversas genovariantes previamente não descritas do gênero *Ehrlichia*, além de proporem uma nova espécie, denominada *Candidatus Ehrlichia cajennense*. Esses achados demonstram que a diversidade de agentes do gênero *Ehrlichia* na América do Sul ainda pode estar subestimada, reforçando a importância de estudos moleculares e análises filogenéticas para melhor compreensão da circulação desses agentes na região.

É importante destacar que Florianópolis tem registrado um aumento no número de casos autóctones de LVC nos últimos anos, uma enfermidade anteriormente indene no município, mas que apresentou os primeiros casos em 2010 (Steindel *et al.*, 2013; DIVE, 2025). Embora a leishmaniose seja transmitida por vetores distintos (Mann *et al.*, 2021) daqueles envolvidos na transmissão de *D. immitis* e *E. canis*, sua expansão evidencia mudanças na dinâmica epidemiológica das doenças zoonóticas na região. Esse cenário sugere que fatores como urbanização, alterações ambientais, movimentação de animais e adaptação de vetores podem favorecer a emergência ou expansão de agentes infecciosos em áreas anteriormente consideradas de menor relevância epidemiológica. Dessa forma, reforça-se a importância do monitoramento contínuo das doenças transmitidas por vetores em Florianópolis.

Além disso, o aumento de casos de LVC no município pode ter contribuído para uma maior conscientização da população sobre a importância do controle de vetores e da prevenção de doenças parasitárias em cães. Em Florianópolis, o Decreto Municipal nº 23.980/2022 (Florianópolis, 2022) regulamentou o Programa de Tratamento da Leishmaniose Visceral Canina, atribuindo ao CCZ ações como realização de inquéritos sorológicos em áreas de importância epidemiológica, monitoramento de cães positivos e distribuição de coleiras repelentes para animais residentes em áreas vulneráveis ou em tratamento. Paralelamente, a Diretoria de Bem-Estar Animal (DIBEA) passou a atuar no acompanhamento clínico e fornecimento de tratamento para tutores de baixa renda. Embora essas medidas tenham sido implementadas especificamente para o controle da leishmaniose visceral canina, é possível que tenham contribuído indiretamente para a redução da exposição dos cães a outros artrópodes vetores, incluindo mosquitos e carrapatos, influenciando também a dinâmica de transmissão de agentes como *D. immitis* e *E. canis*. Contudo, essa hipótese não foi avaliada diretamente no presente estudo.

As sequências de *E. canis* apresentaram elevada similaridade entre si. Foi observada uma substituição nucleotídica consistente entre parte das sequências analisadas. Quando comparadas a sequências depositadas em bancos de dados públicos, observou-se que essa variação também ocorre em alguns isolados de outras regiões geográficas. Entretanto, devido ao número reduzido de amostras, ao tamanho limitado do fragmento analisado e à ausência de análises filogenéticas específicas, não é possível determinar se essa substituição está associada à existência de diferentes haplótipos ou estruturas populacionais de *E. canis*.

Já em relação às sequências de *D. immitis* obtidas no presente estudo apresentaram elevada similaridade entre si, com poucas diferenças observadas no fragmento analisado. Em comparação à sequência de referência, foram identificadas algumas substituições nucleotídicas, indicando a ocorrência de polimorfismos. Embora essas variações possam refletir diferenças genéticas entre populações do parasito, a ausência de um conjunto representativo de sequências brasileiras e a limitação do tamanho do fragmento analisado impede inferências mais robustas sobre a estrutura genética ou a distribuição de haplótipos de *D. immitis* no Brasil. Adicionalmente, observou-se que apenas uma sequência disponível em banco de dados apresentou identidade superior a 97% (98%), enquanto as demais sequências recuperadas apresentaram identidades próximas de 94%. Embora essa diferença não permita inferir a existência de linhagens ou haplótipos distintos, ela evidencia a limitada disponibilidade de sequências altamente similares para comparação e reforça a necessidade de ampliar os dados moleculares disponíveis para a espécie.

Regionalmente, tanto *D. immitis* quanto *E. canis* apresentaram distribuição em mais de uma região da ilha. No entanto, não foi observada diferença estatística entre as regiões avaliadas, o que dificulta a definição de possíveis áreas de maior ocorrência para os patógenos no município. Esses resultados sugerem uma circulação relativamente distribuída dos agentes na ilha. Entretanto, a distribuição desigual das amostras entre as regiões e o reduzido número de casos positivos podem ter limitado a identificação de possíveis áreas de maior ocorrência.

No entanto, os dados de Araújo *et al.* (2003) apontaram a maior frequência de infecção canina por *D. immitis* na Região Leste do que a encontrada no presente estudo. Os autores relataram uma prevalência elevada em cães provenientes da região da Lagoa da Conceição (atualmente pertencente à Região Leste da Ilha), utilizando métodos parasitológicos de detecção de microfilárias, que, em teoria, apresentam menor sensibilidade diagnóstica quando comparados à PCR. Em contrapartida, o presente estudo encontrou baixa frequência tanto para a Região Leste quanto para Florianópolis de forma geral utilizando a técnica de PCR, que apresenta uma sensibilidade maior. Além das diferenças metodológicas já discutidas anteriormente, deve-se considerar que os estudos foram realizados em períodos distintos e com estratégias amostrais diferentes, fatores que também podem ter influenciado as frequências observadas. Dessa forma, é possível que o estudo anterior tenha avaliado um microfoco de transmissão da doença, enquanto o presente trabalho representa de maneira mais ampla a situação epidemiológica do município.

Em relação ao sexo, também não foi encontrada uma diferença significativa entre os sexos, tanto para *D. immitis* quanto para *E. canis* o que está de acordo com outros estudos que também não apresentaram uma diferença significativa (Labarthe *et al.*, 2003; Aguiar *et al.*, 2007; Bedoya *et al.*, 2023; Labarthe *et al.*, 2014; Ugochukwu; Omekam; Ugochukwu, 2016).

Além disso, por se tratar de um estudo baseado em amostras previamente coletadas e armazenadas, não foi possível realizar um delineamento amostral padronizado entre as regiões do município. Consequentemente, a representatividade das diferentes áreas de Florianópolis foi desigual, o que pode ter influenciado as frequências observadas e reduzido o poder de detecção de possíveis diferenças regionais na ocorrência dos agentes estudados.

6 CONCLUSÃO

O presente estudo demonstrou baixa frequência de infecções por *Dirofilaria immitis* e *Ehrlichia canis* em cães provenientes do município de Florianópolis, confirmando que ambos os agentes permanecem circulando na cidade. As frequências observadas foram semelhantes às descritas em estudos mais recentes realizados no município. Para *D. immitis*, entretanto, a frequência foi inferior à relatada por Araújo *et al.* (2003) para cães da região da Lagoa da Conceição, sugerindo uma possível redução da circulação do parasito em Florianópolis ao longo das últimas décadas.

A caracterização molecular confirmou a identidade dos agentes detectados como *D. immitis* e *E. canis*, demonstrando elevada similaridade entre as sequências obtidas e aquelas previamente depositadas em bancos de dados públicos.

Os casos positivos foram identificados em mais de uma região do município, indicando a manutenção da circulação desses agentes em Florianópolis. *E. canis* foi detectada em quatro das cinco regiões avaliadas, enquanto *D. immitis* foi identificada em duas regiões. Entretanto, não foram observadas diferenças estatisticamente significativas entre as regiões ou entre os sexos dos animais avaliados. O reduzido número de casos positivos e a distribuição heterogênea das amostras entre as regiões podem ter limitado a identificação de possíveis diferenças espaciais e demográficas.

Os resultados indicam que *D. immitis* permanece circulando em Florianópolis em baixa frequência. Além disso, o expressivo aumento da população de *Aedes aegypti* registrado no município não foi acompanhado por um aumento detectável da frequência de infecção por esse parasito, indicando que, até o momento, não há evidências de alterações na dinâmica local da dirofilariose canina. Ainda assim, considerando o potencial zoonótico do parasito e as

constantes transformações ambientais e urbanas observadas na cidade, a manutenção da vigilância epidemiológica permanece essencial.

Da mesma forma, a baixa frequência de *E. canis* reforça o padrão descrito para a região Sul do Brasil, indicando que Florianópolis permanece como uma área de baixa circulação desse agente. Entretanto, a presença do principal vetor da doença no município, associada às transformações ambientais, ao intenso fluxo de animais de companhia e ao conhecimento ainda limitado sobre a diversidade de espécies do gênero *Ehrlichia* na América do Sul, reforça a necessidade da continuidade dos estudos epidemiológicos e moleculares na região.

Dessa forma, os resultados obtidos contribuem para a atualização do panorama epidemiológico da dirofilariose e da erliquiose canina em Florianópolis, fornecendo subsídios para ações de vigilância, prevenção e controle dessas enfermidades sob a perspectiva da Saúde Única.

