

NAIARA MIRELLY MARINHO DA SILVA

**FATORES DE RISCO PARA A TRANSMISSÃO DE PARASITOS
GASTRINTESTINAIS DE CÃES COM POTENCIAL ZOONÓTICO EM
POVOADOS RURAIS DE SÃO JOÃO, PERNAMBUCO**

GARANHUNS – PE

2018

NAIARA MIRELLY MARINHO DA SILVA

**FATORES DE RISCO PARA A TRANSMISSÃO DE PARASITOS
GASTRINTESTINAIS DE CÃES COM POTENCIAL ZOONÓTICO EM
POVOADOS RURAIS DE SÃO JOÃO, PERNAMBUCO**

**Trabalho de Conclusão de curso
apresentado ao Curso de Medicina
Veterinária da Unidade Acadêmica de
Garanhuns, Universidade Federal Rural
de Pernambuco como parte dos requisitos
exigidos para obtenção do título de
graduação em Medicina Veterinária.**

ORIENTADORA: Profª Drª Gílcia Aparecida de Carvalho

GARANHUNS – PE

2018

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Sistema Integrado de Bibliotecas da UFRPE
Biblioteca Ariano Suassuna, Garanhuns - PE, Brasil

S586f Silva, Naiara Mirelly Marinho da

Fatores de riscos para a transmissão de parasitos gastrintestinais de cãescom potencial zoonótico em povoados rurais de São João, Pernambuco. - Naiara Mirelly Marinho da Silva. - 2018.

46 f. : il.

Orientador(a): Gílcia Aparecida de Carvalho.
Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Medicina Veterinária) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Medicina Veterinária, Garanhuns, BR - PE, 2018.

Inclui referências e apêndices

1. Saúde Pública 2. Zoonose 3. Parasitos I. Carvalho, Gílcia Aparecida de, orient. II. Título

CDD 614

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
UNIDADE ACADÊMICA DE GARANHUNS
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

FATORES DE RISCO PARA A TRANSMISSÃO DE PARASITOS
GASTRINTESTINAIS DE CÃES COM POTENCIAL ZOONÓTICO EM
POVOADOS RURAIS DE SÃO JOÃO, PERNAMBUCO

Trabalho de conclusão de curso elaborado por:

NAIARA MIRELLY MARINHO DA SILVA

Aprovado em 20/12/2018

BANCA EXAMINADORA

ORIENTADORA: Prof^a Dr^a Gílcia Aparecida de Carvalho
Unidade Acadêmica de Garanhuns – UFRPE

Prof. Dr. Rafael Antonio do Nascimento Ramos
Unidade Acadêmica de Garanhuns – UFRPE

Lucia Oliveira de Macedo
Médica Veterinária



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
UNIDADE ACADÊMICA DE GARANHUNS

FOLHA COM A IDENTIFICAÇÃO DO ESO

I. ESTAGIÁRIO

NOME: Naiara Mirelly Marinho da Silva MATRÍCULA Nº 200613059

CURSO: Medicina Veterinária PERÍODO LETIVO: 11º

ENDEREÇO PARA CONTATO: Rua José Clemente Filho, nº 17, Parque Alvorada, São João-PE

FONE: (87) 9-9962-4012

ORIENTADORA: Profª Drª Gílcia Aparecida de Carvalho

SUPERVISORA: Profª Drª Regina Kiomi Takahira

FORMAÇÃO: Médica Veterinária

II. EMPRESA/INSTITUIÇÃO

NOME: Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia (UNESP - Campus de Botucatu).

ENDEREÇO: Rua prof. Dr. Walter Maurício Correa, s/n.

CIDADE: Botucatu ESTADO: SP

CEP: 18618-681

FONE: (14) 3880-2154 / (14) 3880-2150

III. FREQUÊNCIA

INÍCIO E TÉRMINO DO ESTÁGIO: 01/10/2018 a 13/11/2018

TOTAL DE HORAS ESTAGIADAS: 240 horas.

IV. COMPLEMENTAÇÃO DA CARGA HORÁRIA

INÍCIO E TÉRMINO DO ESTÁGIO: 14/11/2018 a 13/12/2018

TOTAL DE HORAS ESTAGIADAS: 168 horas.

LOCAL: Laboratório de Enfermidades Parasitárias dos Animais - Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia (UNESP - Campus de Botucatu)

SUPERVISORA: Drª Elizabeth Moreira dos Santos Schmidt

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus pela concretização deste sonho de criança, iluminando meu caminho do início ao fim desta jornada.

Aos meus pais Marli Marinho e Evandro Silva que fizeram inúmeros esforços para que este sonho fosse alcançado. Nada disso teria sido possível sem a fé, amor, carinho e paciência deles. Seguraram firme minhas mãos em todos os momentos, apoiaram minhas decisões e abraçaram minha causa. Ao meu irmão Paulo Marinho pelo companheirismo, exemplo de luta e determinação. As minhas filhas de quatro patas, Lilica e Belinha que cruzaram nosso caminho em momentos distintos e tornaram-se membros da família. Levando um pouco mais de amor e respeito pelos animais, e alegria para nossa casa.

Aos meus tios José Marinho, Marcos Marinho, Adriana Marinho, Verônica Marinho, Vilma Marinho, Edjane Silva, Lourdinha Silva e suas respectivas famílias. Por todo apoio, incentivo e torcida durante esses anos.

Aos que já partiram, mas que acompanharam uma parte da minha caminhada e dedicavam um amor incondicional aos animais, Tia Eva Silva, Vovó Edite Conceição, Vovô Arlindo Marinho, Maria José (Mazé) e Natalício (Boa Gente).

Aos professores das escolas Educandário Luíza Cicera Freire e João Fernandes da Silva, em especial as professoras Juraci Alves e Mônica Erine. Que me incentivaram incansavelmente a manter o hábito da leitura e a ingressar na universidade.

A todos os professores do curso de Medicina Veterinária da UAG-UFPRE pela transmissão de conhecimento, em especial as professoras Dr^a Tânia Alen, Dr^a Márcia Bersane e Dr^a Lúcia Brasil que acompanharam minha trajetória mais de perto em momentos marcantes e decisivos.

À minha orientadora Prof^a Dr^a Gílcia Carvalho excelente profissional, uma mulher guerreira e inspiradora. Que me apoiou em todos os momentos e me deu asas pra voar, permitindo que eu vivesse experiências extraordinárias com o desenvolvimento dos projetos. Obrigada por todos os ensinamentos, não teria chegado até aqui sem o seu apoio.

Ao laboratório de Parasitologia Veterinária da UFRPE/UAG, por ter feito parte desta equipe. Foram 06 anos de muito aprendizado e disciplina em equipe. Em especial a minha querida amiga Lúcia Macedo por todo carinho, companheirismo e ajuda nas atividades desenvolvidas no laboratório e ao Professor Dr. Rafael Ramos pelos ensinamentos, incentivo e inovações no laboratório.

A toda equipe do Hospital Universitário da UAG, em especial aos Médicos Veterinários Dr. Rinaldo Ferri e Talles Almeida. Profissionais inspiradores, extremamente

éticos, humildes, e com uma didática maravilhosa. Agregaram muito conhecimento a minha formação.

Aos amigos maravilhosos que fiz durante a graduação Amanda de Deus, Stephanie Gueiros, Igor Barboza, Jonas Borges, Érica Chaves, Joelma Melo, Valeria Tenório, Ednanda Martins, Erik Renan, Edson Flávio, Almir Silva, Lara Macedo, Alice Maciel e Tayllane Almeida.

Ao meu grande amigo Allison Macêdo, que cruzou no meu caminho antes mesmo de ingressar na universidade, e se fez presente nos inúmeros momentos de alegria e tristeza. Que sempre esteve disposto a estudar comigo, tiver o prazer de ser sua estagiária e obtive um grande crescimento pessoal e profissional. Vivenciamos tantas coisas durante esses longos anos, nossa amizade teve provas suficientes que é pra toda vida.

As famílias De Deus, Macêdo, Barboza e Gueiros pelo carinho, amizade e acolhimento em suas casas nesse período da graduação, tornando-me agregada dessas famílias.

