



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

RELATÓRIO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO (ESO)
REALIZADO NO LABORATÓRIO DO HOSPITAL VETERINÁRIO PET DREAM,
NO MUNICÍPIO DE RECIFE - PE, BRASIL

ESTUDO RETROSPECTIVO DAS ALTERAÇÕES CLÍNICAS, HEMATOLÓGICAS
E BIOQUÍMICAS RENAIIS DE CÃES SOROREAGENTES AO RIFI E/OU ELISA
PARA *Leishmania sp.* EM UM HOSPITAL VETERINÁRIO PARTICULAR DE
RECIFE – PE

ALICE FALCÃO BASTO TABOSA

RECIFE, 2025



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

RELATÓRIO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO (ESO)
REALIZADO NO LABORATÓRIO DO HOSPITAL VETERINÁRIO PET DREAM,
NO MUNICÍPIO DE RECIFE - PE, BRASIL

ESTUDO RETROSPECTIVO DAS ALTERAÇÕES CLÍNICAS, HEMATOLÓGICAS
E BIOQUÍMICAS RENAIIS DE CÃES SOROREAGENTES AO RIFI E/OU ELISA
PARA *Leishmania sp.* EM UM HOSPITAL VETERINÁRIO PARTICULAR DE
RECIFE – PE

Trabalho de conclusão de curso realizado
como exigência para a obtenção do grau
de Bacharel em Medicina Veterinária
concedido pela Universidade Federal
Rural de Pernambuco.

Orientadora: Prof^a. Dr^a Edna Michelly
de Sá Santos.

ALICE FALCÃO BASTO TABOSA

RECIFE, 2025



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

RELATÓRIO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO (ESO)
REALIZADO NO LABORATÓRIO DO HOSPITAL VETERINÁRIO PET DREAM,
NO MUNICÍPIO DE RECIFE - PE, BRASIL

ESTUDO RETROSPECTIVO DAS ALTERAÇÕES CLÍNICAS, HEMATOLÓGICAS
E BIOQUÍMICAS RENAIIS DE CÃES SOROREAGENTES AO RIFI E/OU ELISA
PARA *Leishmania sp.* EM UM HOSPITAL VETERINÁRIO PARTICULAR DE
RECIFE – PE

Relatório elaborado por:
ALICE FALCÃO BASTO TABOSA

Aprovado em:

BANCA EXAMINADORA

PROF^a. DR^a EDNA MICHELLY DE SÁ SANTOS

M.A. ARMELE KARINA DA SILVA RODRIGUES

M.E. BRUNO VINICIOS SILVA DE ARAÚJO

DEDICATÓRIA

*Este trabalho é dedicado a minha família e
a todos que me apoiaram durante essa
trajetória.*

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus, que sempre esteve ao meu lado, me guiando, iluminando e protegendo.

À minha família, por toda a educação que me deram, força, incentivo, carinho e apoio nessa jornada.

Agradeço também aos colegas de curso, a todos os professores pelos aprendizados, em especial a professora Edna pela disponibilidade em ser minha orientadora, e aos funcionários da universidade.

À Dra. Yasmim pela oportunidade de vivenciar na prática o cotidiano do laboratório, assim como, à Dra. Mirna, Dra. Kamilla e Ana pelos ensinamentos que compartilharam durante o período do estágio.

À Dra. Andresa pela atenção, à Dra. Armele pela paciência, incentivo, pela disposição constante em ajudar e ensinar, confiança e oportunidade. Como também à Bruno e Karen pela disponibilidade e atenção.

EPÍGRAFE

“Welcome to the real world! It sucks. You’re gonna love it.”

Friends.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1: Fachada do Hospital Veterinário Pet Dream - Unidade Piedade	15
Figura 2: Infraestrutura do laboratório de Patologia Clínica	15
Figura 3: Bancada para manuseio e processamento de amostras com contador hematológico e homogenizador	16
Figura 4: Centrífuga digital	16
Figura 5: Analisador bioquímico automático BS - 120	16
Figura 6: Analisador bioquímico automático IDEXX Catalyst One	17
Figura 7: Analisador bioquímico semiautomático Bioplus e Banho maria	17
Figura 8: Bancada com Microscópios	17
Figura 9: Coagulômetro	18
Figura 10: (A) Refrigerador para amostras já processadas (B) Refrigerador para amostras aguardando processamento	18
Figura 11: (A) Computador para digitação de exames (B) Computador para verificação de requisições	18
Figura 12: (A) Inclusões virais em hemácias e neutrófilo. (B) <i>Anaplasma spp.</i> em plaqueta de cão. (C) Microfilária em lâmina.	20
Figura 13: (A) Teste de Aglutinação em Solução Salina (SAT) + (B) Teste de Coombs positivo	21
Figura 14: Lâmina com sangue corado com azul de cresil para contagem manual de reticulócitos	22
Figura 15: Hemácias e cristais de colesterol em urina de cão	24
Figura 16: Ovos de <i>Ancylostoma</i> e oocistos de <i>Cystoisospora</i> em coproparasitológico de cão	24
Figura 17: (A) Teste FIV / FeLV negativo (Alere). (B) Testes CPL e FPL. (C) SNAP 4DX positivo para <i>Ehrlichia spp.</i> e <i>Anaplasma spp.</i>	25
Figura 18: Citologia aspirativa de linfonodo reativo	25
Figura 19: Citologia de pele - presença de estruturas leveduriformes compatíveis com <i>Sporothrix sp.</i>	26
Figura 20: Análise de LCR de cão (A) Contagem total de células nucleadas. (B) Citologia	26
Figura 21: Citologia de líquido cavitário	27

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Quantitativo de exames laboratoriais realizados durante o Estágio Supervisionado Obrigatório no laboratório da Pet Dream, no período de setembro a outubro de 2025	19
Tabela 2: Raças dos 35 animais sororeagentes para Leishmaniose	41
Tabela 3: Média e desvio padrão dos resultados do hemograma dos 35 animais sororeagentes para Leishmaniose e comparação com valores de referência	43
Tabela 4: Média e desvio padrão dos exames bioquímicos (ureia e creatinina) dos 35 animais sororeagentes para Leishmaniose e comparação com valores de referência	44

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1: Comparação dos sinais clínicos dos 35 animais sororeagentes para Leishmaniose.....	42
--	----

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

AHIM - Anemia Hemolítica Imunomediada
ALT - Alanina Aminotransferase
AST - Aspartato Aminotransferase
CHCM - Concentração de Hemoglobina Corpuscular Média
CIVD - Coagulação Intravascular Disseminada
CPL - Lipase Pancreática Canina
DRC - Doença Renal Crônica
EDTA - Ácido Etilenodiamino Tetra-acético
ELISA - Ensaio Imunoenzimático
ESO - Estágio Supervisionado Obrigatório
FA - Fosfatase Alcalina
FeLV - Leucemia Viral Felina
FIV - Imunodeficiência Viral Felina
FPL - Lipase Pancreática Felina
GGT - Gama-Glutamil Transferase
Ht - Hematócrito
IFN- γ - Interferon-gama
IL-2 - Interleucina-2
LCR - Líquido Cefalorraquidiano
LG - Leucometria Global.
LVC - Leishmaniose Visceral Canina
PCR - Reação em Cadeia da Polimerase
PE - Pernambuco
PPT - Proteína Plasmática Total
RIFI - Reação de Imunofluorescência Indireta
RPCU - Relação Proteína/Creatinina Urinária
SAT - Teste de Aglutinação em Solução Salina
SDMA - Dimetilarginina Simétrica
SRD - Sem Raça Definida
TFG - Taxa de Filtração Glomerular.
Th1 - Linfócitos T auxiliares do Tipo 1
Th2 - Linfócitos T auxiliares do Tipo 2

TP - Tempo de Protrombina

TTPA - Tempo de Tromboplastina Parcial Ativada

VCM - Volume Corpuscular Médio

VG - Volume Globular

RESUMO

O Estágio Supervisionado Obrigatório é uma etapa essencial para a conclusão do curso de Medicina Veterinária. Trata-se de uma disciplina obrigatória no currículo de Bacharelado em Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco, com carga horária total de 420 horas. Para a realização do estágio, optou-se pela área da patologia clínica, no laboratório do Hospital Veterinário Pet Dream, situado no município de Recife/PE. Este trabalho tem como objetivo relatar as experiências vivenciadas durante o Estágio Supervisionado Obrigatório, realizado sob orientação da Prof^ª. Dr^ª Edna Michelly de Sá Santos e a supervisão da Médica Veterinária Dra. Armele Karina da Silva Rodrigues. A partir desse estágio, foi desenvolvido um estudo retrospectivo sobre as alterações hematológicas, bioquímicas e clínicas em cães sororeagentes ao RIFI e/ou ELISA para *Leishmania sp.* em um hospital veterinário particular de Recife – PE.

Palavras-chave: Diagnóstico; Patologia clínica; Leishmaniose; Hemograma; Bioquímico.

ABSTRACT

The Mandatory Supervised Internship is an essential step for the completion of the Veterinary Medicine course. It is a mandatory subject in the Bachelor's degree curriculum in Veterinary Medicine at the Federal Rural University of Pernambuco, with a total workload of 420 hours. For the internship, the area of clinical pathology was chosen, in the laboratory of the Pet Dream Veterinary Hospital, located in the municipality of Recife/PE. This work aims to report the experiences lived during the Mandatory Supervised Internship, carried out under the guidance of Prof. Dr. Edna Michelly de Sá Santos and the supervision of Veterinarian Dr. Armele Karina da Silva Rodrigues. From this stage, a retrospective study was developed on the hematological, biochemical, and clinical changes in dogs seropositive for *Leishmania sp.* by RIFI and/or ELISA at a private veterinary hospital in Recife, Pernambuco, Brazil.

Keywords: Diagnosis; Clinical pathology; Leishmaniasis; Blood count; Biochemistry.

SUMÁRIO

1. CAPÍTULO I	14
1.1 INTRODUÇÃO	14
1.2 DESCRIÇÃO DO LOCAL DE ESTÁGIO	14
1.3 DESCRIÇÃO DAS ATIVIDADES DO ESO	19
1.3.1 Exames Hematológicos	20
1.3.1.1 Teste de Aglutinação em Solução Salina (SAT) e Teste de Coombs	21
1.3.1.2 Contagem de Reticulócitos	21
1.3.2 Coagulograma	22
1.3.3 Exames Bioquímicos	22
1.3.3.1 Dosagem de Fenobarbital	23
1.3.3.2 Dosagem de SDMA (Dimetilarginina Simétrica)	23
1.3.4 Urinálise	23
1.3.5 Exames Coproparasitológicos	24
1.3.6 Testes Rápidos	24
1.3.7 Exames Citológicos e Dermatológicos.....	25
1.3.8 Análise de Líquido Cefalorraquidiano (LCR).....	26
1.3.9. Análise de Líquido Cavitário.....	27
1.4. CONCLUSÃO	27
2. CAPÍTULO II	29
2.1 INTRODUÇÃO	30
2.2 REVISÃO DE LITERATURA	31
2.2.1 Etiologia e transmissão	31
2.2.2 Epidemiologia	32
2.2.3 Patogenia	34
2.2.4 Manifestações clínicas	35
2.2.5 Diagnóstico Laboratorial	37
2.2.6 Tratamento e Prevenção	38
2.3 MATERIAL E MÉTODOS	39
2.4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	40
2.5 CONCLUSÃO	45
2.6 REFERÊNCIAS	45

CAPÍTULO I

1.1 INTRODUÇÃO

O Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO) constitui um requisito indispensável para a conclusão do curso de Bacharelado em Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE). Com carga horária total de 420 horas, o estágio tem como objetivo proporcionar ao discente a oportunidade de vivenciar a prática profissional na área de sua preferência.

