



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE RESIDÊNCIA PROFISSIONAL DE SAÚDE EM MEDICINA
VETERINÁRIA**

MARIA DE LARA OLIVEIRA LIMA

**RELATÓRIO DE CONCLUSÃO DO PROGRAMA DE RESIDÊNCIA EM ÁREA
PROFISSIONAL DE SAÚDE EM MEDICINA VETERINÁRIA - MEDICINA
VETERINÁRIA PREVENTIVA - DOENÇAS PARASITÁRIAS: Inquérito
soroepidemiológico para detecção de anticorpos anti-*Trypanosoma cruzi* em cães
provenientes de Camaragibe, Pernambuco**

RECIFE

2022

MARIA DE LARA OLIVEIRA LIMA

**RELATÓRIO DE CONCLUSÃO DO PROGRAMA DE RESIDÊNCIA EM ÁREA
PROFISSIONAL DE SAÚDE EM MEDICINA VETERINÁRIA - MEDICINA
VETERINÁRIA PREVENTIVA - DOENÇAS PARASITÁRIAS: Inquérito
soroepidemiológico para detecção de anticorpos anti-*Trypanosoma cruzi* em cães
provenientes de Camaragibe, Pernambuco**

Trabalho de Conclusão de Residência
submetido ao Programa de Residência
Profissional de Saúde em Medicina Veterinária
da Universidade Federal Rural de Pernambuco,
como requisito para a obtenção de título de
Especialização em Doenças Parasitárias.

Tutor: Leucio Câmara Alves

Preceptor: Carlos Adriano de Santana Leal

RECIFE

2022

FICHA CATALOGRÁFICA

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Sistema Integrado de Bibliotecas da UFRPE
Biblioteca Central, Recife-PE, Brasil

L732a Lima, Maria de Lara Oliveira

Relatório de conclusão do Programa de Residência em Área Profissional de Saúde em Medicina Veterinária - Medicina Veterinária Preventiva - Doenças Parasitárias: Inquérito soropidemiológico para detecção de anticorpos anti-*Trypanosoma cruzi* em cães provenientes de Camaragibe, Pernambuco / Maria de Lara Oliveira Lima. – 2022. 41 f.

Orientador: Leucio Câmara Alves.

Trabalho de Conclusão de Curso (Residência) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Programa de Residência em Área Profissional da Saúde, Medicina Veterinária, Departamento de Medicina Veterinária, Recife, BR-PE, 2022.

Inclui referências.

1. Doença de Chagas 2. Diagnóstico 3. Epidemiologia 4. Zoonose.
I. Alves, Leucio Câmara orientador II. Título

CDD 636.089

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE RESIDÊNCIA PROFISSIONAL DE SAÚDE EM MEDICINA
VETERINÁRIA

Relatório de conclusão do Programa de Residência em Área Profissional de Saúde em
Medicina Veterinária - Medicina Veterinária Preventiva - Doenças Parasitárias
elaborado por: MARIA DE LARA OLIVEIRA LIMA

Aprovado em 23/02/2022

BANCA EXAMINADORA

Dr. Leucio Câmara Alves
Presidente

Dr. Alexandro Íris Leite
Membro examinador

Me. Winny Gomes de Oliveira Silva
Membro examinador

RECIFE

2022

“O cavalo prepara-se para o dia da batalha;
mas do Senhor vem a vitória.” (Pv. 21:31)

RESUMO

O Programa de Residência em Área Profissional de Saúde em Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE) foi desenvolvido com o intuito de preparar os Médicos Veterinários para o serviço em sua área específica de conhecimento. O programa apresenta uma modalidade de ensino de pós-graduação *lato sensu*, com regime de tempo integral e duração de 24 meses. O presente relatório tem como objetivo descrever as atividades teórico-práticas desenvolvidas durante a residência, no período de março de 2020 a fevereiro de 2022, totalizando uma carga horária de 5.760 horas, divididas em duas grandes áreas de concentração, uma específica e uma comum a todos os profissionais do programa. A carga horária desenvolvida na área específica Medicina Veterinária preventiva – Doenças Parasitárias, foi de 4.800 horas, dedicadas a rotina do Laboratório de Doenças Parasitárias da UFRPE bem como ao desenvolvimento de disciplinas teóricas durante todo o período da residência, e 960 horas foram desenvolvidas na Saúde Pública, distribuídas nas áreas de Vigilância em Saúde e Atenção Básica em Saúde (NASF-AB) no município de Recife, Pernambuco. Ademais, foi realizado um trabalho sobre “Inquérito soroepidemiológico para detecção de anticorpos anti-*Trypanosoma cruzi* em cães provenientes de Camaragibe, Pernambuco”.

ABSTRACT

The Residency Program in the Professional Health Area in Veterinary Medicine at the Federal Rural University of Pernambuco (UFRPE) was developed with the aim of preparing Veterinarians for the service in their specific area of knowledge. The program presents a *lato sensu* postgraduate teaching modality, with a full-time regime and duration of 24 months. This report aims to describe the theoretical-practical activities developed during the residency, from March 2020 to February 2022, totaling a workload of 5,760 hours, divided into two major areas of concentration, one specific and one common to all program professionals. The workload developed in the specific area of Preventive Veterinary Medicine - Parasitic Diseases, was 4,800 hours, dedicated to the routine of the Laboratory of Parasitic Diseases at UFRPE as well as the development of theoretical disciplines throughout the residency period, and 960 hours were developed in Public Health, distributed in the areas of Health Surveillance and Primary Health Care (NASF-AB) in the city of Recife, Pernambuco. Moreover, a research about “Seroepidemiological survey for detection of anti-*Trypanosoma cruzi* antibodies in dogs from Camaragibe, Pernambuco” was made.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1 – Municípios da região metropolitana de Recife, com destaque em verde para a cidade de Camaragibe.....35
- Figura 2 – Amostra reagente na Reação de Imunofluorescência Indireta para *T. cruzi*. (A) Diluição de 1:20 (B) Diluição de 1:40.....35
- Figura 3 – Fatores ambientais observados em Aldeia, Camaragibe.....37

LISTA DE TABELAS

Tabela 1	– Parasitos gastrintestinais encontrados em pequenos animais no período de março de 2020 a fevereiro de 2022 no Laboratório de Doenças Parasitárias da Universidade Federal Rural de Pernambuco.....	20
Tabela 2	– Parasitos gastrintestinais encontrados em grandes animais no período de março de 2020 a fevereiro de 2022 no Laboratório de Doenças Parasitárias da Universidade Federal Rural de Pernambuco.....	20

SUMÁRIO

Capítulo 1 - Atividades da Residência em Área Profissional de Saúde em Medicina Veterinária: Medicina Veterinária Preventiva – Doenças Parasitárias

1	INTRODUÇÃO	12
2	LOCAIS DE EXERCÍCIO DA RESIDÊNCIA	13
3	ATIVIDADES DESENVOLVIDAS	14
3.1	Atividades teórico e teórico-práticas	14
3.2	Atividades práticas	14
3.2.1	Atividades desenvolvidas no Laboratório de Doenças Parasitárias	15
3.2.1.1	Pesquisa de hemoparasitos	15
3.2.1.2	Exame parasitológico de pele	16
3.2.1.3	Pesquisa de microfilárias circulantes	17
3.2.1.4	Exame parasitológico de urina	17
3.2.1.5	Identificação taxonômica de parasitos	18
3.2.1.6	Exame coproparasitológico	18
3.2.1.7	Ambulatório de Leishmaniose Visceral Canina	21
3.2.1.7.1	Diagnóstico de Leishmaniose Visceral Canina	21
a	Teste imunocromatográfico.....	22
b	Punção de medula óssea.....	22
c	Punção de linfonodos por capilaridade.....	22
d	Citologia esfoliativa de pele.....	23
e	Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI)	23
3.2.1.7.2	Acompanhamento Ambulatorial	24
3.2.2	Atividades em Saúde Pública	24
3.2.2.1	Atividades desenvolvidas na Vigilância em Saúde (VS)	25
3.2.2.2	Atividades desenvolvidas no Núcleo Ampliado à Saúde da Família e Atenção Básica (NASF-AB)	26
3.2.2.3	Atividades desenvolvidas no Centro de Vacinação para Covid-19	27
4	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	27

Capítulo 2 - Inquérito soropidemiológico para detecção de anticorpos anti-*Trypanosoma cruzi* em cães provenientes de Camaragibe, Pernambuco (Short communication)

CAPÍTULO I

**Atividades da Residência em Área Profissional de Saúde em Medicina Veterinária:
Medicina Veterinária Preventiva – Doenças Parasitárias**

1. INTRODUÇÃO

A Residência Multiprofissional em Saúde (RMS) é uma formação em nível de pós-graduação de modalidade *lato sensu* voltada para a educação em serviço e abrangendo as profissões da área da saúde (SILVA, 2018). Conforme a Resolução CNS nº 287, de 08 de outubro de 1998, tais programas englobam: Biomedicina, Ciências Biológicas, Educação Física, Enfermagem, Farmácia, Fisioterapia, Fonoaudiologia, Medicina Veterinária, Nutrição, Odontologia, Psicologia, Serviço Social e Terapia Ocupacional.

A primeira experiência com RMS aconteceu a 46 anos, em 1976, no Rio Grande do Sul e chamava-se Residência Integrada em Saúde Coletiva. A mesma contemplava a formação integrada de assistentes sociais, enfermeiros, médicos e médicos veterinários (UEBEL et al., 2003; BRASIL, 2006). Entretanto, somente em 2005 que a RMS é instituída legalmente como modalidade de formação para o Sistema Único de Saúde (SUS) pela Portaria Interministerial nº 2.117/2005 e apenas a partir de 2010 que houve uma franca expansão dos programas de RMS (SILVA, 2018).

