



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA
PROGRAMA DE RESIDÊNCIA EM ÁREA PROFISSIONAL DE SAÚDE EM
MEDICINA VETERINÁRIA

CAROLINE DA SILVA PENHA

RELATÓRIO DE CONCLUSÃO DE RESIDÊNCIA EM ÁREA PROFISSIONAL DE
SAÚDE EM MEDICINA VETERINÁRIA - MEDICINA VETERINÁRIA PREVENTIVA COM
ÊNFASE EM DOENÇAS PARASITÁRIAS

Comparação de testes rápidos imunocromatográficos para o diagnóstico de
dirofilariose canina

Recife - PE

2026

CAROLINE DA SILVA PENHA

**RELATÓRIO DE CONCLUSÃO DE RESIDÊNCIA EM ÁREA PROFISSIONAL DE
SAÚDE EM MEDICINA VETERINÁRIA - MEDICINA VETERINÁRIA PREVENTIVA COM
ÊNFASE EM DOENÇAS PARASITÁRIAS**

**Comparação de testes rápidos imunocromatográficos para o diagnóstico de
dirofilariose canina**

Trabalho de Conclusão Residência submetido ao Programa de Residência em Área Profissional de Saúde em Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco, como parte dos requisitos exigidos para obtenção do título de Especialização em Medicina Veterinária Preventiva com ênfase em Doenças Parasitárias

Orientador: Prof. Dr. Leucio Câmara Alves

Preceptora: Dra. Carina Lucena Mendes-Marques

Recife - PE

2026

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Sistema Integrado de Bibliotecas da UFRPE
Bibliotecário(a): Auxiliadora Cunha – CRB-4 1134

P399c Penha, Caroline da Silva.
 Comparação de testes rápidos imunocromatográficos
 para o diagnóstico de dirofilariose canina / Caroline da
 Silva Penha. – Recife, 2026.
 51 f.; il.

 Orientador(a): Leucio Câmara Alves.

 Trabalho de Conclusão de Curso (Residência) –
 Universidade Federal Rural de Pernambuco, Residência em
 Área Profissional de Saúde em Medicina Veterinária, Recife,
 BR-PE, 2026.

 Inclui referências.

 1. Medicina veterinária - Diagnóstico. 2. Kappa de Cohen
 - Índice. 3. Diagnóstico parasitológico veterinário. I. Alves,
 Leucio Câmara, orient. II. Título

CDD 636.089



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO

DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA

PROGRAMA DE RESIDÊNCIA EM ÁREA PROFISSIONAL DE SAÚDE EM

MEDICINA VETERINÁRIA

Comparação de testes rápidos imunocromatográficos para o diagnóstico de
dirofilariose canina

Trabalho de Conclusão de Residência elaborado por

CAROLINE DA SILVA PENHA

Aprovado em 26 / 02 / 2026

BANCA EXAMINADORA:

Prof. Dr. Leucio Câmara Alves – DMV/UFRPE – presidente/tutor

Msc. Maria de Lara Oliveira Lima – UFRPE

Prof. Dr. Bruno Pajeú e Silva – Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia
de Sergipe (IFS)

Ao meu pai (in memoriam), cuja ausência é sentida todos os dias, mas a presença vive em mim, nas lembranças, nos valores que me formaram e em cada conquista. Dedico.

AGRADECIMENTOS

A Deus, fonte de vida, fé e força, que me sustentou e guiou em cada desafio desta trajetória, especialmente nos momentos em que pensei não ser capaz de continuar.

À minha mãe, Maria, por estar sempre ao meu lado, apoiando cada escolha que fiz, mesmo quando não compreendia todos os caminhos que decidi seguir. Seu amor e cuidado constante sempre foram meu alicerce. Eu te amo.

Ao Gustavo, por seu companheirismo, incentivo e apoio incondicional. Sua presença, paciência e motivação foram essenciais para que eu não desistisse. Sem você, certamente, essa conquista não teria sido possível. Eu te amo.

À Akira e Molly, minhas filhas, companheiras de caminhada, que estiveram comigo em diferentes fases dessa trajetória, sendo apoio silencioso, presença constante e cura para tantas dores, além de alegria nos dias difíceis.

À minha “Rparça”, Dannielly Araújo, que tornou a jornada da residência mais leve, dividindo comigo angústias, risos, desafios e conquistas. Sua amizade e parceria fizeram essa caminhada mais especial. Não poderia ter desejado companhia melhor.

Ao Professor Doutor Leucio Câmara Alves, meu orientador, pelo conhecimento compartilhado, pela confiança, incentivo e dedicação. Sua orientação foi fundamental não apenas para a minha formação profissional, mas também para meu crescimento pessoal ao longo dessa trajetória.

À Professora Doutora Renata Pimentel Bandeira de Melo, pela doçura, tranquilidade e compreensão, pelos ensinamentos compartilhados e pelos momentos de convivência que tornaram os dias mais leves, incluindo os cafés da manhã que renderam boas conversas em meio à rotina.

À Doutora Carina Lucena Mendes Marques, pela disponibilidade, apoio constante e contribuição essencial na rotina do laboratório, sempre disposta a ajudar, orientar e compartilhar conhecimento.

Aos meus meninos, Nataly, Alexandre, Luiza, Kalina, Ivson, Richard, Maria Clara, Pedro “Bebê”, Pedro “Pepe”, Rayane e Débora, por caminharem comigo ao longo desses dois anos com tanta dedicação. Dividimos rotina, aprendizados, desafios, risadas e muitos “cafés com fofoca”, que tornaram os dias mais leves. Vocês se tornaram parte da minha história e seguem comigo.

A todos os estagiários que passaram pelo LDP, meus sinceros agradecimentos pela contribuição e pelo comprometimento.

À Lucas Sobral, um amigo que a residência me deu e que se tornou essencial nessa caminhada. Pela amizade sincera, pelas conversas honestas e pelos conselhos ditos com muita sinceridade. Te levo comigo com enorme carinho e gratidão.

Aos mestrandos e doutorandos do Laboratório de Doenças Parasitárias, Maria de Lara, Bruno Araújo, Vanessa Portela, Diana Guiomar, Juliany Nunes, Anderson Eduardo e Natália Soares, Cintia Chaves, Beatriz Soares, Jobisson Mariz e Rebeca Marques pela parceria, companheirismo e pelas trocas de experiências que enriqueceram meu aprendizado e tornaram os desafios mais fáceis de enfrentar.

Aos meus professores da graduação, que também se tornaram amigos, por todo incentivo, apoio e aprendizado compartilhado, vocês também são parte do motivo de eu estar aqui.

Ao grupo “Ecológicos”, meus amigos desde a graduação, por caminharem comigo desde o início, por vibrarem com cada conquista e por celebrarem comigo cada passo dado.

À Letícia Menezes e Eduardo Martins, colegas R1, com o desejo de que os aprendizados, vivências e desafios compartilhados se transformem em base sólida para a caminhada profissional de vocês, levando adiante o compromisso construído no dia a dia, o respeito e cuidado com os animais.

Aos amigos residentes das demais áreas de concentração, pela convivência, parceria e pelos encaixes cedidos, fundamentais para o funcionamento do serviço e para o aprendizado coletivo.

Aos animais e aos seus responsáveis pela confiança depositada em nosso trabalho e pela oportunidade de aprendizado em cada atendimento. Vocês fazem parte da minha história.

Aos professores e técnicos do Departamento de Medicina Veterinária, por todas as orientações, ensinamentos, disponibilidade e apoio, essenciais para a construção da minha formação profissional.

Aos funcionários da UFRPE, pela presença constante, cuidado e atenção ao longo da rotina, garantindo o bom funcionamento do hospital e contribuindo para um ambiente mais acolhedor.

Nada disso foi construído sozinha. Cada nome, cada encontro e cada vivência citados aqui fazem parte de quem eu me tornei, como profissional e como pessoa. Muito obrigada!

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1** - Atividades na Vigilância Ambiental. A) Fachada da Unidade de Vigilância de Zoonoses do município de Caruaru. B) Triatomíneo capturado para identificação da espécie e detecção de *Trypanosoma cruzi*. C) Análise microscópica das fezes de triatomíneos pela residente. D) Porção final do abdômen de um exemplar de flebotomíneo.....16
- Figura 2** - Registro da participação na eMULTI-APS. A) Reunião administrativa com as Equipes de Saúde do Território V. B) Fachada da Unidade Básica de Saúde do Bairro Novo I e II.....17
- Figura 3** - Laboratório de Doenças Parasitárias da UFRPE, 2026. A) Área destinada ao processamento das amostras de sangue. B) Parte da área de processamento das amostras de sangue. C) Microscópios utilizados na análise das amostras laboratoriais.....19
- Figura 4** - Processamento de amostra fecal de cão pelo método FLOTAC. A) Preenchimento da câmara FLOTAC com amostra de fezes. B) Câmara FLOTAC observada em objetiva de 10x, evidenciando a presença de *Ancylostoma* sp.....21
- Figura 5** - Pesquisa de hematozoários realizada no LDP, *Babesia vogeli*. (seta amarela) visualizado em microscopia óptica, corado com Panótico Rápido, objetiva 100x.....24
- Figura 6** -. Pesquisa de hematozoários realizada no LDP, gamonte de *Hepatozoon* spp. (seta preta), visualizado em microscopia óptica, corado com Panótico Rápido, objetiva de 100x.....24
- Figura 7** - Extremidade anterior de um espécime adulto de *Anoplocephala perfoliata*, observada em estereomicroscópio, evidenciando duas das quatro ventosas com os lóbulos correspondentes logo abaixo, seguindo as chaves de identificação do LDP27
- Figura 8** - Visualização de formas amastigotas de *Leishmania* spp. (setas) em amostra de medula óssea, corado com Panótico Rápido e analisado em microscopia óptica na objetiva de 100x.....29
- Figura 9** - Procedimentos de coleta de amostras realizadas no Ambulatório de Leishmaniose da UFRPE para diagnóstico da Leishmaniose Canina. A) Biópsia de medula óssea em cão, considerada amostra padrão-ouro para o diagnóstico parasitológico. B) Punção aspirativa por agulha fina (PAAF) de linfonodo poplíteo esquerdo em cão.....30
- Figura 10.**- Canina, fêmea, SRD, 8 anos, sendo acompanhada pelo Ambulatório de Leishmaniose da UFRPE desde o diagnóstico. A) Paciente no primeiro atendimento apresentando caquexia, dermatopatia e onicogribose. B) Paciente após 6 meses do início do tratamento, evidenciando melhora clínica.....33

Figura 11 - Teste imunocromatográfico TR-DPP® Leishmaniose Visceral Canina. A) Componentes do kit para realização do teste. B) Suporte DPP® apresentando resultado reagente.....	34
Figura 12 - Presença de microfilárias (setas) observadas em microscopia óptica, corado com Panótico Rápido na objetiva 10x, pela técnica de Knott modificado.....	36
Figura 13 - Registro de atividades realizadas no estágio-vivência. A) Letreiro da área de espera do Hospital Veterinário Santo Agostinho B) Análise de lâmina de fezes ao microscópio.....	39

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Distribuição dos resultados dos exames coproparasitológicos de pequenos animais realizados no LDP, no período de março de 2024 a dezembro de 2025.....	22
Tabela 2 - Distribuição dos resultados dos exames coproparasitológicos de grandes animais realizados no LDP, no período de março de 2024 a dezembro de 2025.....	22
Tabela 3 - Distribuição dos resultados dos exames coproparasitológicos de aves e animais silvestres realizados no LDP, no período de março de 2024 a dezembro de 2025.....	23
Tabela 4 - Distribuição dos resultados das pesquisas de hematozoários realizadas no LDP entre março de 2024 e dezembro de 2025.....	25
Tabela 5 - Distribuição dos resultados positivos para hematozoários de acordo com os achados laboratoriais registrados no LDP, entre março de 2024 e dezembro de 2025.....	26
Tabela 6 - Distribuição dos resultados dos exames parasitológicos de medula óssea de caninos para diagnóstico de leishmaniose, indicando número de amostras e os resultados positivos e negativos, no período de março de 2024 a dezembro de 2025.....	31
Tabela 7 - Distribuição dos resultados dos exames parasitológicos de linfonodo de caninos para diagnóstico de leishmaniose, indicando número de amostras e os resultados positivos, negativos e insuficientes, no período de março de 2024 a dezembro de 2025.....	31
Tabela 8 - Distribuição dos resultados dos exames parasitológicos de pele de caninos para diagnóstico de leishmaniose, indicando número de amostras e os resultados positivos, negativos e insuficientes, no período de março de 2024 a dezembro de 2025.....	32
Tabela 9 - Distribuição dos atendimentos realizados no Ambulatório de Leishmaniose da UFRPE, de acordo com o tipo de atendimento, no período de março de 2024 a dezembro de 2025.....	34
Tabela 10 - Distribuição dos resultados do teste rápido imunocromatográfico para detecção de anticorpos anti- <i>Leishmania</i> em cães, realizado no LDP.....	35
Tabela 11 - Distribuição dos atendimentos realizados em cães no Ambulatório de Dirofilariose, de acordo com o tipo de atendimento, no período de março de 2024 a dezembro de 2025.....	36
Tabela 12. Distribuição anual de amostras analisadas pelo método de Knott modificado, no período de março de 2024 a dezembro de 2025, segundo a origem da amostra e resultados positivos e negativos.....	38