Para a realização do estágio, optou-se pela área da Patologia Clínica Veterinária, desenvolvido no Laboratório da Pet Dream, localizado no município de Jaboatão dos Guararapes - PE, no período de 01 de setembro a 13 de novembro de 2025. A escolha pela área de Patologia Clínica Veterinária foi motivada pelo interesse em aprofundar o conhecimento sobre os métodos laboratoriais aplicados ao diagnóstico veterinário. A oportunidade de vivenciar a rotina diagnóstica permitiu o aperfeiçoamento das habilidades práticas e o fortalecimento da capacidade de interpretação dos resultados laboratoriais. As atividades foram realizadas sob a supervisão da Médica Veterinária Dra. Armele Karina da Silva Rodrigues, coordenadora do laboratório, e orientação da Profa. Dra. Edna Michelly de Sá Santos, docente do curso de Medicina Veterinária da UFRPE.

Durante o período de estágio, foi possível acompanhar a rotina laboratorial, com ênfase nas áreas de hematologia, bioquímica sérica, urinálise, parasitologia e citologia clínica. A vivência proporcionou o aprimoramento das habilidades de interpretação laboratorial e a compreensão da importância dos exames complementares para o diagnóstico, prognóstico e monitoramento terapêutico dos pacientes atendidos na clínica veterinária.

O presente relatório tem como objetivo descrever as atividades desenvolvidas, as observações realizadas e os conhecimentos adquiridos durante o Estágio Supervisionado Obrigatório em Patologia Clínica Veterinária, destacando a relevância dessa área no contexto da medicina diagnóstica e da prática clínica de pequenos animais.

1.2 DESCRIÇÃO DO LOCAL DE ESTÁGIO

O Hospital Pet Dream está localizado no bairro de Piedade, no município de Jaboatão dos Guararapes, no Grande Recife, com funcionamento 24 horas e com horário de funcionamento do laboratório interno das 8 horas às 20 horas, de segunda a sábado e das 8h às 19h aos domingos (Figura 1). Suas instalações (Figura 2) incluem um laboratório equipado para a realização de exames hematológicos, com bioquímicos, urinálise, coagulograma, parasitológicos de pele, citologia de pele, citologia otológica, parasitológicos de fezes, análise

de líquido cefalorraquidiano (LCR) e líquido cavitário e testes rápidos para Parvovirose, Cinomose, Dirofilaria, FIV/FELV, Giardia e Snap 4Dx. O laboratório é constituído por uma sala de análises clínicas contendo bancada para manuseio e processamento das amostras, homogenizador, contador hematológico (Figura 3), centrífuga digital (Figura 4), dois analisadores bioquímicos automáticos (Figura 5 e Figura 6) e um semiautomático, banho-maria (Figura 7), dois microscópios (Figura 8), um coagulômetro (Figura 9), dois refrigeradores para armazenamento de amostras e testes rápidos (Figura 10), e dois computadores para digitalização de laudos, verificação do histórico dos animais e demais informações (Figura 11)

Figura 1: Fachada do Hospital Veterinário Pet Dream - Unidade Piedade



Fonte: Acervo Pessoal, 2025.

Figura 2: Infraestrutura do laboratório de Patologia Clínica



Fonte: Acervo Pessoal, 2025.

Figura 3: Bancada para manuseio e processamento de amostras com contador hematológico e homogenizador



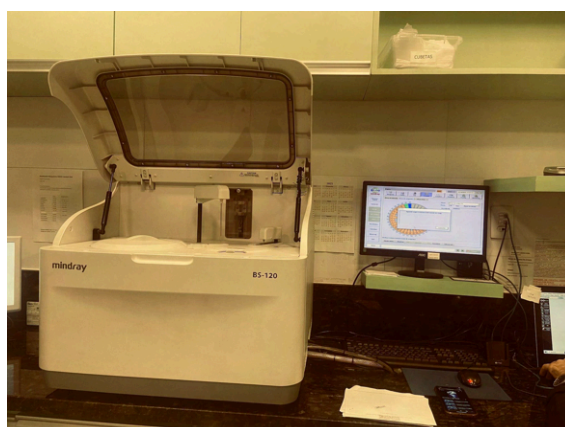
Fonte: Acervo pessoal, 2025.

Figura 4: Centrífuga digital



Fonte: Acervo pessoal, 2025.

Figura 5: Analisador bioquímico automático BS - 120



Fonte: Acervo pessoal, 2025.

Figura 6: Analisador bioquímico automático IDEXX Catalyst One



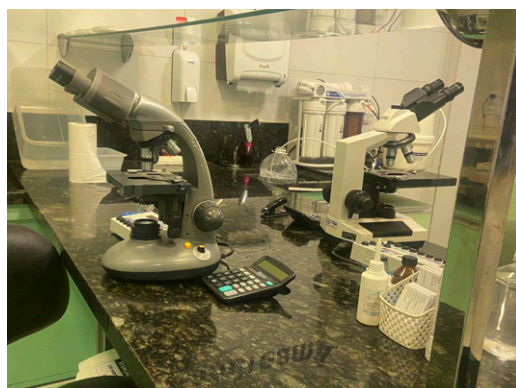
Fonte: Acervo pessoal, 2025.

Figura 7: Analisador bioquímico semiautomático Bioplus e Banho maria



Fonte: Acervo pessoal, 2025.

Figura 8: Bancada com Microscópios



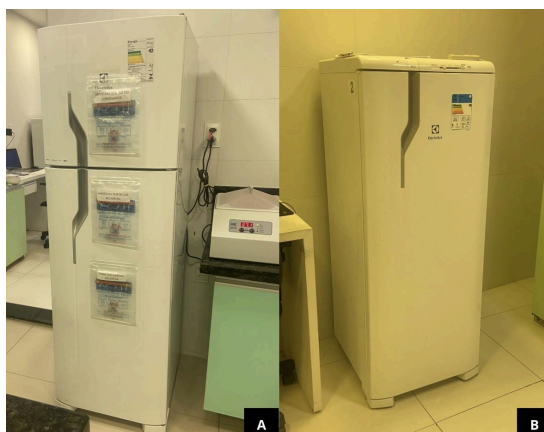
Fonte: Acervo pessoal, 2025.

Figura 9: Coagulômetro



Fonte: Acervo pessoal, 2025.

Figura 10: (A) Refrigerador para amostras já processadas (B) Refrigerador para amostras aguardando processamento



Fonte: Acervo pessoal, 2025.

Figura 11: (A) Computador para digitação de exames (B) Computador para verificação de requisições



Fonte: Acervo pessoal, 2025.

1.3. DESCRIÇÃO DAS ATIVIDADES DO ESO

A rotina de estágio compreendia o acompanhamento das atividades de segunda a sexta-feira, das 9 às 18 horas, sendo 8 horas diárias, sob supervisão da médica veterinária Dra. Armele Karina da Silva Rodrigues. As amostras a serem analisadas eram encaminhadas ao laboratório pelos clínicos e/ou estagiários e chegavam das outras unidades do hospital às 8h, às 13h e às 17h. Sendo previamente identificadas com nome e número de cadastramento do sistema interno do hospital, juntamente com as requisições que definiam os exames a serem realizados, espécie, idade do animal e o nome do tutor. No laboratório, foram realizados e acompanhados os seguintes exames hematológicos: hemogramas, análises bioquímicas, coagulograma, testes rápidos, exames citológicos: pele, otológica e aspirativa; exames parasitológicos: fezes e pele; urinálise e relação proteína creatinina urinária (RPCU); análise de LCR e líquido cavitário.

Foi acompanhada a realização de 3.945 exames, a casuística está representada na Tabela 1.

Tabela 1: Quantitativo de exames laboratoriais realizados durante o Estágio Supervisionado Obrigatório no laboratório da Pet Dream, no período de setembro a outubro de 2025

EXAMES	QUANTIDADE	PORCENTAGEM
HEMOGRAMA	1.666	42,23%
SAT	52	1,32%
COOMBS	48	1,22%
CONTAGEM DE RETICULÓCITOS	36	0,91%
COAGULOGRAMA	32	0,81%
BIOQUÍMICO	1.245	31,56%
DOSAGEM DE FENOBARBITAL	9	0,23%
DOSAGEM DE SDMA	25	0,63%
URINÁLISE	83	2,10%
COPROPARASITOLÓGICO	296	7,50%
SNAP 4DX (TESTE RÁPIDO)	184	4,66%
FIV / FeLV (TESTE RÁPIDO)	63	1,60%
CPL (TESTE RÁPIDO)	88	2,23%
FPL (TESTE RÁPIDO)	7	0,18%
GIARDIA (TESTE RÁPIDO)	12	0,30%
DIROFILARIOSE (TESTE RÁPIDO)	7	0,18%
CITOLÓGICO	49	1,24%
ANÁLISE DE LCR	30	0,76%
ANÁLISE DE LÍQUIDO CAVITÁRIO	13	0,33%
TOTAL	3.945	100,00%

Fonte: Dados pessoais, 2025.

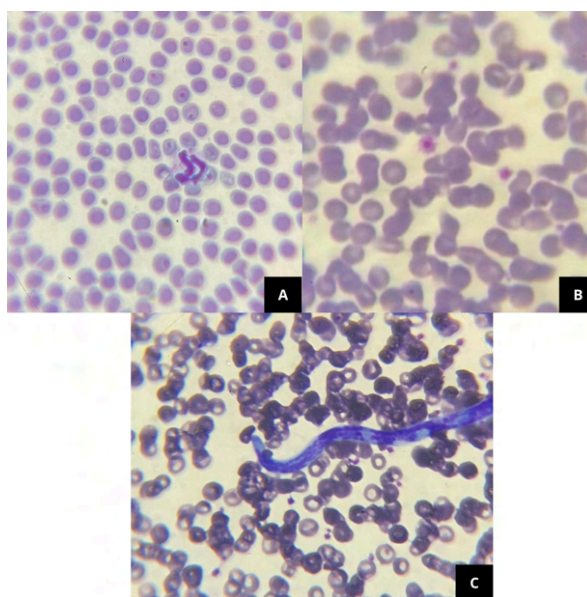
1.3.1 Exames Hematológicos

Os exames hematológicos são essenciais na triagem e no acompanhamento clínico de pacientes veterinários, oferecendo informações quantitativas e morfológicas que orientam o diagnóstico diferencial de anemias, processos inflamatórios, infecções e desordens mieloproliferativas. Durante o estágio, as amostras coletadas em tubos com EDTA foram processadas em analisador hematológico automático Mindray BC-2800Vet, a contagem total de leucócitos foi anotada, realizou-se o estiramento sanguíneo, corado com Panótico Rápido para avaliação morfológica e diferenciação celular.