O Programa de Residência em Área Profissional de Saúde em Medicina Veterinária da UFRPE, no seu formato atual, foi aprovado pelo MEC em 2014 e tem como objetivo capacitar Médicos Veterinários ao exercício profissional por meio do treinamento intensivo em serviço sob tutoria e preceptoria de profissionais qualificados, atualizando-os quanto aos novos conceitos teóricos e teórico-práticos e fornecendo visão interdisciplinar, paralelamente à prestação de serviços à comunidade no geral.

O programa possui um regime de atuação em tempo integral e duração de 24 meses, equivalendo a uma carga horária mínima de 5.760 horas, sendo distribuídas em atividades teóricas, teórico-práticas e práticas. Além disso, um diferencial no Programa de Residência de Recife é que há uma carga horária mínima de 960 horas de atividades em saúde pública distribuídas nas áreas de Vigilância em Saúde e Atenção Básica em Saúde (NASF-AB).

A residência conta com 11 áreas distintas de atuação, sendo elas: Clínica Médica de Pequenos Animais, Clínica Cirúrgica de Pequenos Animais, Anestesiologia de Pequenos Animais, Diagnóstico por Imagem, Clínica Médica, Cirúrgica e da Reprodução de Grandes Animais, Medicina Veterinária Preventiva composta por: Doenças Parasitárias, Víruses, Bacterioses, Saúde Pública, Patologia Clínica Veterinária e Patologia Veterinária.

O objetivo do presente relatório foi descrever as atividades realizadas no período de março de 2020 a fevereiro de 2022, referentes a atuação na área de Medicina Veterinária

Preventiva - Doenças Parasitárias do Programa de Residência em Área Profissional de Saúde em Medicina Veterinária da UFRPE, bem como expor os resultados da pesquisa desenvolvida durante a residência profissional, intitulado “Inquérito soroepidemiológico para detecção de anticorpos anti-*Trypanosoma cruzi* em cães provenientes de Camaragibe, Pernambuco”.

2. LOCAIS DE EXERCÍCIO DA RESIDÊNCIA

O exercício da Residência em Área Profissional de Saúde em Medicina Veterinária ocorreu em três locais distintos. Em sua maior parte, foi desenvolvido no Laboratório de Doenças Parasitárias, que é parte integrante e indispensável do Hospital Veterinário da UFRPE, localizando no Departamento de Medicina Veterinária – DMV, campus Recife, localizada na Rua Dom Manuel de Medeiros, s/n, Dois Irmãos, Recife, Pernambuco. O funcionamento do Hospital Veterinário é de segunda-feira a sexta-feira das 8h às 18h.

As atividades relacionadas à saúde pública foram desenvolvidas no primeiro ano de residência no Distrito Sanitário III, localizado na rua Xavantes, 205, no bairro de Casa Amarela, Recife, Pernambuco. Foram realizados rodízios de vivência em diversos setores deste mesmo local, como a Vigilância Ambiental, Epidemiológica, Sanitária e Atenção Básica (NASF-AB), cobrindo os bairros de Sítio dos Pintos, Dois irmãos, Apipucos, Alto do Mandu, Monteiro, Casa Amarela, Poço da Panela, Casa Forte, Santana, Parnamirim, Tamarineira, Jaqueira, Graças, Aflitos e Derby.

Com o surgimento das vacinas para Covid-19, Centros de Vacinação foram criados por toda a cidade do Recife, dentre eles o Centro de Vacinação para Covid-19 da UFRPE, gerenciado pelo Distrito Sanitário III, localizado na Rua Dom Manuel de Medeiros, s/n, Portaria Z4, Dois Irmãos, Recife, Pernambuco. No segundo ano da residência foram desenvolvidas atividades nesse local em alguns dias da semana devido a escala de rodízio que estava sendo realizada no Hospital Veterinário da UFRPE, sendo uma forma de suprir a carga horária, bem como contribuir como profissional capacitado com as atividades de Saúde Única na Campanha de Vacinação para Covid-19.

3. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

3.1 Atividades teórico e teórico-práticas

As atividades teóricas e teórico-práticas corresponderam a 20% da carga horária total da residência, e foram compostas por disciplinas obrigatórias comuns a todas as áreas e por disciplinas optativas, compreendendo uma carga horária mínima de 1.152 horas. As disciplinas obrigatórias ofertadas foram: Bioestatística, Bioética e Ética Profissional em Medicina Veterinária, Epidemiologia e Medicina Veterinária Preventiva, Integração Ensino e Serviço, Metodologia Científica, Políticas Públicas de Saúde e Seminário de Conclusão de Residência. Foi realizado também as disciplinas optativas de Dermatologia de cães e gatos, Nefrologia de Urologia de Pequenos Animais, Oftalmologia Veterinária e Procedimentos de Coleta de Material para Diagnóstico de Doenças em Animais.

3.2 Atividades práticas

As atividades práticas corresponderam a 80% carga horária total da residência, compreendendo 4.842 horas, sendo distribuídas da seguinte forma: 3.728 horas foram desenvolvidas no Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais Domésticos, bem como em atividades ambulatoriais no Hospital Veterinário da UFRPE, e 960 horas foram destinadas à realização das atividades na Saúde Pública, nas áreas de Vigilância em Saúde e no Núcleo Ampliado de Saúde da Família e Atenção Básica (NASF-AB).

Com a pandemia da Covid-19 e o aumento gradativo dos casos positivos e mortes, a UFRPE tomou medidas de restrições e isolamento, como o fechamento do campus para atividades presenciais de ensino, pesquisa e extensão, incluindo o atendimento do Hospital Veterinário no período de março de 2020 a dezembro de 2020, quando as atividades do Hospital e da pesquisa foram retornando gradativamente seguindo as recomendações do Comitê Covid da Universidade. As recomendações se mantiveram durante todo o período de residência, dessa forma, houve uma redução na carga horária trabalhada por todos os residentes do programa, conseqüentemente, uma perda no aproveitamento e aprendizado em suas respectivas áreas de atuação.

3.2.1 Atividades desenvolvidas no Laboratório de Doenças Parasitárias

O Laboratório de Doenças Parasitárias oferece os seguintes serviços: pesquisa de hematozoários, pesquisa de microfilárias circulantes, exame parasitológico de pele, exames coproparasitológicos, parasitológico de urina, identificação taxonômica de parasitos e coleta de material biológico para diagnóstico da Leishmaniose Visceral Canina. Foram ainda realizadas atividades de pesquisa contribuindo com os discentes de Mestrado e Doutorado em seus projetos e auxiliando em aulas teóricas da disciplina de Doenças Parasitárias dos Animais Domésticos, sob tutoria do professor Dr. Leucio Câmara Alves.

3.2.1.1 Pesquisa de hemoparasitos

A pesquisa de hemoparasitos geralmente é realizada através da observação ao microscópio óptico de um esfregaço sanguíneo. É um exame específico, porém de baixa sensibilidade, sendo encontrado em apenas 2% dos animais com infecção aguda (SOUZA et al., 2009; DÓRIA et al., 2016; CARVALHO et al., 2017).

Na rotina clínica o esfregaço sanguíneo é utilizado para identificação dos parasitos *Anaplasma platys*, *Anaplasma marginale*, *Hepatozoon canis*, *Ehrlichia canis* e *Babesia vogeli*, *Babesia bovis* e *Babesia bigemina*, por ser rápido e possuir baixo custo (LASTA et al., 2009; SOUZA et al., 2009; MAGALHÃES, 2012; CARVALHO et al., 2017). A lâmina pode ser confeccionada utilizando sangue da veia jugular ou sangue periférico (membros, ponta de orelha) armazenados em tubo plástico contendo um anticoagulante, sendo regularmente utilizado o ácido etilenodiamino tetra-acético (EDTA).

No Laboratório de Doenças Parasitárias as amostras de sangue devem ser recebidas juntamente com uma requisição do Médico Veterinário solicitante contendo todas as informações do animal e especificando os exames que devem ser realizados. Após avaliar a qualidade da amostra, em uma lâmina de vidro para microscopia deposita-se uma gota de sangue e com o auxílio de uma lâmina ou lamínula extensora, posicionada em um ângulo de 30° a 45°, faz-se um movimento contínuo e homogêneo para a frente até espalhar toda a amostra sobre a lâmina. Após secagem, a lâmina é corada pelo método de panótico rápido e examinada ao microscópio óptico nas objetivas de 40x e 100x.

No período de março de 2020 a fevereiro de 2022 foram realizados 38 exames de pesquisa de hemoparasitos e identificou-se apenas uma amostra positiva para *Erlichia canis*, correspondendo a 2,63% (1/38).

3.2.1.2 Exame parasitológico de pele

A pele dos animais está exposta a uma variedade de parasitos, por isso os exames parasitológicos de pele são de grande importância para a rotina clínica, sendo uma prática de triagem dermatológica indispensável por auxiliar na investigação de ácaros. Esse exame pode ser realizado através de raspado cutâneo superficial e profundo, swab auricular e teste da fita de acetato (PEREIRA, 2012; MADUREIRA; BRUM, 2017).

Os principais ácaros visualizados através do exame parasitológico de pele são: *Demodex canis*, *Sarcoptes scabiei*, *Notoedres cati*, *Otodectes cynotis*, *Psoroptes ovis*, *Knemidocoptes* sp., *Chorioptes bovis* e *Lynxacarus radovskyi* (ROCHA et al., 2008). Além disso, é possível identificar ectoparasitos como piolhos, carrapatos e larvas de moscas (BEZERRA et al., 2010).

O material pode ser coletado de diversas partes do corpo do animal, especialmente nos animais com sinais clínicos. Normalmente a coleta é feita por meio da escarificação da pele do animal com uso do bisturi, fazendo de preferência uma dobra na pele e uma compressão para facilitar a saída dos ácaros. O material obtido é depositado em lâminas de vidro e vedado com esparadrapo ao redor das bordas, para que possa ser encaminhado ao laboratório juntamente com a requisição devidamente preenchida pelo Médico Veterinário (HAORTA; VAL, 2013).