As minhas supervisoras de estágio Prof^a Dr^a Regina Takahira e Prof^a Dr^a Elizabeth Schmidt pela oportunidade de estagiar em seus laboratórios. Senti-me em casa, mesmo estando longe de casa durante o período de realização do estágio. Obrigada pelo acolhimento, incentivo e aprendizado durante este período.

As residentes do Laboratório Clínico Veterinário UNESP/Botucatu, Amanda Nogueira, Juliana Mayumi, Natália Volpi, Adriana Lopes, Grazylle Marques, Izadora Moreira, Giselle Kammer, aos alunos da pós-graduação e aos técnicos Adriana Figueira, Marcos Montanha e Claudinei Domingues. Por todo aprendizado e paciência em meio aos erros e acertos durante o período de estágio, assim como também pela atenção, amizade e carinho.

Ao residente Vitoldo Neto do Laboratório de Enfermidade Parasitárias dos Animais da UNESP/Botucatu pela atenção, aprendizado e amizade.

À minha amiga de estágio Yasmin Pitta por dividir comigo alegrias e tristezas, erros e acertos. Uma pessoa maravilhosa, com um coração do tamanho do mundo.

Aos animais no qual olhei no fundo dos olhos e prometi que iria até o fim. Nos momentos difíceis, esses olhares deram forças pra continuar a caminhada.

Aos moradores do município de São João em especial aos dos povoados rurais Volta do Rio, Freixeiras e Taquari, obrigada por compartilhar um pouco do meu conhecimento com vocês e pelas inúmeras lições de vida. Foi um período de aprendizado mútuo, transformador.

A UAG-UFRPE pelas inúmeras oportunidades, desafios e chances de me tornar uma pessoa melhor.

A todos que conheci ao longo desses anos, em especial aos que criaram pontes para que tudo isso fosse possível, ninguém vence sozinho. Considero-me uma pessoa vitoriosa por ter chegado até aqui. Realizar sonhos não é tarefa fácil, requer dedicação, paciência, tempo e PERSISTÊNCIA.

Muitíssimo obrigada!

“Tudo que acontece no universo tem uma razão de ser; um objetivo. Nós como seres humanos, temos uma só lição na vida: seguir em frente ter a certeza que apesar de às vezes estar no escuro, o sol vai voltar a brilhar. ”

Irmã Dulce

RESUMO

Diversas espécies de parasitos gastrintestinais em cães têm sido considerados importantes ameaças para a saúde pública, uma vez que podem ser causa de importante zoonose na população humana. Os animais infectados por parasitos zoonóticos como, por exemplo, os helmintos *Ancylostoma* spp., *Toxocara* spp. e os protozoários *Cystoisopora* spp., *Giardia* spp., ao defecarem contaminam o solo e água podendo levar a infecção acidental por esses parasitos aos humanos. O presente estudo teve como objetivo avaliar, fatores de riscos associados à presença de parasitos gastrintestinais de potencial zoonótico nos povoados rurais Freixeiras, Volta do Rio e Taquari, do município de São João-PE. Para tanto, foram avaliadas 144 amostras de fezes caninas pelo método de Willis e Mini-FLOTAC. Foi aplicado um questionário epidemiológico para avaliação de fatores de risco para ocorrência de parasitos gastrintestinais em cães. Do total de amostras avaliadas, 75,69% (109/144) foram positivas para parasitos gastrintestinais de potencial zoonótico. Foram considerados fatores de risco para presença de parasitos gastrintestinais tipo de alimentação (OR = 4,48), local de fornecimento de alimentação (OR = 58,85) e ausência de desverminação (OR = 3,57). Os dados aqui relatados são fundamentais para elaboração de medidas de prevenção e sensibilização junto a população dos povoados estudados.

Palavras-chave: Saúde Pública, Zoonoses, *Ancylostoma* spp.

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Hospital Veterinário FMVZ/UNESP – Botucatu.....	16
Figura 2. Fachada de entrada do Hospital Veterinário FMVZ/UNESP	17
Figura 3. Entrada do Laboratório Clínico FMVZ/UNESP.....	19
Figura 4. Bancadas do Laboratório Clínico Veterinário da FMVZ/UNESP – Botucatu. (A) Bancadas para realização de estiraço sanguíneo, coloração em panótipo rápido, hemograma e microscopia eletrônica. (B) Sala para realização de exames bioquímicos. (C) Bancadas para realização de leitura de hematócrito, proteína plasmática total (PPT), fibrinogênio, urinálise e exames especiais. (D) Sala de banco de sangue.....	19
Figura 5. (A) Entrada do Laboratório de Enfermidade Parasitárias dos Animais da FMVZ/UNESP – Botucatu. (B) Bancadas para realização de análises coproparasitológicas do Laboratório de Enfermidades Parasitárias dos Animais da FMVZ/UNESP.....	21
Figura 6. (A) Material utilizado para realização da técnica de Richie. (B) Material fecal de um felino filtrado para realização da técnica de Richie no laboratório de Enfermidades Parasitárias dos Animais da FMVZ/UNESP.....	28
Figura 7. (A) Pesagem de fezes caninas. (B) Técnica de Willis realizada no Laboratório de Enfermidades Parasitárias dos Animais da FMVZ/UNESP.....	29
Figura 8. Tubo falcon com lamínula após ser centrifugado no laboratório de Enfermidades Parasitárias dos Animais da FMVZ/UNESP.....	30
Figura 9. (A) Ovo de <i>Pascaris</i> sp. (B) Ovo <i>Oxyuris equi</i> detectados em amostra fecal de equino através da técnica de OPG no Laboratório de Enfermidades Parasitárias dos Animais da FMVZ/UNESP.....	31
Figura 10. Residência do Povoado Freixeiras, fornecimento de água e alimentos no piso.....	40

LISTA DE TABELAS

Página

Tabela 1.	Diluições de hemácias e os fatores de multiplicação utilizados no Laboratório Clínico Veterinário da UNESP/BOTUCATU.....	23
Tabela 2.	Diluições de leucócitos e os fatores de multiplicação utilizados no Laboratório Clínico Veterinário da UNESP/BOTUCATU.....	24
Tabela 3.	Exames realizados e/ou acompanhadas, na especialidade de patologia clínica, na UNESP/BOTUCATU, no período de 01/10/2018 a 11/12/2018.....	27
Tabela 4.	Atividades desenvolvidas e/ou acompanhadas, exames coproparasitológicos realizados no Laboratório de Enfermidades Parasitárias dos Animais da UNESP/Botucatu, no período de 14 de novembro a 13 de dezembro de 2018.....	31
Tabela 5.	Parasitos encontrados em amostras fecais caninas dos povoados Freixeiras, Volta do Rio e Taquari – São João, PE.....	39
Tabela 6.	Avaliação dos fatores de risco associados à presença de parasitos gastrintestinais de cães dos povoados rurais Freixeiras, Volta do Rio e Taquarí – São João, PE....	40

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

FMVVZ - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia

UNESP - Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”

ESO - Estágio Supervisionado Obrigatório

DCV - Departamento de Clínica Veterinária

LCV - Laboratório Clínico Veterinário

VG - Volume Globular

PPT - Proteína Plasmática Total Contagem de ovos por gramas de fezes – OPG

RG - Registro de identificação

mL - Mililitro

μL - Microlitro

RPM - Rotações por minuto

AHIM - Anemia hemolítica imunomediada

NaCl - Cloreto de Sódio

LMC- *Larva migrans cutânea*

LMV - *Larva migrans visceral*

L3 – Larvas de terceiro estágio

SUMÁRIO

	Página
CAPÍTULO I – DESCRIÇÃO DO LOCAL DO ESO E ATIVIDADES REALIZADAS.....	16
1 LOCAL DE ESO E CARACTERÍSTICAS.....	16
1.1 Departamento de Clínica Veterinária.....	17
1.1.1 Laboratório Clínico Veterinário.....	17
1.1.2 Laboratório de enfermidades parasitárias dos animais.....	20
2 ATIVIDADES DESENVOLVIDAS.....	21
2.1 Atividades realizadas no Laboratório Clínico Veterinário.....	21
2.1.1 Setor de recebimento de amostras.....	22
2.1.2 Setor de realização de estiraço sanguíneo, coloração em panótico rápido e hemograma.....	22
2.1.3 Setor de leitura de hematócrito ou volume globular (VG), proteína plasmática total (PPT) e fibrinogênio.....	22
2.1.4 Setor de diluição de hemácias, leucócitos , plaquetas e dosagem de hemoglobina.....	23
2.1.5 Setor de urinálise, contagem de reticulócitos, teste de aglutinação em salina, tempo de coagulação, análise de líquido, análise de líquido cavitário e líquido ruminal.....	24
2.1.6 Setor de microscopia.....	25
2.1.7 Setor de pesquisa bibliográfica.....	26
2.1.8 Outras atividades.....	26
2.2 Atividades realizadas no Laboratório de Enfermidades Parasitárias dos Animais.....	26
2.2.1 Método de Richie (Éter-formalina) Adaptado.....	27
2.2.2 Técnica de Willis Molay (1921).....	28
2.2.3 Técnica de Faust e Colaboradores (1938).....	28
2.2.4 Contagem de Ovos por Gramas de Fezes (OPG) – Gordon e Whitlok Modificada (1939).....	29
2.2.5 Exame direto.....	30
CAPÍTULO II – PESQUISA CIENTÍFICA.....	31
1 INTRODUÇÃO.....	31
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	33
2.1 Família Ancylostomatidae.....	33
2.1.2 Ciclo evolutivo.....	33