O hemograma é o exame mais solicitado nessa categoria e compreende a avaliação eritrocitária, com a interpretação de hemoglobina, hematócrito, contagem de eritrócitos, índices eritrocitários e observação de alterações morfológicas. Assim como, com a avaliação leucocitária com contagem total e diferencial, presença de células atípicas e pesquisa de hemoparasitas no estiramento sanguíneo. Como também, a avaliação plaquetária, com contagem e avaliação morfológica..

O hematócrito é obtido pela centrifugação do capilar, separando os elementos celulares do plasma, e a proteína plasmática total é determinada com auxílio do refratômetro. Também são realizados exames complementares, como a pesquisa de hemoparasitas, que permite a detecção de parasitas intra e extra celulares. Alguns dos hemoparasitas visualizados durante o estágio estão disponíveis na Figura 12.

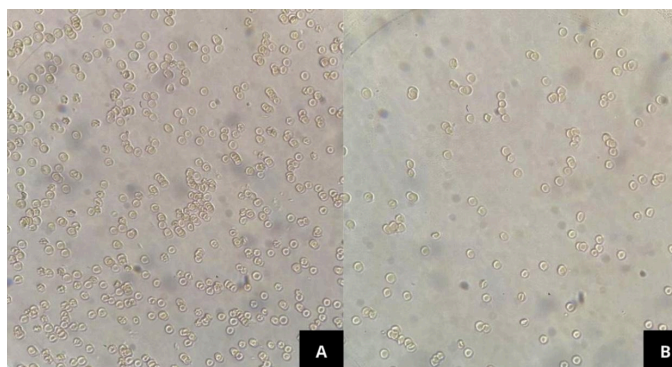
Figura 12: (A) Inclusões virais em hemácias e neutrófilo. (B) *Anaplasma spp.* em plaqueta de cão. (C) *Microfilária* em lâmina.



1.3.1.1 Teste de Aglutinação em Solução Salina (SAT) e Teste de Coombs

Durante o estágio, também foram realizados os testes de SAT e Coombs. O SAT é um teste rápido utilizado na triagem de anemia hemolítica imunomediada (AHIM), onde o sangue é diluído em solução salina isotônica, e a presença de aglutinação persistente indica ligação de anticorpos às hemácias (Figura 13), distinguindo-se da formação de rouleaux, que se desfaz na diluição. O Teste de Coombs é empregado para confirmação da AHIM, detectando imunoglobulinas e/ou complemento aderidos à superfície eritrocitária. Após incubação das hemácias lavadas com soro antiglobulina específico, a aglutinação confirma o resultado positivo, como é possível visualizar na Figura 13.

Figura 13: (A) Teste de Aglutinação em Solução Salina (SAT) + (B) Teste de Coombs positivo

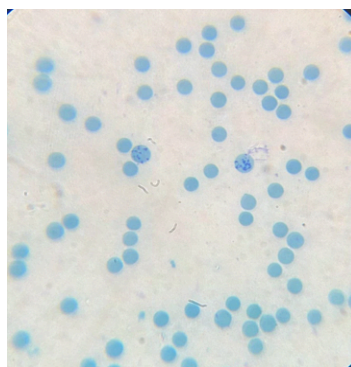


Fonte: Acervo pessoal, 2025.

1.3.1.2 Contagem de Reticulócitos

A contagem de reticulócitos avalia a resposta da medula óssea à anemia, medindo a produção de hemácias jovens. No método manual, o sangue é incubado com azul de cresil brilhante e o número de reticulócitos é determinado em 1.000 hemácias observadas ao microscópio (Figura 14). Em seguida, o valor é corrigido, multiplicando a porcentagem encontrada em lâmina, pela divisão do hematócrito do animal pelo hematócrito normal da espécie.

Figura 14: Lâmina com sangue corado com azul de cresil para contagem manual de reticulócitos



Fonte: Acervo pessoal, 2025.

1.3.2 Coagulograma

O coagulograma é solicitado para avaliar o funcionamento do sistema hemostático, sendo essencial em casos de suspeita de distúrbios hemorrágicos, intoxicações, hepatopatias ou acompanhamento pré-operatório. As amostras são coletadas em tubos de tampa azul contendo citrato de sódio, que atua como anticoagulante reversível.

Entre os principais testes que compõem o coagulograma estão o Tempo de Protrombina (TP), que avalia a via extrínseca e comum da coagulação, e o Tempo de Tromboplastina Parcial Ativada (TTPA), que analisa a via intrínseca e fibrinogênio plasmático, especialmente em pacientes com processos inflamatórios crônicos ou suspeita de coagulação intravascular disseminada (CIVD). As análises são realizadas em equipamento automatizado, e os resultados auxiliam na detecção de deficiências de fatores de coagulação, consumo excessivo de plaquetas ou falhas hepáticas.

1.3.3 Exames Bioquímicos

A amostra de sangue para bioquímica foi coletada em tubo com ativador de coágulo (tampa vermelha/amarela) e mantida em repouso (mínimo 15 min) para retração do coágulo, seguida de centrifugação para obtenção de soro livre de fibrina. Para glicose utilizou-se tubos de tampas cinza com inibidor glicolítico.

Utilizou-se analisador automático para mensuração de parâmetros como ALT, AST, fosfatase alcalina, GGT, ureia, creatinina, glicose, lipase, proteínas totais e albumina. Para fósforo e amilase, ou confirmação dos resultados, utilizou-se o analisador semiautomático. Cada parâmetro foi interpretado considerando a interferência por hemólise/lipemia e os

intervalos de referência específicos para a espécie. A correlação entre alterações bioquímicas e hemograma foi analisada para formular hipóteses diagnósticas.

1.3.3.1 Dosagem de Fenobarbital

A dosagem sérica de fenobarbital é utilizada para o monitoramento terapêutico de pacientes epiléticos, especialmente aqueles sob tratamento prolongado. Durante o estágio, o exame foi realizado por meio do analisador automático IDEXX Catalyst One, equipamento que utiliza o princípio de imunoensaio competitivo enzimático para quantificação da concentração sérica da droga. As amostras são colhidas em tubos sem anticoagulante (tampa vermelha), aguardando-se a completa retração do coágulo antes da centrifugação. No Catalyst One, o resultado é obtido em aproximadamente 15 minutos, apresentando-se em $\mu\text{g/mL}$, com valores terapêuticos ideais variando entre 15 e 40 $\mu\text{g/mL}$.

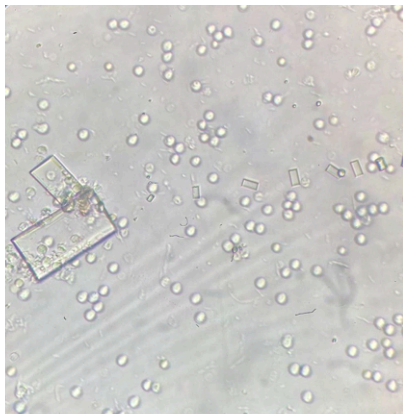
1.3.3.2. Dosagem de SDMA (Dimetilarginina Simétrica)

A SDMA (Symmetric Dimethylarginine) é um biomarcador renal precoce amplamente utilizado na rotina laboratorial veterinária. No IDEXX Catalyst One, a dosagem é realizada automaticamente. As amostras utilizadas são de soro, obtidas a partir de tubos de tampa vermelha ou amarela, centrifugadas. O resultado é gerado em cerca de 10 minutos, com unidades expressas em $\mu\text{g/dL}$. Os valores de referência variam conforme a espécie, sendo considerados normais até 14 $\mu\text{g/dL}$ para cães e gatos. Valores acima desse limite indicam redução da TFG superior a 40%, mesmo antes de alterações nos níveis de creatinina. Essa característica faz da SDMA um exame indispensável para diagnóstico precoce de doença renal crônica (DRC).

1.3.4 Urinálise

As amostras recebidas foram refrigeradas e analisadas em curto prazo, evitando degradação celular e proliferação bacteriana. A análise contemplou: exame físico (cor, volume, turbidez), análise química por fita reagente (glicose, proteína, sangue, cetonas, pH), densidade específica através do refratômetro, e sedimentoscopia após centrifugação. A avaliação do sedimento urinário foi realizada por microscopia óptica em objetiva de 40x (Figura 15), para identificação de hemácias, leucócitos, células epiteliais, cilindros, cristais e bactérias. Quando requisitado, foi realizada também a análise da relação proteína/creatinina urinária (RPCU) através do analisador bioquímico automático. Em casos de solicitações de cultura bacteriana, a urina era reservada, acondicionada e enviada para laboratório parceiro.

Figura 15: Hemácias e cristais de colesterol em urina de cão

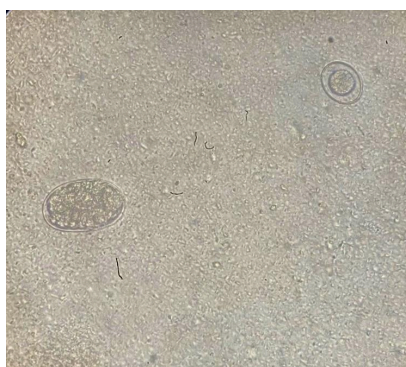


Fonte: Acervo pessoal, 2025.

1.3.5 Exames Coproparasitológicos

A técnica de flutuação por solução saturada (Willis) com identificação por microscopia foi empregada para detecção de ovos e oocistos em material fecal. Encontraram-se frequentemente ovos de *Ancylostoma sp.* e oocistos de *Cystoisospora sp.*, visualizados na Figura 16.

Figura 16: Ovos de *Ancylostoma* e oocistos de *Cystoisospora* em coproparasitológico de cão



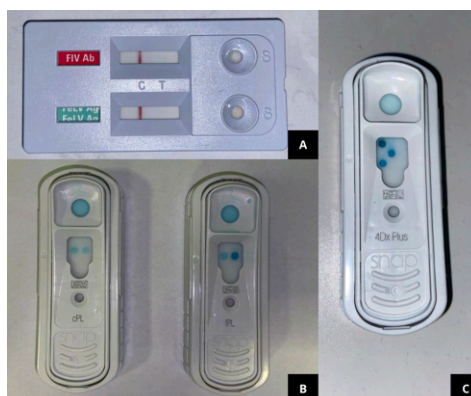
Fonte: Acervo pessoal, 2025.

1.3.6 Testes Rápidos

Testes imunocromatográficos rápidos (SNAP 4DX, FIV/FelV, giardia, cPL e fPL) foram amplamente utilizados como triagem para patógenos de relevância clínica, com destaque para o SNAP 4DX, que identifica *Dirofilaria immitis*, *Anaplasma spp.*, *Ehrlichia spp.* e *Borrelia burgdorferi*. A facilidade de uso e rapidez permitiram decisões clínicas

imediatas, embora resultados positivos devam ser, quando indicado, confirmados por métodos laboratoriais complementares. Alguns dos testes rápidos realizados durante o estágio estão disponíveis na Figura 17.

Figura 17: (A) Teste FIV / FeLV negativo (Alere). (B) Testes CPL e FPL. (C) SNAP 4DX positivo para *Ehrlichia spp.* e *Anaplasma spp.*

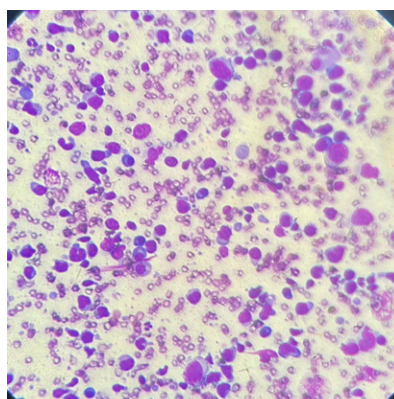


Fonte: Acervo pessoal, 2025.