Sumário

CAPÍTULO I	12
RELATÓRIO DE ATIVIDADES DA RESIDÊNCIA E ÁREA PROFISSIONAL DE SAÚDE EM MEDICINA VETERINÁRIA - MEDICINA VETERINÁRIA PREVENTIVA COM ÊNFASE EM DOENÇAS PARASITÁRIAS	12
1. INTRODUÇÃO	13
2. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS	13
2.1. Atividades Teóricas e/ou Teórico-práticas.....	13
2.2. Atividades Práticas.....	14
3. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NA SAÚDE PÚBLICA	14
3.1. Atividades Desenvolvidas na Vigilância em Saúde	15
3.2. Atividades Desenvolvidas na Equipe Multiprofissional em Atenção Primária à Saúde (eMULTI-APS)	17
4. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NO LABORATÓRIO DE DOENÇAS PARASITÁRIAS - DMV/UFRPE	18
4.1. Exames Coproparasitológicos.....	19
4.2. Pesquisa de Hematozoários.....	23
4.3. Exame Parasitológico de Pele.....	26
4.4. Identificação Taxonômica de Parasitos.....	27
4.5. Ambulatório de Leishmaniose Canina	28
4.5.1. Biópsia de Medula óssea.....	30
4.5.2. Punção Aspirativa por Agulha Fina (PAAF) de Linfonodo	31
4.5.3. Citologia Esfoliativa de Pele	31
4.5.4. Acompanhamento Ambulatorial.....	32
4.6. Teste Imunocromatográfico.....	34
4.7. Ambulatório de Dirofilariose Canina	35
4.8. Pesquisa de Microfilárias Circulantes.....	36
5. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NO ESTÁGIO-VIVÊNCIA.....	37
CONSIDERAÇÕES FINAIS	39

REFERÊNCIAS	39
CAPÍTULO II	43
ABSTRACT	45
INTRODUÇÃO	46
MATERIAL E MÉTODOS	46
CONCLUSÕES	49
REFERÊNCIAS	49

CAPÍTULO I
RELATÓRIO DE ATIVIDADES DA RESIDÊNCIA E ÁREA PROFISSIONAL DE
SAÚDE EM MEDICINA VETERINÁRIA - MEDICINA VETERINÁRIA PREVENTIVA
COM ÊNFASE EM DOENÇAS PARASITÁRIAS

1. INTRODUÇÃO

O programa de Residência em Área Profissional da Saúde é uma modalidade de pós-graduação lato sensu, regulamentada por legislação própria, sob a coordenação da Comissão Nacional de Residência Multiprofissional em Saúde (CNRMS), vinculada ao Ministério da Educação. Trata-se de uma formação em serviço, destinada a médicos-veterinários, com o objetivo de promover aprimoramento técnico, científico e ético-profissional por meio da integração entre ensino, serviço e pesquisa (UFRPE, 2021).

Nesse contexto, a Residência em Medicina Veterinária é composta pelo Programa de Residência em Medicina Veterinária (PRMV) e pelo Programa de Residência em Sanidade dos Ruminantes (PRSR). O PRMV desenvolve suas atividades no Hospital Veterinário do Departamento de Medicina Veterinária, enquanto o PRSR acontece na Clínica de Bovinos de Garanhuns. O PRMV contempla diferentes áreas de concentração, como Clínica Médica e Cirúrgica de Pequenos Animais, Anestesiologia, Diagnóstico por Imagem, Patologia Clínica e Veterinária, Medicina Veterinária Preventiva (Bacterioses, Doenças Parasitárias, Viroses e Saúde Coletiva) e Clínica Médica e Cirúrgica de Grandes Animais. Já o PRSR tem área de concentração exclusiva à Sanidade de Ruminantes (UFRPE, 2021).

O presente relatório tem como objetivo descrever e contextualizar as atividades desenvolvidas ao longo da Residência em Medicina Veterinária Preventiva, com ênfase em Doenças Parasitárias, no período de março de 2024 a fevereiro de 2026, destacando as experiências teóricas, teórico-práticas e práticas realizadas, bem como sua contribuição para a formação profissional do residente.

2. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

As atividades da Residência em Medicina Veterinária Preventiva, com ênfase em Doenças Parasitárias, foram realizadas no período de 1º de março de 2024 a 28 de fevereiro de 2026, com carga horária total de 5.760 horas, distribuídas em atividades teóricas e/ou teórico-práticas e práticas, conforme previsto pelo programa.

2.1. Atividades Teóricas e/ou Teórico-práticas

Compreendendo 20% da carga horária total, às atividades teóricas e/ou teórico-práticas ocorreram nas dependências da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE), sendo divididas em disciplinas obrigatórias - comuns a todas as áreas e

disponibilizadas no começo do primeiro ano - e em disciplinas optativas, oferecidas ao longo dos 24 meses de duração do programa.

As disciplinas obrigatórias incluíram:

- Bioética e Ética Profissional em Medicina Veterinária;
- Bioestatística;
- Epidemiologia e Medicina Veterinária Preventiva;
- Metodologia Científica;
- Políticas de Saúde Pública;
- Integração Ensino e Serviço;
- Seminário de Conclusão de Residência.

As disciplinas optativas cursadas foram:

- Ortopedia Veterinária;
- Dermatologia de Cães e Gatos;
- Nefrologia e Urologia de Cães e Gatos;
- Oftalmologia Veterinária;
- Endocrinologia e Metabologia de Cães e Gatos;
- Neurologia de Cães e Gatos.

2.2. Atividades Práticas

Por sua vez, as atividades práticas corresponderam aos 80% restantes da carga horária total, totalizando 4.608 horas. Destas, 960 horas foram destinadas às atividades desenvolvidas na saúde pública, enquanto 3.648 horas foram cumpridas no Laboratório de Doenças Parasitárias (LDP) e Ambulatório de leishmaniose e dirofilariose, ambos no Departamento de Medicina Veterinária da UFRPE (DMV/UFRPE).

3. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NA SAÚDE PÚBLICA

Conforme previsto no Programa da Residência em Área Profissional da Saúde em Medicina Veterinária da UFRPE, foram cumpridas 960 horas de atividades práticas em saúde pública, organizadas entre a Vigilância em Saúde e a Equipe Multiprofissional em Atenção Primária à Saúde (eMULTI-APS).

3.1. Atividades Desenvolvidas na Vigilância em Saúde

As ações na Vigilância em Saúde foram desenvolvidas no período de agosto a outubro de 2024, na Secretária Municipal de Saúde de Caruaru, Pernambuco, totalizando uma carga horária de 720 horas. Essas atividades foram distribuídas entre os eixos da Vigilância Epidemiológica, Sanitária e Ambiental, permitindo uma vivência prática e integrada com os serviços de saúde pública.

No eixo da Vigilância Epidemiológica, foram realizadas ações voltadas ao fortalecimento da capacidade de resposta frente às demandas epidemiológicas locais, incluindo análise de dados epidemiológicos; preenchimento de fichas e formulários específicos utilizados nos sistemas de informação em saúde, como o Sistema de Informações sobre Nascidos Vivos (SINASC), Sistema de Informação sobre Mortalidade (SIM) e Sistema de Informação de Agravos de Notificação (SINAN); capacitação das equipes de Agentes Comunitários de Saúde (ACS) sobre a Febre do Oropouche e participação em reuniões técnicas com a equipe multiprofissional da vigilância.

Na Vigilância Sanitária, foi possível participar de inspeções técnicas em estabelecimentos para a liberação e renovação de alvarás sanitários, fiscalização de produtos e serviços de interesse à saúde, incluindo restaurantes, lanchonetes, supermercados, farmácias, clínicas veterinárias, clínicas odontológicas, clínicas de estética, e feiras livres, além do atendimento às denúncias oriundas da população e do Ministério Público, visando garantir o cumprimento das normas sanitárias vigentes.

Já no eixo da Vigilância Ambiental, as atividades foram desenvolvidas, em sua maioria, na Unidade de Vigilância de Zoonoses (UVZ) (Figura 1A), com foco na prevenção e controle de zoonoses de importância para a saúde pública.

As ações incluíram busca ativa de animais positivos ou suspeitos para leishmaniose canina e esporotricose, recebimento de cães e morcegos com suspeita de raiva para encaminhamento à análise laboratorial, identificação e exame de triatomíneos (barbeiros) para a detecção da infecção por *Trypanosoma cruzi* (Figura 1B e C), captura e identificação de mosquitos e flebotomíneos para avaliar a ocorrência desses vetores na região e a possível correlação com os casos clínicos registrados (Figura 1D), análise de fezes humanas pelo método Kato-Katz para diagnóstico de esquistossomose; além da participação na campanha de vacinação antirrábica.

Durante o período de atuação, o Programa Nacional de Vigilância e Qualidade da Água para Consumo Humano (VIGIÁGUA) não estava em funcionamento devido à falta de insumos necessários para sua realização.

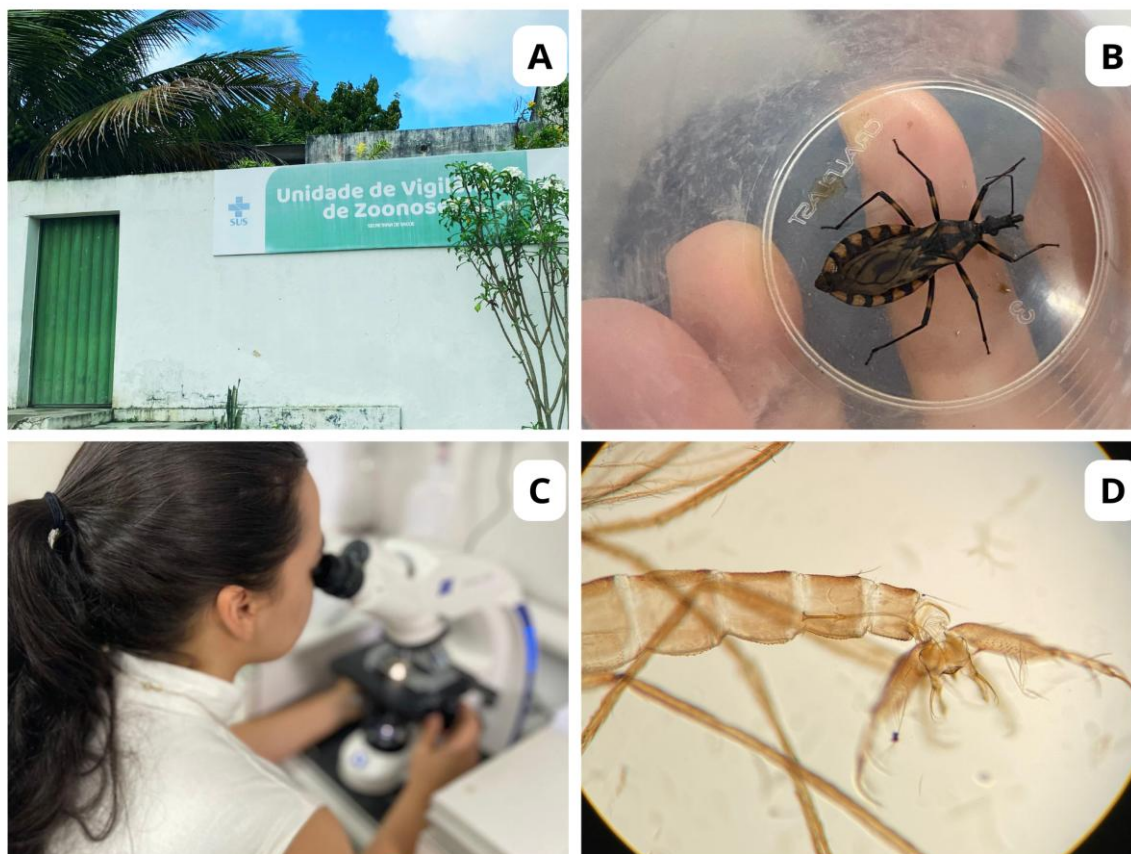


Figura 1 - Atividades na Vigilância Ambiental. A) Fachada da Unidade de Vigilância de Zoonoses do município de Caruaru. B) Triatomíneo capturado para identificação da espécie e detecção de *Trypanosoma cruzi*. C) Análise microscópica das fezes de triatomíneos pela residente. D) Porção final do abdômen de um exemplar de flebotomíneo

A vivência prática proporcionou importantes percepções sobre o funcionamento das políticas públicas de saúde e a atuação da equipe multiprofissional nas diversas demandas enfrentadas pela Vigilância em Saúde, além de ressaltar o papel essencial de cada eixo - epidemiológico, sanitário e ambiental -, nas ações de prevenção, controle e promoção da saúde.