Dependendo da suspeita em relação a espécie do ácaro que está acometendo o paciente, a técnica de coleta é modificada, como na pesquisa de *O. cynotis*, em que a coleta deve ser realizada com swab estéril e o material é depositado por rolamento deste em lâmina de vidro, e nos casos suspeitos de *L. radovskyi*, em que a melhor amostra são os pelos do animal, que devem ser removidos e acondicionados entre lâminas de vidro vedadas com fita gomada (HAORTA; VAL, 2013).

Após o recebimento e registro da amostra, a mesma é clarificada com Hidróxido de Potássio (KOH) a 10% ou imersa em óleo mineral, para melhor visualização dos ácaros sob microscopia óptica.

Foram realizados no período de residência 23 exames parasitológicos de pele, dos quais 13,04% (3/23) foram positivos. Dentre as amostras positivas, identificou-se 4,35% (1/23) de *Damalinia caprae*; 8,70% (2/23) *Demodex canis*.

3.2.1.3 Pesquisa de microfilárias circulantes

O teste de Knott modificado é utilizado para detectar a presença de microfilárias circulantes em sangue periférico através da concentração das mesmas. Dentro das limitações do teste está a dificuldade de diferenciar larvas de *Dirofilaria immitis* e *Acantocheilonema reconditum*, sendo a primeira de maior importância para a Medicina Veterinária (BULANTI, 2005; VIEIRA et al., 2020).

Para realização da técnica é necessário que a quantidade de sangue periférico coletado seja 1 mL e que o mesmo esteja acondicionado em um tubo com anticoagulante. O sangue é colocado em um tubo Falcon de 15 mL e é adicionado mais 9 ml de água destilada ou formaldeído a 2% para que ocorra a hemólise. Em seguida, o tubo Falcon é centrifugado a 3000 rotações por minuto (rpm) durante 5 minutos. Após este processo, o sobrenadante é desprezado e é colocada água destilada suficiente para completar 10ml, a fim de que o tubo seja submetido a centrifugação novamente, tendo o sobrenadante desprezado mais uma vez ao final.

Com uso da pipeta, coleta-se 20 µL do precipitado e coloca em lâminas de vidro, espalhando todo o conteúdo na mesma. Prepara-se três lâminas com a mesma quantidade e deixa-as em repouso para secagem. Em seguida, são coradas pelo método de panótico rápido e observadas em microscopia óptica no aumento de 10x e 40x para a quantificação e análise morfológica das microfilárias. Para a quantificação das microfilárias, é feita a média aritmética da contagem das três lâminas de vidro, e em seguida multiplica-se o resultado por 50, tendo assim, a média de microfilárias por ml no animal.

Durante o período de março de 2020 a fevereiro de 2022 foram encaminhadas ao LDP 94 amostras de sangue para a realização da técnica modificada de Knott. Destas, apenas 93 foram analisadas e uma descartada em virtude da quantidade insuficiente do material. Das amostras avaliadas, a presença de microfilária circulante foi detectada em 27,96% (26/93).

3.2.1.4 Exame parasitológico de urina

O exame de urina é dividido em três etapas: análise física, análise química e a sedimentoscopia, sendo este último utilizado com a finalidade de identificar possíveis parasitos que acomete o trato urinário dos animais, como *Capillaria* sp., *Dioctophyme renale* e *Trichomonas* sp. (NÓBREGA et al., 2019).

O Laboratório de Doenças Parasitárias não recebeu nenhuma amostra de urina para análise parasitológica entre março de 2020 a fevereiro de 2022.

3.2.1.5 Identificação taxonômica de parasitos

A taxonomia é a ciência das leis de classificação das formas vivas, podendo ser uma das ciências mais antigas que existem. A mesma visa identificar espécies, conhecer a variabilidade e separá-las intra e interpopulacional (BICUDO, 2004). O procedimento mais frequentemente utilizado para identificação de espécies é a utilização de chaves de identificação. O objetivo da chave de identificação é apresentar caracteres de tal forma que, por uma série de escolhas alternativas, se chega à identificação de um determinado táxon.

O Laboratório de Doenças Parasitárias não recebeu nenhuma amostra para identificação taxonômica de parasitos entre março de 2020 a fevereiro de 2022.

3.2.1.6 Exame coproparasitológico

Diversas técnicas podem ser utilizadas na avaliação parasitológica de fezes, dentre elas pode-se citar a técnica de Willis-Mollay (WILLIS, 1921), Hoffmman (HOLFFMAN et al., 1934), Faust (FAUST et al., 1938), Baermann modificada (COUTINHO et al., 1951), exame direto (HOFFMAN, 1987), McMaster (GORDON; WHITLOCK, 1939), FLOTAC (CRINGOLI et al., 2010) e Mini-FLOTAC (CRINGOLI et al., 2013).

Escolher a técnica diagnóstica dependerá do grau de confiabilidade e de sensibilidade do método, além de necessitar de recursos menos onerosos, sendo comum utilizar mais de um método para detectar formas parasitárias de protozoários e helmintos, principalmente quando há baixa carga parasitária, o que aumenta a chance de ter um diagnóstico mais seguro do paciente (CARLI, 1994; MENDES et al., 2005).

Existem dois tipos de métodos para a identificação de endoparasitos, o método quantitativo e o qualitativo. O quantitativo se avalia o grau de intensidade do parasitismo através da contagem dos ovos dos parasitas nas fezes, e os métodos qualitativos são utilizados para identificação da presença das formas dos parasitas, sem realizar a quantificação (CROZETTA, 2012).

Na rotina de pequenos animais pode-se lançar mão dos métodos de flutuação, centrífugo-flutuação, sedimentação e exame direto para a investigação da ocorrência de

parasitoses. As técnicas de flutuação têm como princípio a flutuação dos ovos de nematoides e oocistos de protozoários em soluções saturadas. Por outro lado, as técnicas de sedimentação são indicadas para a recuperação de ovos pesados que não flutuam em soluções saturadas, como é o caso de ovos de trematódeos e de alguns cestoides (TAPARÓS et al., 2006). O exame direto por sua vez, é recomendado apenas para verificação de estruturas que pouco flutuam ou podem ser distorcidas pelas soluções como no caso da *Giardia* spp. (SLOSS et al., 1999).

Na rotina do Laboratório de Doenças Parasitárias os exames de eleição para diagnóstico qualitativo e/ou quantitativo são o FLOTAC e o Mini-FLOTAC, com objetivo de aumentar a sensibilidade e precisão dos resultados. O FLOTAC é uma técnica de flutuação com a capacidade de analisar ovos, larvas e oocistos de endoparasitos gastrintestinais de diferentes espécies, podendo detectar esses elementos parasitários através de maiores alíquotas fecais (até 1 g) (AMARANTE; AMARANTE, 2016).

Para sua realização são necessários duas gramas de fezes, que serão homogeneizadas em 18ml de água, tamisadas e divididas em dois tubos Falcon de 15 ml, que serão então centrifugados a 1.500rpm por três minutos. Após este processo o sobrenadante deve ser desprezado e o sedimento ressuspendido em seis mililitros de sulfato de zinco ou cloreto de sódio, sendo homogeneizado e o conteúdo deve ser utilizado para preencher a câmara de FLOTAC, que passará por um novo processo de centrifugação de cinco minutos a 1000 rpm, passado esse tempo o material pode ser lido no microscópio óptico em aumento de 10x.

Devido a necessidade de uma centrífuga para leitura das placas na técnica de FLOTAC, dificultando sua implementação em alguns laboratórios mais simples, os mesmos pesquisadores desenvolveram uma técnica mais simples, denominada de Mini-FLOTAC que não requer centrifugação, tem boa sensibilidade para identificação de ovos por gramas de fezes e considera a presença de duas câmaras de suspensões de amostras fecais (AMARANTE; AMARANTE, 2016).

Para sua realização, o fabricante fornece um recipiente próprio (Fill-FLOTAC) onde é colocada a amostra de fezes e acrescentado os 18ml de solução escolhida, Sulfato de Zinco ou Cloreto de Sódio. A amostra é, então, homogeneizada e utilizada para preencher a câmara de Mini-FLOTAC, aguardando-se 10 minutos é possível realizar a rotação da câmara, e a leitura em microscópio óptico no aumento de 10x.

No período de março de 2020 a dezembro de 2021 foram encaminhadas 240 amostras fecais para o LDP, e destas, cinco foram descartadas em virtude de problemas de conservação.

Constatou-se que 60% (141/235) das amostras foram positivas, sendo possível observar o detalhamento dos resultados na tabela 1 e 2 abaixo.

Tabela 1 - Parasitos gastrintestinais encontrados em pequenos animais no período de março de 2020 a fevereiro de 2022 no Laboratório de Doenças Parasitárias da Universidade Federal Rural de Pernambuco.

Parasitos identificados em pequenos animais	Porcentagem por animal
<i>Ancylostoma</i> sp.	81,81% (45/55) Caninos
	18,18% (10/55) Felinos
<i>Toxocara canis</i>	100,00% (11/11) Caninos
<i>Giardia</i> sp.	100,00% (1/1) Caninos
<i>Trichuris</i> sp.	100,00% (4/4) Caninos
<i>Dipylidium caninum</i>	100,00% (2/2) Caninos
<i>Cystoisospora</i> sp.	75,00% (3/4) Caninos
	25,00% (1/4) Felinos
<i>Enterobius vermicularis</i>	100,00% (1/1) Caninos

Tabela 2 - Parasitos gastrintestinais encontrados em grandes animais no período de março de 2020 a fevereiro de 2022 no Laboratório de Doenças Parasitárias da Universidade Federal Rural de Pernambuco.