1.3.7 Exames Citológicos e Dermatológicos

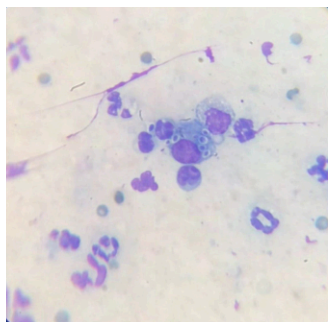
As amostras citológicas foram obtidas por impressão, swab ou punção aspirativa por agulha fina e empregou-se coloração rápida (Panótico) para avaliação imediata. A interpretação incluiu categorização celular, inflamatória ou neoplásica e pesquisa de microrganismos (bactérias, fungos e leveduras como *Malassezia*). Durante o estágio, foi possível acompanhar algumas citologias otológicas, de linfonodos (Figura 18), e de pele (Figura 19).

Figura 18: Citologia aspirativa de linfonodo reativo



Fonte: Acervo pessoal, 2025.

Figura 19: Citologia de pele - presença de estruturas leveduriformes compatíveis com *Sporothrix* sp.

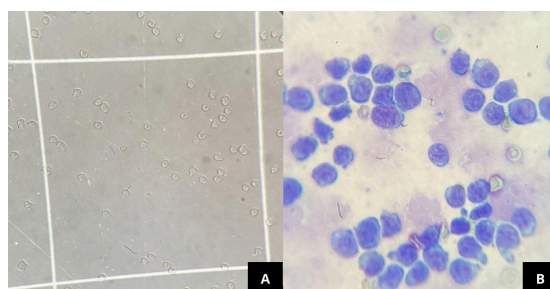


Fonte: Acervo pessoal, 2025.

1.3.8 Análise de Líquido Cefalorraquidiano (LCR)

A coleta foi disposta em tubo seco, sem anticoagulante, devido à fragilidade celular do LCR, a análise citológica deve ser efetuada imediatamente (≤ 30 –60 minutos) ou, se houver atraso, a amostra deve ser acondicionada e processada com urgência para minimizar lise celular. Inicialmente foi realizada a avaliação física: aspecto, volume, viscosidade, coloração e densidade. Em seguida, foi feita a contagem total de células nucleadas e contagem de hemácias na câmara de Neubauer (Figura 20). Após a centrifugação a 1000 rpm por 5 minutos, o sobrenadante passou por análise de proteínas totais e glicose no analisador automático. Já o sedimento foi colocado na câmara de câmara de Suta, preso meio a papel filtro em lâmina previamente em contato com soro sem alterações. Após 30 minutos na câmara, com o soro já absorvido e com as células dispostas na lâmina, a mesma foi corada para a análise microscópica (Figura 20). No exame citológico observou-se porcentagem de células polimorfonucleares e monomorfonucleares, presença de atipias celulares e micro-organismos.

Figura 20: Análise de LCR de cão (A) Contagem total de células nucleadas. (B) Citologia

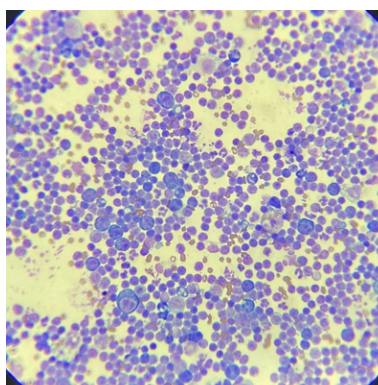


Fonte: Acervo pessoal, 2025.

1.3.9. Análise de Líquido Cavitário

As amostras de líquidos cavitários coletadas por toracocentese (pleural), abdominocentese (peritoneal) ou pericardiocentese (pericárdico) são fracionadas em dois tubos, um com anticoagulante e outro sem anticoagulante para bioquímica. No laboratório, realizou-se o exame físico-químico com avaliação da cor, odor, densidade, presença de sangue na amostra (com auxílio da fita de urinálise), presença de coagulação e seguiu-se para prova de Rivalta utilizando ácido acético. Então foi feita a contagem de células nucleadas totais e a citologia do fluido a partir da avaliação morfológica do estirado preparado com o sedimento do líquido com EDTA (Figura 21). Procurou-se identificar predominância e características das células e presença de micro-organismos. Assim como, foi feita a análise bioquímica das proteínas a classificação do líquido em transudato, transudato modificado e exsudato.

Figura 21: Citologia de líquido cavitário



Fonte: Acervo pessoal, 2025.

1.4 CONCLUSÃO

O Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO) em Patologia Clínica Veterinária possibilitou a aplicação prática dos conhecimentos teóricos adquiridos ao longo da graduação, permitindo compreender com maior profundidade o papel dos exames laboratoriais no diagnóstico, acompanhamento e prognóstico das doenças em animais de companhia.

Durante o estágio, foi possível acompanhar todas as etapas do processamento de amostras, desde o recebimento, triagem e preparo, até a execução e interpretação dos exames laboratoriais. A experiência com hematologia demonstrou a relevância do hemograma como ferramenta de triagem e acompanhamento clínico. A realização e interpretação de parâmetros como eritrograma, leucograma e plaquetograma permitiram observar a associação entre alterações hematológicas e diversas condições clínicas, como inflamações, infecções, anemias

e neoplasias. Assim como, os testes complementares, como SAT, Coombs e contagem de reticulócitos, contribuíram para consolidar o entendimento das anemias imunomediadas e da resposta medular regenerativa.

De modo geral, o ESO permitiu aprimorar as habilidades técnicas e capacidade crítica de análise dos resultados laboratoriais. A experiência no setor de Patologia Clínica foi fundamental para consolidar a formação profissional, ampliando o entendimento sobre o papel do laboratório dentro da medicina veterinária. O estágio proporcionou maior segurança na prática laboratorial, familiaridade com os equipamentos e maior entendimento para interpretar resultados de forma crítica e responsável.

CAPÍTULO II

ESTUDO RETROSPECTIVO DAS ALTERAÇÕES CLÍNICAS, HEMATOLÓGICAS E BIOQUÍMICAS RENAIIS DE CÃES SOROREAGENTES AO RIFI E/OU ELISA PARA *Leishmania sp.* EM UM HOSPITAL VETERINÁRIO PARTICULAR DE RECIFE – PE

RESUMO:

A leishmaniose visceral canina (LVC) é uma zoonose de grande importância na medicina veterinária e na saúde pública, causada pelo protozoário *Leishmania infantum* e transmitida pela picada de flebotomíneos infectados. Em cães, a doença apresenta evolução crônica e manifestações clínicas variadas, o que torna o diagnóstico desafiador e reforça a importância da correlação entre achados clínicos, hematológicos e bioquímicos. O presente trabalho teve como objetivo descrever e analisar as alterações clínicas e laboratoriais em cães sororeagentes ao RIFI e/ou ELISA para *Leishmania sp.* atendidos em um hospital veterinário particular localizado em no grande Recife – PE, entre os anos de 2021 e 2025. Foram revisados os prontuários de 252 cães com suspeita da enfermidade, dos quais 141 animais continham prontuários completos e resultados sorológicos. Desses animais, 35 apresentaram positividade sorológica, então, para esses animais foram avaliados os principais sinais clínicos e os resultados de hemograma e dosagens séricas de ureia e creatinina, sendo calculadas médias e desvios-padrão. Os resultados mostraram maior frequência de alterações dermatológicas (60,0%), apatia (40,0%), sinais gastrointestinais (37,1%), perda de peso (31,4%) e manifestações oftálmicas (28,6%). As análises laboratoriais revelaram anemia normocítica normocrômica leve a moderada, hiperproteinemia, variações na contagem plaquetária e bioquímicas renais.

Palavras-chave: Leishmaniose, hematologia, azotemia, dermatopatias.

2.1 INTRODUÇÃO

A leishmaniose visceral canina (LVC) é causada por protozoários do gênero *Leishmania* e transmitida por flebotomíneos, especialmente do gênero *Lutzomyia* nas Américas, uma enfermidade parasitária de grande importância na medicina veterinária (TAYLOR, 2016; URQUHART *et al.*, 2018). É uma doença crônica e com evolução variável, que pode comprometer significativamente a saúde e a qualidade de vida dos cães, que representam os principais hospedeiros em áreas endêmicas (SILVEIRA *et al.*, 2021; FREITAS, 2022).

No Brasil, a LVC é amplamente distribuída e apresenta um importante impacto na saúde pública e na rotina dos hospitais veterinários, principalmente em regiões urbanas e periurbanas, como é o caso da região metropolitana do Recife (RODRIGUES *et al.*, 2017; MOTTA *et al.*, 2021). Cães infectados, quando sintomáticos, podem apresentar sinais como emagrecimento progressivo, lesões cutâneas, linfadenomegalia, esplenomegalia, alterações hematológicas e bioquímicas, entre outras, que comprometem o estado geral do paciente (MARIGA *et al.*, 2021; FREITAS, 2022).

A LVC é causada principalmente pela *Leishmania infantum*, que infecta as células do sistema fagocítico mononuclear, principalmente macrófagos, onde permanece sob a forma amastigota, característica na afecção (FARIA *et al.*, 2012; TAYLOR, 2016; URQUHART *et al.*, 2018). Após ocorrer a infecção, ela se multiplica em diversos órgãos como o baço, fígado, linfonodos e medula óssea, podendo causar alterações clínicas, hematológicas e bioquímica, como a linfadenomegalia, esplenomegalia, anemia e hipoalbuminemia (NERY *et al.*, 2017; FREITAS, 2022). Contudo, a expressão desses e outros sinais clínicos é variável e depende de fatores como a intensidade da infecção, a resposta imune individual e a ocorrência de coinfeções (MOTTA *et al.*, 2021).

O diagnóstico da LVC é complexo, tanto pela diversidade dos sinais clínicos, quanto pelas limitações dos métodos laboratoriais quando isolados. Os exames sorológicos, como a reação de imunofluorescência indireta (RIFI) e o ensaio imunoenzimático (ELISA), são muito utilizados e importantes no diagnóstico e controle por apresentarem boa sensibilidade e especificidade (GOMES *et al.*, 2019; MOTTA *et al.*, 2021).

Contudo, apesar dos benefícios desses testes, a interpretação dos resultados também deve estar associada à clínica e aos resultados de exames hematológicos e bioquímicos. As principais alterações laboratoriais encontradas são anemia normocítica normocrômica,

leucopenia, trombocitopenia, e alterações bioquímicas, como hiperproteinemia por hiperglobulinemia e diminuição de albumina sérica (TAYLOR, 2016; PINTO *et al.*, 2021).

Portanto, a análise retrospectiva dos diagnósticos emitidos em uma clínica veterinária situada em região endêmica, possui não apenas uma relevância clínica, como também epidemiológica, visto que a leishmaniose é uma zoonose de grande relevância. Assim, o estudo de alterações hematológicas, bioquímicas e clínicas em animais sororeagentes ao RIFI e/ou ELISA facilita no processo de diagnóstico, e, consequentemente atua nas práticas de prevenção e vigilância em locais endêmicos, como a região metropolitana do Recife – PE (MARIGA *et al.*, 2021; MOTTA *et al.*, 2021).