Entre as principais limitações enfrentadas, destacam-se a falta de insumos necessários para a realização de procedimentos, e a indisponibilidade de transporte para as equipes das vigilâncias, fatores que impactam na execução das atividades.

3.2. Atividades Desenvolvidas na Equipe Multiprofissional em Atenção Primária à Saúde (eMULTI-APS)

As atividades da eMULTI-APS foram desenvolvidas durante o mês de agosto de 2025, no município de Camaragibe, Pernambuco, acompanhando a equipe do território V. A equipe multiprofissional era composta por psicólogo, fisioterapeuta, nutricionista e assistente social, não incluindo a participação do médico-veterinário.

Durante a vivência, foi possível participar de diferentes atividades, como: elaboração de relatórios de produtividade das equipes, reuniões de territorialização e administrativas (Figura 2A), seminários voltados à saúde das populações, discussão de casos com a equipe multiprofissional para análise das situações que demandam maior atenção, além de atendimentos individuais e visitas domiciliares realizadas na área coberta pela unidade básica de saúde do bairro novo I e II (Figura 2B).

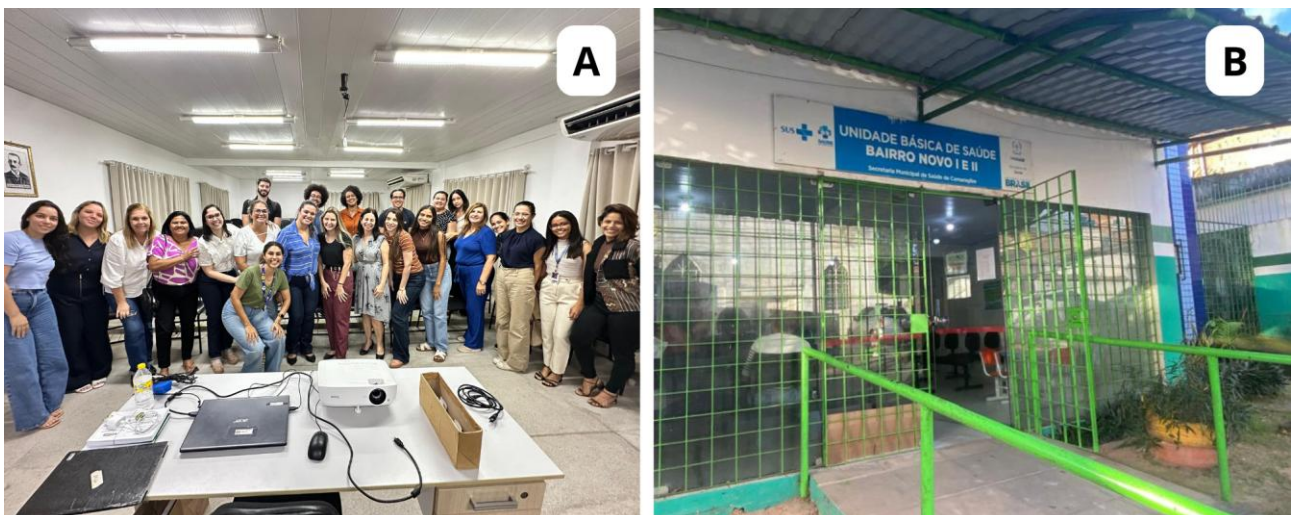


Figura 2 - Registro da participação na eMULTI-APS. A) Reunião administrativa com as Equipes de Saúde do Território V. B) Fachada da Unidade Básica de Saúde do Bairro Novo I e II.

Embora a equipe não incluísse médico-veterinário, a experiência permitiu acompanhar de forma direta o funcionamento da eMULTI-APS, compreender a atuação integrada dos profissionais de saúde no território e reconhecer a importância da abordagem multiprofissional para a promoção da saúde. A vivência também evidenciou a relevância da Saúde Única, refletida na conexão entre saúde humana, animal e ambiental.

4. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NO LABORATÓRIO DE DOENÇAS PARASITÁRIAS - DMV/UFRPE

As atividades desenvolvidas no LDP constituíram parte fundamental da formação prática durante a residência. Sob a tutoria do Professor Doutor Leucio Câmara Alves e a preceptoria da Doutora Carina Lucena Mendes-Marques, foram realizadas atividades laboratoriais e ambulatoriais voltadas ao diagnóstico, manejo e estudo de doenças parasitárias.

O LDP está vinculado ao Departamento de Medicina Veterinária (DMV), campus Recife, e integra a estrutura do Hospital Veterinário da Universidade Federal Rural de Pernambuco (HOVET-UFRPE), localizado na Rua Dom Manuel de Medeiros, s/n, Dois Irmãos, Recife, Pernambuco. O Hospital Veterinário funciona de segunda a sexta-feira, das 8h às 18h, oferecendo atendimento gratuito para a população.

A infraestrutura do laboratório é composta por áreas específicas para o processamento de amostras de sangue (Figura 3A, B e C) e fezes, sala de biologia molecular, almoxarifado e insetário, além de copa, sala de estudos, três salas administrativas e sanitários masculino e feminino. Enquanto o ambulatório é uma sala exclusiva localizada no HOVET, destinada ao atendimento de animais com suspeita ou diagnóstico de Leishmaniose e Dirofilariose.



Figura 3 - Laboratório de Doenças Parasitárias da UFRPE, 2026. A) Área destinada ao processamento das amostras de sangue. B) Parte da área de processamento das amostras de sangue. C) Microscópios utilizados na análise das amostras laboratoriais

O laboratório oferece diversos serviços, incluindo exames coproparasitológicos, pesquisa de microfilária circulante (Teste de Knott modificado), pesquisa de hematozoários, exame parasitológico de pele, identificação taxonômica de parasitos, teste imunocromatográfico para Leishmaniose Canina, além de atendimentos ambulatoriais de leishmaniose e dirofilariose.

4.1. Exames Coproparasitológicos

O exame coproparasitológico é ferramenta fundamental no diagnóstico e monitoramento de parasitos intestinais em animais domésticos e silvestres, permitindo identificar ovos, larvas de helmintos, oocistos, cistos de protozoários, além de helmintos eliminados nas fezes (Bowman, 2010; Zajac; Conboy, 2012). Trata-se de um exame amplamente utilizado na rotina clínica e em programas sanitários, contribuindo para a

manutenção da saúde e o controle de infecções parasitárias em diferentes espécies (Bowman, 2010).

Diversas metodologias podem ser aplicadas, entre os métodos mais utilizados estão: a flutuação, a centrífugo-flutuação, a sedimentação e o exame direto (Pena, 2010; Bowman, 2010). As técnicas de flutuação, como as de Willis-Mollay (Willis, 1921), Faust (Faust *et al.*, 1938) e McMaster (Gordon; Whitlock, 1939), baseiam-se no princípio de que os elementos parasitários possuem densidade inferior à solução de flutuação, o que permite que os ovos flutuem para a superfície (Pena, 2010; Zajac; Conboy, 2012).

Por sua vez, as técnicas de sedimentação, como Hoffman (Hoffmann *et al.*, 1934), são indicadas para a detecção de ovos mais pesados. A escolha do método depende do tipo de parasita suspeito, bem como da quantidade e qualidade da amostra fecal disponível (Zajac; Conboy, 2012).

Nesse contexto, a utilização de técnicas adequadas é essencial para aumentar a sensibilidade diagnóstica e reduzir a ocorrência de resultados falso-negativos, especialmente nos casos de infecções com baixa carga parasitária.

As técnicas de flutuação se destacam pela eficácia na detecção e quantificação de parasitos intestinais, permitindo não apenas o diagnóstico, mas também o monitoramento da infecção e a avaliação da eficácia terapêutica. Assim, a correta aplicação das técnicas coproparasitológicas são fundamentais para garantir resultados confiáveis e contribuir de forma efetiva para o controle das parasitoses.

No LDP, as técnicas empregadas são FLOTAC (Figura 4A e B) e Mini-FLOTAC, métodos de flutuação de alta sensibilidade para análise qualitativa e quantitativa para diferentes espécies animais (Cringoli *et al.*, 2010; Cringoli *et al.*, 2017). Em casos de suspeita de infecção por *Giardia* spp., utiliza-se também a técnica de Faust, devido à sua eficiência na detecção de cistos desse protozoário.

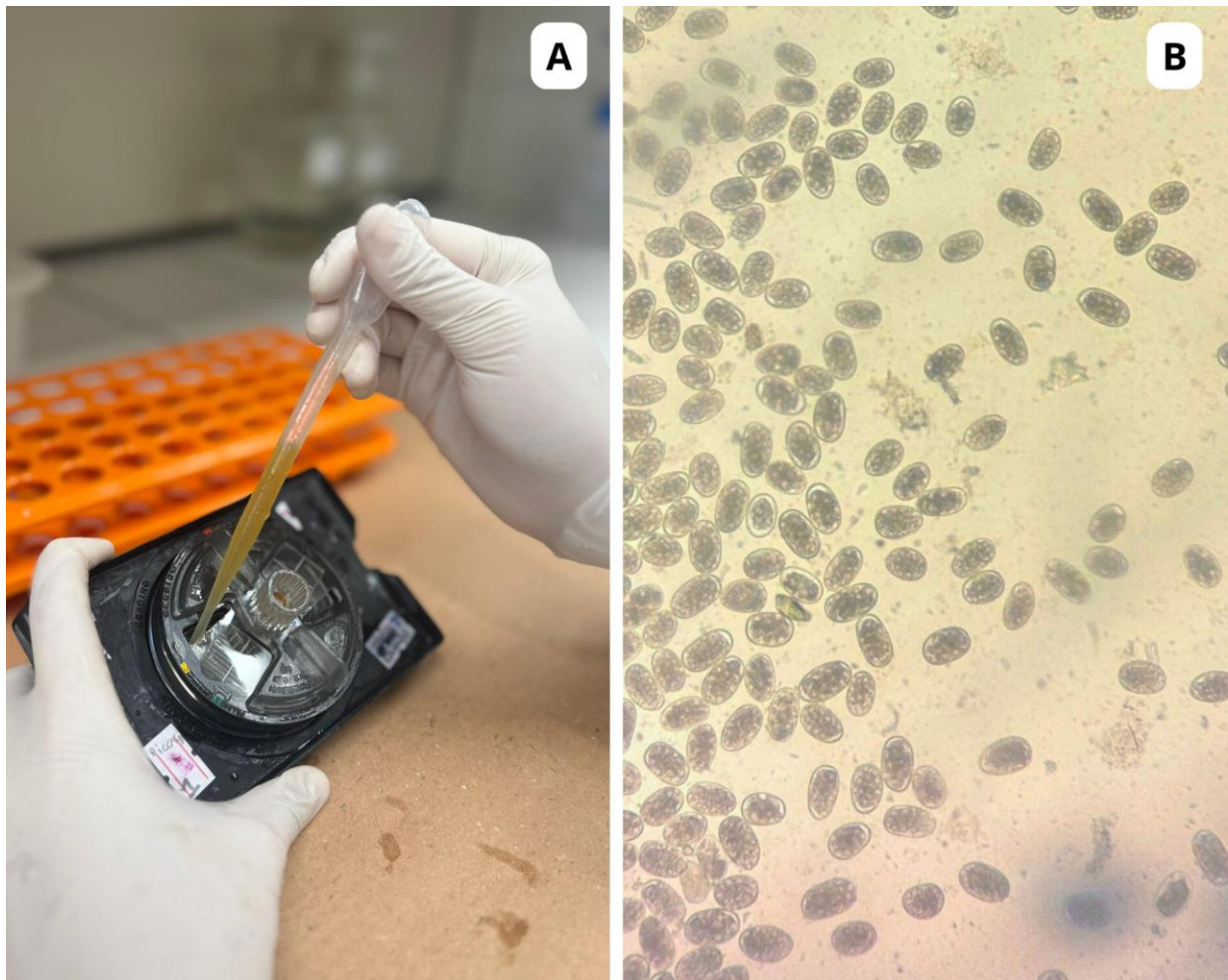


Figura 4 - Processamento de amostra fecal de cão pelo método FLOTAC. A) Preenchimento da câmara FLOTAC com amostra de fezes. B) Câmara FLOTAC observada em objetiva de 10x, evidenciando a presença de *Ancylostoma* spp.