REFERÊNCIAS

- ABBASI, E. Climate Change and Vector-Borne Disease Transmission: the role of insect behavioral and physiological adaptations. **Integrative Organismal Biology**, v. 7, n. 1, obaf011, 2025. Oxford University Press (OUP). <http://dx.doi.org/10.1093/iob/obaf011>.
- AGUIAR, Daniel M.; CAVALCANTE, Guacyara T.; PINTER, Adriano; GENNARI, Solange M.; CAMARGO, Luis Marcelo A.; LABRUNA, Marcelo B.. Prevalence of Ehrlichia canis (Rickettsiales: anaplasmataceae) in dogs and Rhipicephalus sanguineus (acarí). **Journal Of Medical Entomology**, v. 44, n. 1, p. 126-132, 1 jan. 2007. Oxford University Press (OUP). [http://dx.doi.org/10.1603/0022-2585\(2007\)44\[126:poecra\]2.0.co;2](http://dx.doi.org/10.1603/0022-2585(2007)44[126:poecra]2.0.co;2).
- AHID, Silvia Maria Mendes; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, Ricardo. Mosquitos vetores potenciais de dirofilariose canina na Região Nordeste do Brasil. **Revista de Saúde Pública**, São Paulo, v. 33, n. 6, p. 560-565, dez. 1999. DOI: 10.1590/S0034-89101999000600007.
- AHID, Silvia Maria Mendes; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, Ricardo; SARAIVA, Lauro Queiroz. Dirofilariose canina na Ilha de São Luís, Nordeste do Brasil: uma zoonose potencial. **Cadernos de Saúde Pública**, v. 15, n. 2, p. 405-412, abr. 1999. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s0102-311x1999000200025>.
- AHID, Silvia Maria Mendes; VASCONCELOS, Pádua Suely da Silva; LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, Ricardo. Vector competence of Culex quinquefasciatus say from different regions of Brazil to Dirofilaria immitis. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 95, n. 6, p. 769-775, dez. 2000. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s0074-02762000000600004>.
- ALASMARI, Saeed Mohammed Nasser; TU, Chi-Wen; KHAN, Mehran; JAVED, Bushra; LIAQAT, Iram; BAHADAR, Sher; ALTWAIM, Sarah Abdulaziz; CHEN, Chien-Chin; VAZ JUNIOR, Itabajara da Silva; ALI, Abid. Impact of climate change on the tick-host-pathogen complex: distribution patterns, disease incidence, and host infestation. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 34, n. 4, e004725, 2025. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s1984-29612025062>.
- ALHO, Ana Margarida; MEIRELES, José; BELO, Silvana; CARVALHO, Luís Madeira de. Dirofilariose Canina e Felina, uma Parasitose em Evolução (I): etiologia, biologia e epidemiologia. **Clinica Animal**, v. 2, p. 20-25, mar. 2014a.
- ALHO, Ana Margarida; MEIRELES, José; BELO, Silvana; CARVALHO, Luís Madeira de. Dirofilariose Canina e Felina, uma Parasitose em Evolução(II) - Fisiopatologia, Diagnóstico e Terapêutica. **Clinica Animal**, v. , p. 26-32, mai. 2014b.
- ALKISHE, Abdelghafar; RAGHAVAN, Ram K.; PETERSON, Andrew T.. Likely Geographic Distributional Shifts among Medically Important Tick Species and Tick-Associated Diseases under Climate Change in North America: a review. **Insects**, v. 12, n. 3, 225, 5 mar. 2021. MDPI AG. <http://dx.doi.org/10.3390/insects12030225>.
- ALTO, Barry W.; BETTINARDI, David. Temperature and Dengue Virus Infection in Mosquitoes: independent effects on the immature and adult stages. **The American Society Of**

Tropical Medicine And Hygiene, v. 88, n. 3, p. 497-505, 6 mar. 2013. American Society of Tropical Medicine and Hygiene. <http://dx.doi.org/10.4269/ajtmh.12-0421>.

AMERICAN HEARTWORM SOCIETY (AHS). **Canine Guidelines for the Prevention, Diagnosis, and Management of Heartworm (*Dirofilaria immitis*) Infection in Dogs**. Wilmington: AHS, 2024. 46 p.

ANDERSON, B e; DAWSON, J e; JONES, D C; WILSON, K H. Ehrlichia chaffeensis, a new species associated with human ehrlichiosis. **Journal Of Clinical Microbiology**, v. 29, n. 12, p. 2838-2842, dez. 1991. American Society for Microbiology. <http://dx.doi.org/10.1128/jcm.29.12.2838-2842.1991>.

ANDERSON, Roy Clayton. **Nematode Parasites of Vertebrates: their development and transmission**. 2. ed. Nova Iorque: Cabi Publishing, 2000. 650 p.

ANVARI, Davood; NAROU EI, Elahe; DARYANI, Ahmad; SARVI, Shahabeddin; MOOSAZADEH, Mahmood; HEZARJARIBI, Hajar Ziaei; NAROU EI, Mohammad Reza; GHOLAMI, Shirzad. The global status of *Dirofilaria immitis* in dogs: a systematic review and meta-analysis based on published articles. **Research In Veterinary Science**, v. 131, p. 104-116, ago. 2020. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.rvsc.2020.04.002>.

ARAUJO, R.T; MARCONDES, C.B; BASTOS, L.C; SARTOR, D.C. Canine dirofilariasis in the region of Conceição Lagoon, Florianópolis, and in the Military Police kennel, São José, State of Santa Catarina, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 113, n. 3-4, p. 239-242, maio 2003. Elsevier BV. [http://dx.doi.org/10.1016/s0304-4017\(03\)00077-3](http://dx.doi.org/10.1016/s0304-4017(03)00077-3).

ATKINSON, Peter Jonathon; NIELSEN, Torben Dahl; CARAGUEL, Charles. Historical and Projected Impact of Global Climate Change on the Extrinsic Incubation of *Dirofilaria immitis*. **Ecology And Evolution**, v. 15, n. 12, e72525, dez. 2025. Wiley. <http://dx.doi.org/10.1002/ece3.72525>.

AZIZ, Muhammad Umair; HUSSAIN, Sabir; SONG, Baolin; GHOURI, Hammad Nayyar; ZEB, Jehan; SPARAGANO, Olivier Andre. Ehrlichiosis in Dogs: a comprehensive review about the pathogen and its vectors with emphasis on south and east asian countries. **Veterinary Sciences**, v. 10, n. 1, 21, 29 dez. 2022. MDPI AG. <http://dx.doi.org/10.3390/vetsci10010021>.

BAGGIO-SOUZA, Vinícius; BERGER, Laura; MALLMANN-BOHN, Rafaela; REIS, Adeyldes Oliveira; BASILIO, Lay Greco; PEREIRA, Yasmin Santanna; TIRELLI, Luiza; FAGUNDES-MOREIRA, Renata; SILVA, João Vitor dos Santos Alves da; NEVES, Lorena Freitas das. Are *Babesia vogeli* genotypes associated with *Rhipicephalus sanguineus* and *Rhipicephalus linnaei* distribution? **Parasites & Vectors**, v. 18, n. 1, 282, 13 jul. 2025. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1186/s13071-025-06923-8>.

BAKER, Rachel E.; MAHMUD, Ayesha S.; MILLER, Ian F.; RAJEEV, Malavika; RASAMBAINARIVO, Fidisoa; RICE, Benjamin L.; TAKAHASHI, Saki; TATEM, Andrew J.; WAGNER, Caroline E.; WANG, Lin-Fa. Infectious disease in an era of global change. **Nature Reviews Microbiology**, v. 20, n. 4, p. 193-205, 13 out. 2021. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1038/s41579-021-00639-z>.

BARKER, Christopher M.; REISEN, William K.. Epidemiology of Vector-Borne Diseases. In: MULLEN, Gary R.; DURDEN, Lance A. (ed.). **Medical and Veterinary Entomology**. 3. ed. Academic Press, 2019. Cap. 4. p. 33-49.

BARROS-BATTESTI, Darci Moraes; ONOFRIO, Valeria Castilho; DANTAS-TORRES, Filipe; GUGLIELMONE, Alberto Alejandro. FAMILIA IXODIDAE: koch, 1844. In: BATTESTI, Darci Moraes Barros; MACHADO, Rosangela Zacarias; ANDRÉ, Marcos Rogério. **ECTOPARASITOFAUNA BRASILEIRA DE IMPORTÂNCIA VETERINÁRIA**: volume 3. acarofauna de importância veterinária: parasitiformes - ixodida, parte i. Jaboticabal: Colégio Brasileiro de Parasitologia Veterinária (Cbpv), 2024. Cap. 3. p. 73-98.

BEDOYA, Felipe; BEUGNET, Frederic; TOBIAS, Emilia; GARCIA-MENDIZABAL, Erick; HAY-PARKER, Samantha; MONTES, Nancy; URIBE, Jose; MONDACA, Enrique. Geographical analysis of seroprevalence of Ehrlichia spp.p., Anaplasma spp., Borrelia burgdorferi and Dirofilaria immitis, in clinics and dog shelters in different Mexican states. **Current Research In Parasitology & Vector-Borne Diseases**, v. 3, 100112, 2023. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.crpvbd.2022.100112>.

BENDAS, Alexandre José Rodrigues; MENDES-DE-ALMEIDA, Flavya; GUERRERO, Jorge; LABARTHE, Norma. Atualização sobre a epidemiologia de Dirofilaria immitis na América do Sul e no México: revisão de literatura. **Brazilian Journal Of Veterinary Research And Animal Science**, v. 54, n. 4, p. 319-329, 7 dez. 2017. Universidade de Sao Paulo, Agencia USP de Gestao da Informacao Academica (AGUIA). <http://dx.doi.org/10.11606/issn.1678-4456.bjvras.2017.132572>.

BIASSI, David Liposki; MARCONDES, Carlos Brisola; WAGNER, Glauber; MÜLLER, Gerson. Mosquito species collected in a fragmented of the Atlantic forest bioma in the southern of Brazil. *International Journal of Fauna and Biological Studies*], v. 2, p. 35-37, 2015.