2.1.3 Epidemiologia.....	34
2.1.4 Patogenia.....	34
2.1.5 Sintomatologia.....	34
2.1.6 Diagnóstico.....	34
2.1.7 Tratamento.....	35
2.1.8 Controle.....	35
2.2 Família Ascaridae.....	35
2.2.2 Ciclo evolutivo.....	35
2.2.3 Epidemiologia.....	35
2.2.4 Patogenia.....	36
2.2.5 Sintomatologia.....	36
2.2.6 Diagnóstico.....	36
2.2.7 Tratamento e controle.....	36
3 OBJETIVOS.....	37
3.1 Objetivo Geral.....	37
3.1 Objetivo Específico.....	37
4 MATERIAL E MÉTODOS	38
4.1 Área de estudo.....	38
4.2 Coleta de amostras.....	38
4.3 Análise de dados.....	38
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	38
5.1 Resultados.....	38
5.2 Discussão.....	40
6 CONCLUSÃO.....	42
REFERÊNCIAS.....	43
ANEXO	45

CAPÍTULO I – DESCRIÇÃO DO LOCAL DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO (ESO) E ATIVIDADES REALIZADAS

1 LOCAL DO ESO E CARACTERÍSTICAS

O Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO) foi realizado no período de 01/10/2018 a 14/12/2018, perfazendo uma carga horária total de 408 horas. O mesmo foi realizado no Departamento de Clínica Veterinária (DCV) da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia (UNESP - Campus de Botucatu) nas áreas de Laboratório Clínico Veterinário e Enfermidades Parasitárias dos Animais, sob orientação da professora Doutora Gílcia Aparecida de Carvalho e supervisão das professoras Doutoras Regina Kiomi Takahira e Elizabeth Moreira dos Santos.

A Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia (FMVZ) da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (UNESP), Campus de Botucatu, fica situada no distrito de Rubião Júnior – SP, é uma instituição que se destaca entre as principais instituições de ensino superior do País. Possui um importante Hospital Escola Veterinário (Figuras 1 e 2) e o primeiro do gênero no Brasil, que atende uma média de 15 mil casos por ano, realiza suas atividades de ensino e pesquisa em três fazendas que, juntas, somam aproximadamente 1.143 hectares. O Hospital Veterinário é uma unidade auxiliar dotada de modernas instalações, com centros cirúrgicos, ambulatórios, laboratórios, unidade de radiologia, canis e baias. Possui serviços de Clínica Veterinária, Anestesiologia Veterinária (inclusive Acupuntura), Cirurgia de Grandes e Pequenos Animais, Patologia Veterinária, Diagnóstico Bacteriológico e Micológico, Reprodução Animal, Controle de Zoonoses, Epidemiologia, Diagnóstico Viroológico e Imunológico.



Figura 1. Hospital Veterinário FMVZ/UNESP – Botucatu. Fonte: UNESP, 2018.



Figura 2. Fachada de entrada do Hospital Veterinário FMVZ/UNESP – Botucatu. Fonte: Arquivo pessoal.

1.1 Departamento de Clínica Veterinária (DCV)

O Departamento de Clínica Veterinária está situado nas dependências do Hospital Veterinário da UNESP - Campus de Botucatu, é composto por profissionais que se dedicam mantendo programas de ensino, pesquisa e serviços clínicos da mais alta qualidade. Este departamento presta serviços nas áreas de Clínica de Pequenos Animais, Clínica de Grandes Animais, Dermatologia, Enfermidades Parasitárias dos Animais, Laboratório Clínico, Neurologia, Ornitopatologia, Patologia, Toxicologia e Banco de Tecido de Animais.

1.1.1 Laboratório Clínico Veterinário (LCV)

O Laboratório Clínico Veterinário (Figuras 3 e 4) está situado no Departamento de Clínica Veterinária, nas dependências do hospital veterinário da UNESP – Botucatu, realiza análises hematológicas, bioquímica clínica, urinálise, exames de derrames cavitários, líquido

cefalorraquidiano, exame de medula óssea e possui um banco de sangue. O LVC realiza os exames da rotina do Hospital Veterinário, assim como também de instituições ou empresas privadas. Possui uma equipe composta por 07 residentes e 03 técnicos. Cada residente fica responsável por um setor durante a semana, 02 técnicos ficam no setor de bioquímica e o outro técnico é responsável pela limpeza e desinfecção dos materiais utilizados no laboratório. Mensalmente recebe estagiários provenientes tanto de universidades brasileiras como também de outros países. A estrutura física do LVC é composta por sala de centrifugação, sala dos residentes, banco de sangue, laboratório de rotina, laboratório restrito aos alunos pós-graduação, sala de estudo para os alunos da pós-graduação, sala de higienização de material, biblioteca, sala didática para realização de aulas práticas, discussão de casos clínicos e apresentação de seminários, copa, 02 salas destinadas aos professores responsáveis pelo laboratório e 02 banheiros.



Figura 3 – Entrada do Laboratório Clínico FMVZ/UNESP – Botucatu. Fonte: Arquivo pessoal.

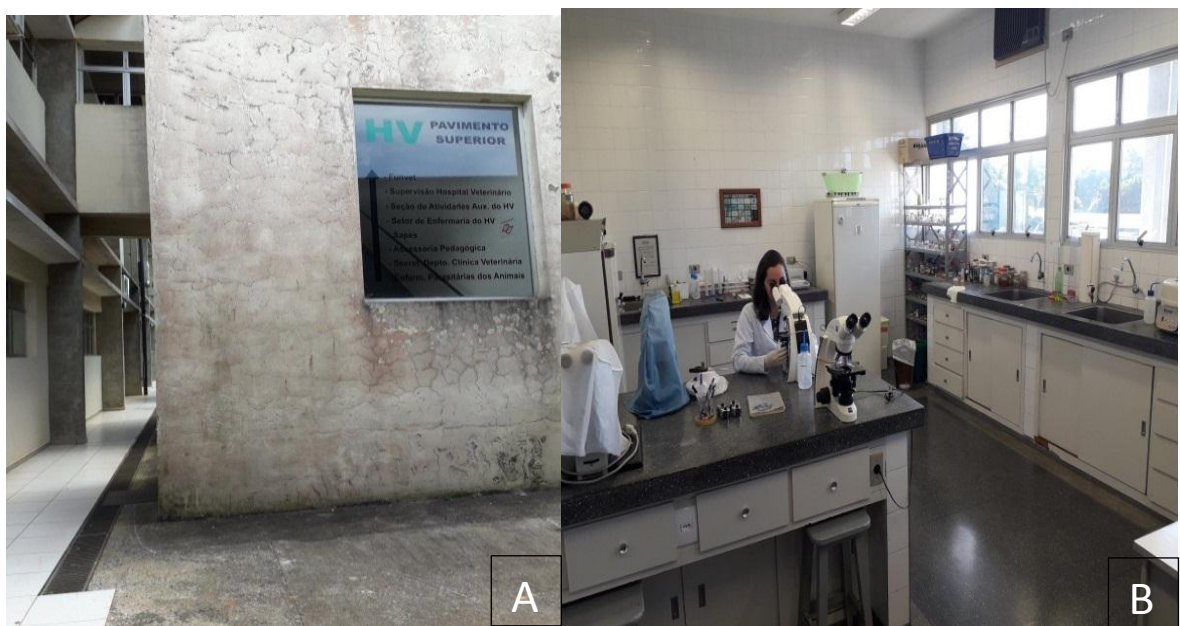


Figura 4 – Bancadas do Laboratório Clínico Veterinário da FMVZ/UNESP – Botucatu. (A) Bancadas para realização de estiraço sanguíneo, coloração em panótipo rápido, hemograma e microscopia eletrônica. (B) Sala para realização de exames bioquímicos. (C) Bancadas para realização de leitura de hematócrito, proteína plasmática total (PPT), fibrinogênio, urinálise e exames especiais. (D) Sala de banco de sangue. Fonte: Arquivo pessoal.