Durante o período de março de 2024 a dezembro de 2025 foram recebidas no LDP um total de 1404 amostras fecais para realização de exame coproparasitológico, das quais 657 (46,8%) apresentaram resultado positivo e 747 (53,2%) negativo.

A distribuição por espécie mostrou que, entre os animais de companhia, as amostras de cães corresponderam a 60,3% (845) do total, com 32% positivas, incluindo infecções simples e múltiplas, principalmente por *Ancylostoma* spp e *Toxocara* spp., enquanto as amostras de felinos representaram 9,3% (131), com taxa de positividade de 30,5% (Tabela 1).

Tabela 1 - Distribuição dos resultados dos exames coproparasitológicos de pequenos animais realizados no LDP, no período de março de 2024 a dezembro de 2025.

Espécie	Ano	Total	Positivos (%)	Negativos (%)
Caninos	2024	344	101 (29,36%)	243 (70,64%)
	2025	501	169 (33,73%)	332 (66,27%)
Felinos	2024	48	12 (25%)	36 (75%)
	2025	83	28 (33,73%)	55 (66,27%)
Total	2024-2025	976	310 (31,76%)	666 (68,24%)

No caso dos ruminantes (bovinos, bubalinos, caprinos e ovinos) as amostras corresponderam a 20,6% (288) do total, sendo 92,4% positivas, com predomínio de infecção mista, predominantemente por ovos do tipo Strongyloidea associados a oocistos de *Eimeria* sp. (Tabela 2).

Entre os equídeos, foram analisadas 84 amostras (6%), das quais 51 (60,7%) foram positivas (Tabela 2), sendo a forma mais frequente de infecção por ovos de estrongilídeos. As amostras de suínos totalizaram 0,7% (10) do total, com 80% positivas, predominando infecções por oocistos de *Eimeria* sp. (Tabela 2).

Tabela 2 - Distribuição dos resultados dos exames coproparasitológicos de grandes animais realizados no LDP, no período de março de 2024 a dezembro de 2025.

Espécie	Ano	Total	Positivos (%)	Negativos (%)
Bovinos/Bubalinos	2024	12	7 (58,33%)	5 (41,67%)
	2025	21	17 (80,95%)	4 (19,05%)
Ovinos	2024	38	37 (97,37%)	1 (2,63%)
	2025	38	35 (92,11%)	3 (7,89%)
Caprinos	2024	71	65 (91,55%)	6 (8,45%)
	2025	108	107 (99,07%)	1 (0,93%)

Equinos	2024	34	19 (55,88%)	15 (44,12%)
	2025	50	32 (64%)	18 (36%)
Suínos	2024	7	6 (85,71%)	1 (14,29%)
	2025	3	2 (66,67%)	1 (33,33%)
Total	2024-2025	382	327 (85,60%)	55 (14,40%)

Por fim, as amostras de animais silvestres e aves corresponderam a 3,3% (46) do total, das quais 20 (43,5%) apresentaram resultado positivo (Tabela 3), evidenciando a importância de realização de coproparasitológico em todas as espécies.

Tabela 3 - Distribuição dos resultados dos exames coproparasitológicos de aves e animais silvestres realizados no LDP, no período de março de 2024 a dezembro de 2025.

Espécie	Ano	Total	Positivos	Negativos
Aves	2024	27	15 (55,56%)	12 (44,44%)
	2025	10	2 (20%)	8 (80%)
Roedores	2024	-	-	-
	2025	8	2 (25%)	6 (75%)
Primatas	2024	-	-	-
	2025	1	1 (100%)	-
Total	2024-2025	46	20 (43,48%)	26 (56,52%)

4.2. Pesquisa de Hematozoários

As hemoparasitoses em cães representam um desafio frequente na rotina veterinária, são doenças de distribuição mundial causadas por parasitos intracelulares obrigatórios das células sanguíneas (Oliveira, 2015; Ferreira, 2018). Os principais agentes etiológicos são *Babesia* spp. (Figura 5), *Anaplasma* spp., *Ehrlichia* spp., e *Hepatozoon* spp. (Figura 6) (Oliveira, 2015; Ferreira, 2018).

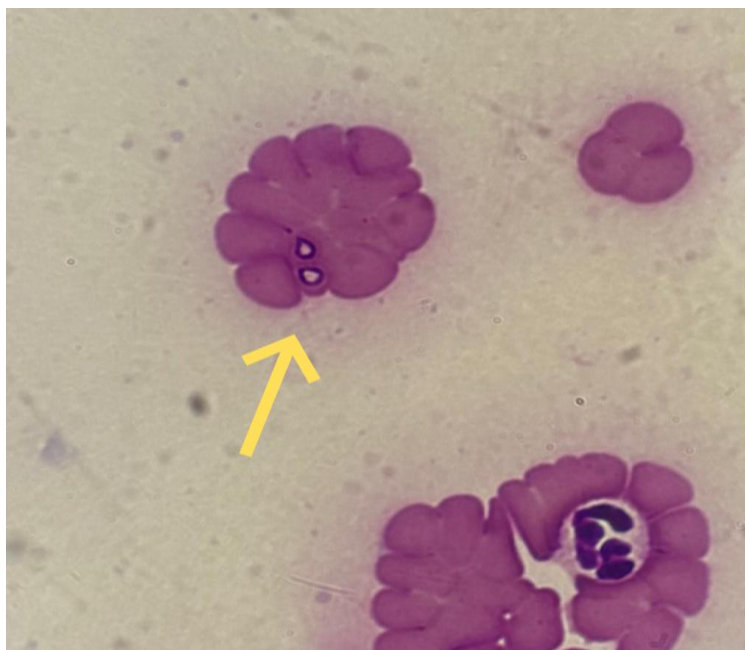


Figura 5 - Pesquisa de hematozoários realizada no LDP, *Babesia vogeli*. (seta amarela) visualizado em microscopia óptica, corado com Panótico Rápido, objetiva 100x

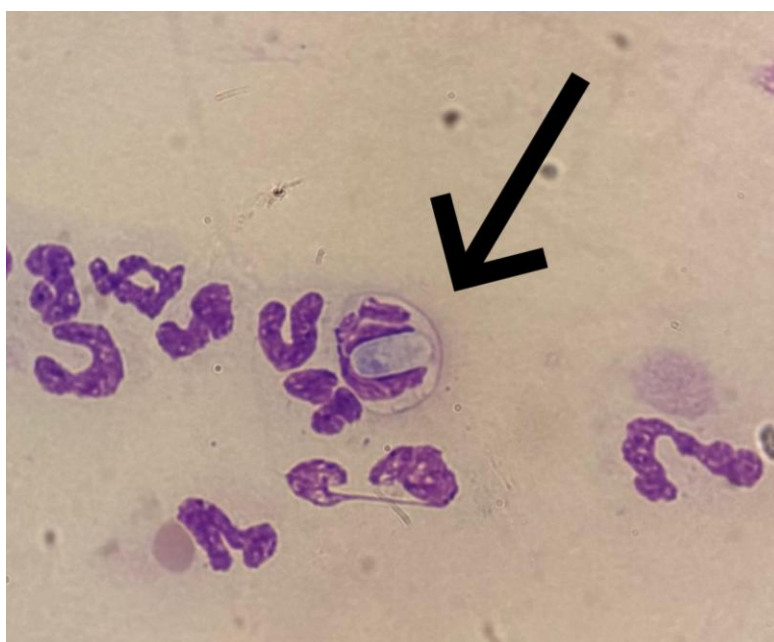


Figura 6 - Pesquisa de hematozoários realizada no LDP, gamonte de *Hepatozoon* spp. (seta preta), visualizado em microscopia óptica, corado com Panótico Rápido, objetiva de 100x

Os métodos de diagnóstico das hemoparasitoses podem ser parasitológicos, sorológicos e moleculares (Oliveira, 2015; Aguiar, 2023). No entanto, é importante destacar

que o esfregaço sanguíneo pode apresentar limitações em algumas fases da infecção, sendo mais eficiente no caso de infecções agudas (Oliveira, 2015; Aguiar, 2023).

No LDP as amostras sanguíneas são recebidas diante da solicitação dos médicos-veterinários do HOVET. Os esfregaços sanguíneos são realizados em lâminas de vidros, distribuindo uma pequena alíquota de sangue com o auxílio de uma lâmina extensora posicionada entre 30° e 45°. Após a secagem, as lâminas são coradas com Panótico Rápido e analisadas em microscópio óptico utilizando as objetivas de 40x e 100x.

No período que compreende março de 2024 a dezembro de 2025, foram realizadas 304 pesquisas de hematozoários (Tabela 4), dessas 44 (14,5%) foram positivas e 260 (85,5%) negativas (Tabela 5).

Tabela 4 - Distribuição dos resultados das pesquisas de hematozoários realizadas no LDP entre março de 2024 e dezembro de 2025.

Espécie	Ano	Total	Positivos (%)	Negativos (%)
Bovinos	2024	7	4 (57,14%)	3 (42,86%)
	2025	5	-	5 (100%)
Ovinos	2024	-	-	-
	2025	1	-	1 (100%)
Equinos	2024	1	-	1 (100%)
	2025	10	-	10 (100%)
Caninos	2024	198	25 (12,63%)	173 (87,37%)
	2025	95	15 (12,63%)	80 (87,37%)
Felinos	2024	3	-	3 (100%)
	2025	1	-	1 (100%)
Total	2024-2025	321	44 (13,71%)	277 (86,29%)

Tabela 5 - Distribuição dos resultados positivos para hematozoários de acordo com os achados laboratoriais registrados no LDP, entre março de 2024 e dezembro de 2025.

Espécie	Ano	Total	Agentes
Caninos	2024	15	<i>Anaplasma</i> spp. (7/15), <i>Hepatozoon</i> spp. (3/15), <i>Anaplasma</i> spp. + <i>Hepatozoon</i> spp. (2/15), <i>Ehrlichia</i> spp. (1/15), <i>Babesia</i> spp. (1/15), <i>Anaplasma</i> spp. + <i>Babesia</i> spp. (1/15).
	2025	25	<i>Anaplasma</i> spp. (12/25), <i>Hepatozoon</i> spp. (8/25), <i>Ehrlichia</i> spp. (3/25), <i>Babesia</i> spp. (2/25).
Bovinos	2024	-	-
	2025	4	<i>Anaplasma</i> spp. (4/4)
Total	2024-2025	44	-

4.3. Exame Parasitológico de Pele

O exame parasitológico de pele é uma ferramenta fundamental para a identificação de ácaros e outros ectoparasitos associados às afecções cutâneas em animais, sendo amplamente utilizado na rotina clínica para triagem diagnóstica, em razão de sua simplicidade e rapidez. A técnica pode ser realizada, principalmente, por meio de raspado cutâneo superficial ou profundo, swab auricular e teste de fita adesiva, conforme a localização e o tipo de lesões observadas (Hnilica, 2012; Pereira *et al.*, 2012; Taylor *et al.*, 2017).

Entretanto, a sensibilidade pode variar, especialmente em casos de baixa carga parasitária, sendo importante sua associação aos achados clínicos e/ou reoleta. Entre os ácaros mais frequentemente encontrados na rotina clínica estão *Demodex* spp., *Sarcoptes scabiei*, *Notoedres cati* e *Otodectes cynotis* (Hnilica, 2012; Taylor *et al.*, 2017).

No período de março de 2024 a dezembro de 2025, foram recebidas 26 amostras para a realização do exame parasitológico de pele, dos quais 2 (7,7%) foram positivas, e 24 (92,3%) negativas.

Em 2024, foram analisadas 14 amostras, sendo todas negativas, distribuídas entre aves (2/2), bovinos (1/1), caprinos (6/6), ovinos (2/2), equinos (1/1), felinos (1/1) e caninos (1/1).

No ano de 2025, das 12 amostras analisadas, foram observados resultados negativos em aves (4/5), equinos (2/2) e caninos (4/4). As duas amostras positivas correspondem à identificação de *Kneminodokoptes* sp. em ave e *Bovicola* sp. em caprino.

4.4. Identificação Taxonômica de Parasitos

A taxonomia é a ciência responsável pela identificação e classificação dos seres vivos, fundamentada em princípios teóricos e práticos, que exige análise aprofundada da variabilidade biológica para correta delimitação das espécies (Garbino *et al.*, 2020; Bicudo, 2004).

A classificação taxonômica é baseada em critérios morfológicos e no uso de chaves taxonômicas descritas na literatura de parasitologia (Bowman, 2010).

No período compreendido entre março de 2024 e dezembro de 2025, o LDP recebeu um total de 75 amostras para identificação taxonômica de parasitos.