BLANCO, Carolina Moreira; TEIXEIRA, Bernardo Rodrigues; SILVA, Alexandro Guterres da; OLIVEIRA, Renata Carvalho de; STRECHT, Liana; OGRZEWALSKA, Maria; LEMOS, Elba Regina S. de. Microorganisms in ticks (Acari: ixodidae) collected on marsupials and rodents from santa catarina, paraná and mato grosso do sul states, brazil. **Ticks And Tick-Borne Diseases**, v. 8, n. 1, p. 90-98, jan. 2017. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.ttbdis.2016.10.003>.

BOULARES, Mohamed; NASSIMA, Rehim; HOUHAMDI, Ines; BAALOUJ, Affef; SOLTANI, Nouredine; HOUHAMDI, Moussa. Systematic and ecological study of mosquitoes (Diptera: Culicidae) at lake Fetzara (Annaba, Northeast Algeria). **Ukrainian Journal Of Ecology**, v. 13, p. 1-7, 2023.

BREMER, William G.; SCHAEFER, John J.; WAGNER, Elizabeth R.; EWING, S.A.; RIKIHISA, Yasuko; NEEDHAM, Glen R.; JITTAPALAPONG, Sathaporn; MOORE, Debra L.; STICH, Roger W.. Transstadial and intrastadial experimental transmission of Ehrlichia canis by male Rhipicephalus sanguineus. **Veterinary Parasitology**, v. 131, n. 1-2, p. 95-105, jul. 2005. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2005.04.030>.

BUYSSE, Marie; KOUAL, Rachid; BINETRUY, Florian; THOISY, Benoit de; BAUDRIMONT, Xavier; GARNIER, Stéphane; DOUINE, Maylis; CHEVILLON, Christine; DELSUC, Frédéric; CATZEFLIS, François. Detection of Anaplasma and Ehrlichia bacteria in humans, wildlife, and ticks in the Amazon rainforest. **Nature Communications**, v. 15, n. 1, 3988, 11 maio 2024. Springer Science and Business Media LLC.
<http://dx.doi.org/10.1038/s41467-024-48459-y>.

CABEZAS-CRUZ, Alejandro; ZWEYGARTH, Erich; VANCOVÁ, Marie; BRONISZEWSKA, Marzena; GRUBHOFFER, Libor; PASSOS, Lygia Maria Friche; RIBEIRO, Múcio Flávio Barbosa; ALBERDI, Pilar; LAFUENTE, José de. Ehrlichia minasensis sp. nov., isolated from the tick Rhipicephalus microplus. **International Journal Of Systematic And Evolutionary Microbiology**, v. 66, n. 3, p. 1426-1430, 1 mar. 2016. Microbiology Society. <http://dx.doi.org/10.1099/ijsem.0.000895>.

CALIC, Simone B.; GALVÃO, Márcio A.M.; BACELLAR, Fátima; ROCHA, Christiane M. B. M.; MAFRA, Cláudio L.; LEITE, Romário C.; WALKER, David H.. Human ehrlichioses in Brazil: first suspect cases. **Brazilian Journal Of Infectious Diseases**, v. 8, n. 3, 259-62, jun. 2004. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s1413-86702004000300011>.

CAO, Bo; BAI, Chengke; WU, Kunyi; LA, Ting; CHEN, Wenwen; LIU, Lianjin; ZHOU, Xiaofang; CHEN, Chong; LI, Xian; SU, Yiyang. Ticks jump in a warmer world: global distribution shifts of main pathogenic ticks are associated with future climate change. **Journal Of Environmental Management**, v. 374, 124129, fev. 2025. Elsevier BV.
<http://dx.doi.org/10.1016/j.jenvman.2025.124129>.

CAPILI, Bernadette. Cross-Sectional Studies. **Ajn, American Journal Of Nursing**, v. 121, n. 10, p. 59-62, out. 2021. Ovid Technologies (Wolters Kluwer Health).
<http://dx.doi.org/10.1097/01.naj.0000794280.73744.fe>.

CARVALHO, Gílcia Aparecida de; MAIA, Rafael Trindade; RAMOS, Rafael Antonio Nascimento; ANDRADE, Carlos Fernando Salgueirosa de; FAUSTINO, Maria Aparecida da Gloria; ALVES, Leucio Câmara. Evaluation of Larval Development of Dirofilaria immitis in Different Populations of Aedes aegypti and Aedes albopictus. **Open Journal Of Veterinary Medicine**, v. 03, n. 06, p. 277-281, 2013. Scientific Research Publishing, Inc..
<http://dx.doi.org/10.4236/ojvm.2013.36045>.

CASIRAGHI, M.; ANDERSON, T.J.C.; BANDI, C.; BAZZOCCHI, C.; GENCHI, C.. A phylogenetic analysis of filarial nematodes: comparison with the phylogeny of wolbachia endosymbionts. **Parasitology**, v. 122, n. 1, p. 93-103, jan. 2001. Cambridge University Press (CUP). <http://dx.doi.org/10.1017/s0031182000007149>.

CAVALLAZZI, Rodrigo Silva; CAVALLAZZI, Antônio César; SOUZA, Irene Vieira; CARDOSO, João José de Deus. Dirofilariose pulmonar humana: relato de sete casos. **Jornal de Pneumologia**, v. 28, n. 2, p. 100-102, abr. 2002. FapUNIFESP (SciELO).
<http://dx.doi.org/10.1590/s0102-35862002000200007>.

CHOCOBAR, Marianna Laura Elis; SCHMIDT, Elizabeth Moreira dos Santos; WEIR, William; PANARESE, Rossella. The Distribution, Diversity, and Control of Dirofilariosis in

Brazil: a comprehensive review. **Animals**, v. 14, n. 17, 2462, 24 ago. 2024. MDPI AG. <http://dx.doi.org/10.3390/ani14172462>.

CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION. **Dirofilariasis. 2023**. Disponível em: <https://www.cdc.gov/dpdx/dirofilariasis/index.html>. Acesso em: 22 jun. 2025.

CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION (CDC). **Vector-borne diseases. 2024**. Disponível em: <https://www.cdc.gov/climate-health/php/effects/vectors.html>. Acesso em: 14 abr. 2026.

CHOMEL, Bruno. Tick-borne infections in dogs—An emerging infectious threat. **Veterinary Parasitology**, v. 179, n. 4, p. 294-301, jul. 2011. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.03.040>.

COLWELL, Douglas D.; DANTAS-TORRES, Filipe; OTRANTO, Domenico. Vector-borne parasitic zoonoses: emerging scenarios and new perspectives. **Veterinary Parasitology**, v. 182, n. 1, p. 14-21, nov. 2011. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.07.012>.

COSTA, J. O.; BATISTA, J. A.; SILVA, M.; GUIMARÃES, M. P. *Ehrlichia canis* infection in dogs in Belo Horizonte, Brazil. *Arquivo da Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais*, v. 25, n. 2, p. 199-200, 1973.

COSTA, Paulo Sérgio Gonçalves da; BRIGATTE, Marcos Emilio; GRECO, Dirceu Bartolomeu. Antibodies to *Rickettsia rickettsii*, *Rickettsia typhi*, *Coxiella burnetii*, *Bartonella henselae*, *Bartonella quintana*, and *Ehrlichia chaffeensis* among healthy population in Minas Gerais, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 100, n. 8, p. 853-859, dez. 2005. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s0074-02762005000800006>.

COSTA, Paulo Sérgio Gonçalves da; VALLE, Lena Márcia de Carvalho; BRIGATTE, Marco Emilio; GRECO, Dirceu Bartolomeu. More about human monocytotropic ehrlichiosis in Brazil: serological evidence of nine new cases. **Brazilian Journal Of Infectious Diseases**, v. 10, n. 1, p. 7-10, fev. 2006. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s1413-86702006000100002>.

COURTNEY, Charles H; ZENG, Qi-Yun. Comparison of heartworm antigen test kit performance in dogs having low heartworm burdens. **Veterinary Parasitology**, v. 96, n. 4, p. 317-322, abr. 2001. Elsevier BV. [http://dx.doi.org/10.1016/s0304-4017\(01\)00374-0](http://dx.doi.org/10.1016/s0304-4017(01)00374-0).

DANTAS-TORRES, Filipe; OTRANTO, Domenico. Dirofilariosis in the Americas: a more virulent dirofilaria immitis?. **Parasites & Vectors**, v. 6, n. 1, 288, 2 out. 2013. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1186/1756-3305-6-288>.

DANTAS-TORRES, Filipe; MARTINS, Thiago Fernandes; MUÑOZ-LEAL, Sebastián; ONOFRIO, Valeria Castilho; BARROS-BATTESTI, Darci Moraes. Ticks (Ixodida: argasidae, ixodidae) of brazil. **Ticks And Tick-Borne Diseases: Updated species checklist and taxonomic keys**, v. 10, n. 6, p. 101252, out. 2019. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.ttbdis.2019.06.012>.

DANTAS-TORRES, Filipe; OTRANTO, Domenico. Canine vector-borne diseases: a changing world demands a new preventive strategy from veterinarians. **Parasites & Vectors**, v. 19, n. 1, 160, 6 mar. 2026. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1186/s13071-026-07331-2>.