O objetivo deste trabalho foi realizar um estudo retrospectivo do perfil hematológico e bioquímico de cães naturalmente infectados para *Leishmania sp.* residentes na cidade de Recife (PE) e região metropolitana. Assim como, analisar a frequência das principais alterações clínicas de pacientes sororeagentes para *Leishmania sp.*

2.2 REVISÃO DE LITERATURA

2.2.1 Etiologia e transmissão

A leishmaniose visceral canina (LVC) é uma condição crônica, sistêmica e de evolução variável, causada por protozoários do gênero *Leishmania*, pertencentes à família Trypanosomatidae e à ordem Kinetoplastida (TAYLOR, 2016; URQUHART *et al.*, 2018). Nas Américas, o principal agente etiológico é *Leishmania infantum* (sinônimo *L. chagasi*), espécie amplamente reconhecida por seu tropismo por células do sistema fagocítico mononuclear, em especial os macrófagos, onde o parasita se multiplica na forma amastigota (FARIA *et al.*, 2012; TAYLOR, 2016; SILVEIRA *et al.*, 2021). É um protozoário difásico, que apresenta duas formas morfológicas distintas no ciclo biológico: a forma promastigota, flagelada e extracelular, que ocorre no intestino médio do vetor, e a forma amastigota, arredondada e intracelular, encontrada nos tecidos do hospedeiro vertebrado (FARIA *et al.*, 2012; URQUHART *et al.*, 2018).

A infecção nos cães inicia-se quando a forma promastigota infectante é inoculada na pele do animal durante o repasto sanguíneo da fêmea do flebotômíneo. Essas formas são fagocitadas por macrófagos e monócitos e se transformam em amastigotas, capazes de resistir e multiplicar-se no ambiente intracelular. Em seguida, disseminam-se para órgãos ricos em células do sistema mononuclear fagocítico, como linfonodos, baço, fígado e medula óssea, estabelecendo uma infecção sistêmica (TAYLOR, 2016; URQUHART *et al.*, 2018; MOTTA *et al.*, 2021). Essa disseminação explica a diversidade de sinais clínicos e laboratoriais

observados em cães acometidos, que variam conforme o grau de parasitismo e a resposta imunológica do hospedeiro (NERY *et al.*, 2017).

O cão doméstico é considerado o principal hospedeiro suscetível e amplamente acometido pela *Leishmania infantum* em áreas urbanas e periurbanas, podendo abrigar grande número de amastigotas e permanecer infectado por longos períodos, com ou sem manifestação clínica evidente (MOTTA *et al.*, 2021; MARIGA *et al.*, 2021).

A transmissão ocorre predominantemente de forma vetorial, por meio da picada de fêmeas infectadas de flebotomíneos do gênero *Lutzomyia*, sendo *Lutzomyia longipalpis* o principal vetor no Brasil (MOTTA *et al.*, 2021). Durante o repasto sanguíneo, o inseto ingere macrófagos contendo formas amastigotas, que se transformam em promastigotas no intestino do vetor, multiplicam-se e migram para a probóscide. Essas formas são inoculadas na pele de outro hospedeiro, iniciando um novo ciclo infeccioso (TAYLOR, 2016). O vetor tem hábitos crepusculares e noturnos, e sua densidade populacional está relacionada a fatores como temperatura, umidade e acúmulo de matéria orgânica no ambiente, o que explica a maior incidência da doença em locais de clima tropical e em áreas com deficiências de saneamento (PINTO *et al.*, 2021; MOTTA *et al.*, 2021).

Além da via vetorial, outras rotas de transmissão têm sido descritas na literatura. A transmissão vertical (transplacentária) é documentada em cadelas infectadas, representando uma importante forma de disseminação dentro de canis e populações domiciliadas, especialmente em áreas de baixa densidade vetorial (MOTTA *et al.*, 2021). A transmissão por transfusão sanguínea também foi comprovada, o que ressalta a necessidade de triagem sorológica rigorosa de doadores caninos antes da realização de hemotransfusões (MOTTA *et al.*, 2021). Há ainda relatos ocasionais de transmissão venérea e iatrogênica, porém essas formas são raras e de baixa importância epidemiológica (MOTTA *et al.*, 2021).

Assim, a etiologia e o ciclo de transmissão da leishmaniose visceral canina evidenciam a natureza multifatorial da doença, que envolve a interação entre o agente, o vetor, o hospedeiro e o ambiente.

2.2.2 Epidemiologia

A leishmaniose visceral canina (LVC) apresenta ampla distribuição geográfica e constitui um importante problema de saúde veterinária e pública em diversos países, incluindo o Brasil, onde ocorre de forma endêmica (COSTA *et al.*, 2020; MOTTA *et al.*, 2021). A doença manifesta-se em ambientes rurais, periurbanos e urbanos, e seu avanço nas últimas décadas tem sido associado à urbanização desordenada, à adaptação do vetor a novos habitats

e à presença de grandes populações suscetíveis (LIMA *et al.*, 2013; COSTA *et al.*, 2020). O cão tem papel central na epidemiologia da leishmaniose visceral, atuando, de certa forma, como hospedeiro amplificador e principal fonte de infecção para os flebotomíneos, devido à sua alta carga parasitária e à capacidade de permanecer infectado por longos períodos, mesmo quando assintomático (TAYLOR, 2016; URQUHART *et al.*, 2018).

A expansão geográfica da leishmaniose no Brasil está relacionada a fatores ecológicos e antrópicos. A presença do vetor *Lutzomyia longipalpis* em áreas urbanas é favorecida por condições de alta umidade, temperatura elevada e acúmulo de matéria orgânica, e tem contribuído com a manutenção do ciclo de transmissão (PINTO *et al.*, 2021; MOTTA *et al.*, 2021). Além disso, o deslocamento de cães infectados entre regiões endêmicas e não endêmicas contribui para a introdução e disseminação do parasito, favorecendo o surgimento de novos focos de infecção (MARIGA *et al.*, 2021).

A leishmaniose visceral canina apresenta ampla distribuição no estado de Pernambuco, com aumento progressivo de casos em áreas urbanas e periurbanas. Cidades que antes registravam poucos animais infectados, como Caruaru, passaram a apresentar índices mais elevados, refletindo a expansão da doença e a capacidade de adaptação do vetor a ambientes modificados pela ação humana (SOUZA *et al.*, 2014). Endêmica no estado, a infecção apresenta variações conforme as características ambientais e socioeconômicas das regiões, apresentando maiores índices nas áreas semiáridas do Agreste e Sertão, onde as condições climáticas e o convívio próximo entre cães e o ambiente natural favorecem a manutenção do ciclo do parasita (BATISTA *et al.*, 2022). Em determinados municípios de Caruaru (PE), a soroprevalência ultrapassa 30%, o que evidencia a circulação do agente e o papel dos cães como reservatórios importantes na cadeia de transmissão (SOUZA *et al.*, 2014).

O caráter zoonótico da LVC amplia sua relevância epidemiológica, já que o mesmo agente etiológico, *L. infantum*, pode infectar seres humanos. Assim, o controle da doença depende de ações integradas no manejo dos cães, o combate aos vetores e a melhoria das condições ambientais e sanitárias (FARIA *et al.*, 2012; LIMA *et al.*, 2013).

Dessa forma, a epidemiologia da leishmaniose visceral canina está relacionada a interação entre agente, vetor, hospedeiro e ambiente. O conhecimento dos aspectos epidemiológicos é essencial para a formulação de políticas de vigilância e controle mais eficazes, o monitoramento contínuo da população canina, a triagem sorológica por métodos como RIFI e ELISA, e a educação sanitária da população, são medidas fundamentais para

reduzir a prevalência da infecção e reduzir os impactos da LVC sobre a saúde animal e pública (COSTA *et al.*, 2020; MARIGA *et al.*, 2021; MOTTA *et al.*, 2021).

2.2.3 Patogenia

A patogenia da leishmaniose visceral canina é complexa e multifatorial, envolvendo a interação entre o parasito, o sistema imune do hospedeiro e a resposta inflamatória. O agente etiológico, *Leishmania infantum*, ao ser inoculado na pele do cão durante o repasto do vetor infectado, é fagocitado por macrófagos e células dendríticas, onde se transforma em sua forma amastigota e passa a se multiplicar no interior dessas células (FARIA *et al.*, 2012; TAYLOR, 2016; URQUHART *et al.*, 2018). Os macrófagos infectados se disseminam via sistema linfático e sanguíneo, levando o parasita a órgãos ricos em células do sistema fagocítico mononuclear, como baço, fígado, medula óssea e linfonodos, locais característicos de intensa replicação parasitária e resposta inflamatória (GOMES *et al.*, 2019; MOTTA *et al.*, 2021).

O curso da infecção depende da eficácia da resposta imune do hospedeiro. A imunidade celular é considerada o principal mecanismo de controle da infecção, uma vez que a ativação de linfócitos T auxiliares do tipo Th1 estimula a produção de citocinas, como o interferon-gama (IFN- γ) e a interleucina-2 (IL-2), que ativam macrófagos e promovem a destruição intracelular do parasita (MOTTA *et al.*, 2021). Contudo, quando há predomínio da resposta humoral, caracterizada por ativação de linfócitos Th2 e produção excessiva de anticorpos, a infecção tende a progredir, visto que a imunidade mediada por anticorpos não é eficiente contra um agente intracelular como *Leishmania sp.* (URQUHART *et al.*, 2018; SILVEIRA *et al.*, 2021). Assim, o equilíbrio entre as respostas Th1 e Th2 determina se o cão apresentará a forma assintomática ou clínica da doença.

Nos cães com resposta imune ineficiente, o parasita se multiplica de forma descontrolada, levando à infecção generalizada e ao acometimento de múltiplos órgãos. O baço tende a torna-se hiperplásico devido à proliferação de células fagocíticas e linfóides, ocorrendo desorganização da arquitetura esplênica e aumento da atividade fagocitária (TAYLOR, 2016). O fígado pode apresentar infiltrado mononuclear e formação de granulomas, o que leva ao aumento do volume hepático e, em casos crônicos, à degeneração hepatocelular (URQUHART *et al.*, 2018). Já a medula óssea, frequentemente parasitada, pode sofrer depressão na atividade hematopoiética, o que justifica as alterações hematológicas observadas, como anemia e leucopenia em estágios avançados (URQUHART *et al.*, 2018; PINTO *et al.*, 2021).

A resposta imune exacerbada, com produção excessiva de anticorpos, leva à formação e deposição de imunocomplexos circulantes, responsáveis por grande parte das manifestações clínicas e laboratoriais da doença (ABRANTES *et al.*, 2018; MOTTA *et al.*, 2021). Esses imunocomplexos se depositam em diversos tecidos, incluindo rins, vasos e articulações, desencadeando processos inflamatórios e lesões teciduais. Nos rins, essa deposição resulta em glomerulonefrite imunomediada, principal causa de insuficiência renal crônica em cães com LVC, manifestando-se por proteinúria, azotemia e hipoalbuminemia (LIMA *et al.*, 2013; MERGEN *et al.*, 2023).