1.1.2 Laboratório de Enfermidades Parasitárias dos Animais

O Laboratório de Enfermidades Parasitárias dos Animais (Figura 5) encontra-se situado no pavimento superior do Departamento de Clínica Veterinária, nas dependências do hospital veterinário da UNESP - Botucatu. Realiza exames coproparasitológicos, utilizando as técnicas de Hoffman, Baerman, Faust, Willis-Mollay, Richie, Gordon e Wiltlock Modificada (Contagem de ovos por gramas de fezes – OPG). Realiza também avaliação para identificação de larvas (coprocultura), pesquisa de microfilárias (Teste de Knott), biocarrapaticidograma, raspados de pele para pesquisa de ácaros. Atende a demanda do hospital veterinário e de instituições e empresas privadas. Possui um 01 residente e recebe estagiários provenientes universidades brasileiras e de outros países. A estrutura física do Laboratório é composta por sala dos residentes e alunos da pós-graduação, Laboratório de Diagnóstico de Enfermidades Parasitárias dos Animais, Laboratório de Pesquisa Enfermidades Parasitárias (exclusivo dos alunos da pós-graduação), Laboratório de Pesquisa em Proteína de Fase Aguda e Monitoramento Não Invasivo da Reprodução e do Bem-Estar Animal, sala do professor responsável pelo laboratório de enfermidades Parasitárias, além de salas administrativas e 04 banheiros e uma copa.

Figura 5 – (A) Entrada do Laboratório de Enfermidade Parasitárias dos Animais da FMVZ/UNESP – Botucatu. (B) Bancadas para realização de análises coproparasitológicas do Laboratório de Enfermidades Parasitárias dos Animais da FMVZ/UNESP – Botucatu Fonte: Arquivo pessoal.



2 ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

2.1 Atividades realizadas no Laboratório Clínico Veterinário

Foi realizada uma divisão de setores entre os estagiários, de modo que cada estagiário era acompanhado por um dos residentes. Cada residente permanecia em um setor por uma semana, já os estagiários realizavam rotação de setor diariamente. Os setores foram divididos em:

1. Setor de recebimento de amostras;
2. Setor de realização de estirado sanguíneo, coloração em panótipo rápido e hemograma;
3. Setor de leitura de hematócrito ou volume globular (VG), proteína plasmática total (PPT) e fibrinogênio;
4. Setor de diluição de hemácias, leucócitos, plaquetas e dosagem de hemoglobina;
5. Setor de urinálise, contagem de reticulócitos, teste de aglutinação em salina, tempo de coagulação, análise de líquido, análise de líquido cavitário e líquido ruminal;
6. Setor de microscopia;
7. Setor de pesquisa bibliográfica;

Os residentes realizavam 02 plantões por mês, no fim de semana. Já os estagiários realizavam apenas um plantão, uma vez ao mês, também no fim de semana. Cada estagiário apresentava um seminário e um caso clínico mensalmente. Os assuntos do seminário eram relacionados à Patologia Clínica Veterinária. O seminário apresentado teve como título “*Ancylostoma caninum* - Principais Alterações Hematológicas”. Já o caso clínico era proveniente da rotina laboratorial. Todo estagiário buscava no sistema o registro de identificação (RG) de algum animal acompanhado pelo setor de Clínica Médica Veterinária, onde era explanado todas as alterações clínicas encontradas nos exames e realizadas discussões a respeito das mesmas, buscando um raciocínio. Houve também uma participação em um Workshop de Técnicas Experimentais, onde foram assistidas 02 palestras “Next Generation Sequencing: Técnica, aplicações e novas tendências” e “Dicas práticas de como pipetar melhor e cuidados com suas pipetas.

2.1.1 Setor de recebimento de amostras

Era o setor responsável pelo recebimento de todas as amostras, telefonemas e liberação dos resultados dos exames. Inicialmente era realizada a conferência da amostra, observando-se o número de identificação, se o mesmo era compatível com o registro de identificação do animal (RG) e o número interno do laboratório gerado no sistema do computador.

2.1.2 Setor de realização de estiraço sanguíneo, coloração em panótipo rápido e hemograma

Após recebimento e conferência entre o número da amostra, RG e o pedido que constava no sistema do computador, a amostra de sangue era colocada em um homogeneizador. Colocava-se uma gota de sangue com o auxílio de um tubo capilar na extremidade de uma lâmina, com outra sobreposta num ângulo de 45° realizava-se um deslize, formando um estiraço. Em seguida a lâmina era transferida para um panótipo rápido para ser corada. Depois era seca com o auxílio de um secador de cabelo e em caminhada para o setor de microscopia para realização da leitura. O tubo de sangue era colocado no homogeneizador mais uma vez e encaminhado para a máquina de hemograma¹, depois era colocado em uma geladeira onde permanecia guardado por 02 dias.

2.1.3 Setor de leitura de hematócrito ou volume globular (VG), proteína plasmática total (PPT) e fibrinogênio

Era realizada a leitura de hematócrito e PPT de todas as amostras da rotina, com exceção do fibrinogênio que só era realizado apenas nas amostras bovinos, caprinos, ovinos e equinos. Colocava-se em um tubo capilar amostra de sangue homogeneizado, depois realizava o fechamento da extremidade de cor azul do tubo capilar, com auxílio do bico de busen e encaminhava o tubo para a centrífuga de microhematócrito por 05 minutos. Depois retirava da centrífuga e com um auxílio de um cartão que contém o padrão em porcentagem era estimado o valor do VG. Em seguida o tubo capilar era quebrado acima da porção de leucócitos e plaquetas, com o auxílio de uma lixa de unha. O plasma era transferido para um refratômetro, sendo distribuído no prisma a leitura era realizada. Para fibrinogênio, colocava-se a amostra

¹ PocH-100iV Diff™ Sysmex Corporation
São Paulo - SP

de sangue em dois capilares, realizava o fechamento da extremidade azul e encaminhava ambos para a centrífuga de microhematócrito. Após a centrifugação um dos capilares permanecia em banho-maria por 03 minutos a 56°C, era centrifugado novamente e fazia-se a leitura da nova PPT. Depois realizava-se uma subtração entre os valores da primeira e segunda PPT e tinha-se então o valor do fibrinogênio.

2.1.4 Setor de diluição de hemácias, leucócitos, plaquetas e dosagem de hemoglobina

A diluição de hemácias, leucócitos, plaquetas e dosagem de hemoglobina era sempre realizada por um estagiário, a pedido dos residentes. Para diluição das hemácias, utilizava-se um tubo de ensaio contendo 04 mL de solução de Gower em 20 µL de sangue. Homogeneizava o tubo com o auxílio do agitador vortex. Depois realizava-se o preenchimento de um dos lados da câmara de Neubauer, a contagem era feita após 02 minutos, nos 05 quadrantes em sentido diagonal. O resultado era multiplicado de acordo com o fator de diluição (Tabelas 1 e 2). Na tabela 01 são expressos os valores das diluições com seus respectivos fatores de multiplicação.

Tabela 01 - Diluições de hemácias e os fatores de multiplicação utilizados no Laboratório Clínico Veterinário da UNESP/BOTUCATU

Solução de Gower	Amostra	Fator de multiplicação
04mL	20 µL	10.500
08mL	20 µL	20.500

A diluição de leucócitos era realizada em um tubo de ensaio contendo 0,4µL da solução de Turk em 20µL de sangue. O tubo de ensaio era homogeneizado no agitador vortex, depois realizava-se o preenchimento de um dos lados da câmara de Neubauer. Após 02 minutos era realizada a contagem, nos quatro quadrantes da câmara, o resultado era multiplicado de acordo com o fator de diluição.