DAWSON, J e; PADDOCK, C D; WARNER, C K; GREER, P W; BARTLETT, J H; A EWING, S; MUNDERLOH, U G; ZAKI, S R. Tissue diagnosis of Ehrlichia chaffeensis in patients with fatal ehrlichiosis by use of immunohistochemistry, in situ hybridization, and polymerase chain reaction. **The American Journal Of Tropical Medicine And Hygiene**, v. 65, n. 5, p. 603-609, nov. 2001. American Society of Tropical Medicine and Hygiene. <http://dx.doi.org/10.4269/ajtmh.2001.65.603>.

DAY, Michael J. The immunopathology of canine vector-borne diseases. **Parasites & Vectors**, v. 4, 48 , 13 abr. 2011. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1186/1756-3305-4-48>.

DINIZ, Pedro Paulo V.P.; AGUIAR, Daniel Moura de. Ehrlichiosis and Anaplasmosis. **Veterinary Clinics Of North America: Small Animal Practice**, v. 52, n. 6, p. 1225-1266, nov. 2022. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.cvs.2022.07.002>.

DIRETORIA DE VIGILÂNCIA EPIDEMIOLÓGICA DE SANTA CATARINA (DIVE/SC). **Programa de Controle de Dengue: focos de Aedes aegypti segundo município e mês, SC, 2015**. Florianópolis: Secretaria de Estado da Saúde, 2024. 11 p.

DIRETORIA DE VIGILÂNCIA EPIDEMIOLÓGICA (DIVE). Secretaria de Estado da Saúde de Santa Catarina. **Manual de Vigilância da Leishmaniose Visceral Canina**: guia de orientações. Florianópolis: Secretaria de Estado da Saúde de Santa Catarina, 2025.

DIRETORIA DE VIGILÂNCIA EPIDEMIOLÓGICA (DIVE/SC). **Programa de Controle de Dengue: focos de Aedes aegypti segundo município e mês, SC, 2024**. Florianópolis: Secretaria de Estado da Saúde de Santa Catarina, 2024. 20 p.

DUMLER, J s; BARBET, A F; BEKKER, C P; A DASCH, G; PALMER, G 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 'hge agent' as subjective synonyms of ehrlichia phagocytophila.. **International Journal Of Systematic And Evolutionary Microbiology**, v. 51, n. 6, p. 2145-2165, 1 nov. 2001. Microbiology Society. <http://dx.doi.org/10.1099/00207713-51-6-2145>.

ELLWANGER, Joel Henrique; BACH, Evelise; MÜLLER, Nicolas Felipe Drumm; CARDOSO, Jäder da Cruz; SEGER, Guilherme Dubal dos Santos; CHIES, José Artur Bogo. Diversity of mosquitoes from Porto Alegre region, Rio Grande do Sul, Brazil: ecological and public health perspectives. **Journal Of Insect Conservation**, v. 26, n. 6, p. 873-891, 6 set. 2022. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1007/s10841-022-00431-1>.

ESEMU, Seraphine N.; NDIP, Lucy M.; NDIP, Roland N.. Ehrlichia spp. species, probable emerging human pathogens in sub-Saharan Africa: environmental exacerbation. **Reviews On Environmental Health**, v. 26, n. 4, 269-79, 1 jan. 2011. Walter de Gruyter GmbH. <http://dx.doi.org/10.1515/reveh.2011.034>.

ESSER, Helen J.; HERRE, Edward Allen; KAYS, Roland; LIEFTING, Yorick; JANSEN, Patrick A.. Local host-tick coextinction in neotropical forest fragments. **International Journal For Parasitology**, v. 49, n. 3-4, p. 225-233, mar. 2019. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijpara.2018.08.008>.

EVANS, De; MARTINS, Jr; GUGLIELMONE, Aa. A review of the ticks (Acari, Ixodida) of Brazil, their hosts and geographic distribution - 1. The State of Rio Grande do Sul, Southern Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 95, n. 4, p. 453-470, ago. 2000. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s0074-02762000000400003>.

FERROLHO, Joana; ANTUNES, Sandra; VILHENA, Hugo; ANASTÁCIO, Sofia; SOUSA, Sérgio Ramalho de; FROUCO, Gonçalo; FERREIRA, Bárbara; DOMINGOS, Ana. The Complexities of Canine Monocytic Ehrlichiosis: insights into ehrlichia canis and its vector rhipicephalus sanguineus. **Microbiology Research**, v. 16, n. 4, 85, 17 abr. 2025. MDPI AG. <http://dx.doi.org/10.3390/microbiolres16040085>.

FLORIANÓPOLIS. **Decreto Municipal nº 23.980/2022, de 28 de junho de 2022.**

Florianópolis, 2022. Disponível em:

<https://www.cmf.sc.gov.br/proposicoes/Decretos-Executivos/2022/1/0/87381>. Acessado em: 15 jun 2026.

FLORIANÓPOLIS. **Decreto n. 29.142, de 10 de abril de 2026.** Florianópolis, 2026.

Disponível em:

https://strapi.redeplanejamento.pmf.sc.gov.br/uploads/Decreto_n_29_142_2026_4bcc423a61.pdf. Acesso em: 6 mai 2026.

FRANCO-ZETINA, Manuel; ADAME-GALLEGOS, Jaime; DZUL-ROSADO, Karla. Efectividad de los métodos diagnósticos para la detección de ehrlichiosis monocítica humana y canina. **Revista Chilena de Infectología**, v. 36, n. 5, p. 650-655, out. 2019. SciELO Agencia Nacional de Investigacion y Desarrollo (ANID). <http://dx.doi.org/10.4067/s0716-10182019000500650>.

FUNDAÇÃO OSWALDO CRUZ (FIOCRUZ). Escola Nacional de Saúde Pública Sergio Arouca. **Rio Grande do Sul no contexto da crise climática: eventos climáticos extremos no Vale do Taquari e na Bacia do Lago Guaíba.** Mapa de Conflitos envolvendo Injustiça Ambiental e Saúde no Brasil, 2024. Disponível em: https://mapadeconflitos.ensp.fiocruz.br/conflito/rio-grande-do-sul-no-contexto-da-crise-climatica-eventos-climaticos-extremos-no-vale-do-taquari-e-na-bacia-do-lago-guaiba/?utm_source=chatgpt.com. Acesso em: 28 maio 2026.

GAMIT, P.G.; PATEL, A.R.; MEHTA, S.A.; MAVADIYA, S.V.; PATEL, M.D.; PARMAR, S.M.; VALA, J.A.. Clinico-diagnostic and Therapeutic Management of Ehrlichiosis in Dog. **Indian Journal Of Animal Research**, n. , p. 1-7, 29 mar. 2024. Agricultural Research Communication Center. <http://dx.doi.org/10.18805/ijar.b-5243>.

GARCEZ, Lourdes Maria; SOUZA, Nazaré Fonseca de; MOTA, Eduardo Ferreira; DICKSON, Luís Antonio Jerônimo; ABREU, Wanderleyson Uchoa; CAVALCANTI, Vânia de Fátima do Nascimento; GOMES, Patrick Abdala Fonseca. Focos de dirofilariose canina na Ilha do Marajó: um fator de risco para a saúde humana. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 39, n. 4, p. 333-336, ago. 2006. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s0037-86822006000400003>.

GIANOPOULOS, Athena; MYLONAKIS, Mathios E.; THEODOROU, Konstantina; CHRISTOPHER, Mary M.. Quantitative and qualitative leukocyte abnormalities in dogs with experimental and naturally occurring acute canine monocytic ehrlichiosis. **Veterinary Clinical Pathology**, v. 45, n. 2, p. 281-290, 3 maio 2016. Wiley. <http://dx.doi.org/10.1111/vcp.12359>.

GHORBANI, Alireza; KHOULOU, Dekkiche; GHORBANI, Amirreza; GAREDAGHI, Yagoob. A Review of Mosquitoes (Diptera: culicidae) and their biodiversity, medical and veterinary importance. **Virology & Immunology Journal**, v. 9, n. 1, p. 1-9, 17 jan. 2025. Medwin Publishers. <http://dx.doi.org/10.23880/vij-16000355>.

GODDARD, Jerome. **Infectious Diseases and Arthropods**. 2. ed. Mississippi: Humana Press, 2008. 255 p.

GONÇALVES, Genilson Pereira; XAVIER, Suzane Gallardo; LIMA, Nathália da Conceição; BENDAS, Alexandre José Rodrigues. Frequency of *Dirofilaria immitis* infection in blood donor dogs of the Rio de Janeiro state. **Brazilian Journal Of Veterinary Medicine**, v. 45, e002223, 2023. Revista Brasileira de Medicina Veterinaria. <http://dx.doi.org/10.29374/2527-2179.bjvm002223>.

GUEDES, Mário Pessoa. CULICIDAE (DIPTERA) NO BRASIL: relações entre diversidade, distribuição e enfermidades. **Oecologia Australis**, v. 16, n. 02, p. 283-296, jun. 2012. Oecologia Australis. <http://dx.doi.org/10.4257/oeco.2012.1602.07>.

GUEDES, Mário Luís Pessoa; NAVARRO-SILVA, Mário Antônio. Mosquito community composition in dynamic landscapes from the Atlantic Forest biome (Diptera, Culicidae). **Revista Brasileira de Entomologia**, v. 58, n. 1, p. 88-94, mar. 2014. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s0085-56262014000100014>.

GUHA, Pokhraj; DAS, Avishek; DUTTA, Somit; CHAUDHURI, Tapas Kumar. A rapid and efficient DNA extraction protocol from fresh and frozen human blood samples. **Journal Of Clinical Laboratory Analysis**, v. 32, n. 1, p. 0, 23 fev. 2017. Wiley. <http://dx.doi.org/10.1002/jcla.22181>.