A inflamação sistêmica persistente e a ativação policlonal de linfócitos também contribuem para a hiperglobulinemia policlonal frequentemente observada em exames bioquímicos (MOTTA *et al.*, 2021; PINTO *et al.*, 2021). Esse aumento acentuado das globulinas, associado à diminuição dos níveis de albumina, reflete o estado inflamatório crônico e a intensa resposta imune humoral que caracteriza os casos clínicos (URQUHART *et al.*, 2018). Por outro lado, em cães assintomáticos, há melhor controle da replicação parasitária, com resposta Th1 mais efetiva e menor deposição de imunocomplexos (SILVA *et al.*, 2017).

Ou seja, a patogenia da leishmaniose visceral canina é marcada pela persistência do parasita no interior dos macrófagos e pela resposta imune desequilibrada do hospedeiro. A severidade das alterações histopatológicas e clínicas depende, portanto, do grau de parasitismo e do tipo de resposta imune desenvolvida. (FARIA *et al.*, 2012; URQUHART *et al.*, 2018; MOTTA *et al.*, 2021).

2.2.4 Manifestações clínicas

A leishmaniose visceral canina apresenta grande diversidade de manifestações clínicas, variando desde formas subclínicas, em que os cães permanecem assintomáticos por longos períodos, até quadros clínicos graves, com comprometimento sistêmico e risco de óbito (SILVA *et al.*, 2017; MOTTA *et al.*, 2021). Essa variação está relacionada à interação entre a virulência do parasito, o estado imunológico do hospedeiro e a intensidade da resposta imune desencadeada (URQUHART *et al.*, 2018). Cães com resposta imunológica predominantemente celular (perfil Th1) tendem a controlar a multiplicação parasitária e permanecer sem sintomas, enquanto aqueles com resposta humoral exacerbada (perfil Th2) desenvolvem as manifestações clínicas mais evidentes (MOTTA *et al.*, 2021).

Nos animais sintomáticos, os sinais clínicos são geralmente inespecíficos no início, progredindo gradualmente à medida que o quadro se agrava. Um dos achados mais constantes

é o emagrecimento progressivo, frequentemente acompanhado de apatia, anorexia e intolerância ao exercício, reflexos da resposta inflamatória crônica e do comprometimento orgânico sistêmico (FREITAS, 2022; MERGEN *et al.*, 2023). Alterações nos linfonodos periféricos, especialmente aumento de volume e consistência firme, são observadas com frequência e refletem a ativação do sistema imunológico e o acúmulo de macrófagos parasitados, caracterizando a linfadenomegalia (URQUHART *et al.*, 2018; GOMES *et al.*, 2019).

A esplenomegalia também é um achado comum e resulta da hiperplasia e congestão do tecido esplênico em resposta à infecção, sendo facilmente detectada durante o exame físico abdominal (TAYLOR, 2016). O fígado pode estar aumentado de volume e sensível à palpação devido à formação de granulomas e infiltrado inflamatório mononuclear, o que, em casos avançados, pode evoluir para hepatomegalia (URQUHART *et al.*, 2018). A palidez de mucosas é frequentemente relatada, estando associada à anemia normocítica normocrômica não regenerativa, decorrente da depressão medular e do processo inflamatório crônico (PINTO *et al.*, 2021).

Entre as alterações dermatológicas, as lesões cutâneas são consideradas um dos sinais mais característicos e de maior valor diagnóstico na LVC. Elas incluem alopecia difusa ou localizada, descamação, úlceras de bordas elevadas, hiperqueratose, dermatite esfoliativa e crostas, especialmente na face, orelhas e extremidades (MOTTA *et al.*, 2021; FREITAS, 2022). Em alguns casos, observa-se onicogribose, caracterizada pelo crescimento anormal das unhas, associada à inflamação crônica e distúrbios metabólicos (TAYLOR, 2016). O envolvimento ocular também é comum, podendo manifestar-se como conjuntivite, ceratoconjuntivite seca, uveíte anterior e, em casos graves, perda da visão (URQUHART *et al.*, 2018; MARIGA *et al.*, 2021).

As manifestações clínicas renais decorrem principalmente da deposição de imunocomplexos nos glomérulos, levando à glomerulonefrite e, posteriormente, à insuficiência renal crônica, que se manifesta por poliúria, polidipsia, proteinúria, azotemia e sinais urêmicos (LIMA *et al.*, 2013; MERGEN *et al.*, 2023). Já as alterações digestivas podem incluir vômitos, diarreia intermitente, aumento de volume abdominal e, ocasionalmente, melena, associada à lesão da mucosa gastrointestinal (URQUHART *et al.*, 2018).

Em alguns cães, são observadas alterações neurológicas, como convulsões, tremores e desorientação, possivelmente relacionadas a distúrbios metabólicos secundários à uremia ou a processos inflamatórios sistêmicos (TAYLOR, 2016). Alterações musculoesqueléticas também podem ocorrer, como claudicação e rigidez articular, decorrentes da deposição de

imunocomplexos em articulações e tecidos periarticulares, resultando em poliartrite imunomediada (SILVEIRA *et al.*, 2021).

Portanto, as manifestações clínicas da leishmaniose visceral canina refletem a natureza sistêmica da infecção e o desequilíbrio da resposta imune do hospedeiro. A presença de sinais como lesões cutâneas, linfadenomegalia, esplenomegalia, emagrecimento progressivo e alterações renais são mais frequentemente associados à LVC em cães (MOTTA *et al.*, 2021; FREITAS, 2022).

2.2.5 Diagnóstico Laboratorial

O diagnóstico da leishmaniose visceral canina (LVC) representa um desafio na rotina clínica veterinária devido à ampla variedade de manifestações clínicas e à semelhança dos sinais com outras enfermidades infecciosas e inflamatórias crônicas. A identificação precisa dos animais infectados requer a associação de dados clínicos, achados laboratoriais e testes específicos de detecção do agente ou de anticorpos (GOMES *et al.*, 2019; MOTTA *et al.*, 2021).

Os métodos diagnósticos podem ser classificados em parasitológicos, sorológicos e moleculares, cada um com suas vantagens e limitações. O diagnóstico parasitológico direto consiste na visualização das formas amastigotas do parasito em esfregaços de linfonodos, medula óssea ou baço, corados por Giemsa ou Panótico Rápido. Considera-se um método específico, porém pouco sensível, principalmente em infecções iniciais ou com baixa carga parasitária (TAYLOR, 2016; URQUHART *et al.*, 2018).

Entre os métodos sorológicos, os mais utilizados em programas de vigilância e diagnóstico são a Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) e o Ensaio Imunoenzimático (ELISA). A RIFI é considerada o teste padrão ouro no diagnóstico sorológico da LVC, apresentando alta especificidade e sensibilidade. O princípio da técnica baseia-se na detecção de anticorpos anti-*Leishmania* sp. presentes no soro canino, por meio da ligação com antígenos fixados em lâminas e revelação com conjugado fluorescente (SILVEIRA *et al.*, 2021; MOTTA *et al.*, 2021). Em cães com infecção ativa, a RIFI geralmente apresenta títulos elevados de anticorpos, que podem ser correlacionados com a evolução clínica e a intensidade da infecção (MOTTA *et al.*, 2021).

O ELISA é amplamente utilizado em laboratórios e campanhas de triagem por permitir a análise de grande número de amostras em curto tempo e por apresentar boa reprodutibilidade (NERY *et al.*, 2017; MARIGA *et al.*, 2021). Sua sensibilidade é comparável à da RIFI, embora resultados falso-positivos possam ocorrer em virtude de reações cruzadas

com outros protozoários, como *Trypanosoma cruzi*, especialmente em regiões onde a doença de Chagas é endêmica (MOTTA *et al.*, 2021).

Nos últimos anos, técnicas moleculares, como a reação em cadeia da polimerase (PCR) permitem a detecção direta do DNA do parasito em diferentes tipos de amostras biológicas, como sangue, medula óssea, pele e linfonodos (MOTTA *et al.*, 2021). Esse método apresenta alta sensibilidade mesmo em cães assintomáticos e pode ser utilizado como teste confirmatório. Contudo, seu custo e necessidade de infraestrutura especializada ainda limitam sua aplicação rotineira em muitos hospitais veterinários e laboratórios regionais (MARIGA *et al.*, 2021).

Os exames hematológicos e bioquímicos, embora não específicos, têm papel complementar importante no diagnóstico da LVC, pois ajudam a caracterizar o estado geral do paciente e o grau de comprometimento sistêmico. Entre as alterações hematológicas mais observadas estão anemia normocítica normocrômica não regenerativa, leucopenia, trombocitopenia e, ocasionalmente, pancitopenia, decorrentes da depressão medular e da resposta inflamatória crônica (URQUHART *et al.*, 2018; PINTO *et al.*, 2021). Já nos exames bioquímicos, destacam-se hiperproteinemia por hiperglobulinemia policlonal, hipoalbuminemia, elevação de ureia e creatinina e, em alguns casos, aumento de enzimas hepáticas como ALT e FA (LIMA *et al.*, 2013; MOTTA *et al.*, 2021).

Os resultados sorológicos e laboratoriais devem ser interpretados de forma conjunta, considerando o estágio clínico do animal e o contexto epidemiológico da região (MARIGA *et al.*, 2021). Em áreas endêmicas, a realização combinada dos testes RIFI e ELISA aumenta a confiabilidade do diagnóstico, permitindo identificar tanto cães com infecção ativa quanto em fase subclínica (SILVA *et al.*, 2017; MOTTA *et al.*, 2021). Além disso, a confirmação laboratorial é essencial para orientar condutas terapêuticas e epidemiológicas, contribuindo para a vigilância e o controle da doença.

2.2.6 Tratamento e Prevenção

O tratamento da leishmaniose visceral canina representa um grande desafio devido à natureza crônica da infecção e à dificuldade de eliminação completa do parasito. O objetivo terapêutico é reduzir a carga parasitária e controlar os sinais clínicos, melhorando a qualidade de vida do animal e diminuindo o risco de transmissão (TAYLOR, 2016; URQUHART *et al.*, 2018). Entre as drogas mais utilizadas no tratamento da LVC estão os antimoniais pentavalentes, como o antimoniato de meglumina, e o alopurinol, que atua como leishmaniostático, inibindo a síntese de purinas do parasita (TAYLOR, 2016). Esses

medicamentos são administrados de forma combinada e sob acompanhamento clínico, pois o tratamento pode apresentar efeitos colaterais, como distúrbios gastrointestinais e nefrotoxicidade.

O uso de anfotericina B tem sido indicado em casos refratários, devido à sua potente ação leishmanicida, embora apresente alto custo e risco de toxicidade renal, exigindo monitoramento laboratorial durante o tratamento (URQUHART *et al.*, 2018). Além da terapia específica, é fundamental instituir tratamento de suporte, que inclui correção de distúrbios hidroeletrólíticos, suplementação nutricional, controle de infecções secundárias e acompanhamento da função renal e hepática (LIMA *et al.*, 2013). O tratamento visa o controle clínico e não a erradicação parasitária completa, sendo comum a recidiva após interrupção do uso das medicações (TAYLOR, 2016; URQUHART *et al.*, 2018).

De acordo com Motta *et al.* (2021), o sucesso terapêutico está diretamente relacionado ao diagnóstico precoce, à adesão do tutor e ao acompanhamento contínuo do animal, pois os cães tratados inadequadamente podem continuar infectantes para o vetor. Por isso, o manejo clínico deve ser associado a medidas preventivas que reduzam o contato com os flebotomíneos e impeçam a disseminação da doença (MARIGA *et al.*, 2021).