Tabela 02 - Diluições de leucócitos e os fatores de multiplicação utilizados no Laboratório Clínico Veterinário da UNESP/BOTUCATU.

Solução de Turk	Amostra	Fator de multiplicação
0,8 ml	20µL	102,5
2 ml	20µL	252,5

A diluição de plaquetas era realizada pelo estagiário, porém a contagem era feita pelo residente. Era utilizado um tubo de ensaio com 2,0 mL de solução de Brecher, adicionava-se 20µL de sangue homogeneizado. O tubo de ensaio era homogeneizado no agitador vortex, depois realizava-se o preenchimento dos dois lados da câmara de Neubauer, e deixava a mesma 20 minutos em câmara úmida ou 10 minutos em casos de emergência. A diluição de plaquetas era sempre realizada em amostras de felinos e alguns animais silvestres, ou ainda quando o resultado do contador automático de células não era compatível com a estimativa da lâmina.

A dosagem de hemoglobina era realizada quando a concentração em relação à hematimetria, hematócrito e índices hematimétricos não se mostravam equivalentes. A concentração de hemoglobina era fornecida pelo PochH, ou pela diluição no aparelho DA500(Cellm) . A leitura era realizada nos analisadores bioquímicos SB- 190 ou Cobas Mira Plus após 05 minutos da adição de solução lisante de hemácias (amônio quaternário), se mantendo estável para leitura em até uma hora. Em répteis e aves a amostra era centrifugada por 06 minutos por 1.500 rpm, para que a leitura pudesse ser realizada. Essa nova centrifugação era realizada porque as hemácias de aves e reptéis possuem núcleo, que são liberados durante o processo de hemólise provocado pelo lisante. Com a centrifugação ocorre a sedimentação dos núcleos lisados e não há interferência na leitura espectrofotométrica.

2.1.5 Setor de urinálise, contagem de reticulócitos, teste de aglutinação em salina, tempo de coagulação, análise de líquido, análise de líquido cavitário e líquido ruminal

Ao receber urina, era verificado se o número do pedido era correspondente com o RG do animal. A amostra recebida permanecia protegida da luz. No exame físico avaliava-se volume, cor, aspecto, odor e densidade através do refratômetro. Depois com o auxílio de uma fita reagente (Combur Test-Roche) realizava-se o exame químico, onde se avaliava o pH, proteína, glicose, corpos cetônicos, urobilinogênio, bilirrubina, sais biliares e presença de sangue oculto na urina. Em seguida era centrifugado 5,0 mL de urina, por 05 minutos a 1.500 rpm. O sobrenadante era descartado, mantendo 0,5 mL do sedimento. No sedimento observava-se a presença de células, cristais, cilindros e microorganismos (parasitos, bactérias e fungos). A leitura era realizada em microscópio óptico nas objetivas de 10x e 40x por um dos residentes.

A contagem de reticulócitos era realizada para avaliar a resposta da medula osséa em relação a produção de eritrócitos. Em um tubo de ensaio, colocava-se 50 µl de azul de Cresil ou novo azul de metileno e 50 µl de sangue, homogeneizava e colocava em banho-maria por

15 minutos a 37,5 C°. Em seguida eram realizados 03 estiraços em 03 lâminas. O estagiário realizava a confecção do estiraço e o residente a leitura da lâmina. Contando 10 campos por lâmina, realizava-se a soma e média de reticulócitos. A média era expressa em porcentagem (%). Para determinação do valor relativo de reticulócitos em cães fazia-se uma multiplicação entre a porcentagem (%) e o VG, dividido por 45. Nos gatos apenas os reticulócitos agregados eram considerados durante a contagem no microscópio, pois esses representam a resposta imediata da medula óssea. O cálculo em gatos era realizado através da porcentagem (%), multiplicado pelo VG e dividido por 37. Para determinação do valor absoluto, fazia-se através da porcentagem (%), multiplicado pelo valor de hemácias dividido por 100.

O teste de aglutinação em salina era utilizado com frequência para auxiliar no diagnóstico em casos suspeitos de anemia hemolítica imunomediada (AHIM). Utilizava-se 50 µl de solução salina previamente aquecida a 37,0 C°, em uma lâmina adicionava-se 10µL de sangue, homogeneizava com uma ponteira e colocava uma lamínula sobre a lâmina. A lâmina era transferida para uma câmara úmida e após 15 minutos avaliava-se a presença ou ausência de eritrócitos aglutinados.

Na análise de líquido e líquido cavitário realizava-se exame físico, químico e citológico. No exame físico avaliava-se cor, aspecto e a densidade. No exame químico, avaliava-se a proteína através do refratômetro, pH e glicose através da fita reagente (Combur Test-Roche). O exame citológico era baseado na contagem de células na câmara de Neubauer, com isso era estabelecido o método da confecção da lâmina (centrifugação, squash direto, citocentrifugação) para realização da análise morfológica e verificação de tipos e alterações celulares. No exame de líquido era realizado também o teste de Pandy (positivo ou negativo), para avaliação de imunoglobulinas.

Na análise de líquido ruminal, observava-se volume, aspecto, odor e pH. Era realizada a dosagem de cloretos e a prova do azul de metileno. Colocava-se em uma lâmina 20 µL de líquido ruminal, acrescentava-se uma lamínula e realizava a avaliação dos protozoários em microscópio óptico nas objetivas de 10x e 40x, quanto ao tamanho (pequenos, médios e grandes), quantidade (raros a 03 cruces) e estimava a quantidade em porcentagem (%) de acordo com o tamanho dos protozoários encontrados.

2.1.6 Setor de microscopia

As leituras das lâminas eram realizadas em microscópio óptico nas objetivas de 10x, 40x e 100x somente pelos residentes, após a contagem eram emitidos os laudos e encaminhados

para o setor de recebimento de amostras que liberavam os resultados no sistema do computador.

2.1.7 Setor de pesquisa bibliográfica

Destinado para fins de estudo, ficava localizado na biblioteca do Laboratório Clínico Veterinário da UNESP/Botucatu. Era onde ocorriam reuniões, discussões de casos clínicos e apresentações de seminários.

2.1.8 Outras atividades

Foi realizado também o acompanhamento de coleta de medula, coleta de líquido, teste de compatibilidade e coleta de sangue de cão doador para o banco. O banco de sangue do laboratório Clínico presta serviço para o Hospital Veterinário da UNESP/Botucatu. É responsável pela coleta e processamento de bolsa de sangue total, concentrado de hemácias, plasma fresco congelado, e bolsa de plaquetas. A seguir, a tabela 3 possui as quantidades e porcentagens dos exames realizados pela equipe do Laboratório Clínico Veterinário da UNESP/Botucatu, no período de 01 de outubro a 13 de novembro de 2018.

Tabela 03 –Exames realizados e/ou acompanhadas, na especialidade de patologia clínica, na UNESP/BOTUCATU, no período de 01/10/2018 a 13/11/2018

Exames	Quantidade
Hemogramas	3.529
Aglutinação em salina	51
Bioquímicos	3.834
Urinálise	774
Análise de líquido cavitário	167