GURGEL-GONÇALVES, Rodrigo; OLIVEIRA, Wanderson Kleber de; CRODA, Julio. The greatest Dengue epidemic in Brazil: surveillance, prevention, and control. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 57, e002032024, 2024. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/0037-8682-0113-2024>.

GYGAX, Larissa; SCHUDEL, Sophie; KOSITZ, Christian; KUENZLI, Esther; NEUMAYR, Andreas. Human monocytotropic ehrlichiosis—A systematic review and analysis of the

literature. **Plos Neglected Tropical Diseases**, v. 18, n. 8, p. e0012377, 2 ago. 2024. Public Library of Science (PLOS). <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pntd.0012377>.

HEITMAN, Kristen Nichols; DAHLGREN, F. Scott; DREXLER, Naomi A.; MASSUNG, Robert F.; BEHRAVESH, Casey Barton. Increasing Incidence of Ehrlichiosis in the United States: a summary of national surveillance of ehrlichia chaffeensis and ehrlichia ewingii infections in the united states, 2008-2012. **The American Society Of Tropical Medicine And Hygiene**, v. 94, n. 1, p. 52-60, 6 jan. 2016. American Society of Tropical Medicine and Hygiene. <http://dx.doi.org/10.4269/ajtmh.15-0540>.

HOLANDA, Letícia Soares; TRAJANO, Camila Castelo; PETELINKAR, Máyla Carvalho; SAMPAIO JÚNIOR, Francisco Humberto Marques; TAVARES, José Ryan Ribeiro; COLARES, Julia Carrah; RODRIGUES, Victor Hugo Vieira. Dirofilaria immitis em cães: revisão de literatura. In: RODRIGUES, Victor Hugo Vieira. **ATUALIDADES NA SAÚDE E BEM-ESTAR ANIMAL**. In Vivo, 2020. Cap. 7. p. 73-85. DOI: 10.47242/978-65-991243-2-7-72.

HOLZHAUSER, T.; RÖDER, M.. Polymerase chain reaction (PCR) methods for detecting allergens in foods. In: FLANAGAN, Simon (ed.). **Handbook of Food Allergen Detection and Control**. Woodhead Publishing, 2015. Cap. 13. p. 245-263.

INSTITUTO NACIONAL DE METEOROLOGIA (INMET) (Brasil). **Normais climatológicas do Brasil 1991–2020: Florianópolis**. Brasília: Inmet, 2024. Disponível em: <https://www.gov.br/inmet>. Acesso em: 23 abr. 2025.

IPCC. **Climate Change 2023: Synthesis Report. Contribution of Working Groups I, II and III to the Sixth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change**. Geneva: Intergovernmental Panel on Climate Change, 2023. p. 35-115. DOI: 10.59327/IPCC/AR6-9789291691647.

IRWIN, Peter J. Companion animal parasitology: a clinical perspective. **International Journal For Parasitology**, v. 32, n. 5, p. 581-593, maio 2002. Elsevier BV. [http://dx.doi.org/10.1016/s0020-7519\(01\)00361-7](http://dx.doi.org/10.1016/s0020-7519(01)00361-7).

JOVANOVIĆ, Nemanja; DESPOTOVIĆ, Darko; STEPANOVIĆ, Predrag; RAJKOVIĆ, Milan; ILIĆ, Tamara. Clinical-parasitological and epidemiological review of the nematode Acanthocheilonema reconditum. **Veterinarski Glasnik**, v. 77, n. 1, p. 1-15, 2023. National Library of Serbia. <http://dx.doi.org/10.2298/vetgl220307008j>.

JUNSIRI, Witchuta; Taweethavonsawat, Piyanan. Comparative analysis of diagnostic methods and genetic analysis for canine vector-borne diseases in Thailand. **Scientific Reports**, v. 15, 40194, 17 nov. 2025. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1038/s41598-025-23966-0>.

LABARTHE, Norma; PEREIRA, Marcelo de Campos; BARBARINI, Oclides; MCKEE, William; COIMBRA, Carlos Alberto; HOSKINS, Johnny. Serologic Prevalence of Dirofilaria immitis, Ehrlichia canis, and Borrelia burgdorferi Infections in Brazil. **Veterinary Therapeutics**, v. 4, n. 1, p. 67-75, 2003.

LABARTHE, Norma Vollmer; PAIVA, Jonimar Pereira; REIFUR, Larissa; MENDES-DE-ALMEIDA, Flavya; MERLO, Alexandre; PINTO, Carlos Jose Carvalho; JULIANI, Paulo Sérgio; ALMEIDA, Maria Angela Ornelas de; ALVES, Leucio Câmara. Updated canine infection rates for *Dirofilaria immitis* in areas of Brazil previously identified as having a high incidence of heartworm-infected dogs. **Parasites & Vectors**, v. 7, n. 1, 493, 7 nov. 2014. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1186/s13071-014-0493-7>.

LARSSON, Maria Helena Matiko Akao. Prevalência de microfilárias e *Dirofilaria immitis* em cães do Estado de São Paulo. **Brazilian Journal Of Veterinary Research And Animal Science**, v. 27, n. 2, p. 183-186, 2 dez. 1990. Universidade de São Paulo, Agência USP de Gestão da Informação Acadêmica (AGUIA). <http://dx.doi.org/10.11606/issn.0000-0000.272183-186>.

LA FUENTE, Jose de. Overview: ticks as vectors of pathogens that cause disease in humans and animals. **Frontiers In Bioscience**, v. , n. 13, 6938, 2008. IMR Press. <http://dx.doi.org/10.2741/3200>.

LAVINA, Marcia Sangaletti; SOUZA, Antonio Pereira de; SARTOR, Amélia Aparecida; MOURA, Anderson Barbosa de. Ixodids in wild animals of the mountainous plateau Region of Santa Catarina State, Brazil. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 36, n. 5, p. 3173, 21 out. 2015. Universidade Estadual de Londrina. <http://dx.doi.org/10.5433/1679-0359.2015v36n5p3173>.

LENT, Herman; FREITAS, J. F. Teixeira de. *Dirofilariose sub-cutanea dos cães no Brasil. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, v. 32, n. 3, p. 443-448, 1937. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s0074-02761937000300007>.

LIN, Mingqun; XIONG, Qingming; CHUNG, Matthew; DAUGHERTY, Sean C.; NAGARAJ, Sushma; SENGAMALAY, Naomi; OTT, Sandra; GODINEZ, Al; TALLON, Luke J.; SADZEWICZ, Lisa. Comparative Analysis of Genome of *Ehrlichia* sp. HF, a Model Bacterium to Study Fatal Human Ehrlichiosis. **Bmc Genomics**, v. 22, n. 11, 6 jan. 2021. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1186/s12864-020-07309-z>.

LITTLE, Susan; SALEH, Meriam; WOHLTJEN, Megan; NAGAMORI, Yoko. Prime detection of *Dirofilaria immitis*: understanding the influence of blocked antigen on heartworm test performance. **Parasites & Vectors**, v. 11, n. 1, 186, 20 mar. 2018. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1186/s13071-018-2736-5>.

LUZ, Hermes R.; MARTINS, Thiago F.; MUÑOZ-LEAL, Sebastián; COSTA, Francisco B.; GIANIZELLA, Sérgio L.; FACCINI, João Luiz H.; LABRUNA, Marcelo B. Ticks from the Brazilian Amazon: species, distribution and host-relations. In: MIKKOLA, H. (ed.). *Ecosystem and biodiversity of Amazonia*. London: IntechOpen, 2020. p. 631-664. DOI: <http://dx.doi.org/10.5772/intechopen.94862>

MADEIRA, Fábio; MADHUSOODANAN, Nandana; LEE, Joonheung; EUSEBI, Alberto; NIEWIELSKA, Ania; TIVEY, Adrian R N; LOPEZ, Rodrigo; BUTCHER, Sarah. The EMBL-EBI Job Dispatcher sequence analysis tools framework in 2024. **Nucleic Acids Research**, v. 52, n. 1, p. W521-W525, 10 abr. 2024. Oxford University Press (OUP).

<http://dx.doi.org/10.1093/nar/gkae241>. Disponível em:
<http://www.ebi.ac.uk/jdispatcher/msa/clustalo>. Acesso em: 22 maio 2026.

MAEDA, Koichi; MARKOWITZ, Norman; HAWLEY, Robert C.; RISTIC, Miodrag; COX, Donald; MCDADE, Joseph E.. Human Infection with *Ehrlichia canis*, a Leukocytic Rickettsia. **New England Journal Of Medicine**, v. 316, n. 14, p. 853-856, 2 abr. 1987. Massachusetts Medical Society. <http://dx.doi.org/10.1056/nejm198704023161406>.

MAKWARELA, Tsireledzo G.; NYANGIWE, Nkululeko; MASEBE, Tracy; MBIZENI, Sikhumbuzo; NESENGANI, Lucky T.; DJIKENG, Appolinaire; MAPHOLI, Ntanganedzeni O.. Tick Diversity and Distribution of Hard (Ixodidae) Cattle Ticks in South Africa. **Microbiology Research**, v. 14, n. 1, p. 42-59, 9 jan. 2023. MDPI AG. <http://dx.doi.org/10.3390/microbiolres14010004>.