As ações de prevenção e controle da leishmaniose visceral canina envolvem estratégias integradas que abrangem o hospedeiro, o vetor e o ambiente. O controle vetorial é considerado a medida mais eficaz para reduzir a incidência da doença, sendo recomendado o uso de coleiras com deltametrina a 4%, repelentes tópicos à base de piretróides e o manejo ambiental adequado, com eliminação de matéria orgânica e locais de abrigo dos vetores (LIMA *et al.*, 2013; MOTTA *et al.*, 2021).

2.3 MATERIAL E MÉTODOS

Para a seleção dos pacientes incluídos nesse estudo retrospectivo, foram avaliadas as fichas clínicas dos atendimentos de caninos do Hospital Veterinário Pet Dream, localizado na cidade de Recife, PE, Brasil, no período de janeiro de 2021 a agosto de 2025. Visando ao resgate dos números de registro dos prontuários de cães com histórico clínico compatível com leishmaniose e que foram submetidos a exames diagnósticos (como PCR, sorologia e pesquisa direta), foram incluídos apenas os pacientes cujo diagnóstico foi confirmado pelas técnicas de ELISA e/ou RIFI. Inicialmente, a amostragem foi composta por 252 pacientes, entre caninos reagentes e não reagentes. Foram excluídos do estudo os prontuários com informações incompletas e ausência de exames hematológicos, totalizando 141 pacientes, sendo 35 positivos e 106 negativos.

Realizou-se levantamento dos dados dispostos em prontuário para obtenção de informações relativas à idade, raça, sexo, dados de anamnese e dos exames físico geral e dermatológico, visando a caracterização das alterações dermatológicas e/ou sistêmicas. Os pacientes foram divididos em dois grupos: Grupo 01 – animais reagentes ELISA e/ou RIFI e Grupo 02 – animais não reagentes. Todos os dados dos exames hematológicos e bioquímicos de ambos os grupos foram tabulados: Volume Globular (VG), Hematócrito (Ht), Leucometria Global (LG), Proteína Plasmática Total (PPT) e a contagem de plaquetas. Para a avaliação da função renal, foram avaliados os parâmetros: ureia e creatinina. Todos os dados foram tabulados em planilha do programa Excel®, sendo calculado média e desvio padrão de todos os parâmetros.

2.4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Entre os 141 cães avaliados com suspeita de leishmaniose visceral canina entre 2021 e 2025, 35 apresentaram resultado positivo nos testes sorológicos (RIFI e/ou ELISA), representando 24,8% do total. Entre esses animais, observou-se uma distribuição equilibrada entre os sexos, com 17 machos (48,6%) e 18 fêmeas (51,4%). Essa proporção é semelhante à relatada em outros estudos, que indicam não haver predileção sexual significativa para a infecção por *Leishmania infantum* (LIMA *et al.*, 2013; MARIGA *et al.*, 2021). A ausência de diferença marcante entre machos e fêmeas sugere que a exposição ao vetor e o ambiente de criação têm maior influência na infecção do que fatores hormonais ou sexuais (MOTTA *et al.*, 2021).

A idade média dos animais sororeagentes foi de 4,68 anos, o que indica que a maioria se encontrava na fase adulta. Essa faixa etária coincide com os relatos de outros estudos, nos quais cães entre três e seis anos são os mais acometidos (LIMA *et al.*, 2013; MARIGA *et al.*, 2021). Cães jovens e idosos também podem ser infectados, mas os adultos são mais frequentemente diagnosticados, provavelmente porque o período de incubação da doença é longo e a infecção evolui de forma lenta e progressiva (MOTTA *et al.*, 2021). A distribuição das raças está disposta na Tabela 2, observou-se predomínio de animais sem raça definida, refletindo a maior representatividade dessa população canina no Brasil (MARIGA *et al.*, 2021; MERGEN *et al.*, 2023).

Tabela 2: Raças dos 35 animais sororeagentes para Leishmaniose

RAÇAS	NÚMERO DE ANIMAIS	PORCENTAGEM
SRD	12	34,29%
BORDER COLLIE	3	8,57%
BULLDOG FRANCÊS	2	5,71%
POODLE	2	5,71%
AKITA	1	2,86%
BEAGLE	1	2,86%
CHOW CHOW	1	2,86%
DACHSHUND	1	2,86%
DOBERMAN	1	2,86%
DOGO ARGENTINO	1	2,86%
FILA BRASILEIRO	1	2,86%
MALTÊS	1	2,86%
PASTOR ALEMÃO	1	2,86%
PASTOR BELGA	1	2,86%
PIT BULL	1	2,86%
ROTTWEILER	1	2,86%
SCHNAUZER	1	2,86%

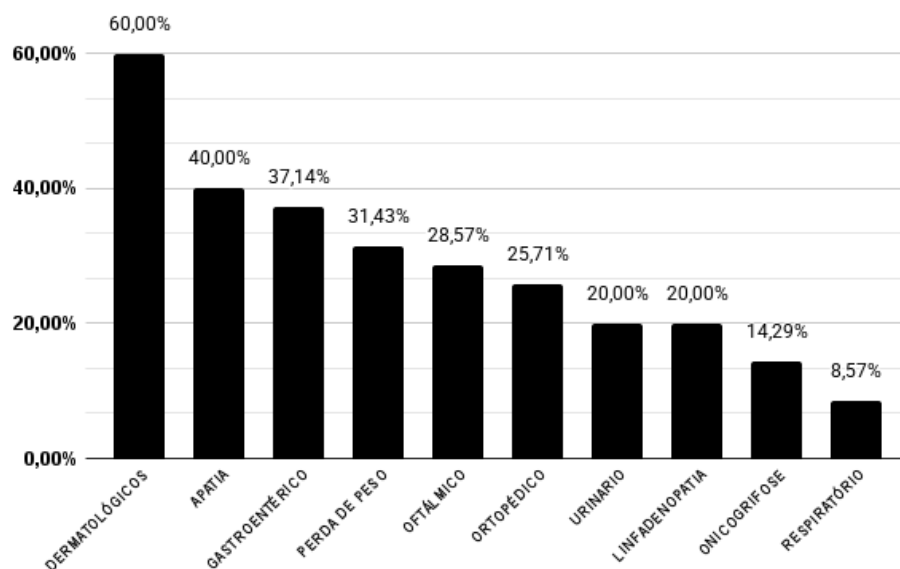
Fonte: Dados pessoais, 2025

Os sinais clínicos dos animais infectados estão dispostos no Gráfico 1. Esses resultados estão de acordo com a literatura, em cães com leishmaniose, os sintomas costumam se desenvolver de forma lenta e variar bastante entre os indivíduos, dependendo da resposta imunológica e do estágio da infecção. As lesões de pele, o emagrecimento e o aumento dos linfonodos são achados clássicos (TAYLOR, 2016; MOTTA *et al.*, 2021; FREITAS, 2022; MERGEN *et al.*, 2023). O predomínio das lesões dermatológicas, encontrado em mais da metade dos cães deste estudo, reforça o papel dessas alterações como um importante sinal de alerta para o clínico, já que, em áreas endêmicas, o envolvimento cutâneo é uma das manifestações mais comuns (MOTTA *et al.*, 2021; FREITAS, 2022).

As manifestações cutâneas estão entre os sinais clínicos mais comuns da leishmaniose visceral canina, variando de descamação seca e alopecia até úlceras e crostas, principalmente nas orelhas, focinho e extremidades (PINTO *et al.*, 2021; FREITAS, 2022). Essas lesões resultam da resposta inflamatória do hospedeiro à presença do parasita nos macrófagos da pele, levando a processos de dermatite crônica (MOTTA; EBERT; BATISTA, 2021). A dermatite esfoliativa e a alopecia simétrica são achados frequentes e auxiliam no

reconhecimento clínico da enfermidade (MERGEN; SOUZA, 2023). A pele, por concentrar grande número de parasitas, é também um dos principais tecidos utilizados para diagnóstico citológico e parasitológico (DE AGUIAR LIMA et al., 2013).

Gráfico 1: Comparação dos sinais clínicos dos 35 animais sororeagentes para Leishmaniose



Fonte: Dados pessoais, 2025

A presença de apatia, perda de peso e sinais digestivos observada em boa parte dos cães reflete o impacto sistêmico da doença. Esses sinais podem estar ligados tanto à inflamação persistente quanto ao comprometimento de órgãos como fígado, baço e medula óssea, locais onde o parasita costuma se multiplicar (TAYLOR, 2016; URQUHART *et al.*, 2018). Já as manifestações urinárias relatadas em 20% dos cães indicam possível comprometimento renal, muito comum em animais com a forma crônica da doença. Essa alteração ocorre devido à deposição de imunocomplexos nos glomérulos, que leva à glomerulonefrite e, em casos mais avançados, à insuficiência renal (LIMA *et al.*, 2013; MERGEN *et al.*, 2023). A onicogrifose, ainda que menos frequente, também aparece na literatura como um sinal característico da fase crônica da infecção (TAYLOR, 2016).

Tabela 3: Média e desvio padrão dos resultados do hemograma dos 35 animais sororeagentes para Leishmaniose e comparação com valores de referência

HEMOGRAMA	MÉDIA	DESVIO PADRÃO	VALORES DE REFERÊNCIA
HEMÁCIAS (10 ⁶)	5,19	1,66	5,5 - 8,5
HEMOGLOBINA (g/dl)	11,39	3,82	12 - 18
HEMATÓCRITO (%)	33,78	10,59	37 - 55
VCM (fl)	65,37	4,66	60 - 77
CHCM (%)	33,5	1,31	30 - 36
PLAQUETAS (/μl)	227.891	144.229	175.000 - 500.000
PPT (g/dl)	9	1,33	5,5 - 8
LEUCÓCITOS (/μl)	9.817	4.616	6.000 - 17.000

Fonte: Dados pessoais, 2025

Os exames laboratoriais dos cães sororeagentes mostraram alterações compatíveis com o que se conhece sobre a doença, mas também grande variação entre os indivíduos. Como demonstrado na Tabela 3, com valores de referência baseados em SCHALM's Veterinary Hematology (2010), foi observada anemia normocítica e normocrômica, o que sugere uma anemia associada à inflamação crônica e à redução da atividade da medula óssea. Esse tipo de anemia é descrita com frequência em cães com leishmaniose e está ligado tanto à ação direta do parasita na medula quanto ao efeito da resposta inflamatória prolongada (TAYLOR, 2016; URQUHART *et al.*, 2018; PINTO *et al.*, 2021). A variação ampla nos resultados indica que alguns cães estavam em fases mais iniciais da infecção, enquanto outros apresentavam doença mais avançada.

A contagem de plaquetas apresentou média dentro do valor de referência, contudo com grande desvio padrão, o que indica parte dos animais com trombocitopenia discreta a moderada. De acordo com Mergen *et al.* (2023) e Motta *et al.* (2021), a redução plaquetária pode estar relacionada a mecanismos imunomediados que promovem a destruição periférica das plaquetas, além de hiperesplenismo e depressão medular secundária à inflamação crônica. Em alguns casos, pode haver também consumo plaquetário devido a processos vasculares inflamatórios, o que contribui para a diminuição das contagens.