2.2 Atividades realizadas no Laboratório de Enfermidades Parasitárias dos Animais

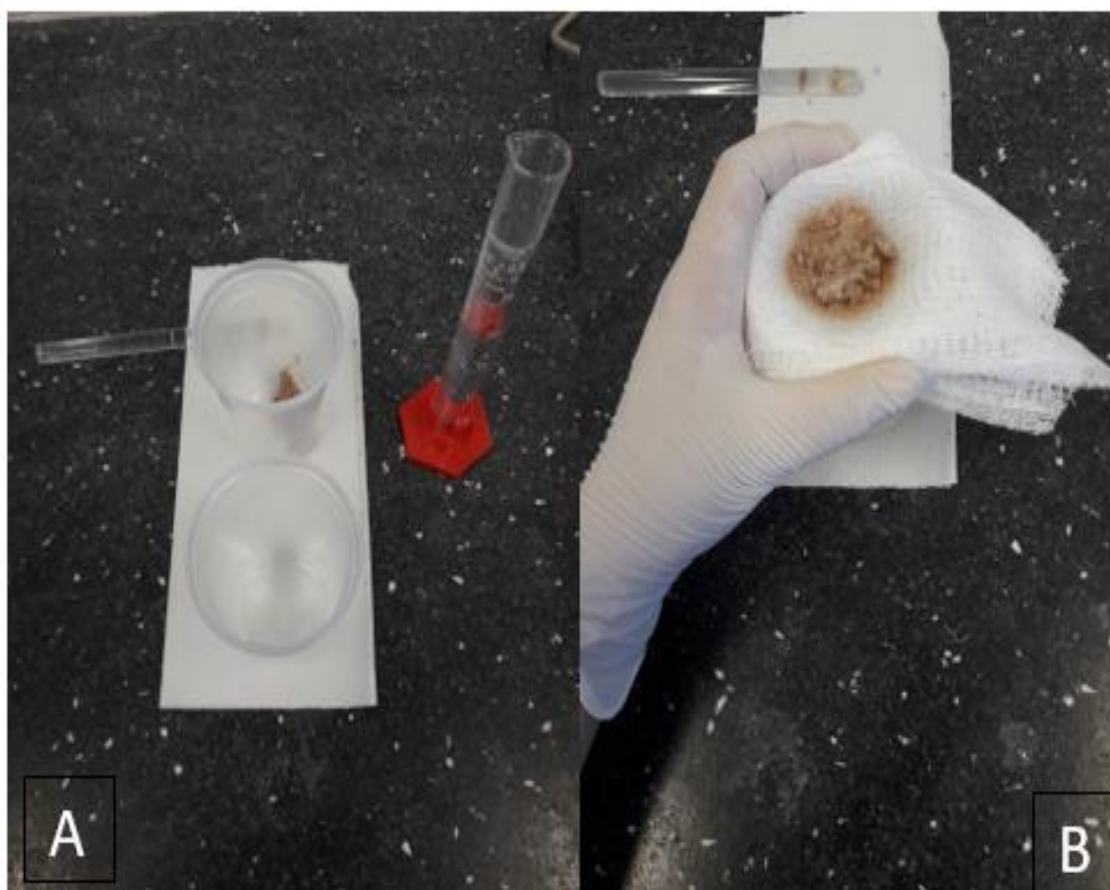
O residente realizou uma apresentação dos serviços, quanto à recepção das amostras encaminhadas ao laboratório para processamento das análises laboratoriais, preparo e realização dos exames coproparasitológicos. Houve também acompanhamento e auxílio nas atividades de pesquisa realizadas na rotina laboratorial e coleta de material fecal bovino no setor de Clínica de Grandes Animais para realização de exame coproparasitológico. Foi realizado um plantão no fim de semana e apresentado um seminário, que teve como título

“Atividades educativas para conscientização sobre parasitos zoonóticos em Povoados da Zona Rural de São João, Pernambuco”.

2.2.1 Método de Richie (Éter-formalina) Adaptado

Misturava-se 5,0 g de fezes em 12 mL de água, depois filtrava o conteúdo com o auxílio de uma gaze (Figura 6). Em seguida o conteúdo era transferido para um tubo falcon de 15 mL e centrifugado durante 02 minutos, a 2000 rotações por minuto (rpm), até decantar o sobrenadante. A lavagem era repetida até obtenção de um sobrenadante límpido. Após a obtenção do sobrenadante límpido era adicionado ao sedimento 10 ml de solução de formol a 7,5%, onde permanecia em repouso durante 30 minutos. Adicionava-se éter, fechava o tubo falcon e agitava vigorosamente e centrifugava por mais 02 minutos a 2000 rpm. Após a centrifugação era realizada a remoção dos detritos da superfície do tubo com o auxílio de um bastonete de vidro envolvido em um algodão em uma das extremidades e mais uma vez centrifugava por 02 minutos a 2.000 rpm até decantar o sobrenadante. Em seguida adicionava-se uma gota do sedimento em uma lâmina, com ou sem lugol e colocava-se uma lamínula sobre a lâmina. O sedimento era examinado no microscópio óptico na objetiva de 10x.

Figura 6 – (A) Material utilizado para realização da técnica de Richie. (B) Material fecal de um felino filtrado para realização da técnica de Richie no laboratório de Enfermidades Parasitárias dos Animais da FMVZ/UNESP – Botucatu. Fonte: Arquivo pessoal.



2.1.2 Técnica de Willis Molay (1921)

Pesava de 2,0 a 5,0 gramas de fezes em um copo descartável (Figura 7) e acrescentava 20 ml de solução hipersaturada de sódio (NaCl) na densidade 1:12000. Em seguida filtrava a suspensão de fezes através de um tamis (coador) e gaze em outro copo descartável. A suspensão de fezes era transferida para um tubo de filme que estava dentro de uma Placa de Petri. Onde o volume era completado com a solução hipersaturada de NaCl até formar um menisco na borda do tubo de filme, colocava-se uma lâmina (Figura 7) sobre o tubo, cuidadosamente para não formar bolha entre a lâmina e a superfície do líquido e deixava em repouso por 15 minutos. A lâmina era removida, sua posição era invertida rapidamente para evitar queda dos ovos e colocava-se uma lamínula sobre a lâmina. A leitura da lâmina era realizada em microscópio óptico na objetiva de 10x e 40x.

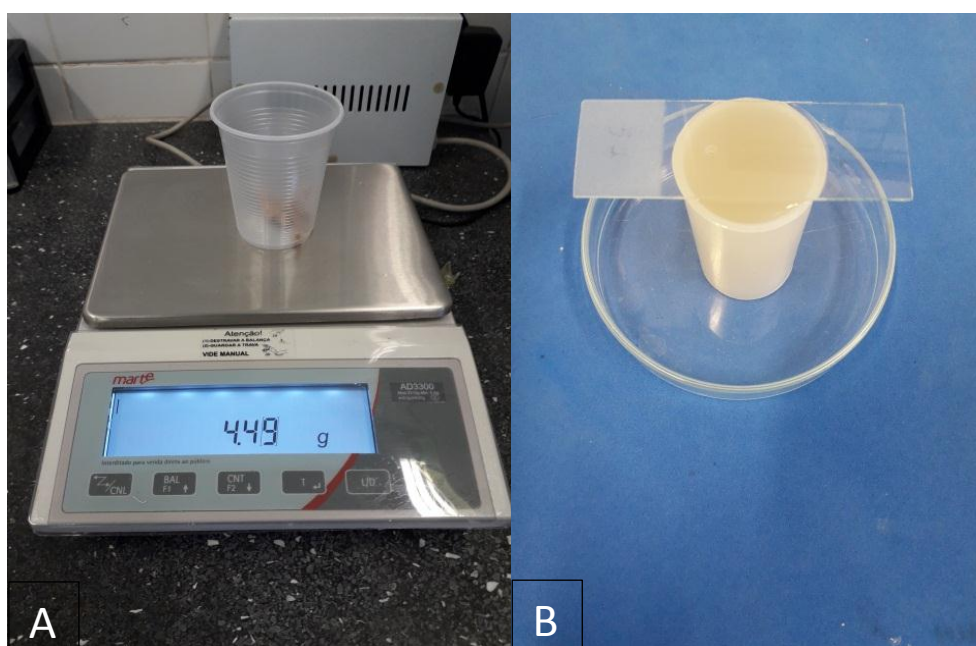


Figura 7 – (A) Pesagem de fezes caninas. (B) Técnica de Willis realizada no Laboratório de Enfermidades Parasitárias dos Animais da FMVZ/UNESP – Botucatu. Fonte: Arquivo pessoal.

3.4 - Técnica de Faust e Colaboradores (1938)

Pesava de 2,0 a 5,0 gramas de fezes em um copo descartável e misturava em 10 ml de água destilada. Filtrava a suspensão através de um tamis em outro copo e transferia a mesma para um tubo Falcon de 15 ml e centrifugava por 5 minutos a 1.200 rpm. O sobrenadante era descartado e o sedimento retido, em seguida adicionava-se água destilada ao sedimento e

repetia essa operação de 2 a 3 vezes até o líquido sobrenadante ficar claro. O sobrenadante era desprezado, e adicionado ao sedimento solução de sulfato de zinco até formar o menisco na borda do tubo, colocava-se uma lamínula na borda do tubo ainda na centrífuga (Figura 8) e depois colocava para centrifugar por mais 05 minutos a 1.200 rpm. Adicionava uma gota de lugol em uma lâmina e transferia a lamínula do tubo para lâmina e realizava a leitura em microscópio óptico nas objetivas de 10x e 40x.