MANN, Sarah; FRASCA, Katherine; SCHERRER, Sara; HENAO-MARTÍNEZ, Andrés F.; NEWMAN, Sabrina; RAMANAN, Poornima; A SUAREZ, José. A Review of Leishmaniasis: current knowledge and future directions. **Current Tropical Medicine Reports**, v. 8, n. 2, p. 121-132, 17 mar. 2021. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1007/s40475-021-00232-7>.

MARCHIONDO, Alan A.; CRUTHERS, Larry R.; REINEMEYER, Craig R.. Nematoda. In: MARCHIONDO, Alan A.; CRUTHERS, Larry R.; FOURIE, Josephus J. (ed.). **Parasiticide Screening**: in vitro and in vivo tests with relevant parasite rearing and host infection/infestation methods. 2. ed. Academic Press, 2020. Cap. 2. p. 135-335. MCCALL, John W.; GENCHI, Claudio; KRAMER, Laura H.; GUERRERO, Jorge; VENCO, Luigi. Heartworm Disease in Animals and Humans. In: *Advances in Parasitology*. 66. ed. Londres: Elsevier, 2008. Cap. 4. p. 193-285. DOI: 10.1016/S0065-308X(08)00204-2.

MCINTYRE, K. Marie; SETZKORN, Christian; HEPWORTH, Philip J.; MORAND, Serge; MORSE, Andrew P.; BAYLIS, Matthew. Systematic Assessment of the Climate Sensitivity of Important Human and Domestic Animals Pathogens in Europe. **Scientific Reports**, v. 7, n. 1, 7134, 2 ago. 2017. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1038/s41598-017-06948-9>.

MCKINNEY, Michael L.. Urbanization as a major cause of biotic homogenization. **Biological Conservation**, v. 127, n. 3, p. 247-260, jan. 2006. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.biocon.2005.09.005>.

MEIRELES, José; PAULOS, Filipa; SERRÃO, Inês. Dirofilariose canina e felina. **Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias**, v. 109, n. 591-592, p. 70-78, 2014.

MORAES, Marcela Figuerêdo Duarte; SILVA, Marina Xavier da; MAGALHÃES-MATOS, Paulo Cesar; ALBUQUERQUE, Ana Cláudia Alexandre de; TEBALDI, José Hairton; MATHIAS, Luis Antônio; HOPPE, Estevam G. Lux. Filarial nematodes with zoonotic potential in ring-tailed coatis (*Nasua nasua* Linnaeus, 1766, Carnivora: procyonidae) and domestic dogs from iguaçu national park, brazil. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 8, p. 1-9, maio 2017. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vprsr.2017.01.003>.

MORAES-FILHO, Jonas; MARCILI, Arlei; NIERI-BASTOS, Fernanda A.; RICHTZENHAIN, Leonardo J.; LABRUNA, Marcelo B.. Genetic analysis of ticks belonging to the *Rhipicephalus sanguineus* group in Latin America. **Acta Tropica**, v. 117, n. 1, p. 51-55, jan. 2011. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.actatropica.2010.09.006>.

MORAES-FILHO, Jonas; KRAWCZAK, Felipe S.; COSTA, Francisco B.; SOARES, João Fábio; LABRUNA, Marcelo B.. Comparative Evaluation of the Vector Competence of Four South American Populations of the *Rhipicephalus sanguineus* Group for the Bacterium *Ehrlichia canis*, the Agent of Canine Monocytic Ehrlichiosis. **Plos One**, v. 10, n. 9, e0139386, 28 set. 2015. Public Library of Science (PLOS). <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pone.0139386>.

MOSLEY, Ilana A.; ZECCA, Italo B.; TYAGI, Neha; HARVEY, Tatiani V.; HAMER, Sarah A.; VEROCAI, Guilherme G.. Occurrence of *Dirofilaria immitis* infection in shelter cats in the lower Rio Grande Valley region in South Texas, United States, using integrated diagnostic approaches. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 41, 100871, jun. 2023. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vprsr.2023.100871>.

MÜLLER, Gerson Azulim; MARCONDES, Carlos Brisola. Bromeliad-associated mosquitoes from Atlantic forest in Santa Catarina Island, southern Brazil (Diptera, Culicidae), with new records for the State of Santa Catarina. **Iheringia. Série Zoologia**, v. 96, n. 3, p. 315-319, 30 set. 2006. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s0073-47212006000300007>.

MURILLO, Daniel Felipe Barrantes; CAMPBELL, Elyssa J.; MOORHEAD, Andrew R.; WANG, Chengming. Evaluation of diagnostic techniques for early detection of heartworm in experimentally infected dogs: identification of *dirofilaria immitis*-derived microrna in the initial 28 weeks post-inoculation. **Parasites & Vectors**, v. 17, n. 1, 258, 13 jun. 2024. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1186/s13071-024-06337-y>.

MURPHY, George L; EWING, S.A; WHITWORTH, Lisa C; FOX, J.Carl; KOCAN, A.Alan. A molecular and serologic survey of *Ehrlichia canis*, *E. chaffeensis*, and *E. ewingii* in dogs and ticks from Oklahoma. **Veterinary Parasitology**, v. 79, n. 4, p. 325-339, nov. 1998. Elsevier BV. [http://dx.doi.org/10.1016/s0304-4017\(98\)00179-4](http://dx.doi.org/10.1016/s0304-4017(98)00179-4).

MYLONAKIS, Mathios E.; KOUTINAS, Alex F.; BREITSCHWERDT, Edward B.; HEGARTY, Barbara C.; BILLINIS, Charalambos D.; LEONTIDES, Leonidas S.; KONTOS, Vassilios S.. Chronic Canine Ehrlichiosis (*Ehrlichia canis*): a retrospective study of 19 natural cases. **Journal Of The American Animal Hospital Association**, v. 40, n. 3, p. 174-184, maio 2004. American Animal Hospital Association. <http://dx.doi.org/10.5326/0400174>.

MYLONAKIS, Mathios E.; THEODOROU, Konstantina N.. Canine Monocytic Ehrlichiosis: an update on diagnosis and treatment. **Acta Veterinaria**, v. 67, n. 3, p. 299-317, 23 set. 2017. Walter de Gruyter GmbH. <http://dx.doi.org/10.1515/acve-2017-0025>.

NELSON, Richard W.; COUTO, C. Guillermo. Medicina interna de pequenos animais. 5.ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2015. 1512 p.

NEGRON, Veronica; SALEH, Meriam N.; SOBOTYK, Caroline; LUKSOVSKY, Joe L.; HARVEY, Tatiani V.; VEROCAI, Guilherme G.. Probe-based qPCR as an alternative to

modified Knott's test when screening dogs for heartworm (*Dirofilaria immitis*) infection in combination with antigen detection tests. **Parasites & Vectors**, v. 15, n. 1, 306, 29 ago. 2022. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1186/s13071-022-05372-x>.

NICHOLSON, William L.; SONENSHINE, Daniel E.; NODEN, Bruce H.; BROWN, Richard N.. Ticks (Ixodida). In: MULLEN, Gary R.; DURDEN, Lance A.. **Medical and Veterinary Entomology**. 3. ed.: Elsevier Inc., 2019. Cap. 27. p. 603-672.

NOGUEIRA, Bárbara Cristina Félix; CAMPOS, Artur Kanadani; MUÑOZ-LEAL, Sebastián; PINTER, Adriano; MARTINS, Thiago Fernandes. Soft and hard ticks (Parasitiformes: ixodida) on humans. **Acta Tropica**, v. 234, p. 106598, out. 2022. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.actatropica.2022.106598>.

NOGUEIRA, Larissa L.C.; BRAGA, Juliana F.V.; SOUSA, Raylanne L.P.; ARAÚJO, Bruno V.s.; GUIMARÃES, Ana L.C.G.; CARMO, Larissa D.A.O.; COELHO, Wesley A.C.; AMORA, Sthenia S.A.. Occurrence of pathogens transmitted by *Rhipicephalus sanguineus* sensu lato ticks in dogs in the semiarid region of Rio Grande do Norte state, Brazil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 44, e07366, 2024. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/1678-5150-pvb-7366>.

OGDEN, Nick H.; LINDSAY, L. Robbin. Effects of Climate and Climate Change on Vectors and Vector-Borne Diseases: ticks are different. **Trends In Parasitology**, v. 32, n. 8, p. 646-656, ago. 2016. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.pt.2016.04.015>.

OJEDA, Ricardo A.. Diversity and Conservation of Neotropical Mammals. **Encyclopedia Of Biodiversity**, p. 582-594, 2023. Elsevier. <http://dx.doi.org/10.1016/b978-0-12-384719-5.00353-1>.

ORLANDI, Júlia Mendes. **ESTUDO RETROSPECTIVO DA OCORRÊNCIA DE DOENÇAS TRANSMITIDAS POR CARRAPATOS EM CÃES NA REGIÃO DA GRANDE FLORIANÓPOLIS, SC**. 2019. 91 f. TCC (Graduação) - Curso de Medicina Veterinária, Universidade do Sul de Santa Catarina, Tubarão, 2019.

ORTEGA-PACHECO, Antonio; JIMENEZ-COELLO, Matilde. Vector-Borne and Zoonotic Diseases in Dogs and Cats. **Animals**, v. 15, n. 11, 1520, 23 maio 2025. MDPI AG. <http://dx.doi.org/10.3390/ani15111520>.