Já a proteína plasmática total mostrou valores acima do valor de referência. A hiperproteinemia, geralmente causada por hiperglobulinemia policlonal, uma resposta exagerada do sistema imune com produção intensa de anticorpos. Esse aumento costuma vir acompanhado de hipoalbuminemia, consequência da perda de albumina pelos rins ou da diminuição da sua produção pelo fígado (LIMA *et al.*, 2013; PINTO *et al.*, 2021). O achado

reforça o predomínio de uma resposta imune humoral intensa nos cães sororeagentes, o que também explica a sororreatividade observada nos testes RIFI e ELISA (MOTTA *et al.*, 2021).

A leucometria total dos cães avaliados apresentou valor médio dentro dos valores de referência, contudo, com grande desvio padrão. A literatura descreve a resposta leucocitária dependente de fatores como estágio clínico da doença, a intensidade da resposta imunológica e a presença de coinfeções (MOTTA *et al.*, 2021; COSTA *et al.*, 2020). Dessa forma, segundo Mergen *et al.* (2023) e Freitas (2022), casos de leucocitose podem ocorrer em fases mais ativas ou inflamatórias da doença, devido ao estímulo antigênico persistente e liberação de citocinas pró-inflamatórias. Já a leucopenia, está relacionada à depressão medular, à destruição imunomediada ou à redistribuição leucocitária, especialmente em infecções crônicas. Assim como, devido à hiperplasia esplênica e a infiltração parasitária na medula óssea, que comprometem a produção de leucócitos (TAYLOR, 2016; URQUHART *et al.*, 2018).

Foi realizada a avaliação da função renal, sendo observada elevação nos níveis de ureia e creatinina, demonstrado na Tabela 4, com valores de referências retirados de SCHALM's Veterinary Hematology (2010). Essa alteração está diretamente associada à glomerulonefrite imunomediada e pode progredir para insuficiência renal, sendo uma das principais causas de mortalidade na LVC (LIMA *et al.*, 2013; MERGEN *et al.*, 2023). O desvio-padrão alto mostra que nem todos os cães apresentavam lesão renal evidente, mas que havia casos mais graves com valores muito aumentados.

Tabela 4: Média e desvio padrão dos exames bioquímicos (ureia e creatinina) dos 35 animais sororeagentes para Leishmaniose e comparação com valores de referência

BIOQUÍMICO	MÉDIA	DESVIO PADRÃO	VALORES DE REFERÊNCIA
UREIA	96,83	132,8	21 - 59,9
CREATININA	2,51	4,98	0,5 - 1,5

Fonte: Dados pessoais, 2025

Esses resultados coincidem com o perfil hematológico e bioquímico relatado em outros estudos brasileiros, que também apontam a anemia, a hiperglobulinemia e as alterações renais como achados consistentes em cães infectados (MOTTA *et al.*, 2021; MARIGA *et al.*, 2021; PINTO *et al.*, 2021).

Mesmo com algumas limitações, os achados reforçam que a anemia leve a moderada, aumento de proteínas plasmáticas, alterações plaquetárias e distúrbios renais é típico de cães com leishmaniose visceral. O acompanhamento com exames laboratoriais periódicos, avaliação renal e tratamento adequado pode melhorar o prognóstico e a qualidade de vida desses animais (LIMA et al., 2013; URQUHART *et al.*, 2018; MOTTA *et al.*, 2021).

2.5 CONCLUSÃO

Sendo assim, os animais sororeagentes apresentaram principalmente lesões dermatológicas e apatia, além de anemia, trombocitopenia e elevação nos valores de ureia e creatinina. Diante da situação endêmica no estado, o controle da leishmaniose requer uma abordagem integrada que uma vigilância, controle do vetor, educação sanitária e conscientização da população, visando reduzir a disseminação da doença e preservar a saúde dos cães e da população.

Assim, os dados obtidos neste estudo contribuem para a compreensão do perfil clínico e laboratorial da leishmaniose visceral canina em Recife – PE, reforçando o papel dos hospitais veterinários como pontos estratégicos de vigilância epidemiológica. A continuidade das pesquisas e o monitoramento constante dos casos são essenciais para a adoção de ações de controle mais eficazes, reduzir a transmissão e melhorar o bem-estar dos cães acometidos.

2.6 REFERÊNCIAS

- ABRANTES, Tuarne Rotti et al. Fatores ambientais associados à ocorrência de leishmaniose visceral canina em uma área de recente introdução da doença no Estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Cadernos de Saúde Pública*, v. 34, p. e00021117, 2018. Disponível em: <https://www.scielo.org/article/csp/2018.v34n1/e00021117/pt/>. Acesso em: 1 nov. 2025.
- BATISTA, Aksa Ingrid Vieira et al. Leishmaniose em animais silvestres, sinantrópicos e domésticos na Ilha de Itamaracá, Pernambuco, Nordeste do Brasil. *Research, Society and Development*, v. 11, n. 4, p. e28511426659-e28511426659, 2022. Disponível em: <https://rsdjournal.org/rsd/article/view/26659/23916>. Acesso em: 1 nov. 2025.
- COSTA, Graciele Pereira; NUNES, Gabriela Silva; FERREIRA, Márcio Augusto; SOUSA, Ricardo Lopes. Métodos de diagnóstico da leishmaniose canina: revisão de literatura. *Saber Científico*, Porto Velho, v. 9, n. 2, p. 95-104, 2020. Disponível em: <https://periodicos.saolucas.edu.br/resc/article/view/1497/1193>. Acesso em: 1 nov. 2025.

FARIA, Angélica Rosa; ANDRADE, Hélida Monteiro de. Diagnóstico da Leishmaniose Visceral Canina: grandes avanços tecnológicos e baixa aplicação prática. *Revista Pan-Amazônica de Saúde*, Ananindeua, v. 3, n. 2, p. 47-57, 2012. Disponível em: <https://ojs.iec.gov.br/rpas/article/view/901/697>. Acesso em: 1 nov. 2025.

FREITAS, Adriana. Leishmaniose visceral canina: revisão. *Pubvet*, Londrina, v. 16, n. 10, 2022. Disponível em: <https://www.pubvet.com.br/uploads/c8aa3d1759d7762faeb81d57ce7b4481.pdf>. Acesso em: 1 nov. 2025.

GOMES, Fabiana Teodoro et al. Levantamento parasitológico e sorológico de Leishmaniose em cães da Unidade de Controle de Zoonoses (UCZ) de Guaraí (TO). *Medicus*, v. 1, n. 1, p. 1-9, 2019. Disponível em: <https://cognitionis.inf.br/index.php/medicus/article/view/CBPC2674-6484.2019.001.0001/9>. Acesso em: 1 nov. 2025.

LIMA, Camila de Aguiar; RODRIGUES, Fernanda Alves; SOUZA, Paulo Henrique; CARVALHO, Tatiane Almeida. Diagnóstico da leishmaniose visceral canina: uma revisão. *Pubvet*, Londrina, v. 7, p. 2565-2677, 2013. Disponível em: <http://www.pubvet.com.br/uploads/4ac9ae71b590cb87702bc03d1f2d1327.pdf>. Acesso em: 1 nov. 2025.

MARIGA, Carollina; SEGUNDO, Daniel Duarte Guerra; ANDRADE, Camila Mota; KRAUSE, Amanda; PINTO FILHO, Silvio Tadeu Lopes. Prevalência e perfil de cães positivos para leishmaniose em um hospital veterinário do Rio Grande do Sul (2017–2019). *Pubvet*, Londrina, v. 15, p. 1-12, 2021. Disponível em: <https://www.researchgate.net/publication/351088115>. Acesso em: 1 nov. 2025.

MERGEN, Maria Eduarda; SOUZA, Mariana Martins de. Leishmaniose visceral canina: métodos diagnósticos e tratamento na atualidade — revisão de literatura. *Revista JRG de Estudos Acadêmicos*, São Paulo, v. 6, n. 13, p. 1024-1036, 2023. Disponível em: <https://revistajrg.com/index.php/jrg/article/view/652>. Acesso em: 1 nov. 2025.

MOTTA, Leonardo; EBERT, Kaio; BATISTA, Keila. Diagnóstico imunológico e molecular da Leishmaniose Visceral Canina: revisão. *Pubvet*, Londrina, v. 15, n. 8, p. 1-7, 2021.

Disponível em: <https://www.researchgate.net/publication/353746804>. Acesso em: 1 nov. 2025.

NERY, Gabriela et al. Avaliação da infectividade parasitária a *Lutzomyia longipalpis* por xenodiagnóstico em cães tratados para leishmaniose visceral naturalmente adquirida. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, v. 37, p. 701-707, 2017. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/pvb/a/TWqbZLQzYnwpL6qfFSPSRDp/?format=html&lang=pt>. Acesso em: 1 nov. 2025.

PINTO, Gabriela de Oliveira Alves; XAVIER, Gabriela Rodrigues; GOUVEIA, Isabelle da Silva; FREITAS, Isabela Dias de Almeida; TEIXEIRA, Mariana Nunes. Achados laboratoriais em cães com leishmaniose visceral – revisão de literatura. *Revista Multidisciplinar em Saúde*, [S. l.], v. 2, n. 3, p. 29, 2021. Disponível em: <https://www.editoraime.com.br/revistas/rem/article/view/1843>. Acesso em: 1 nov. 2025.

RODRIGUES, Ana Caroline M. et al. Epidemiologia da leishmaniose visceral no município de Fortaleza, Ceará. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, v. 37, p. 1119-1124, 2017. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/pvb/a/jSmCd5MdsRXwHYrXsSRzFXv/?format=html&lang=pt>. Acesso em: 1 nov. 2025.

SILVA, J. D., Melo, D. H. M., Costa, J. A. G., Costa, D. F., Silva, R. B. S., Melo, M. A., Azevedo, S. S., & Alves, C. J.. Leishmaniose visceral em cães de assentamentos rurais. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, 37(11), 1292-1298, 2017. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/pvb/a/77kHYLQ657FXR9S6kLQDH3z/?format=html&lang=pt>. Acesso em: 1 nov. 2025.

SILVEIRA, Nathalia Saynovich Dutra et al. Leishmaniose visceral em cães. *Acta Scientiae Veterinariae*, v. 49, n. 1, p. 610, 2021. Disponível em: https://seer.ufrgs.br/Acta_Scientiae_Veterinariae/article/download/106853/pdf/0. Acesso em: 1 nov. 2025.

SOUZA, Zilyane Cardoso de; BRANDESPIM, Daniel Friguglietti; AGRA, Maria Cláudia Ribeiro; SIMÕES-MATTOS, Lucilene. LEISHMANIOSE VISCERAL CANINA E HUMANA EM CARUARU, PERNAMBUCO, NO PERÍODO DE 2005 A 2010. *Revista de Patologia Tropical / Journal of Tropical Pathology*, Goiânia, v. 43, n. 1, p. 57–68, 2014. DOI:

10.5216/rpt.v43i1.29372. Disponível em: <https://revistas.ufg.br/iptsp/article/view/29372>.

Acesso em: 1 nov. 2025.

TAYLOR, Michael Ashar; COOP, Ronald Lloyd; WALL, Richard Lewis. *Parasitologia veterinária*. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2016. 1032 p.

URQUHART, Gordon M.; ARMOUR, John; DUNCAN, James L.; DUNN, Andrew M.; JENNINGS, F. W. *Parasitologia veterinária*. 9. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2018. 493 p.