Figura 8 – Tubo falcon com lamínula após ser centrifugado no laboratório de Enfermidades Parasitárias dos Animais da FMVZ/UNESP – Botucatu. Fonte: Arquivo pessoal.

2.2.4 Contagem de Ovos por Gramas de Fezes (OPG) – Gordon e Whitlok Modificada (1939)

Com um auxílio de um bastão de vidro a amostra era homogeneizada em um copo descartável, era pesado 2,0 gramas de fezes (ovinos e caprinos) ou 4,0 gramas (bovinos, equinos e bubalinos). Com o auxílio de uma proveta graduada era colocado 58 mL (ovinos e caprinos) e 56 mL (bovinos e equinos) de solução hipersaturada de NaCl, e homogeneizava junto com as fezes. Com o auxílio de uma gaze, a suspensão era filtrada em outro copo. Com uma pipeta de Pasteur homogeneizava a suspensão, retirava uma amostra da suspensão e preenchia os dois compartimentos de Câmara de McMaster sem deixar formar bolhas de ar. A leitura era realizada imediatamente, em microscópio óptico na objetiva de 10x. As linhas dos compartimentos da Câmara de McMaster eram focadas e a contagem (Figura 9) de ovos presentes era realizada dentro do limite das linhas e em seguida multiplicado o número total

dos ovos contados por 100 (pequenos ruminantes) e 50 (equinos e bovinos), obtendo-se desta forma a quantidade total de ovos por grama de fezes (OPG).

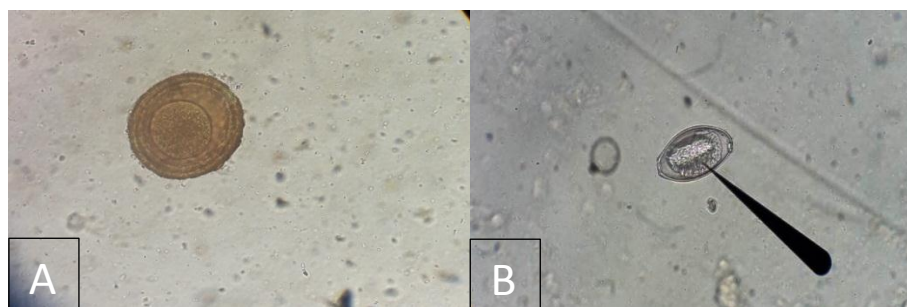


Figura 9 – (A) Ovo de *Pascaris* sp. (B) Ovo *Oxyuris equi* detectados em amostra fecal de equino através da técnica de OPG no Laboratório de Enfermidades Parasitárias dos Animais da FMVZ/UNESP – Botucatu. Fonte: Arquivo pessoal.

Nesse período, foi realizado um total de 183 exames coproparasitológicos sendo de bovinos, ovinos, caprinos, equídeos, caninos, felinos e silvestres. Apresentados na tabela 4.

2.2.5 Exame direto

Colocava-se duas a três gotas de solução fisiológica de cloreto de sódio a 0,9 % em uma lâmina. Arrastava bastão de vidro em vários pontos das fezes, transferindo uma pequena porção para a lâmina. Espalhava as fezes, fazendo um estirado. Colocava-se uma lamínula sobre a lâmina e realizava a leitura em microscópio óptico nas objetivas de 10x e 40x.

Tabela 4. Atividades desenvolvidas e/ou acompanhadas, exames coproparasitológicos realizados no Laboratório de Enfermidades Parasitárias dos Animais da UNESP/Botucatu, no período de 14 de novembro a 13 de dezembro de 2018.

Espécie animal	Técnicas				
	OPG	Faust	Willis	Richie	Direto
Bovinos	08	19	-	-	-
Caprinos	03	03	-	-	-
Ovinos	08	07	-	-	-
Equinos	02	-	-	-	-
Felinos	-	07	06	02	01
Caninos	-	41	43	-	02
Silvestres	-	15	12	-	04
Total	21	92	61	02	07

CAPÍTULO II – PESQUISA CIENTÍFICA

FATORES DE RISCO PARA A TRANSMISSÃO DE PARASITOS GASTRINTESTINAIS DE CÃES COM POTENCIAL ZONÓTICO EM POVOADOS RURAIS DE SÃO JOÃO, PERNAMBUCO

1 INTRODUÇÃO

Os cães desempenham um papel de grande importância junto à sociedade, nos últimos anos passaram a ser considerados como membros da família, onde contribuem com o desenvolvimento físico, social e emocional principalmente de crianças e jovens. Entretanto o aumento da população de cães em áreas urbanas tanto de animais errantes quanto domiciliados ou semi domiciliados tem papel epidemiológico importante na contaminação do solo de áreas públicas como praças, praias, parques infantis, jardins ou caixas de areia em escolas (CAMPOS FILHO et al., 2006).

Diversas espécies de parasitos gastrintestinais de cães têm sido consideradas importantes ameaças para a saúde pública, uma vez que podem ser importante zoonoses na população humana (FERREIRA et al., 2016). Nas últimas décadas, o hábito das pessoas de andar com animais, principalmente cães, em locais públicos (por exemplo, praças e parques) tem aumentado consideravelmente. Ao mesmo tempo, o risco de infecção humana também está aumentando devido à eliminação de ovos, larvas e / ou oocistos de parasitos zoonóticos no ambiente (TARSITANO et al., 2010; MOURA et al., 2013).

Por muito tempo, estudos epidemiológicos de parasitos gastrintestinais foram realizados em todo o Brasil. Em geral, os parasitos mais comuns detectados são pertencentes aos gêneros *Ancylostoma* e *Toxocara*, seguidos por *Trichuris*, *Strongyloides*, *Dipylidium*, *Giardia* e *Cystoisospora* (MOURA et al., 2013; FERREIRA et al., 2016).

Este problema é comum no país, em locais onde a população canina circula livremente. Por falta de informações ou por desconhecimento muitos tutores têm o hábito de levar seus cães a passeio ou mantê-los soltos em vias públicas, tais animais acabam defecando na maioria das vezes nessas localidades, onde raramente são recolhidas as fezes, favorecendo a contaminação do solo por parasitos gastrintestinais de potencial zoonótico (GUIMARÃES, et al., 2005). Nota-se também que animais da população de baixa renda raramente recebem algum tipo de assistência, no que diz respeito a tratamento e a prevenção contra doenças (LIMA et al., 2009).

É perceptível o desconhecimento sobre a transmissão de parasitos com potencial zoonótico entre muitos proprietários de animais de companhia nas diferentes faixas etárias, Tendo em vista o grande problema voltado à saúde pública frente à infecção da população humana por meio de parasitos zoonóticos encontrados em material fecal canino depositado em locais públicos. O presente estudo tem o objetivo avaliar fatores de risco associados a transmissão parasitos gastrintestinais nos povoados rurais Freixeiras, Volta do Rio e Taquari do município de São João – PE.

2 REVISÃO DE LITERATURA

Os cães estão associados a mais de sessenta doenças zoonóticas, dentre as quais, as helmintoses podem causar sérios problemas de saúde pública (RINALDI et al., 2006). Cães infectados por parasitos gastrintestinais eliminam ovos, larvas e oocistos de parasitos no ambiente podendo infectar o homem. Os parques infantis, jardins, caixas de areia em parques ou escolas, praças, públicas são os locais de maior risco de contaminação humana, em especial contaminação de crianças (TARSITANO et al., 2010).

O ascarídeo *Toxocara canis* e o ancilostomídeo *Ancylostoma caninum*, por exemplo, têm potencial zoonótico e são os principais agentes etiológicos da *larva migrans visceral* (LMV) e *larva migrans cutânea* (LMC), respectivamente. Sendo essa última considerada de grande importância mundial (GENARI et al., 1999; VASCONCELLOS et al., 2006). Estes parasitos também são causadores de diarreia crônica e anemia, ambas no homem (CAMPOS FILHO et al 2006). A LMC é a dermatose mais comum nas áreas tropicais e é causada principalmente pelas larvas dos ancilostomídeos *A. braziliense* e *A. caninum*.