Parasitos identificados em grandes animais	Porcentagem por animal
Ovos tipo Strongyloidea	10,29% (7/68) Bovinos
	34,33% (23/68) Caprinos
	41,18% (28/68) Ovinos
	13,43% (9/68) Equinos
	1,47% (1/68) Bubalinos
Oocisto de coccídeo	19,57% (9/46) Bovinos
	41,30% (19/46) Caprinos
	34,78% (16/46) Ovinos
	2,17% (1/46) Equinos
	2,17% (1/46) Bubalinos
<i>Moniezia</i> sp.	20,00% (1/5) Bovinos
	80,00% (4/5) Caprinos
<i>Trichuris</i> sp.	50,00% (1/2) Bovinos
	50,00% (1/2) Caprino

É importante enfatizar que, em geral, apenas um tipo de técnica coproparasitológica pode identificar infecção concomitante de parasitos em um único animal.

3.2.1.7 Ambulatório de Leishmaniose Visceral Canina

3.2.1.7.1 Diagnóstico de Leishmaniose Visceral Canina

A Leishmaniose Visceral Canina (LVC) é uma antroponose ocasionada por um protozoário do gênero *Leishmania* spp. e transmitida pelo pela picada do *Lutzomyia longipalpis*. Nos cães, a espécie *Leishmania infantum* é considerada o principal agente etiológico, e uma vez infectados permanecem como reservatórios da doença, mesmo apresentando melhora clínica (SOLANO-GALLEGO et al., 2011; BRASIL, 2014).

O diagnóstico da LVC requer a junção das informações epidemiológicas, clínica e laboratorial. O exame parasitológico é o padrão ouro para identificação da enfermidade, com a visualização do parasito na biópsia de medula óssea, aspirado de linfonodo e/ou citologia de pele. As técnicas sorológicas de Imunofluorescência Indireta (IFI) e Ensaio Imunoenzimático (ELISA) representam um avanço no diagnóstico epidemiológico da infecção, porém não devem ser considerados sozinhos como diagnóstico definitivo (LIMA et al., 2013; SILVA et al., 2017; ROCHA et al., 2020).

Por meio da Nota Técnica Conjunta nº 001/2016 MAPA/Ministério da Saúde, o tratamento dos cães com Leishmaniose Visceral é permitido e o fármaco de escolha é o Milteforan, sendo o único medicamento aprovado pelo órgão.

No Hospital Veterinário da UFRPE funciona todas às segundas-feiras, quartas-feiras e quintas-feiras o Ambulatório de Leishmaniose Visceral Canina, das 8:00h às 12:00h, responsável pelo diagnóstico e acompanhamento de animais suspeitos provenientes do atendimento clínico do próprio hospital ou encaminhados de clínicos veterinários externos.

Na primeira consulta, todos os tutores são submetidos a um questionário epidemiológico, sendo procedido a anamnese e exame físico dos animais. Além disso, são coletadas amostras para diagnóstico parasitológico direto de medula óssea, de linfonodo por capilaridade, citologia esfoliativa de pele e exames laboratoriais para o diagnóstico sorológico. O material coletado no ato das consultas é armazenado para o desenvolvimento de pesquisas relacionadas a enfermidade.

a. Teste imunocromatográfico

O teste rápido DPP® Leishmaniose Visceral Canina (Biomanguinhos/FIOCRUZ) é um teste de triagem muito importante para as ações de campo dos serviços municipais da Secretaria de Vigilância em Saúde. O mesmo apresenta uma tecnologia de imunoenensaio cromatográfico Dual Path Platform (DPP®) que possibilitando a detecção da doença de forma mais rápida, entre 15 e 20 minutos (BIO-MANGUINHOS, 2011).

A sensibilidade do teste varia entre diversos estudos, sendo encontrados sensibilidade de 57,45% (SILVA et al., 2016) a 98% (GRIMALDI et al., 2012).

Para a realização do teste, 5 µL de soro é adicionado no orifício intitulado Amostra+Tampão, seguido da adição de duas gotas do tampão. Após 5 minutos, quatro gotas do tampão são adicionadas no orifício intitulado Tampão e a leitura dos resultados é realizada depois de 10 minutos. Pode ser verificado o aparecimento de uma linha vermelha o qual reflete resultado não reagente e o aparecimento de duas linhas vermelhas como resultado reagente.

No período da residência foram realizados 387 testes, dos quais 47,03% (182/387) reagentes para anticorpos IgG anti *Leishmania* sp.

b. Biópsia de medula óssea

As coletas de medula são realizadas após tricotomia e antissepsia do local de eleição, junto ao manúbrio do esterno ou na região de crista ilíaca. Para realizar a punção são utilizadas seringas de 10 ou 20ml, dependendo do porte do animal e agulhas 40x12. Com o material coletado são realizados squash em lâminas de vidro, que após secagem são fixadas e coradas pelo método de Panótico Rápido e observadas ao microscópio óptico na objetiva de 40x e 100x.

No período de março de 2020 a dezembro de 2021 foram realizados 152 exames, sendo que destes 52,63% (80/152) foram positivos para formas amastigotas de *Leishmania* sp. Além disso, 7,9% (12/152) das amostras coletadas não apresentavam material biológico suficiente, impossibilitando a leitura da lâmina.

c. Punção de linfonodos por capilaridade

Após a antissepsia, realiza-se a coleta de material por microcapilaridade através de punção por movimentos em forma de leque, para isso utiliza-se agulha descartável (13x0,45

26g 1/2). Imediatamente após a coleta o material deve ser depositado em lâmina de vidro e distribuído por squash, corado e observado em microscópio óptico no aumento de 40x e 100x.

No período foram realizados 172 exames, sendo 32,56% (56/172) positivos para formas amastigotas de *Leishmania* sp. Além disso, 6,98% (12/172) das amostras coletadas não apresentavam material biológico suficiente, impossibilitando a leitura da lâmina.

d. Citologia esfoliativa de pele

Com o auxílio de uma lâmina de bisturi a pele é friccionada visando esfoliar e remover as células superficiais, sendo então coletado o material e depositado em lâminas de vidro, fixado e corado por Panótico Rápido, visualizado em microscópio óptico no aumento de 40x e 100x.

Foram realizadas 103 coletas das quais 36,89% (38/103) foram positivas. Além dessas amostras, 1,94% (2/103) tinham material biológico insuficiente no momento da leitura da lâmina, impossibilitando o diagnóstico.

e. Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI)

Dentre os testes sorológicos disponíveis no mercado para diagnóstico de LVC, a RIFI é um dos mais utilizados, sendo empregado desde a década de 60. Este teste, que utiliza o parasito íntegro como antígeno, é bastante útil em estudos epidemiológicos, demonstrando variável sensibilidade de 90 a 100% e especificidade aproximada de 80% para amostras de soro. A especificidade desse teste é prejudicada devido à presença de reações cruzadas com doenças causadas por outros tripanossomatídeos, como o da doença de Chagas e os da LTA (ALVAR et al., 2004; ALVES; BEVILACQUA, 2004).

Em cães, o resultado considerado reagente é aquele que possua título igual ou superior ao ponto de corte que é a diluição de 1:40, mas o teste deve ser repetido em 30 dias para confirmação, e principalmente, ser associado a outros métodos diagnósticos (ALVES; BEVILACQUA, 2004; BRASIL, 2006b).

As lâminas são pré-sensibilizadas com 10ul de antígeno em cada orifício, deixando secar de um dia para o outro em temperatura ambiente ou por duas horas a 37°C para uma boa fixação dos parasitos. O controle positivo, bem como as amostras a serem analisadas devem ser diluídas e adicionados 10ul das mesmas em cada orifício da lâmina já sensibilizada. Em seguida as lâminas são incubadas em câmara úmida por 30 minutos e depois lavadas duas vezes em

solução de PBS (Phosphate-Buffered Saline) por 10 minutos cada. Adiciona-se 10ul de conjugado em cada orifício, que servirá como revelador da reação antígeno e anticorpo, e incuba novamente as lâminas por 30 minutos, sendo lavadas duas vezes por 10 minutos ao final. Três gotas de glicerina tamponada são colocadas sobre as lâminas e cobertas por lamínula, estando prontas para leitura em microscópio de imunofluorescência.

No período de janeiro de 2021 a dezembro de 2021 foram realizados 250 testes, dos quais 34,80% (87/250) reagentes para anticorpos IgG anti *Leishmania* sp., sendo 28,40% (71/250) positivos, ou seja, com titulação acima de 1:160. Além disso, 23,94% (17/71) dos testes positivos tiveram uma titulação acima de 1:1280.

3.2.1.7.2 Acompanhamento Ambulatorial

Após o diagnóstico e esclarecimentos a respeito da doença, os tutores podem optar por tratar os animais infectados de acordo com os protocolos disponíveis no ambulatório de LVC. Os tratamentos são instituídos de acordo com a legislação vigente e regulamentado por meio de projeto de pesquisa aprovado pela comissão de ética no uso de animais.

Para iniciar o tratamento, os tutores assinam um termo de compromisso, após serem informados a respeito de custos da terapia e da importância de seu comprometimento, levando em consideração que a doença não tem cura parasitológica e que os animais são acompanhados pelo resto da vida

Além dos animais serem submetidos aos fármacos instituídos pelos protocolos de tratamento para LVC, eles necessitam usar métodos de repelência e inseticida contra o vetor, e também devem ser submetidos aos exames laboratoriais com periodicidade, pois esses resultados irão ser utilizados para estadiar o paciente e instituir o tratamento mais apropriado de acordo com o grau da doença.

3.2.2 Atividades em Saúde Pública

Em 1946, o termo Saúde Pública Veterinária foi utilizado oficialmente pela primeira vez (ROSEN, 1994), porém o profissional Médico Veterinário foi introduzido no elenco de profissionais da área da saúde com a Resolução do Conselho Nacional de Saúde (CNS) nº 38/1993 e referendada pelo Ministério da Saúde com a Resolução nº 287/1998, reconhecendo

que esse profissional desempenha um papel imprescindível para a prevenção, controle e erradicação das doenças (MEDITSCH, 2006).