Desse total, 12 exemplares no ano de 2024, nas quais foram identificados os seguintes parasitos: *Dictyocaulus viviparus*, *Haemonchus contortus.*, *Moniezia caprae*, *Parascaris equorum* e *Dipylidium caninum*. Já em 2025, foram analisados 63 exemplares, com a identificação *Oesophagostomum* sp., *Toxocara canis*, *Ancylostoma caninum*, *Moniezia caprae*, *Platynosomum* spp., *Anoplocephala perfoliata*. (Figura 7) e *Taenia* sp.

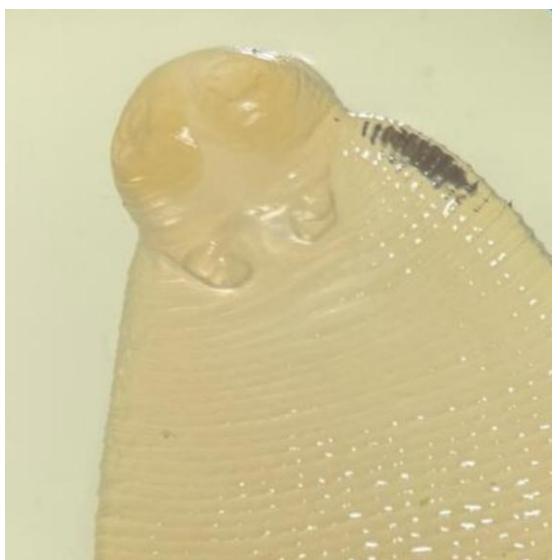


Figura 7 - Extremidade anterior de um espécime adulto de *Anoplocephala perfoliata*, observada em estereomicroscópio, evidenciando duas das quatro ventosas com os lóbulos correspondentes logo abaixo, seguindo as chaves de identificação disponíveis no LDP

4.5. Ambulatório de Leishmaniose Canina

A leishmaniose canina (Lcan) é uma antropozoonose de grande relevância para a saúde pública, causada por protozoários do gênero *Leishmania*. A transmissão ocorre principalmente pela picada da fêmea de flebotomíneos infectadas, sendo o cão o principal reservatório no ambiente urbano (Marcondes; Rossi, 2013; Dantas-Torres, 2007).

Trata-se de uma doença parasitária e multissistêmica, capaz de acometer diversos órgãos e sistemas do organismo, o que explica a variabilidade dos quadros clínicos observados na rotina veterinária (Solano-Gallego *et al.*, 2011).

As principais manifestações clínicas são dermatopatias, oftalmopatias, anorexia, emagrecimento, onicogribose e disfunções hematológicas, sinais relacionados à resposta imunológica do hospedeiro e à disseminação do parasito, podendo variar desde infecções subclínicas até formas graves da doença (Baneth *et al.*, 2008; Solano-Gallego *et al.*, 2011).

Diante dessa diversidade clínica, o diagnóstico da Lcan deve basear-se nos critérios epidemiológicos, clínicos e laboratoriais englobando os métodos sorológicos, parasitológicos e/ou moleculares (BRASILEISH, 2025).

O método sorológico detecta anticorpos IgG anti-*Leishmania*, por meio dos testes imunocromatográficos, Ensaio Imunoenzimático (ELISA) e Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI), sendo amplamente empregados pela praticidade e aplicabilidade em inquéritos epidemiológicos, embora apresente limitações (Maia; Campino, 2008).

O diagnóstico parasitológico se baseia na detecção direta do parasito nas amostras biológicas, como medula óssea (Figura 8), linfonodos e pele, sendo considerado altamente específico, sua sensibilidade pode ser variável conforme a carga parasitária (Solano-Gallego *et al.*, 2011; Alvar *et al.*, 2012).

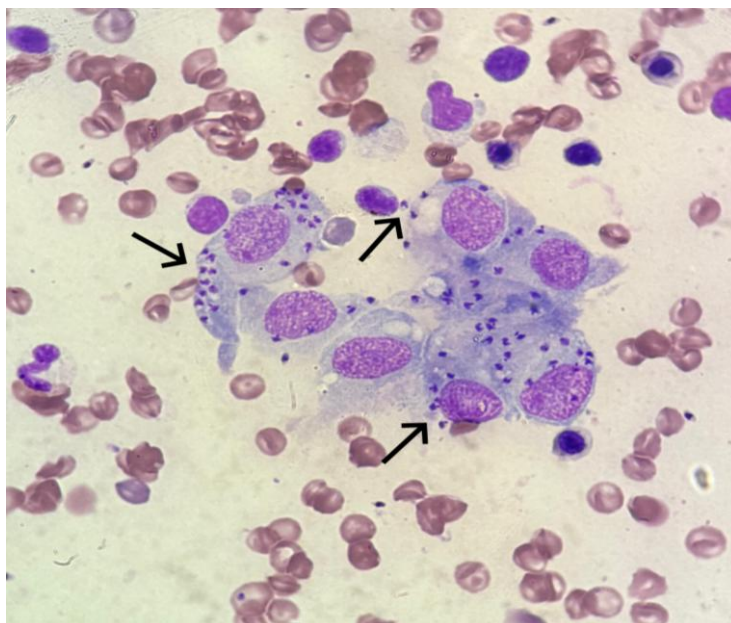


Figura 8 - Visualização de formas amastigotas de *Leishmania* spp. (setas) em amostra de medula óssea, corado com Panótico Rápido e analisado em microscopia óptica na objetiva de 100x

Já os métodos moleculares permitem a detecção do material genético do parasito, como a Reação em Cadeia Polimerase (PCR), permitindo a detecção do material genético do parasito (Fisa *et al.*, 2001; Quaresma *et al.*, 2009).

O Ambulatório de Leishmaniose funciona de segunda a quinta-feira, das 8h às 12h, no HOVET/UFRPE. O atendimento é direcionado a animais com suspeita de Lcan, os quais devem ser encaminhados por médico-veterinário, não sendo obrigatório que este atue no HOVET. O agendamento é realizado por meio da plataforma Conecta Recife, no último dia útil da semana, a partir das 8h, ou via WhatsApp que pertence ao LDP, disponível a qualquer momento.

Na consulta inicial é realizado o cadastro do animal no HOVET, seguido de anamnese detalhada e exame físico completo, além da coleta de amostras biológicas para o diagnóstico laboratorial. São coletados sangue total e soro para realização do teste imunocromatográfico, bem como medula óssea, linfonodo e pele, destinados ao parasitológico direto, ou para análise molecular por PCR em casos específicos, em que o diagnóstico não foi confirmado pelo exame parasitológico.

4.5.1. Biópsia de Medula óssea

A biópsia de medula óssea é feita por meio de uma agulha 40x12 acoplada a seringa de 10 ou 20 mL, após assepsia do local escolhido para a punção. A amostra, geralmente, é coletada do manúbrio do esterno (Figura 9A) ou na região de crista ilíaca, sendo a escolha determinada de acordo com a individualidade do paciente.

O material obtido é colocado sobre lâminas de vidro, submetido à técnica de squash, corado com Panótico Rápido e analisado em microscopia óptica na objetiva 40x e/ou 100x.



Figura 9 - Procedimentos de coleta de amostras realizadas no Ambulatório de Leishmaniose da UFRPE para diagnóstico da Leishmaniose Canina. A) Biópsia de medula óssea em cão. B) Punção aspirativa por agulha fina (PAAF) de linfonodo poplíteo esquerdo em cão

Entre março de 2024 a dezembro de 2025, foram realizados 245 exames parasitológicos de medula óssea (Tabela 6) para diagnóstico de leishmaniose, dos quais 99 (40,41%) foram positivos e 146 (59,59%) negativos.

Tabela 6 - Distribuição dos resultados dos exames parasitológicos de medula óssea de caninos para diagnóstico de leishmaniose, indicando número de amostras e os resultados positivos e negativos, no período de março de 2024 a dezembro de 2025.

Ano	Total de Amostras	Positivas (%)	Negativas (%)
2024	145	49 (33,79%)	96 (66,21%)
2025	100	50 (50%)	50 (50%)
Total	245	99 (40,41%)	146 (59,59%)

4.5.2. Punção Aspirativa por Agulha Fina (PAAF) de Linfonodo

A punção aspirativa por agulha fina (PAAF) de linfonodo, é realizada quando animal apresenta linfadenomegalia. A coleta, geralmente, é realizada nos linfonodos poplíteos (Figura 9B), após a assepsia do local, com seringa de 1 mL em movimento de leque. O material obtido é colocado em lâmina de vidro, submetido à técnica de squash, corado com Panótico Rápido e analisado em microscopia óptica na objetiva 40x e/ou 100x.

Entre março de 2024 a dezembro de 2025, foram realizados 237 exames parasitológicos de linfonodos para diagnóstico de leishmaniose (Tabela 7), dos quais 98 (41,35%) foram positivos e 139 (58,65%) negativos.

Tabela 7 - Distribuição dos resultados dos exames parasitológicos de linfonodo de caninos para diagnóstico de leishmaniose, indicando número de amostras e os resultados positivos, negativos e insuficientes, no período de março de 2024 a dezembro de 2025.

Ano	Total de Amostras	Positivas (%)	Negativas (%)
2024	121	44 (36,36%)	77 (63,64%)
2025	116	54 (46,55%)	62 (53,45%)
Total	237	98 (41,35%)	139 (58,65%)

4.5.3. Citologia Esfoliativa de Pele

A citologia esfoliativa de pele, consiste na raspagem da superfície de lesão, iniciando pela borda, com o auxílio de uma lâmina de bisturi nº 24. O material obtido é depositado sobre uma lâmina de vidro, corado com Panótico Rápido e analisado em microscopia óptica na objetiva 40x e/ou 100x.

Entre março de 2024 a dezembro de 2025, foram realizados 179 exames parasitológicos de pele (Tabela 8) para diagnóstico de leishmaniose, dos quais 48 (26,82%) foram positivos e 131 (73,18%) negativos.

Tabela 8 - Distribuição dos resultados dos exames parasitológicos de pele de caninos para diagnóstico de leishmaniose, indicando número de amostras e os resultados positivos e negativos, no período de março de 2024 a dezembro de 2025.

Ano	Total de Amostras	Positivas (%)	Negativas (%)
2024	122	27 (22,13%)	95 (77,87%)
2025	57	21 (36,84%)	36 (63,16%)
Total	179	48 (26,82%)	131 (73,18%)

4.5.4. Acompanhamento Ambulatorial

Após o diagnóstico da Lcan, os animais passam a ser acompanhados regularmente pelos médicos-veterinários residentes do LDP. O acompanhamento tem como objetivo monitorar a evolução clínica, o estadiamento da doença e resposta ao tratamento (Figura 10B), garantindo intervenções terapêuticas adequadas de acordo com cada caso, considerando a grande variedade de manifestações clínicas.

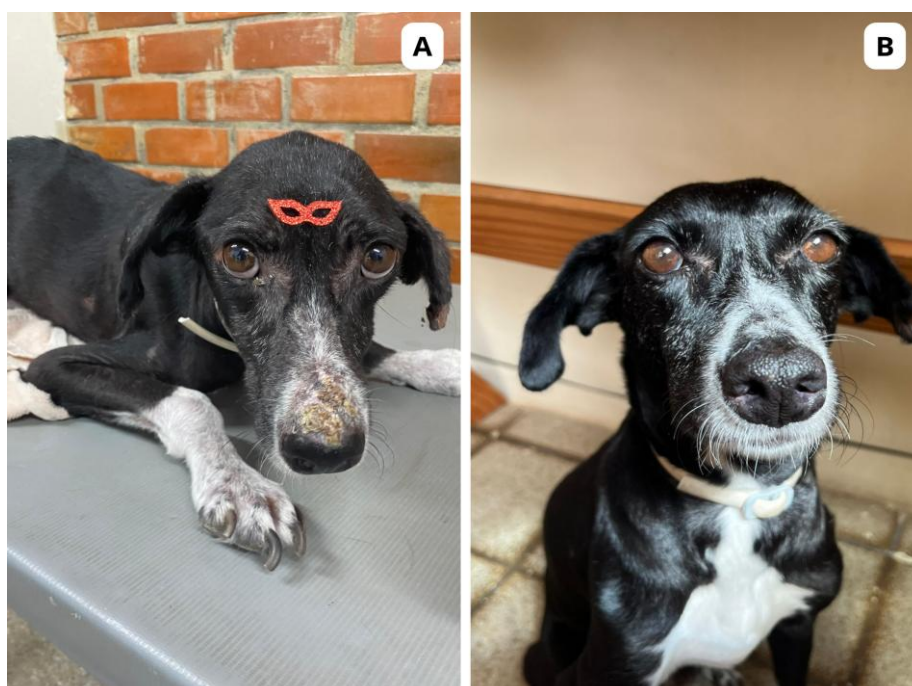


Figura 10. Canino, fêmea, SRD, 8 anos, em acompanhamento pelo Ambulatório de Leishmaniose da UFRPE desde o diagnóstico. A) Paciente no primeiro atendimento apresentando caquexia, dermatopatia e onicogrifose. B) Paciente após 6 meses do início do tratamento, evidenciando melhora clínica.