OTRANTO, Domenico; DANTAS-TORRES, Filipe; BREITSCHWERDT, Edward B.. Managing canine vector-borne diseases of zoonotic concern: part one. **Trends In Parasitology**, v. 25, n. 4, p. 157-163, abr. 2009a. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.pt.2009.01.003>.

OTRANTO, Domenico; DANTAS-TORRES, Filipe; BREITSCHWERDT, Edward B.. Managing canine vector-borne diseases of zoonotic concern: part two. **Trends In Parasitology**, v. 25, n. 5, p. 228-235, maio 2009b. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.pt.2009.02.005>.

OTRANTO, Domenico; DANTAS-TORRES, Filipe; MIHALCA, Andrei D.; TRAUB, Rebecca J.; LAPPIN, Michael; BANETH, Gad. Zoonotic Parasites of Sheltered and Stray

Dogs in the Era of the Global Economic and Political Crisis. **Trends In Parasitology**, v. 33, n. 10, p. 813-825, out. 2017. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.pt.2017.05.013>

PARPINELLI, Natália; SOUZA, Ítalo Morelli Miacri; GREGORIO, Mayra Carraro di. OCORRÊNCIA DE Ehrlichia spp.p. E Babesia spp. EM CÃES NO ESTADO DO PARANÁ: revisão de literatura. **Revista de Ciência Veterinária e Saúde Pública**, Umuarama, v. 4, n. 2, p. 86-93, fev. 2017.

PATERNIO, Uéslei; MARCONDES, Carlos Brisola. Mosquitos antropofílicos de atividade matutina em Mata Atlântica, Florianópolis, SC. **Revista de Saúde Pública**, v. 38, n. 1, p. 133-135, fev. 2004. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s0034-89102004000100019>.

PERRIN, Antoine; GLAIZOT, Olivier; CHRISTE, Philippe. Worldwide impacts of landscape anthropization on mosquito abundance and diversity: a meta-analysis. **Global Change Biology**, v. 28, n. 23, p. 6857-6871, 27 set. 2022. Wiley. <http://dx.doi.org/10.1111/gcb.16406>.

PRASITSUWAN, Wisut; SUWANNACHOTE, Thanikran; SUMALAI, Thirawat; LERTPATARAKOMOL, Rachakris; TRAIRATAPIWAN, Tassanee; RUENPHET, Sakchai. A comparison of diagnostic methods for canine Ehrlichiosis: microscopy and rna-seq hybridization-assisted amplification technology compared with the quantitative polymerase chain reaction. **Veterinary World**, p. 1214-1223, maio 2025. Veterinary World. <http://dx.doi.org/10.14202/vetworld.2025.1214-1223>.

QGIS DEVELOPMENT TEAM. QGIS Geographic Information System. **Open Source Geospatial Foundation Project**, 2025. Disponível em: <https://qgis.org>. Acesso em: 23 mai 2026.

R CORE TEAM. R: A language and environment for statistical computing. Vienna: **R Foundation for Statistical Computing**, 2025. Disponível em: <https://www.r-project.org/>. Acesso em: 7 jun. 2026.

RAMOS, Rafael A.N.; HAKIMI, Hassan; SALOMON, Jordan; BUSSELMAN, Rachel E.; CURTIS-ROBLES, Rachel; HODO, Carolyn L.; HAMER, Sarah A.; VEROCAI, Guilherme G.. Dirofilaria immitis and Dirofilaria striata (Spirurida: onchocercidae) detected in wild carnivores from texas, united states. **International Journal For Parasitology: Parasites and Wildlife**, v. 24, p. 100954, ago. 2024. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijppaw.2024.100954>.

RIBEIRO, Arina Santos; PILE, Edwin Alberto; AHID, Silvia Maria Mendes. INFECÇÃO EXPERIMENTAL DO Aedes aegypti (DIPTERA: CULICIDAE) COM Dirofilaria immitis (NEMATODA: FILARIDAE). **Acta Veterinaria Brasilica**, v. 3, n. 1, p. 25-29, 9 out 2009. <https://doi.org/10.21708/avb.2009.3.1.1082>

RIKIHISA, Yasuko. Clinical and biological aspects of infection caused by. **Microbes And Infection**, v. 1, n. 5, p. 367-376, abr. 1999. Elsevier BV. [http://dx.doi.org/10.1016/s1286-4579\(99\)80053-7](http://dx.doi.org/10.1016/s1286-4579(99)80053-7).

RIPPEL, Luisa Barreto; MELLO, Sara Santos de; MOURA, Anderson Barbosa de; MARTINS, Thiago Fernandes; CHRYSSAFIDIS, Andreas Lazaros. New registers of Ixodidae ticks on Cervidae from Santa Catarina Plateau, Brazil. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 63, p. 101299, ago. 2025. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vprsr.2025.101299>.

ROCKLÖV, Joacim; DUBROW, Robert. Climate change: an enduring challenge for vector-borne disease prevention and control. **Nature Immunology**, v. 21, n. 5, p. 479-483, 20 abr. 2020. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1038/s41590-020-0648-y>.

RODRIGUES, Rodrigo Gonzales. **INQUÉRITO EPIDEMIOLÓGICO MOLECULAR DE HEMOPARASITOS EM CÃES DE DOIS MUNICÍPIOS COM DIFERENTES CONDIÇÕES CLIMÁTICAS NO ESTADO DE SANTA CATARINA, BRASIL**. 2017. 56 f. Tese (Doutorado) - Curso de Pós-Graduação em Ciência Animal, Centro de Ciências Agroveterinárias, Universidade do Estado de Santa Catarina, Lages, 2017.

ROTTMAN, J. B.; TOMPKINS, W. A. F.; TOMPKINS, M. B.. A Reverse Transcription-Quantitative Competitive Polymerase Chain Reaction (RT-qcPCR) Technique to Measure Cytokine Gene Expression in Domestic Mammals. **Veterinary Pathology**, v. 33, n. 2, p. 242-248, mar. 1996. SAGE Publications. <http://dx.doi.org/10.1177/030098589603300217>.

RUEDA, Leopoldo M.. Global diversity of mosquitoes (Insecta: diptera. **Hydrobiologia**, v. 595, n. 1, p. 477-487, 18 dez. 2008. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1007/s10750-007-9037-x>.

SAINZ, Ángel; ROURA, Xavier; MIRÓ, Guadalupe; ESTRADA-PENÑA, Agustín; KOHN, Barbara; HARRUS, Shimon; SOLANO-GALLEGO, Laia. Guideline for veterinary practitioners on canine ehrlichiosis and anaplasmosis in Europe. **Parasites & Vectors**, v. 8, n. 1, 75, 2015. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1186/s13071-015-0649-0>.

SEBOLT, Ana Paula Remor. **Dirofilaria immitis: PREVALÊNCIA DA INFECÇÃO EM CÃES NO MUNICÍPIO DE LAGUNA, SC, BRASIL**. 2020. 48 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Programa de Pós Graduação em Ciência Animal, Centro de Ciências Agroveterinárias, Universidade do Estado de Santa Catarina, Lages, 2020.

SECRETARIA MUNICIPAL DE PLANEJAMENTO E INTELIGÊNCIA URBANA (SMPIU). **Floripa em números: série Censo IBGE: caderno 1: resultados gerais de população e domicílios para o município**. 3. ed. Florianópolis: Prefeitura Municipal de Florianópolis, 2024. Disponível em: https://strapi.redeplanejamento.pmf.sc.gov.br/uploads/Floripa_Numeros_Censo_IBGE_3ed_380230abc6.pdf. Acesso em: 26 mai 2026.

SECRETARIA MUNICIPAL DE TURISMO, DESENVOLVIMENTO ECONÔMICO E INOVAÇÃO (SMTDEI). **Plano Estratégico do Turismo de Florianópolis: Visão 2033**. Florianópolis: Prefeitura Municipal de Florianópolis, 2024. Disponível em:

https://www.pmf.sc.gov.br/arquivos/arquivos/pdf/26_11_2025_17.11.49.65fe6f364e20e0284efb706eccfa0f15.pdf. Acesso em: 26 mai 2026.

SIEGLER, Alexis; URSERY, Lauryn; GIANDOMENICO, Dana A.; MILLER, Melissa B.; SALZER, Johanna S.; BARBARIN, Alexis M.; WILLIAMS, Carl; BOYCE, Ross M.. Contribution of Limited Molecular Testing to Low Ehrlichiosis Diagnosis in High Incidence Area, North Carolina, USA. **Emerging Infectious Diseases**, v. 31, n. 2, 281-287, fev. 2025. Centers for Disease Control and Prevention (CDC). <http://dx.doi.org/10.3201/eid3102.240281>.

SILVA, Rodrigo Costa da; LANGONI, Helio. Dirofilariose: zoonose emergente negligenciada. **Ciência Rural**, v. 39, n. 5, p. 1615-1624, 3 abr. 2009. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s0103-84782009005000062>.

SILVA, Marcos Vinícius Mendes; FERNANDES, Renata Avancini; NOGUEIRA, José Luiz; AMBRÓSIO, Carlos Eduardo. Erliquiose canina: revisão de literatura. *Arquivo de Ciências Veterinárias e Zoologia da UNIPAR*, Umuarama, v. 14, n. 2, p. 139-143, jul./dez. 2011.

SIMÓN, Fernando; SILES-LUCAS, Mar; MORCHÓN, Rodrigo; GONZÁLEZ-MIGUEL, Javier; MELLADO, Isabel; CARRETÓN, Elena; MONTOLYA-ALONSO, Jose Alberto. Human and Animal Dirofilariosis: the emergence of a zoonotic mosaic. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 25, n. 3, p. 507-544, jul. 2012. American Society for Microbiology. <http://dx.doi.org/10.1128/cmr.00012-12>.