3.2.2.1 Atividades desenvolvidas na Vigilância em Saúde (VS)

Em 12 de julho de 2018, o Ministério da Saúde instituiu a Política Nacional de Vigilância em Saúde (PNVS) através da Resolução de nº 588/2018 do Conselho Nacional de Saúde (CNS), sendo definida como *“processo contínuo e sistemático de coleta, consolidação, análise de dados e disseminação de informações sobre eventos relacionados à saúde, visando o planejamento e a implementação de medidas de saúde pública, incluindo a regulação, intervenção e atuação em condicionantes e determinantes da saúde, para a proteção e promoção da saúde da população, prevenção e controle de riscos, agravos e doenças.”*

A PNVS está alinhada ao conjunto de políticas de saúde do SUS, e está sempre em articulação com os saberes e ações das vigilâncias epidemiológica, ambiental, sanitária e de saúde do trabalhador, haja vista a transversalidade das ações da vigilância sobre o processo saúde-doença (OKUMOTO et al., 2018).

As atividades na Vigilância em Saúde ocorreram no primeiro ano da residência perfazendo uma carga horária de 720 horas, que foram divididas entre as vigilâncias: ambiental, epidemiológica e sanitária. Devido a pandemia da Covid-19 a carga horária foi estendida durante os nove meses em que o Hospital Veterinário da UFRPE permaneceu fechado.

Durante este período foram desenvolvidas atividades nos três setores da VS, vigilância epidemiológica, ambiental e sanitária, sendo sempre acompanhado por uma preceptoria. Na Vigilância Sanitária foi possível aprender sobre o sistema de liberações de licença sanitária; foram realizadas inspeções em estabelecimentos de alimentos, estabelecimentos destinados à prestação de serviços e estabelecimentos destinados à comercialização de produtos de interesse à saúde; além disso, surgiram denúncias de irregularidades que precisaram ser atendidas.

As atividades desenvolvidas na Vigilância epidemiológica foram: criação e atualização das planilhas dos testes de Covid-19 realizados no Centro de Saúde Mário Ramos, verificações dos resultados dos testes de Covid-19 no Gerenciador Ambiental Laboratorial (GAL) e ligações para todos os pacientes positivos como forma de fazer a investigação dos casos, ocorreu reuniões para discutir sobre os casos de hanseníase e tuberculose e visita aos locais em que esses casos estavam acontecendo. Também foram realizadas reuniões sobre casos de óbitos em recém-nascidos, observação do funcionamento das notificações para arbovirose e atendimento

de denúncias relacionadas a descumprimento dos decretos municipais para prevenção da Covid-19.

Na Vigilância Ambiental muito trabalho foi realizado, como: desratização, coleta de água para análise físico-química e microbiológica relacionado ao Programa de Vigilância e Qualidade da Água (VIGIÁGUA), alimentação do Sistema do Programa Nacional de Controle da Dengue (SisPNCD), auxílio no processo de análise da planilha de Incentivo Financeiro aos profissionais do setor (IFC), criação de relatório descrevendo surto de Doença Diarreica Aguda (DDA), conhecimento de área com os Agentes de Saúde Ambiental, colocação de ovitrampas (Programa Brigada contra o Mosquito), atendimento a denúncias com os Agentes, acompanhamento do Levantamento Rápido de Índices para *Aedes Aegypti* (LIRAA), reuniões com a Defesa Civil para melhorias ambientais nas comunidades e outras atividades administrativas internas.

Ademais, devido a pandemia da Covid-19, foram desenvolvidas estratégias de conscientização da população sobre a doença e seus riscos com a implementação das ações educativas denominadas Estações Itinerantes e Ação Porta a Porta, realizadas nos bairros em que o Distrito Sanitário III atendia. Essas estratégias desenvolvidas pela prefeitura do Recife geraram conhecimento científico com a submissão de um resumo intitulado “Estação itinerante: uma estratégia educativa de enfrentamento à covid-19” no II Congresso Nacional de Residências em Saúde.

3.2.2.2 Atividades desenvolvidas no Núcleo Ampliado à Saúde da Família e Atenção Básica (NASF-AB)

O Núcleo de Apoio a Saúde da Família (NASF) foi criado em 2008 pelo Ministério da Saúde através da Portaria nº 154/2008, com o objetivo de ampliar a abrangência e o escopo das ações da atenção básica, bem como sua resolubilidade. O NASF foi desenvolvido com a ideia de unir profissionais de diferentes áreas em uma única equipe para atuar em parceria com as Equipes Saúde da Família (ESF), compartilhando as práticas em saúde nos territórios sob responsabilidade das ESF.

Atualmente a implementação do programa ainda passa por transformações, sendo a mais recente proposta do Ministério da Saúde, a Nota Técnica nº 3/2020, que extingue o apoio financeiro em nível federal, deixando à cargo dos municípios a definição do funcionamento do programa (SILVA et al., 2021).

Com a pandemia da Covid-19 as atividades do NASF-AB foram realizadas no primeiro ano de residência, mesmo com as atividades do próprio Núcleo estando reduzidas. A base do NASF-AB estava concentrada no Distrito Sanitário III, no bairro de Casa Amarela e todas as ações foram realizadas no território coberto por esse distrito. Foram realizadas atividades de visita com uma equipe multidisciplinar para averiguar denúncia de maus tratos com idosos, preparação do relatório das atividades desenvolvidas pela equipe NASF, participação nas ações educativas do Distrito Sanitário III, como as Estações Itinerantes e Porta a Porta e comparecimento em reuniões online da equipe, bem como palestras.

3.2.2.3 Atividades desenvolvidas no Centro de Vacinação para Covid-19

A campanha de vacinação para a Covid-19 dava-se início no Brasil no dia 18 de janeiro e com ela ocorreu a criação dos Centros de Vacinação na cidade do Recife, como forma de garantir a vacinação segura e de forma eficiente para a maioria dos grupos populacionais selecionados.

O Hospital Veterinário da UFRPE no início da sua abertura contava com rotina de rodízio entre os setores e para compensar essa carga horária foi possível atuar na linha de frente contra a Covid-19 por um período de 45 dias, através do Centro de Vacinação da UFRPE, no bairro de Dois Irmãos. Foi possível entender o planejamento para a Campanha de Vacinação e o processo de aquisição, armazenamento e distribuição das doses de vacina, além disso, trabalhar diretamente com todos os setores envolvidos, desde a conferência dos documentos das pessoas dos grupos selecionados, até o momento da aplicação das doses.

4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALVAR, J. et al. Canine leishmaniasis. **Advances in parasitology**, v. 57, n. 3, p. 1-88, 2004.
- ALVES, W. A.; BEVILACQUA, P. D. Reflexões sobre a qualidade do diagnóstico da leishmaniose visceral canina em inquéritos epidemiológicos: o caso da epidemia de Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil, 1993-1997. **Cadernos de Saúde Pública**, v. 20, n. 1, p. 259-265, 2004.
- AMARANTE, A. F. T do; AMARANTE, M. R. V. Advances in the diagnosis of the gastrointestinal nematode infections in ruminants. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 53, n. 2, p. 127-137, 2016.
- BEZERRA, A. D. S. et al. Ectoparasitos em caprinos e ovinos no município de Mossoró, Rio Grande do Norte. **Ciência Animal Brasileira**, v. 11, n. 1, p. 110-116, 2010.

BICUDO, C. E. M. Taxonomia. **Biota neotropica**, v. 4, p. 1-2, 2004.

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.

BRASIL. Conselho Nacional de Saúde. Resolução nº 287 de 08 de outubro de 1998. Relaciona 14 (quatorze) categorias profissionais de saúde de nível superior para fins de atuação no CNS. **Diário Oficial da União**, 1998.

BRASIL. Ministério da Saúde. Manual de vigilância e controle da leishmaniose visceral. **Ministério da Saúde**, 2014, 122p.

BRASIL. Ministério da Saúde. Manual de Vigilância e Controle da Leishmaniose Visceral. **Normas e Manuais Técnicos**. 122p., 2006b.

BRASIL. Ministério da Saúde. Nota Técnica nº 3 de 28 de janeiro de 2020. Núcleo Ampliado de Saúde da Família e Atenção Básica (NASF-AB) e Programa Previne Brasil. **Diário Oficial da União**, 2020.

BRASIL. Ministério da Saúde. Portaria nº 154 de 24 de janeiro 2008. Cria os Núcleos de Apoio à Saúde da Família - NASF. **Diário Oficial da União**, 2008.

BRASIL. Ministério da Saúde. Residência multiprofissional em saúde: experiências, avanços e desafios. **Ministério da Saúde**, 2006. 414 p.

BRASIL. Ministério da Saúde. Resolução nº 588 de 12 de julho de 2018. Institui a Política Nacional de Vigilância em Saúde (PNVS). **Diário Oficial da União**, 2018.

BRASIL. Portaria Interministerial nº 2.117 de 3 de novembro de 2005. Institui no âmbito dos Ministérios da Saúde e da Educação, a Residência Multiprofissional em Saúde e dá outras providências. **Diário Oficial da União**, 2005.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Nota Técnica Conjunta nº 11 de 2016. Autoriza o registro do produto Milteforan para o tratamento da leishmaniose visceral de cães. **Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento**, 2016.

BULANTI, C. **Dirofilariasis en caninos: revisión bibliográfica y ensayo de la técnica de Knott modificada**. 2005. 36p. Tese (Doutorado em Ciências Veterinárias) – Universidad de la República, Uruguay, 2005.

CARLI, G. A. Diagnóstico laboratorial das parasitoses humanas: métodos e técnicas. **Meds**, p. 315-315, 1994.