Antes do início da terapia, os animais são submetidos a exames complementares, incluindo hemograma, bioquímica sérica, ultrassonografia abdominal e urinálise com relação-proteína-creatinina (RPC). Com base nos resultados, o tratamento é iniciado de acordo com a legislação vigente e regulamentado por projetos de pesquisa aprovados pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA).

Os responsáveis pelos animais são orientados quanto à doença de maneira geral, ao modo de administração do tratamento e às medidas de prevenção. Em seguida, é solicitado que assinem o 'Termo de consentimento para Tratamento da Leishmaniose Animal', formalizando o início da terapia e do acompanhamento.

Durante o acompanhamento, os animais são avaliados periodicamente conforme as diretrizes do Brasileish 2025, sendo a frequência de retorno determinada individualmente, de acordo com as alterações clínicas e laboratoriais observadas em cada indivíduo.

Entre março de 2024 e dezembro de 2025, foram atendidos 985 animais no ambulatório de leishmaniose, incluindo primeiras consultas, atendimento para recoleta, inícios de tratamento e acompanhamento dos casos (Tabela 9).

Tabela 9 - Distribuição dos atendimentos realizados no Ambulatório de Leishmaniose da UFRPE, de acordo com o tipo de atendimento, no período de março de 2024 a dezembro de 2025.

Atendimentos	2024	2025
Primeira Consulta	184	136
Recoleta	23	2
Início de Tratamento	41	47
Consulta de Acompanhamento	334	218
Total	582	403

4.6. Teste Imunocromatográfico

O teste rápido Dual Path Plataform (TR-DPP® Leishmaniose Visceral Canina) (Figura 11A) é um teste imunocromatográfico utilizado como método de triagem, destinado para a detecção de anticorpos específicos para IgG anti-*Leishmania*, em amostras biológicas de sangue total, soro e plasma (BIO-MANGUINHOS, 2011).

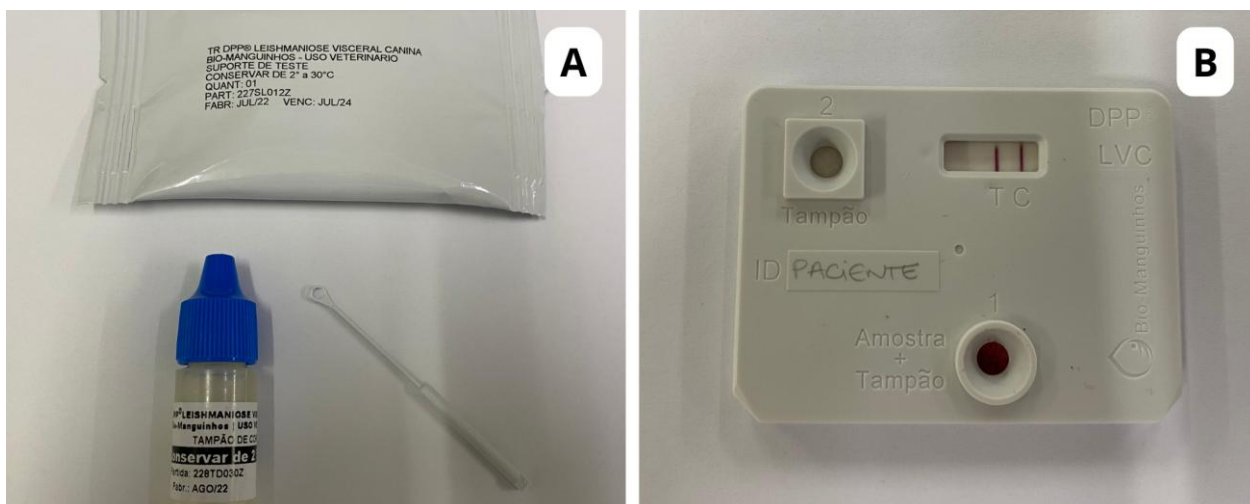


Figura 11 - Teste imunocromatográfico TR-DPP® Leishmaniose Visceral Canina. A) Componentes do kit para realização do teste. B) Suporte DPP® apresentando resultado reagente.

No período de março-2024 a dezembro-2025 foram realizados 778 testes imunocromatográficos (Tabela 10), provenientes de amostras da rotina da clínica médica do HOVET e do ambulatório de leishmaniose. Do total de amostras analisadas, 246 (31,62%) foram reagentes (Figura 11B) e 532 (68,38%) não reagentes.

Tabela 10 - Distribuição dos resultados do teste rápido imunocromatográfico para detecção de anticorpos anti-*Leishmania* em cães, realizado no LDP.

Ano	Origem da amostra	Total de Amostras	Reagente (%)	Não reagente (%)
2024	Rotina	177	20 (11,3%)	157 (88,7%)
	Ambulatório	195	102 (52,3%)	93 (47,7%)

2025	Rotina	244	24 (9,8%)	220 (90,2%)
	Ambulatório	162	100 (61,7%)	62 (38,3%)
Total	-	778	246 (31,6%)	532 (68,4%)

4.7. Ambulatório de Dirofilariose Canina

A dirofilariose canina trata-se de uma doença que tem como agente etiológico o nematoide *Dirofilaria immitis*. A transmissão ocorre através de mosquitos hematófagos que inoculam larvas infectantes durante o repasto sanguíneo (Bowman, 2010).

Muitos animais parasitados permanecem assintomáticos, mas a doença pode comprometer principalmente o coração e os pulmões, apresentando sinais como tosse, dispnéia, síncope, intolerância ao exercício e letargia, em casos mais graves pode ocorrer insuficiência cardíaca congestiva e tromboembolismo pulmonar (Miró, Bowman, 2022). O diagnóstico pode ser realizado por meio de testes sorológicos, pesquisa de microfílias circulantes, radiografia torácica, ecocardiograma e testes moleculares (Miró, Bowman, 2022).

O ambulatório de dirofilariose segue o mesmo modelo de funcionamento do ambulatório de leishmaniose, com agendamento prévio nos dias e horários pré-estabelecidos. A primeira consulta é semelhante à realizada para leishmaniose, com a diferença de que nesse caso, é coletado apenas sangue total para a realização do teste de Knott modificado. Os pacientes são acompanhados até a conclusão do tratamento.

No período de março de 2024 a dezembro de 2025, foram atendidos 105 animais incluindo primeiro atendimento, início de tratamento e consultas de acompanhamento (Tabela 11).

Tabela 11 - Distribuição dos atendimentos realizados em cães no Ambulatório de Dirofilariose, de acordo com o tipo de atendimento, no período de março de 2024 a dezembro de 2025.

Atendimento	2024	2025
Primeira Consulta	15	21
Início de Tratamento	9	4

Consulta de Acompanhamento	34	22
Total	58	47

4.8. Pesquisa de Microfilárias Circulantes

O teste de Knott (KNOTT, 1939) modificado é uma técnica de concentração utilizada para detectar microfilárias circulantes no sangue de cães, sendo uma ferramenta precisa e importante na identificação de infecções por filarídeos, como *D.immitis*, *D. repens* e *Acanthocheilonema reconditum* (AMERICAN HEARTWORM SOCIETY, 2024).

A técnica consiste na diluição de 1mL de sangue total com anticoagulante (EDTA), em 9mL de água destilada (Genchi *et al*, 2021), em tubo de ensaio tipo Falcon de 15mL. Em seguida, o material é centrifugado por 5 a 8 minutos a 1500 rpm (AMERICAN HEARTWORM SOCIETY, 2024). Após a centrifugação, o sobrenadante é desprezado, e uma alíquota de 20µl do precipitado é espalhada sobre uma lâmina de vidro. Devem ser confeccionadas 3 lâminas por amostra.

Depois da secagem, as lâminas são coradas com Panótico Rápido e analisadas em microscopia óptica: na objetiva 10x para detecção (Figura 12) e contagem de microfilárias, e na objetiva 40x para identificação de espécies. A quantificação é realizada por meio da contagem de microfilárias em cada lâmina, calcula-se a média aritmética dos valores obtidos, o resultado é multiplicado por 50, tendo então a quantidade média de microfilárias por mL de sangue.

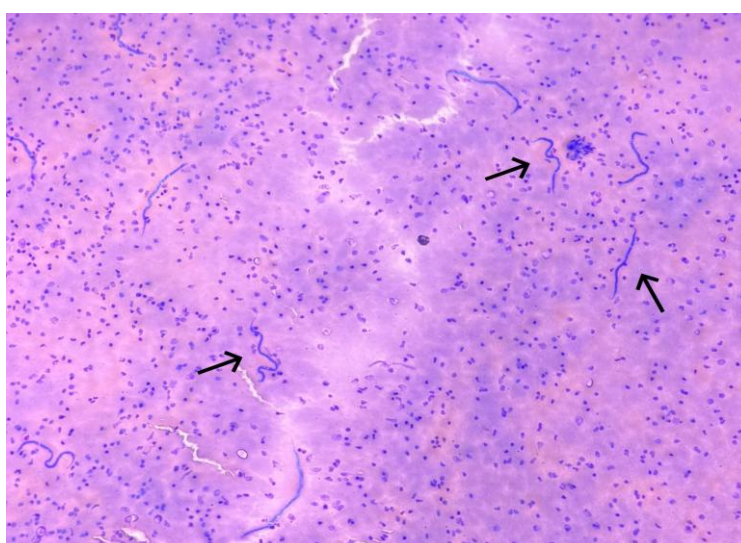


Figura 12 - Presença de microfilárias (setas) observadas em microscopia óptica, corado com Panótico Rápido na objetiva 10x, pela técnica de Knott modificado.

No período de março de 2024 a dezembro de 2025 foram realizadas 248 pesquisas de microfilárias circulantes (Tabela 12), sendo das quais 159 (64%) amostras foram advindas da rotina da clínica médica do HOVET, e 89 (36%) do ambulatório de Dirofilariose. Do total de amostras analisadas, 35 (14%) foram positivas e 213 (86%) negativas.

Tabela 12. Distribuição anual de amostras analisadas pelo método de Knott modificado, no período de março de 2024 a dezembro de 2025, segundo a origem da amostra e resultados positivos e negativos.

Ano	Origem da amostra	Total de Amostras	Positivas (%)	Negativas (%)
2024	Rotina	58	10 (17%)	48 (83%)
	Ambulatório	41	13 (32%)	28 (68%)
2025	Rotina	101	5 (5%)	96 (95%)
	Ambulatório	48	7 (15%)	41 (85%)
Total	-	248	35 (14%)	213 (86%)

5. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NO ESTÁGIO-VIVÊNCIA

No segundo ano de residência, os residentes têm a oportunidade de realizar o estágio-vivência, de caráter opcional, com duração de até 30 dias, que pode ser realizado em instituições de ensino e pesquisa ou empresas privadas, mediante aprovação formal pela coordenação do programa. Essa atividade constitui uma estratégia relevante de complementação da formação, ao possibilitar o contato com diferentes realidades assistenciais e a vivência de rotinas e condutas que ampliam a formação técnica, clínica e científica do residente.

Nesse contexto, o estágio-vivência foi realizado no Santo Agostinho Hospital Veterinário (SAHV) (Figura 13A), localizado em Belo Horizonte, Minas Gerais, no período de outubro de 2025, sob a orientação do doutor Vítor Márcio Ribeiro, referência nacional em leishmaniose e membro fundador do Brasileish, o que reforça a relevância da experiência adquirida para a formação profissional.

Durante vivência prática no SAHV, foi possível acompanhar de perto os atendimentos realizados pelo doutor Vitor Ribeiro, o que possibilitou contato direto com pacientes complexos, incluindo casos de leishmaniose com manifestações atípicas, como “ortoleish”, “hematoleish”, “oftalmoleish” e “gastroleish”, além de outras doenças infecciosas, bem como a participação em procedimentos inovadores. Essa experiência favoreceu o aprimoramento do raciocínio clínico e da capacidade de análise crítica frente a quadros desafiadores, ampliando a compreensão sobre o manejo individualizado dos pacientes.

Ao longo do estágio, foram acompanhados internamentos desde a admissão até a alta hospitalar, incluindo pacientes críticos na unidade de terapia intensiva (UTI), bem como passagens de plantão. Essas atividades possibilitaram a observação da evolução clínica dos pacientes, das condutas médicas adotadas e das discussões de casos pela equipe, contribuindo para uma melhor compreensão dos processos de tomada de decisão clínica, do monitoramento terapêutico e da importância do trabalho integrado em ambiente hospitalar.