ŠLAPETA, Jan; HALLIDAY, Bruce; CHANDRA, Shona; ALANAZI, Abdullah D.; ABDEL-SHAIFY, Sobhy. Rhipicephalus linnaei (Audouin, 1826) recognised as the “tropical lineage” of the brown dog tick Rhipicephalus sanguineus sensu lato: neotype designation, redescription, and establishment of morphological and molecular reference. **Ticks And Tick-Borne Diseases**, v. 13, n. 6, p. 102024, nov. 2022. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.ttbdis.2022.102024>.

SOUSA, Valéria Régia Franco. **Avaliação clínica, morfológica, hematológica, bioquímica e biomolecular de cães naturalmente infectados por Ehrlichia canis e Anaplasma platys**. 2006. 58 f. Tese (Doutorado) - Curso de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias, Instituto de Veterinária, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 2006.

SOUZA, William M. de; WEAVER, Scott C.. Effects of climate change and human activities on vector-borne diseases. **Nature Reviews Microbiology**, v. 22, n. 8, p. 476-491, 14 mar. 2024. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1038/s41579-024-01026-0>.

SOUZA, B. M. P. da S.; LEAL, D. C.; BARBOZA, D. C. P. M.; UZÊDA, R. S.; ALCÂNTARA, A. C. de; FERREIRA, F.; LABRUNA, M. B.; GONDIM, L. F. P.; FRANKE, C. R.. Prevalence of ehrlichial infection among dogs and ticks in Northeastern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 19, n. 02, p. 89-93, 2010. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.4322/rbpv.01902004>.

STEINDEL, Mário; MENIN, Álvaro; EVANGELISTA, Tatiane; STOCO, Patrícia H.; MARLOW, Mariel A.; FLEITH, Renata C.; PILATI, Celso; GRISARD, Edmundo C..

Outbreak of autochthonous canine visceral leishmaniasis in Santa Catarina, Brazil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 33, n. 4, p. 490-496, abr. 2013. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s0100-736x2013000400013>.

SZABÓ, Matias P. J.; PINTER, Adriano; LABRUNA, Marcelo B.. Ecology, biology and distribution of spotted-fever tick vectors in Brazil. **Frontiers In Cellular And Infection Microbiology**, v. 3, p. 1-9, 2013. Frontiers Media SA. <http://dx.doi.org/10.3389/fcimb.2013.00027>.

TAQUES, Isis Indaiara Gonçalves Granjeiro; MELO, Andreia Lima Tomé; HORTA, Mauricio Claudio; PEREIRA, Nathalia Assis; AGUIAR, Daniel Moura. Serological Evidence Supporting the Occurrence of Ehrlichia chaffeensis or a Closely Related Species in Brazilian Dogs. **Pathogens**, v. 12, n. 8, 1024, 9 ago. 2023. MDPI AG. <http://dx.doi.org/10.3390/pathogens12081024>.

TABACHNICK, W. J.. Challenges in predicting climate and environmental effects on vector-borne disease episystems in a changing world. **Journal Of Experimental Biology**, v. 213, n. 6, p. 946-954, 15 mar. 2010. The Company of Biologists. <http://dx.doi.org/10.1242/jeb.037564>.

TAYLOR, Mike A.; COOP, R. L.; WALL, Richard L.. **Parasitologia Veterinária**. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2016. 3789 p.

THRUSFIELD, Michael. **Veterinary epidemiology**. 3. ed. Oxford: Blackwell Science, 2008. 610 p.

TRANCOSO, Taíssa Angélica Lemos; LIMA, Nathália da Conceição; BARBOSA, Alynne Silva; LELES, Daniela; FONSECA, Ana Beatriz Monteiro; LABARTHE, Norma Vollmer; BASTOS, Otilio Machado Pereira; UCHÔA, Claudia Maria Antunes. Detection of Dirofilaria immitis using microscopic, serological and molecular techniques among dogs in Cabo Frio, RJ, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 29, n. 1, e017219, mar. 2020. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s1984-29612020009>.

UGOCHUKWU, Chukwuebuka Iniobong Ikenna; OMEKAM, Nebolisah; UGOCHUKWU, Emmanuel Ikenna. Incidence of Dirofilaria immitis in dogs presented at University of Nigeria, Nsukka Veterinary Teaching Hospital using wet smear and buffy coat techniques. **Asian Pacific Journal Of Tropical Disease**, v. 6, n. 8, p. 627-630, ago. 2016. Elsevier BV. [http://dx.doi.org/10.1016/s2222-1808\(16\)61098-8](http://dx.doi.org/10.1016/s2222-1808(16)61098-8).

VIEIRA, Rafael Felipe da Costa; BIONDO, Alexander Welker; GUIMARÃES, Ana Marcia Sá; SANTOS, Andrea Pires dos; SANTOS, Rodrigo Pires dos; DUTRA, Leonardo Hermes; DINIZ, Pedro Paulo Vissotto de Paiva; MORAIS, Helio Autran de; MESSICK, Joanne Belle; LABRUNA, Marcelo Bahia. Ehrlichiosis in Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 20, n. 1, p. 01-12, mar. 2011. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s1984-29612011000100002>.

VITOUSEK, Peter M.; MOONEY, Harold A.; LUBCHENCO, Jane; MELILLO, Jerry M.. Human Domination of Earth's Ecosystems. **Science**, v. 277, n. 5325, p. 494-499, 25 jul. 1997.

American Association for the Advancement of Science (AAAS).
<http://dx.doi.org/10.1126/science.277.5325.494>.

VEZZANI, Darío; MESPLET, María; EIRAS, Diego F.; FONTANARROSA, María F.; SCHNITTGER, Leonhard. PCR detection of *Dirofilaria immitis* in *Aedes aegypti* and *Culex pipiens* from urban temperate Argentina. **Parasitology Research**, v. 108, n. 4, p. 985-989, 12 nov. 2010. Springer Science and Business Media LLC.
<http://dx.doi.org/10.1007/s00436-010-2142-1>.

VEZZANI, Darío; EIRAS, Diego F.; WISNIVESKY, Cristina. *Dirofilariasis* in Argentina: historical review and first report of *dirofilaria immitis* in a natural mosquito population. **Veterinary Parasitology**, v. 136, n. 3-4, p. 259-273, mar. 2006. Elsevier BV.
<http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2005.10.026>.

WANER, Trevor; HARRUS, Shimon; BARK, Hylton; BOGIN, Eitan; AVIDAR, Yaakov; KEYSARY, Avi. Characterization of the subclinical phase of canine ehrlichiosis in experimentally infected beagle dogs. **Veterinary Parasitology**, v. 69, n. 3-4, p. 307-317, maio 1997. Elsevier BV. [http://dx.doi.org/10.1016/s0304-4017\(96\)01130-2](http://dx.doi.org/10.1016/s0304-4017(96)01130-2).

YABSLEY, Michael J.. Natural History of *Ehrlichia chaffeensis*: vertebrate hosts and tick vectors from the united states and evidence for endemic transmission in other countries. **Veterinary Parasitology**, v. 167, n. 2-4, p. 136-148, fev. 2010. Elsevier BV.
<http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.09.015>.

YESSINO, Roland Eric; KOUMASSOU, Aldric; GALADIMA, Haruna Baba; NANOUKON-AHIGAN, Hospice; FAROUGOU, Souaïbou; PFEFFER, Martin. Tick Diversity and Distribution of Pathogen in Ticks Collected from Wild Animals and Vegetation in Africa. **Pathogens**, v. 14, n. 2, p. 116, 25 jan. 2025. MDPI AG.
<http://dx.doi.org/10.3390/pathogens14020116>.

YU, Zhijun; WANG, Hui; WANG, Tianhong; SUN, Wenying; YANG, Xiaolong; LIU, Jingze. Tick-borne pathogens and the vector potential of ticks in China. **Parasites & Vectors**, v. 8, n. 1, p. 24, 14 jan. 2015. Springer Science and Business Media LLC.
<http://dx.doi.org/10.1186/s13071-014-0628-x>.

ZEB, Jehan; SONG, Baolin; KHAN, Munsif Ali; SENBILL, Haytham; AZIZ, Muhammad Umair; HUSSAIN, Sabir; WARIS, Abdul; E-TABOR, Ala; SPARAGANO, Olivier Andre. Genetic diversity of vector-borne pathogens in ixodid ticks infesting dogs from Pakistan with notes on *Ehrlichia canis*, *Rickettsia raoultii* and *Dirofilaria immitis* detection. **Parasites & Vectors**, v. 16, n. 1, p. 00-0, 28 jun. 2023. Springer Science and Business Media LLC.
<http://dx.doi.org/10.1186/s13071-023-05804-2>.

ZU, Haiyue; XIANG, Zhilong; ZHANG, Xiaoming; CAO, Qiyuan; LIN, Yang; YING, Zhu; BHOWMICK, Biswajit; XIANG, Hengtao; HAN, Qian; WANG, Jinhua. **Prevalence of Ehrlichia spp. in dogs and ticks in Hainan Province, China.** *BMC Veterinary Research*, v. 21, n. 1, p. 239, 3 abr. 2025. Springer Science and Business Media LLC.
<http://dx.doi.org/10.1186/s12917-024-04434-9>.