CARVALHO, S. M. R. et al. Pesquisa de *Babesia* spp. e *Ehrlichia* spp. em cães assintomáticos, atendidos no Hospital Veterinário da Universidade Federal do Piauí. **Pubvet**, v. 12, p. 139, 2017.

COUTINHO, J. O. et al. Nota sobre o diagnóstico e prevalência da estrogiloidíase em São Paulo. **Revista Clinics**, v. 27, p. 1-10, 1951.

CRINGOLI, G. et al. FLOTAC: new multivalent techniques for qualitative and quantitative copromicroscopic diagnosis of parasites in animals and humans. **Nature protocols**, v. 5, n. 3, p. 503-515, 2010.

CRINGOLI, G., et al. Geospatial (s)tools: integration of advanced epidemiological sampling and novel diagnostics. **Geospatial Health**, v. 7, p. 399-404, 2013.

CROZETTA, E. S. C. **Métodos coproparasitológicos mais comuns na identificação de parasitos intestinais: breve abordagem teórica**. 2012, 33p. Monografia (Curso de graduação em Farmácia) – Faculdade de Educação e Meio Ambiente. 2012.

DÓRIA, R. G. S. et al. Investigação clínica e comparação do esfregaço sanguíneo e PCR para diagnóstico de hemoparasitas em equinos de esporte e tração (carroceiros). **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 36, p. 724-730, 2016.

FAUST, E. C. et al. A critical study of clinical laboratory technics for the diagnosis of protozoan cysts and helminth eggs in feces. Preliminary communication. **American Journal of Tropical Medicine**, v. 18, n. 2, p. 169-183, 1938.

GORDON, H. M.; WHITLOCK, H. V. A new technique for counting nematode eggs in sheep faeces. **Journal of the Council for Scientific and Industrial Research**, v. 12, n. 1, p. 50-52. 1939.

GRIMALDI J. R. G. et al. Evaluation of a novel chromatographic immunoassay based on Dual-Path Platform technology (DPP CVL rapid test) for the serodiagnosis of canine visceral leishmaniasis. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**. v. 106, p. 54-56, 2012.

HAORTA, R. S.; VAL, A. P. C. Exames complementares no diagnóstico dermatológico em Pequenos Animais. **Cadernos Técnicos de Veterinária e Zootecnia, Dermatologia em Cães e Gatos**, nº71, 2013.

HOFFMANN, R. P. **Diagnóstico de parasitismo veterinário**. Sulina, Porto Alegre, 1987. 156p.

HOFFMAN, W. A. et al. **The sedimentation-concentration method in Schistosomiasis mansoni**. 1934.

LASTA, C. S. et al. Infecção por *Hepatozoon canis* em canino doméstico na região Sul do Brasil confirmada por técnicas moleculares. **Ciência Rural**, v. 39, p. 2135-2140, 2009.

LIMA C. A. et al. Diagnóstico da leishmaniose visceral canina: uma revisão. **PubVet**, v.7, n. 25, 2013.

MADUREIRA, R.; BRUM, J. Diagnóstico dermatológico em pequenos animais: o que pode influenciar? **Archives of Veterinary Science**, v. 22, n. 4, 2017.

MAGALHÃES, A. P. M. **Hemoparasitoses em Bovinos na Região de Portalegre**. 2012. 44p. Relatório final de estágio (Mestrado Integrado em Medicina Veterinária) – Universidade do Porto, Portugal, 2012.

MEDITSCH, R. G. M. O médico veterinário na construção da saúde pública: um estudo sobre o papel do profissional da clínica de pequenos animais em Florianópolis, Santa Catarina. **Revista CFMV**, n. 38, 2006.

MENDES, C. R. et al. Estudo comparativo de técnicas parasitológicas: Kato-Katz e coprotest®. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 38, n. 2, p. 178-180, 2005.

NÓBREGA, B. P. et al. A importância da análise sedimentoscópica diante dos achados físico-químicos normais no exame de urina. **Revista brasileira de análises clínicas**, p. 58-64, 2019.

OKUMOTO, O. et al. A Política Nacional de Vigilância em Saúde. **Epidemiologia e Serviços de Saúde**, n. 3, v. 27, 2018.

PEREIRA, D. T. **Eficácia da impressão cutânea com fita de acetato comparada ao raspado cutâneo profundo na pesquisa de *Demodex canis* e *Sarcoptes scabiei***. 2012, 30p. Monografia (Programa de Residência Medico-Veterinária) – Universidade Federal de Santa Maria. 2012.

ROCHA, et al. Leishmaniose visceral canina –Revisão de literatura. **Revista científica de medicina veterinária**, n.34, 2020.

ROCHA, G. S. et al. Frequência de ácaros em cães e gatos no município de Mossoró, Rio Grande do Norte. **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 36, n. 3, p. 263-266, 2008.

ROSEN, G. Uma história da saúde pública. **Hucitec**, 1994.

SILVA, D. J. R. S. et al. Desafios da atuação do fisioterapeuta no NASF-AB: uma revisão da literatura. **Práticas e Cuidado: Revista de Saúde Coletiva**, v. 2, p. e10144-e10144, 2021.

SILVA, et al. Epidemiologia da Leishmaniose visceral em um município da Bahia. **Revista Saúde & Comunidade**, v.13, n.3, p. 933-940. 2017.

SILVA, L. B. Residência Multiprofissional em Saúde no Brasil: alguns aspectos da trajetória histórica. **Revista Katálysis**, v. 21, p. 200-209, 2018.

SILVA, R. B. S. et al. Aspectos epidemiológicos da leishmaniose visceral canina na zona rural do semiárido paraibano e análise de técnicas de diagnóstico. **Pesquisa Veterinária Brasileira**. v. 36, n. 7, p. 625- 629, 2016.

SLOSS, W. M. et al. Parasitologia clínica veterinária. **Manole**, 1999. 198 p.

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

SOUZA, V. R. F. et al. Coinfecção por *Anaplasma platys* e *Ehrlichia canis* em cães diagnosticada pela PCR. **Acta Scientiae Veterinariae**. v. 37, n.3, p. 281-283, 2009.

TÁPARO, C. V. et al. Comparação entre técnicas coproparasitológicas no diagnóstico de ovos de helmintos e oocistos de protozoários em cães. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 15, n. 1, p. 1-5, 2006.

UEBEL, A. C. et al. Resgate da memória histórica da Residência Integrada em Saúde Coletiva do Centro de Saúde Escola Murialdo (CSEM). **Boletim da Saúde**, v. 17, n. 1, p. 117-23, 2003.

VIEIRA, V. M. A. et al. Guia Metodológico: Capacitação profissional de Médicos Veterinários para o enfrentamento da dirofilariose canina no município da Baixada Fluminense, **Fiocruz**. 2020.

WILLIS, H. H. A simple levitation method for detection of hookworm ova. **Medical Journal of Australia**, v.8, p.375-376, 1921.

CAPÍTULO II

**Inquérito soropidemiológico para detecção de anticorpos anti-*Trypanosoma cruzi* em
cães provenientes de Camaragibe, Pernambuco**

SHORT COMMUNICATION

Inquérito soropidemiológico para detecção de anticorpos anti-*Trypanosoma cruzi* em cães provenientes de Camaragibe, Pernambuco

RESUMO

Introdução: *Trypanosoma cruzi* é um protozoário responsável por ocasionar a Doença de Chagas, uma antropozoonose de grande impacto para a Saúde Pública. O estudo teve como objetivo avaliar parasitologicamente e determinar a soroprevalência de anticorpos anti-*Trypanosoma cruzi* em cães provenientes do município de Camaragibe, Pernambuco.

Metodologia: As amostras sanguíneas foram coletadas de 49 cães de ambos os sexos, diferentes raças e idade ≥ 6 meses. **Resultados:** Nenhuma amostra foi positiva no diagnóstico parasitológico, enquanto que anticorpos anti-*T. cruzi* foram identificados em 6,12%.

Considerações finais: Os resultados reafirmam a importância do monitoramento e vigilância ambiental e epidemiológica da doença na região e direciona o estudo para o aprofundamento da investigação como forma de esclarecer a soropositividade dos animais e ajudar a melhorar as estratégias de vigilância e controle.

Palavras-chave: Doença de Chagas; Diagnóstico; Epidemiologia; Zoonose.

ABSTRACT

Introduction: *Trypanosoma cruzi* is a protozoan responsible for causing Chagas disease, an anthrozoosis of great impact on Public Health. The study aimed to parasitologically evaluate and determine the seroprevalence antibodies of anti-*Trypanosoma cruzi* in dogs from Camaragibe, Pernambuco. **Methodology:** Samples were collected from 49 dogs of both sexes, breeds and age ≥ 6 months. **Results:** No sample was positive in the parasitological diagnosis, while antibodies anti-*T. cruzi* were identified in 6.12%. **Final considerations:** The results reaffirm the importance of monitoring and environmental and epidemiological surveillance of the disease in the region and direct the study to deepen the investigation as a way of clarifying the seropositivity of animals and helping to improve surveillance and control strategies.

Keywords: Chagas disease; Diagnosis; Epidemiology; zoonosis.

Trypanosoma cruzi é um protozoário hemoflagelado da família Tripanosomatidae, responsável por ocasionar a Doença de Chagas, uma antropozoonose negligenciada de grande

impacto para a Saúde Pública (FOCACCIA; VERONESI, 2015; BRASIL, 2019). Sua transmissão ocorre principalmente de forma vetorial, pelas fezes de insetos hematófagos da família Reduviidae, que carregam a forma infectante, tripomastigota metacíclica (SANTANA, 2011; BRASIL, 2019). Ademais, são relatadas outras alternativas de transmissão, como as formas congênita, por transfusão sanguínea, transplante de órgãos, oral e por via sexual (DIAS, 2011).