De forma complementar, tive contato com a realização de exames laboratoriais, como hemograma, bioquímicos, urinálises, PCR e Reação em Cadeia da Polimerase em tempo real (qPCR) para leishmaniose e babesiose, além de exames coproparasitológico de fezes (Figura 13B) utilizando técnicas diferenciadas das empregadas no LDP, como método de Ritchie e método de Baermann. Também foram acompanhadas coletas de materiais para exames, incluindo punção de medula óssea, biópsia de pele e coleta de líquido, assim como a rotina do banco de sangue. Ademais, observou-se a realização de exames de imagem, incluindo ultrassonografia, ecocardiograma e ressonância magnética, ampliando a compreensão sobre diagnóstico complementar na prática clínica.

Dessa forma, o estágio-vivência no SAHV configurou-se como uma experiência enriquecedora, ao possibilitar o contato com uma realidade assistencial distinta, fortalecer a compreensão do trabalho integrado de uma equipe interprofissional e contribuir o desenvolvimento de competências técnicas e clínicas essenciais para a atuação profissional, atendendo aos objetivos propostos pelo programa de residência.



Figura 13 - Registro de atividades realizadas no estágio-vivência. A) Letreiro da área de espera do Hospital Veterinário Santo Agostinho B) Análise de lâmina de fezes ao microscópio

CONSIDERAÇÕES FINAIS

A Residência em Medicina Veterinária Preventiva com ênfase em Doenças Parasitárias, foi um período fundamental para a consolidação da formação profissional, permitindo a integração entre conhecimentos teóricos e a prática em laboratórios, ambulatórios especializados e na área de saúde pública. As atividades desenvolvidas entre março de 2024 a fevereiro de 2026 proporcionaram uma vivência ampla e enriquecedora, contribuindo para o aprimoramento do raciocínio técnico, da autonomia profissional e da compreensão do médico-veterinário na prevenção e controle das parasitoses.

De maneira geral, a residência contribuiu de maneira decisiva para o crescimento profissional e pessoal, fortalecendo a segurança técnica, o senso crítico e a preparação para a atuação qualificada, ética e responsável na Medicina Veterinária Preventiva.

REFERÊNCIAS

AGUIAR, D. M. Principais Doenças Parasitárias em Cães e Gatos: erliquioses. In: JERICÓ, Márcia Marques *et al.* **Tratado de Medicina Interna de Cães e Gatos**. 2. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2023. Cap. 10. p. 839-846.

ALVAR, J. *et al.* Leishmaniasis worldwide and global estimates of its incidence. *PLoS ONE*, v. 7, n. 5, e35671, 2012.

AMERICAN HEARTWORM SOCIETY (AHS). **Canine Guidelines for the Prevention,**

Diagnosis, and Management of Heartworm (*Dirofilaria immitis*) Infection in Dogs. USA: American Heartworm Society, 2024. Disponível em: https://d3ft8sckhmqim2.cloudfront.net/images/AHS_Canine_Guidelinesweb03FEB2025.pdf?1738626677. Acesso em: 26 out. 2025.

BANETH, G. *et al.* Canine leishmaniosis – new concepts and insights on an expanding zoonosis: part one. **Trends in Parasitology**, v. 24, n. 7, p. 324–330, 2008.

BIO-MANGUINHOS. Instituto de Tecnologia em Imunobiológicos. TR®-DPP Leishmaniose Visceral Canina. Teste rápido qualitativo para detecção de anticorpos de cão para *Leishmania*. Bio-Manguinhos, 2011.

BICUDO, C. E. de M. Taxonomia. **Biota Neotropica**, [S.L.], v. 4, n. 1, p. 1-2, 2004. FapUNIFESP (SciELO). <http://dx.doi.org/10.1590/s1676-06032004000100001>.

BOWMAN, D. D. **Georgis**: parasitologia veterinária. 9. ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2010.

BRASILEISH - Grupo de Estudos em Leishmaniose Animal. Diretrizes para o diagnóstico, estadiamento, tratamento e prevenção da leishmaniose canina - Versão Atualizada 2025. Disponível em PDF no site oficial da Brasileish, 2025.

CRINGOLI, G. *et al.* FLOTAC: new multivalent techniques for qualitative and quantitative copromicroscopic diagnosis of parasites in animals and humans. **Nature Protocols**, [S.L.], v. 5, n. 3, p. 503-515, 25 fev. 2010. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1038/nprot.2009.235>.

CRINGOLI, G. *et al.* The Mini-FLOTAC technique for the diagnosis of helminth and protozoan infections in humans and animals. **Nature Protocols**, [S.L.], v. 12, n. 9, p. 1723-1732, 3 ago. 2017. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1038/nprot.2017.067>.

DANTAS-TORRES, F. The role of dogs as reservoirs of *Leishmania* parasites, with emphasis on *Leishmania infantum* and *Leishmania chagasi*. **Veterinary Parasitology**, v. 149, n. 3–4, p. 139–146, 2007.

FAUST, E. C. *et al.*. Comparative efficiency of flotation and sedimentation techniques for the diagnosis of intestinal parasites. **American Journal of Tropical Medicina**, v. 18, n. 2, p. 1-16, 1938.

FERREIRA, C. G.T.. **Distribuição de Ecto e Hemoparasitas em Cães no Estado do Rio Grande do Norte, Brasil**. 2018. 185 f. Tese (Doutorado) - Curso de Medicina Veterinária, Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais, 2018.

FISA, R. *et al.* Nested PCR for diagnosis of canine leishmaniosis in peripheral blood, lymph node and bone marrow aspirates. **Veterinary Parasitology**, v. 99, n. 2, p. 105–111, 2001.

GARBINO, G. S. T. *et al.* Taxonomia, Classificação e Nomenclatura. In: OSWALD, Caroline Batistim *et al.* (ed.). **Princípios de Sistemática Zoológica**. Belo Horizonte: Pgzoo Ufmg, 2020. Cap. 4. p. 41-47.

GENCHI, M. *et al.* Evaluation of alternative reagents on the performance of the modified Knott's test. **Veterinary Parasitology**, [S.L.], v. 298, p. 109555, out. 2021. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2021.109555>.

GORDON, H. M.; WHITLOCK, H. V. A new technique for counting nematode eggs in sheep faeces. **Journal of Council for Scientific and Industrial Research Australia**, v. 12, p. 50-52, 1939

HNILICA, K. A.. Técnicas de Diagnóstico. In: HNILICA, Keith A.. **Dermatologia de Pequenos Animais**: atlas colorido e guia terapêutico. 3. ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2012. Cap. 2. p. 31-36.

HOFFMAN, W. A *et al.* Sobre um método simplificado para exames coproparasitológicos. Arquivos do Instituto Biológico, v. 5, p. 123-130, 1934.

KNOTT, J. A method for making microfilarial surveys on day blood. Transactions Of The Royal Society Of Tropical Medicine And Hygiene, [S.L.], v. 33, n. 2, p. 191-196, jul. 1939. Oxford University Press (OUP). [http://dx.doi.org/10.1016/s0035-9203\(39\)90101-x](http://dx.doi.org/10.1016/s0035-9203(39)90101-x).

MAIA, C.; CAMPINO, L. Methods for diagnosis of canine leishmaniasis and immune response to infection. **Veterinary Parasitology**, v. 158, n. 4, p. 274–287, 2008.

MARCONDES, M.; ROSSI, C. N. **Leishmaniose visceral canina**. São Paulo: Editora Roca, 2013.

MIRÓ, G.; BOWMAN, D. D.. Infecções Causadas por Nematódeos: dirofilariose. In: MIRÓ, Guadalupe; BOWMAN, Dwight D.. Atlas de Diagnóstico Parasitológico em Cães e Gatos: volume I endoparasitas. São Paulo: Medvet, 2022. p. 75-82.

OLIVEIRA, A. C. **Diagnóstico das Hemoparasitoses Caninas por Biologia Molecular, Alterações Hematológicas e Centrifugação por Gradiente**. 2015. 64 f. Tese (Doutorado) - Curso de Medicina Veterinária, Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais, 2015.

PENA, H. F. J. Diagnóstico Parasitológico: exame fecal. In: BOWMAN, Dwight D. *et al.* **Georgis: parasitologia veterinária**. 9. ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2010. Cap. 7. p. 720-739.

PEREIRA, A. V. *et al.* Comparison of acetate tape impression with squeezing versus skin scraping for the diagnosis of canine demodicosis. **Australian Veterinary Journal**, [S.L.], v. 90, n. 11, p. 448-450, 19 set. 2012. Wiley. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1751-0813.2012.00994.x>.

QUARESMA, P. F. *et al.* Diagnosis of canine leishmaniasis by PCR-RFLP and serology. **Veterinary Parasitology**, v. 160, n. 3–4, p. 197–202, 2009.

SOLANO-GALLEGO, L. *et al.* LeishVet guidelines for the practical management of canine leishmaniosis. **Parasites & Vectors**, v. 4, n. 1, p. 1–16, 2011.

SMITH, R. C. *et al.* Comparative performance analysis of different microfilaria testing methods for *Dirofilaria immitis* in canine blood. **Parasites & Vectors**, [S.L.], v. 17, n. 1, p. 460-463, 11 nov. 2024. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1186/s13071-024-06537-6>.

TAYLOR, M. A. *et al.* Parasitologia Veterinária. In: TAYLOR, M. A. *et al.* **Diagnóstico Laboratorial de Parasitismo**: ectoparasitas. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2017. Cap. 4. p. 1169-1195.

WILLS, O. T.. A new method for the detection of hookworm eggs in feces. **Journal of Parasitology**, v. 8, p. 106-108, 1921.

ZAJAC, Anne M.; CONBOY, Gary A.. **Veterinary Clinical Parasitology**. 8. ed. Oxford: Wiley-Blackwell, 2012. 368 p..

CAPÍTULO II

Comparação de testes rápidos imunocromatográficos para o diagnóstico de dirofilariose canina

RESUMO

A dirofilariose canina é uma doença parasitária de importância clínica e epidemiológica, causada por *Dirofilaria immitis*, cujo diagnóstico laboratorial é essencial devido à frequente inespecificidade dos sinais clínicos, especialmente nas fases iniciais da infecção. Dentre os métodos disponíveis, os testes rápidos imunocromatográficos para detecção de antígenos circulantes são amplamente utilizados na rotina veterinária em função de sua praticidade e rapidez na obtenção dos resultados. No entanto, fatores como baixa carga parasitária, infecções exclusivas por vermes machos e fase pré-patente podem interferir na sensibilidade desses testes, resultando em possíveis discrepâncias diagnósticas. Este estudo avaliou a concordância entre dois testes rápidos comerciais (Alere Dirofilariose Ag Test Kit e Conclue dirofilariose) utilizando 40 amostras de soro de cães provenientes da soroteca do Laboratório de Doenças Parasitárias da UFRPE. O índice de concordância geral foi de 90%, sendo 36 amostras com resultados idênticos entre os testes, e o coeficiente Kappa de Cohen foi 0,76, indicando concordância substancial. O Alere apresentou 14 amostras positivas e 26 negativas, enquanto o Conclue identificou 10 positivas e 30 negativas. Apesar da elevada concordância, discordâncias ocorrem principalmente em amostras com baixa carga parasitária, fase pré-patente ou infecção unissexuada. Esses resultados reforçam que, embora os testes rápidos sejam ferramentas úteis na rotina clínica, sua interpretação deve considerar o contexto clínico e epidemiológico do animal. Recomenda-se o uso de métodos complementares para confirmação diagnóstica em casos suspeitos ou negativos com sinais compatíveis, a fim de aumentar a confiabilidade e segurança nas decisões clínicas e profiláticas.

Palavras-chave: concordância diagnóstica; índice Kappa; sensibilidade diagnóstica.

ABSTRACT

Canine dirofilariasis is a parasitic disease of clinical and epidemiological importance, caused by *Dirofilaria immitis*, for which laboratory diagnosis is essential due to the frequent nonspecificity of clinical signs, especially in the early stages of infection. Among the available methods, rapid immunochromatographic tests for the detection of circulating antigens are widely used in veterinary practice because of their practicality and speed in obtaining results. However, factors such as low parasite load, infections exclusively by male worms, and the prepatent period can affect the sensitivity of these tests, leading to possible diagnostic discrepancies. This study evaluated the agreement between two commercial rapid tests (Alere Dirofilariose Ag Test Kit and Conclue Dirofilariose) using 40 serum samples from dogs stored in the Biobank of the Laboratory of Parasitic Diseases at UFRPE. The overall agreement rate was 90%, with 36 samples showing identical results between the tests, and Cohen's Kappa coefficient was 0.76, indicating substantial agreement. Alere detected 14 positive and 26 negative samples, while Conclue identified 10 positive and 30 negative samples. Despite the high agreement, discrepancies mainly occurred in samples with low parasite load, prepatent infections, or unisexual infections. These results highlight that, although rapid tests are useful tools in clinical routine, their interpretation should consider the clinical and epidemiological context of the animal. The use of complementary methods is recommended for diagnostic confirmation in suspected or negative cases with compatible clinical signs, to increase reliability and safety in clinical and prophylactic decision-making.

Keywords: diagnostic agreement; Kappa index; diagnostic sensitivity.

INTRODUÇÃO

A dirofilariose canina, também conhecida como 'doença do verme do coração', é uma enfermidade parasitária de grande relevância para a medicina veterinária, causada pelo nematódeo *Dirofilaria immitis* (Bowman, 2014; Simón *et al.*, 2012), além de possuir potencial zoonótico, especialmente em regiões endêmicas (Genchi *et al.*, 2011; Labarthe; Guerrero, 2020).

A infecção caracteriza-se pela presença de helmintos adultos na artéria pulmonar e coração direito, ocasionando alterações cardiorrespiratórias progressivas associadas à inflamação vascular (McCALL *et al.*, 2008). Em casos avançados, a doença pode evoluir para insuficiência cardíaca direita, tromboembolismo pulmonar e óbito, principalmente quando não diagnosticada ou tratada precocemente (Bowman; Atkins, 2009; Símon *et al.*, 2012).

O diagnóstico laboratorial é fundamental, uma vez que a apresentação clínica da dirofilariose é frequentemente inespecífica ou até assintomática, principalmente nas fases iniciais da infecção. Entre os métodos disponíveis, os testes imunocromatográficos baseiam-se, na detecção de antígenos circulantes de *D. immitis*, geralmente produzidos por fêmeas adultas, fornecendo resultados qualitativos rápidos (AHS, 2023; Atkins, 2011).

Apesar das vantagens relacionadas à rapidez e praticidade, a sensibilidade desses testes pode ser limitada por fatores como baixa carga parasitária, infecções unissexuadas, e o período pré-patente, podendo resultar em resultados falso-negativos (Atkins, 2011; McCALL *et al.*, 2008). Dessa forma, avaliar o grau de concordância entre diferentes testes imunocromatográficos disponíveis torna-se relevante para garantir a confiabilidade diagnóstica.

Nesse contexto, o presente estudo teve como objetivo avaliar a concordância entre dois testes rápidos imunocromatográficos para o diagnóstico da dirofilariose canina.

MATERIAL E MÉTODOS

Foram utilizadas 40 amostras de soro de cães provenientes da soroteca do Laboratório de Doenças Parasitárias - UFRPE, obtidas de animais com idade superior a 1 ano, independentemente de sexo, raça ou condição clínica. As amostras foram selecionadas por conveniência não probabilística.

As amostras foram submetidas a dois tipos de testes rápidos imunocromatográficos para detecção de antígenos de *D. immitis*, utilizando os kits comerciais Alere Dirofilariose

Ag Test Kit e Conclue DIROFILARIOSE, sendo realizados de acordo com as instruções dos fabricantes.

O coeficiente Kappa (Cohen, 1960) foi usado para avaliar o grau de concordância com interpretação dos valores do coeficiente conforme critérios previamente estabelecidos na literatura (Landis, Koch, 1977).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Das 40 amostras de soro analisadas, o teste rápido Alere Dirofilariose Ag Test Kit identificou 14 amostras positivas (35%) e 26 negativas (65%) para antígenos circulantes de *D. immitis*. O teste rápido Conclue DIROFILARIOSE apresentou 10 resultados positivos (25%) e 30 negativos (75%).

A análise da concordância geral entre os testes mostrou que 36 das 40 amostras apresentaram resultados idênticos, o que corresponde a 90%. Entre os resultados concordantes, 10 foram positivos e 26 negativos em ambos os testes. As quatro amostras discordantes corresponderam a resultados positivos no ALERE™ e negativos no Conclue, não sendo observados casos de positividade exclusiva no Conclue.

A concordância geral, representa a proporção total dos resultados coincidentes entre os métodos, independentemente de positivos ou negativos. Apesar de ser de fácil interpretação, essa medida pode superestimar a concordância real, pois não considera a concordância esperada ao acaso (McHugh, 2012).

Por essa razão, foi calculado o coeficiente Kappa de Cohen, que ajusta a concordância observada e fornece uma estimativa mais consistente da confiabilidade dos testes (McHugh, 2012; Li; Yu, 2022).

O índice Kappa obtido foi de 0,76, o que de acordo com a classificação de Cohen indica uma concordância substancial (ou boa) entre os testes avaliados, demonstrando que a grande maioria das amostras recebeu resultados consistentes e que a detecção de antígenos de *D. immitis* pelos métodos avaliados foi confiável. Entretanto, valores de Kappa abaixo de 1,0 refletem a existência de discordâncias pontuais, o que é esperado em qualquer avaliação diagnóstica (Cohen, 1960; McHugh, 2012).

Tanto o Alere Dirofilariose Ag Test Kit quanto o Conclue Dirofilariose têm como princípio a imunocromatografia de fluxo lateral para a detecção qualitativa de antígenos de *D. immitis*, em cães, utilizando sangue total, soro ou plasma, fornecendo resultados visuais qualitativos (positivo/negativo) em cerca de 10 minutos.

Entretanto, ambos os testes apresentam limitações biológicas importantes, pois não detectam helmintos machos, uma vez que estes não produzem antígeno em quantidade suficiente para detecção (McCall *et al.*, 2018; AHS, 2024). A presença de fêmeas adultas é essencial para que a positividade seja identificada, de modo que animais infectados exclusivamente com machos ou com fêmeas imaturas possam apresentar resultados falso-negativos (Courtney, Zeng, 2001; Atkins, 2003).

Outros fatores que podem levar a falso-negativos incluem período pré-patente, baixa carga parasitária, presença de imunocomplexos, profilaxia prévia ou tratamentos que afetem a reprodução das fêmeas (Courtney, Zeng, 2001; Atkins, 2003; Little *et al.*, 2014; Velasquez *et al.*, 2014).

Essas limitações têm sido demonstradas na literatura. Courtney e Zeng (2001) observaram que testes rápidos apresentam sensibilidade reduzida em infecções com baixa carga parasitária, mesmo em cães com infecção confirmada. De forma semelhante, Atkins (2003) observou sensibilidade variando entre 78% e 84% ao avaliar kits comerciais de detecção de antígenos circulantes de *D. immitis* em cães com baixo número de fêmeas adultas, registrando ocorrência de falso-negativo em todos os testes analisados.

Além disso, Little *et al.* (2014) e Velasquez *et al.* (2014) reforçam que a presença de imunocomplexos pode mascarar antígenos circulantes, levando a resultados falso-negativos. De forma semelhante, Drake *et al.* (2015) mostraram ainda que cães tratados com lactonas macrocíclicas mensais e doxiciclina podem apresentar resultados falso-negativos devido justamente à formação de imunocomplexos, evidenciando a necessidade de interpretação cuidadosa dos resultados.

Não obstante, avaliações comparativas de kits comerciais atualmente disponíveis para o diagnóstico da dirofilariose canina demonstraram sensibilidade superior a 97% e elevada concordância entre os métodos, especialmente em cães com maior carga parasitária (Henry *et al.*, 2018). Entretanto, mesmo nesses testes, a sensibilidade permanece dependente do número de fêmeas adultas presentes, evidenciando que fatores biológicos continuam influenciando o desempenho desses métodos (Henry *et al.*, 2018).

Esses achados ressaltam a importância de considerar o contexto clínico e carga parasitária presente no animal ao interpretar resultados de testes rápidos, pois mesmo kits modernos de alta sensibilidade podem apresentar resultados falso-negativos (Little *et al.*, 2018; AHS, 2024). Portanto, recomenda-se a utilização de métodos complementares para confirmação diagnóstica em casos suspeitos ou negativos com sinais clínicos sugestivos, garantindo maior segurança na tomada de decisão clínica e profilática.

CONCLUSÕES

Com base nos resultados obtidos neste estudo, observou-se que nenhum dos testes rápidos imunocromatográficos avaliados, alcançou 100% de sensibilidade e especificidade. Contudo, em função da boa concordância entre os testes rápidos mostram-se ferramentas úteis na rotina clínica veterinária, mas seus resultados devem ser interpretados com cautela.

REFERÊNCIAS

- AMERICAN HEARTWORM SOCIETY (AHS). **Current canine guidelines for the prevention, diagnosis, and management of heartworm (*Dirofilaria immitis*) infection in dogs**. Wilmington: American Heartworm Society, 2024.
- ATKINS, C. E. Heartworm disease. In: NELSON, R. W.; COUTO, C. G. **Small animal internal medicine**. 5. ed. St. Louis: Elsevier, 2011. p. 1361–1380.
- ATKINS, C. E. Comparison of results of three commercial heartworm antigen test kits in dogs with low heartworm burdens. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 222, n. 9, p. 1221-1223, 1 maio 2003. American Veterinary Medical Association (AVMA). <http://dx.doi.org/10.2460/javma.2003.222.1221>.
- BOWMAN, D. D. **Georgis' Parasitology for veterinarians**. 10. ed. St. Louis: Elsevier, 2014.
- BOWMAN, D. D.; ATKINS, C. E. Heartworm biology, treatment, and control. **Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice**, v. 39, n. 6, p. 1127–1158, 2009.
- COHEN, J. A coefficient of agreement for nominal scales. **Educational and Psychological Measurement**, v. 20, n. 1, p. 37–46, 1960.
- COURTNEY, C. H; ZENG, Qi-Yun. Comparison of heartworm antigen test kit performance in dogs having low heartworm burdens. **Veterinary Parasitology**, [S.L.], 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).
- DRAKE, J. *et al.* False negative antigen tests in dogs infected with heartworm and placed on macrocyclic lactone preventives. **Parasites & Vectors**, [S.L.], v. 8, n. 1, p. 17-22, 4 fev. 2015. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1186/s13071-015-0698-4>.
- GENCHI, C. *et al.* Zoonotic dirofilariasis in Europe: an epidemiological overview. **Parasites & Vectors**, v. 4, n. 1, p. 1–11, 2011.
- HENRY, L. G. *et al.* Comparison of six commercial antigen kits for detection of *Dirofilaria immitis* infections in canines with necropsy-confirmed heartworm status. **Veterinary Parasitology**, v. 254, p. 178-182, abr. 2018. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2018.02.037>.

LABARTHE, N. *et al.* Update on heartworm disease (*Dirofilaria immitis*) in dogs and cats. **Veterinary Parasitology**, v. 203, n. 3–4, p. 278–284, 2014.

LABARTHE, N.; GUERRERO, J. Epidemiology of heartworm: what is happening in South America and Mexico? **Veterinary Parasitology**, v. 176, n. 2–3, p. 112–118, 2020.

LANDIS, J. R.; KOCH, G. G. The measurement of observer agreement for categorical data. **Biometrics**, v. 33, n. 1, p. 159–174, 1977.

LI, Ming; YU, Tianfei. Methodological issues on evaluating agreement between two detection methods by Cohen's kappa analysis. *Parasites & Vectors*, v. 15, n. 1, p. 1-3, 29 jul. 2022. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1186/s13071-022-05402-8>.

LITTLE, S. *et al.* Heat treatment prior to testing allows detection of antigen of *Dirofilaria immitis* in feline serum. **Parasites & Vectors**, v. 7, n. 1, p. 1, 2014. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1186/1756-3305-7-1>.

LITTLE, S. *et al.* Prime detection of *Dirofilaria immitis*: understanding the influence of blocked antigen on heartworm test performance. **Parasites & Vectors**, [S.L.], v. 11, n. 1, p. 186, 20 mar. 2018. Springer Science and Business Media LLC. <http://dx.doi.org/10.1186/s13071-018-2736-5>.

MCCALL, J. W. *et al.* Heartworm disease in animals and humans. **Advances in Parasitology**, v. 66, p. 193–285, 2008.

MCCALL, J. W. *et al.* Evaluation of the performance of canine heartworm antigen test kits licensed for use by veterinarians and canine heartworm antigen tests conducted by diagnostic laboratories. **American Heartworm Society**, p. 40-135, 2018.

MCHUGH, M. L. Interrater reliability: the kappa statistic. **Biochemia Medica**, p. 276-282, 2012. Croatian Society for Medical Biochemistry and Laboratory Medicine. <http://dx.doi.org/10.11613/bm.2012.031>.

SIMÓN, F. *et al.* Human and animal dirofilariasis: the emergence of a zoonotic mosaic. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 25, n. 3, p. 507–544, 2012.

VELASQUEZ, L. *et al.* Increased prevalence of *Dirofilaria immitis* antigen in canine samples after heat treatment. **Veterinary Parasitology**, [S.L.], v. 206, n. 1-2, p. 67-70, nov. 2014. Elsevier BV. <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2014.03.021>.