Uma variedade de hospedeiros vertebrados é afetada pela infecção por *T. cruzi*, sendo principalmente, tatus (*Dasyproctidae*), timbús (*Didelphis albiventris*), canídeos silvestres (*Cerdocyon thous*) e canídeos domésticos (*Canis lupus familiaris*), responsáveis pela ligação e manutenção dos ciclos de transmissão silvestre e doméstico (CASTAÑERA et al., 1998; HERRERA et al., 2005; ZETUN et al., 2014; PEREZ, 2015).

Estudos epidemiológicos relatam a infecção natural por *T. cruzi* em cães em diversos estados brasileiros, dentre eles o Piauí (HERRERA et al., 2005; PEREZ et al., 2016) Pará (ROQUE et al., 2013; ALMEIDA et al., 2015), Ceará (ALENCAR; FREITAS, 1977; LIMA et al., 2012), Rio Grande do Norte e Paraíba (SANTANA et al., 2012), Bahia (SOUZA et al., 2018), Mato Grosso Sul (SOUZA, 2007; ROSSETO et al., 2018), Minas Gerais (MACHADO et al., 2001) e Rio Grande do Sul (PAVARINI et al., 2009), e mencionam a espécie como importante sentinela da enfermidade e fator de risco relevante a infecção humana (ARAÚJO-NETO et al., 2019).

Levando em consideração a detecção acidental de *T. cruzi* em um cão no município de Camaragibe/PE, o recente diagnóstico no Laboratório de Doenças Parasitárias da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE) e a proximidade desses animais com humanos, objetivou-se avaliar parasitologicamente e determinar a soroprevalência de anticorpos anti-*Trypanosoma cruzi* em cães provenientes do município de Camaragibe, Pernambuco.

O estudo foi realizado na região de Aldeia, município de Camaragibe (08°01'18"S e 34°58'52"W), Pernambuco, pertencente a região metropolitana de Recife (**Figura 1**). A investigação foi dirigida mediante aprovação do Conselho de ética no Uso de Animais da Universidade Federal Rural de Pernambuco (CEUA – UFRPE) sob número de protocolo 9989260721. As amostras foram coletadas (n=49) de cães de ambos os sexos, diferentes raças e idade ≥ 6 meses.



Figura 1: Municípios da região metropolitana de Recife, com destaque em verde para a cidade de Camaragibe (Fonte: LACERDA, 2011).

As amostras de soros foram analisadas individualmente seguindo o protocolo previamente descrito por Camargo (1973). O antígeno foi preparado a partir de promastigotas de *Leishmania major*-like, e os anticorpos foram detectados utilizando IgG anti-cão conjugado com isotiocianato de fluoresceína (Sigma-Aldrich, EUA). A reação foi realizada com soros em diferentes diluições (1:20 a 1:40). As amostras foram consideradas positivas se a fluorescência estivesse presente na diluição 1:40 (BRASIL, 1998). Foram utilizados soros controles positivos e negativos em cada reação.

Das 49 amostras avaliadas, nenhuma foi positiva no diagnóstico parasitológico, enquanto que anticorpos IgG anti-*T. cruzi* foram identificados em 6,12% (3/49) através da Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) (**Figura 2**).

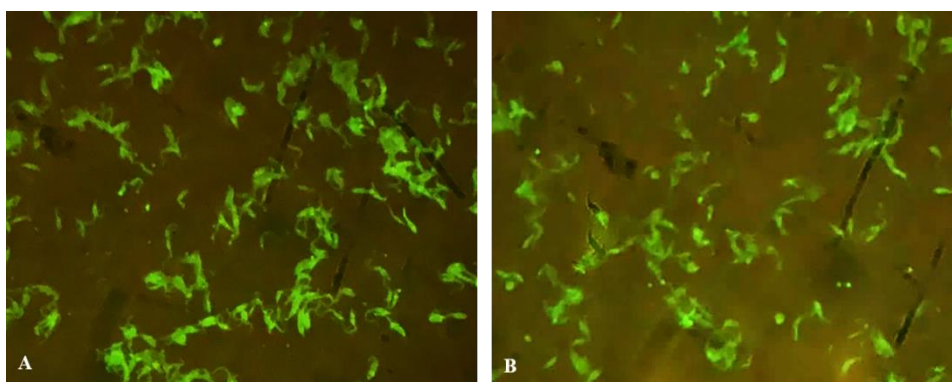


Figura 2: Amostra reagente na Reação de Imunofluorescência Indireta para *T. cruzi*. (A) Diluição de 1:20 (B) Diluição de 1:40.

A pesquisa das formas tripomastigotas no esfregaço sanguíneo é possível na fase aguda da Doença de Chagas, caracterizada por elevada parasitemia, porém, essa fase dura curto período de tempo, diferente da detecção de anticorpos para *T. cruzi*, que permanecem detectáveis por longos períodos (BALAN et al., 2011; GÜRTLER; CARDINAL, 2015; SA RODRIGUES et al., 2015; BRASIL, 2019). Fato esse, pode corroborar com a ausência de resultados positivos em exame parasitológico de *T. cruzi* no presente trabalho. Estudo realizado no Pará também relatou a ausência de positividade em pesquisa de *T. cruzi* em esfregaços sanguíneos (BARROS, 2015).

A soroprevalência encontrada nesse estudo (6,12%) se assemelha aos estudos relatados em Alagoas (BARBOSA et al., 2011) e na Paraíba (MENDES et al, 2013), com 3,8% e 4,08%, respectivamente. Entretanto, está abaixo daquelas encontradas nos estados do Rio Grande do Norte, com 11% (FREITAS, 2016) e Mato Grosso do Sul, com 45,3% (SOUZA et al., 2009). Esses resultados de prevalência devem ser avaliados com cautela, levando em consideração a endemicidade da Doença de Chagas em cada região, a não concordância em suas metodologias e nos testes diagnósticos empregados, tendo em vista a importância da utilização de mais de um método, como RIFI, Teste Imunoenzimático (ELISA) e Xenodiagnóstico.

Nenhum método sorológico é considerado padrão ouro para o diagnóstico da Doença de Chagas, fazendo necessário a utilização de mais de um teste, particularmente o diagnóstico molecular, como a Reação em Cadeia de Polimerase (PCR) (GOMES et al., 2009; ENRIQUEZ et al., 2013). Nos métodos sorológicos pode ocorrer reações cruzadas com outros tripanossomatídeos, tais como *Trypanosoma rangeli*, *Leishmania* sp. e *Trypanosoma caninum* (UMEZAWA et al., 2009; PINTO et al., 2010; MATOS et al. 2015).

A transmissão e manutenção da Doença de Chagas em uma região recebe influências ambientais, políticas, socioeconômicas e histórica, ou seja, é reflexo de como o Estado trabalha para fornecer recursos para a proteção da saúde dos cidadãos, bem como a forma que essa população ocupa e explora o ambiente em que vive (DIAS, 2001). Dessa forma, as áreas rurais detêm grande importância na epidemiologia da doença por possuir indicadores propensos ao surgimento dos triatomíneos (SOUSA, 2015; FREITAS, 2016).

A região Nordeste é apontada como o segundo estado com maior número de infectados e índices elevados de infestação por triatomíneos em inquéritos nacionais (DIAS et al., 2000; OLIVEIRA; SILVA, 2007; OLIVEIRA et al., 2020), e isso se dá principalmente pela ausência de política habitacional, com casas mal construídas e inacabadas, falta de aplicação periódica de inseticidas e inadequado inquérito epidemiológico (SOUSA, 2015).

A área trabalhada no estudo é descoberta pela Vigilância em Saúde devido à dificuldade de definição geográfica relacionada ao município que ela pertence, tornando as ações controle de vetores, de educação em saúde e inquéritos epidemiológicos muito escassos. Também foi possível observar a presença de casas de taipa abandonadas, entulho, elevada vegetação peridomiciliar (**Figura 3**), animais errantes percorrendo a região e ação antrópica, com a modificação do ambiente para construção de residenciais e parques destinados ao lazer.



Figura 3: Fatores ambientais observados em Aldeia, Camaragibe.

Todos esses fatores ocasionam a manutenção da presença dos insetos vetores e alguns deles modificam seus hábitos, favorecendo sua dispersão e adaptação às novas condições presentes no peridomicílio, aumentando o potencial de risco de transmissão vetorial da Doença de Chagas (HOCHKIRCH et al., 2008; MENDES et al., 2013).

Perante o exposto, a presença de alguns cães sororeagentes e o fato de um cão positivo já ter sido relatado, denotam um alerta sobre o risco de transmissão de *T. cruzi* na região. Dessa forma, os resultados reafirmam a importância do monitoramento e vigilância ambiental e epidemiológica da doença na região, visto que a íntima relação dos cães com os humanos, interfere na saúde dos humanos à nível de exposição ao vetor. E direciona o estudo para o aprofundamento da investigação como forma de esclarecer a soropositividade dos animais e assim garantir o desenvolvimento de estratégias eficazes para promoção, prevenção e controle da doença.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALENCAR, J. E.; FREITAS, L. M. Epidemiologia da doença de Chagas no Ceará VIII-estudo da infecção de animais por *T. cruzi* no município de Morada Nova. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 11, n. 1, p. 19-23, 1977.

ALMEIDA, V. T. et al. Infecção por *Trypanosoma cruzi* em cães em São Domingos do Capim, Estado do Pará, Brasil. **Brazilian Journal of Veterinary Medicine**, v. 37, n. 1, p. 106-112, 2015.

ARAUJO-NETO, V. T. de et al. *Trypanosoma cruzi* circulating among dogs and triatomines in the endemic country side of the State of Rio Grande do Norte, Brazil. **Acta tropica**, v. 200, p. 105067, 2019.

BALAN, L. U. et al. Higher seroprevalence of *Trypanosoma cruzi* infection in dogs than in humans in an urban area of Campeche, Mexico. **Vector-Borne and Zoonotic Diseases**, v. 11, n. 7, p. 843-844, 2011.

BARBOSA, S. M. V. et al. Frequência de *Trypanosoma cruzi* em cães (*Canis familiaris*) domiciliados em Marechal Deodoro – AL. **Anais da 63ª Reunião Anual da Sociedade Brasileira para o Progresso na Ciência**, 2011.

BARROS, F. N. L. **Infecção natural por *Trypanosoma cruzi*: aspectos epidemiológicos e detecção em reservatórios domésticos e em triatomíneos na amazônia brasileira**. 2015. 68p. Dissertação (Mestrado em Saúde Animal) - Universidade Federal do Pará.

BRASIL. Ministério da Saúde. **Guia de Vigilância em Saúde**. Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde, Coordenação-Geral de Desenvolvimento da Epidemiologia em Serviços. 3 ed. Brasília, p. 465-487, 503-522, 2019.

BRASIL. Ministério da Saúde. **Doença de Chagas – Triagem e diagnóstico sorológico em unidades hemoterápicas e laboratórios de saúde público**. Ministério da Saúde, Coordenação Nacional de Doenças Sexualmente Transmissíveis e Aids. 1998. 80p.

CAMARGO, M. E. et al. Fluorescent antibody test for the serodiagnosis of American trypanosomiasis. Technical modification employing preserved culture forms of *Trypanosoma cruzi* in a slide test. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 8, n. 5, p. 227-34, 1966.

CASTAÑERA, M. B. et al. Evaluation of dogs as sentinels of the transmission of *Trypanosoma cruzi* in a rural area of north-western Argentina. **Annals of Tropical Medicine & Parasitology**, v. 92, n. 6, p. 671-683, 1998.

DIAS, J. C. P. Doença de Chagas, ambiente, participação e Estado. **Cadernos de Saúde Pública**, v. 17, p. S165-S169, 2001.

DIAS, J. C. P. et al. Esboço geral e perspectivas da doença de Chagas no Nordeste do Brasil. **Cadernos de Saúde Pública**, v. 16, p. S13-S34, 2000.

DIAS, J. C. P. et al. Mecanismos alternativos de transmissão do *Trypanosoma cruzi* no Brasil e sugestões para sua prevenção. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 44, n. 3, p. 375-379, 2011.

ENRIQUEZ, G. F. et al. Discrete typing units of *Trypanosoma cruzi* identified in rural dogs and cats in the humid Argentinean Chaco. **Parasitology**, v. 140, n. 3, p. 303-308, 2013.

GOMES, Y. M. et al. Diagnosis of Chagas disease: what has been achieved? What remains to be done with regard to diagnosis and follow up studies?. **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 104, p. 115-121, 2009.

GÜRTLER, R. E.; CARDINAL, M. V. Reservoir host competence and the role of domestic and commensal hosts in the transmission of *Trypanosoma cruzi*. **Acta tropica**, v. 151, p. 32-50, 2015.

GÜRTLER, R. E. et al. Domestic dogs and cats as sources of *Trypanosoma cruzi* infection in rural northwestern Argentina. **Parasitology**, v. 134, n. 1, p. 69, 2007.

HERRERA, L. et al. *Trypanosoma cruzi* infection in wild mammals of the National Park ‘Serra da Capivara’ and its surroundings (Piauí, Brazil), an area endemic for Chagas disease. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 99, n. 5, p. 379-388, 2005.

HOCHKIRCH, A. et al. Phenotypic plasticity in insects: the effects of substrate color on the coloration of two ground-hopper species. **Evolution & Development**, v. 10, n. 3, p. 350-359, 2008.

FREITAS, Y. B. N. **Pesquisa de *Trypanosoma cruzi* em cães e triatomíneos em área rural do município de Mossoró, Rio Grande do Norte**. 2016, 81p. Dissertação (Mestrado em Ambiente, Tecnologia e Sociedade) – Universidade Federal Rural do Semiárido.

FOCACCIA, R.; VERONESI, R. Tratado de Infectologia. In Marcelo Simão Ferreira, Edison Reis Lopes, Arnaldo Moreira da Silva, Zilton Araújo Andrade, João Carlos Pinto Dias, Alejandro Luquetti Ostermayer. Doenças de Chagas: tripanossomíase americana. v. 2, 5 ed. **Editora Atheneu**, p. 1785-1829, 2015.

DIAS, J. C. P.; COURA, J. R. Clínica e terapêutica da doença de Chagas: uma abordagem prática para o clínico geral. In Alejandro Luquetti Ostermayer, Ana Maria de Castro. Diagnóstico Sorológico da Doença de Chagas. **Fiocruz**, p. 99-113, 1997.

LACERDA, A. D. F. Ação coletiva e cooperação intermunicipal em duas metrópoles. **Caderno CRH**, v. 24, n. 61, p. 153-166, 2011.

LAURICELLA, M. A. et al. Natural *Trypanosoma cruzi* infection in dogs of endemic areas of the Argentine Republic. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 31, n. 2, p. 63-70, 1989.

LIMA, M. M. et al. Investigation of Chagas disease in four periurban areas in northeastern Brazil: epidemiologic survey in man, vectors, non-human hosts and reservoirs. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 106, n. 3, p. 143-149, 2012.

LUQUETTI, A. O.; SCHMUÑIS, G. A. Diagnosis of *Trypanosoma cruzi* infection. In **American Trypanosomiasis**. Elsevier, 2010. p. 743-792.

MACHADO, E. M. et al. A study of experimental reinfection by *Trypanosoma cruzi* in dogs. **The American journal of tropical medicine and hygiene**, v. 65, n. 6, p. 958-965, 2001.

MATOS, H. J et al. .Reação cruzada nos testes sorológicos entre doença de Chagas e leishmaniose visceral em regiões endêmicas para ambas as doenças. **Revista Pan-Amazônica de Saúde**, v. 6, n. 1, p. 65-68, 2015.

MENDES, R. S. et al. Aspectos epidemiológicos da Doença de Chagas canina no semiárido paraibano. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 33, n. 12, p. 1459-1465, 2013.

MONTENEGRO, V. M. et al. Chagas disease in dogs from endemic areas of Costa Rica. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 97, n. 4, p. 491-494, 2002.

OLIVEIRA, A. W. S.; SILVA, I. G. Distribuição geográfica e indicadores entomológicos de triatomíneos sinantrópicos capturados no Estado de Goiás. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 40, n. 2, p. 204-208, 2007.

OLIVEIRA, E. H. et al. Doença de Chagas aguda na região nordeste do Brasil: epidemiologia e evolução temporal. **Research, Society and Development**, v. 9, n. 8, p. e878986645-e878986645, 2020.

PAVARINI, S. P. et al. Miocardite chagásica em caninos no Estado do Rio Grande do Sul. **Ciência Rural**, v. 39, n. 4, p. 1231-1235, 2009.

PEREZ, T. D. et al. Prevalence of American trypanosomiasis and leishmaniasis in domestic dogs in a rural area of the municipality of São João do Piauí, Piauí state, Brazil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 58, n. 2, p. 79, 2016.

PINTO, A. G. S. et al. Isolation of *Trypanosoma caninum* in domestic dogs in Rio de Janeiro, Brazil. **Parasitology**, v. 137, n. 11, p. 1653-1660, 2010.

ROSSETO, L. G. et al. Infecção natural por *Tripanossoma cruzi* em um cão – Relato de caso. Campo Grande: **Anais da XI mostra científica FAMEZ/UFMS**, 2018, 3p.

ROQUE, A. L. R. et al. *Trypanosoma cruzi* among wild and domestic mammals in different areas of the Abaetetuba municipality (Pará State, Brazil), an endemic Chagas disease transmission area. **Veterinary parasitology**, v. 193, n. 1-3, p. 71-77, 2013.

SANTANA, V. L. **Doença de Chagas em cães naturalmente infectados em região do semiárido nordestino**. 2011. 68p. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) - Universidade Federal de Campina Grande.

SANTANA, V. L. et al. Caracterização clínica e laboratorial de cães naturalmente infectados com *Trypanosoma cruzi* no semiárido nordestino. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 32, n. 6, p. 536-541, 2012.

SA RODRIGUES, R. P. de et al. Características epidemiológicas, zoonóticas, clínicas, patológicas e diagnósticas da doença de Chagas. **PUBVET**, v. 10, p. 190-270, 2015.

SOUSA, M. L. R. **Indicadores ambientais para doença de Chagas no meio rural do município de Mossoró, Rio Grande do Norte**. 2015, 118p. Dissertação (Mestrado em Saúde, Tecnologia e Sociedade) – Universidade Federal Rural do Semiárido.

SOUZA, A. I. et al. Soroprevalência da infecção por *Trypanosoma cruzi* em cães de uma área rural do Estado de Mato Grosso do Sul. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 29, p. 150-152, 2009.

SOUZA, A. I. de. **Estudo clínico da infecção natural por *T. cruzi* em cães residentes em uma área rural de Mato Grosso do Sul, Brasil**. 2007. 95p. Tese (Doutorado em Medicina Veterinária) - Universidade Estadual de São Paulo.

SOUZA, G. B. de et al. Natural infection by *Trypanosoma cruzi* in dogs located in Ituberá, Southern Bahia, Brazil. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 39, n. 2, p. 881-886, 2018.

UMEZAWA, E. S. et al. TESA-blot for the diagnosis of Chagas disease in dogs from co-endemic regions for *Trypanosoma cruzi*, *Trypanosoma evansi* and *Leishmania chagasi*. **Acta tropica**, v. 111, n. 1, p. 15-20, 2009.

ZETUN, C. B. et al. Infecção por *Trypanosoma cruzi* em animais silvestres procedentes de zoológicos do Estado de São Paulo. **Veterinária e Zootecnia**, p. 139-147, 2014.