Praticamente todo o território nacional é observada a presença de grande número de cães frequentando livremente praças e vias públicas, representando assim, risco potencial de infecção parasitária zoonótica para a população humana.

2.1.1 Família Ancylostomatidae

Os principais helmintos dessa família são *Ancylostoma caninum*, *Ancylostoma braziliense* e *Ancylostoma duodenale* (FORTES, 2004). São chamados de vermes-ganchos em decorrência da cavidade bucal que é extensa direcionada de forma oblíqua similar a um gancho, são hematófagos e parasitam o intestino delgado. *A. braziliense* acomete cães e gatos, *A. braziliense* humanos e *A. caninum* cães. (BOWMAN, 2010).

2.1.2 Ciclo evolutivo

Os ovos são eliminados nas fezes de animais infectados, eclodem no ambiente e liberam a L3. Se o ambiente oferecer condições ideais (umidade, calor, sombra) para o desenvolvimento e sobrevivência desse estágio, o hospedeiro pode ser infectar pela ingestão ou penetração na pele. A infecção por *A. caninum* pode ocorrer através da ingestão ou penetração na pele de larvas infectantes de terceiro estágio (L3), que migram através dos pulmões para os músculos do hospedeiro antes de atingir a fase adulta no intestino delgado. Algumas larvas invadem musculatura ou parede intestinal e permanecem em estado de

hipobiose ao receberem respostas a estímulos, podem migrar para o intestino delgado onde ocorre maturação para as glândulas mamárias, são liberadas no leite e infectam filhotes. Pode ocorrer também infecção transplacentária, algumas larvas permanecem na circulação sanguínea de cadelas prenhes infectadas infectam o feto através da placenta (FORTES, 2004). Em humanos pode ocorrer à infecção cutânea (*larva migrans cutânea*) a L3 penetra na pele e provoca uma formação superficial eritematosa tortuosa resultante do caminho percorrido pela larva na pele, onde é conhecido popularmente como ‘‘bicho-geográfico’’, pode ocorrer também a infecção oral, sendo esta mais rara (BOWMAN, 2010).

2.1.3 Epidemiologia

A ancilostomíase ocorre com maior frequência nos cães com idade abaixo de um ano. Nos animais adultos, o desenvolvimento de imunidade torna menos provável a presença de sinais clínicos de acordo com a carga parasitária. A epidemiologia está sobretudo, associada com as duas principais fontes de infecção, a transmamária, cutânea ou oral, a partir do ambiente. A contaminação do meio ambiente ocorre através de animais infectados, que defecam em áreas públicas e disseminam o parasito. O alojamento também é importante, e a não remoção de dejetos fecais, especialmente se os canis forem úmidos e porosos ou com fendas, pode resultar em instalação maciça de contaminação (FORTES, 2004).

2.1.4 Patogenia

O *Ancylostoma caninum* é um parasito hematófago, a doença é observada com frequência em cães com idade inferior a 01 ano, filhotes infectados pela via transmamária são particularmente suscetíveis e apresentam um quadro grave de anemia em decorrência da diminuição das reservas de ferro. Em cães adultos geralmente, a anemia não é tão grave, pois a resposta medular é capaz de compensar durante um período variável (PRATS et al., 2005).

2.1.5 Sintomatologia

Nas infecções agudas, há anemia e ocasionalmente dificuldade respiratória. A anemia é acompanhada por diarreia com presença de estrias de sangue, que pode conter muco, além de perda de peso e vômitos. Em filhotes lactentes, a anemia é sempre grave e pode ser fatal. Nas infecções mais crônicas, o animal usualmente está com peso abaixo do normal, a pelagem opaca e há perda de apetite. (PRATS et al., 2005).

2.1.6 Diagnóstico

O diagnóstico pode ser realizado através dos sinais clínicos associados aos achados laboratoriais (esosinofilia, anemia, arregenerativa com desvio a esquerda) e principalmente na

análise coproparasitológica, uma vez que os ovos são eliminados nas fezes, pelo método de Willis (PRATS et al., 2005).

2.1.7 Tratamento

Os cães acometidos devem ser tratados com anti-helmíntico, como mebendazol ou fembendazol são os mais indicados, são capazes de destruir os parasitos adultos e imaturos desenvolvimentos, as ivermectinas também apresentam atividade semelhante. Em casos graves, recomenda-se a administração de ferro parenteral e o fornecimento de dieta rica em proteínas. Em filhotes cães às vezes torna-se necessário a realização de transfusão sanguínea. O mecanismo de ação desses fármacos é baseado no bloqueio neuromuscular, imobilizando o parasito e provocando sua expulsão (PRATS et al., 2005).

2.1.8 Controle

Deve-se realizar tratamento dos animais positivos com terapia anti-helmíntica, é fundamental a realização de higiene regular dos recintos, bem como recolhimento das fezes durante o passeio com os cães em áreas públicas (BOWMAN, 2010). Cães desmamados e os adultos devem ser tratados em média a cada três meses. As cadelas prenhes devem ser tratadas pelo menos uma vez durante a prenhez, assim como também as ninhadas lactentes. O piso dos canis não deve ter acúmulo de fezes (PRATS et al., 2005).

2.2 Família Ascaridae

Os ascarídeos ocorrem com frequência na maioria dos animais domésticos e são os maiores nematóides, uma característica importante dessa família são as consequências patológicas em decorrência do comportamento migratório nos estágios larvais. Nos geral são vermes brancos e grandes que parasitam o intestino delgado. Não possuem cápsula bucal, apenas uma abertura com 3 lábios (URQUHART et al., 2008).

2.2.1 Ciclo evolutivo

O *Toxocara canis* tem um ciclo evolutivo complexo em relação às demais espécies da família Ascaridae, os cães infectados eliminam nas fezes os ovos desses parasitos. Que contaminam o solo e consequentemente água e alimentos. O ovo é ingerido, após a ingestão as L2 (larvas de segundo estágio) caem na circulação sanguínea via fígado e seguem para os pulmões, traquéia e são então deglutidas e atingem a forma adulta no intestino delgado. Nas cadelas prenhas ocorre a transmissão transplacentária e transmamária. *Toxocara canis* é o agente etiológico da *larva migrans visceral* no homem. As crianças são mais acometidas

decorrência do hábito de colocar objetos ou mãos suja na boca, causando hepatomegalia com eosinofilia, em algumas ocasiões forma-se um granuloma ao redor nos olhos (URQUHART et al., 2008).

2.2.2 Epidemiologia

Diversos estudos de prevalência de *Toxocara canis* demonstram taxas de infecção entre 5% e 80%. Sendo as mais altas frequências registradas em cães com menos de 6 meses de idade. A epidemiologia depende amplamente de um reservatório de larvas nos tecidos da mãe os quais são mobilizadas no final da prenhez e excretadas no leite durante toda lactação (URQUHART et al., 2008).

2.2.3 Patogenia

Na fase migratória larva ocorre sem lesão aparente, nos tecidos e os vermes adultos provocam pouca reação no intestino. No caso das infecções intensas a fase pulmonar de migração larval está associada pneumonia que pode ser acompanhada por edema pulmonar. (URQUHART et al., 2008)

2.2.4 Sintomatologia

Nas infecções discretas não há sintomatologia clínica na fase pulmonar de migração larval os adultos no intestino podem causar aumento de volume abdominal, diarreia ocasional. Às vezes os vermes adultos são eliminados nas fezes ou vomitados. Nas infecções maciças tosse, aumento da frequência respiratória e corrimento nasal (URQUHART et al., 2008).

2.2.5 Diagnóstico

Através da análise coproparasitológica uma vez que os ovos são eliminados nas fezes. A produção de ovos é tão alta que não é necessário utilizar métodos de flutuação sendo facilmente encontrado nos exames diretos (URQUHART et al., 2008).

2.2.6 Tratamento e controle

O fármaco utilizado mais popular é a piperazina embora esteja sendo substituída pelos benzimidazóis fembentazol. Um esquema simples e frequente recomendado para o controle de toxocaríase em cães é o tratamento dos animais positivos, limpeza do ambiente e evitar acúmulo de fezes (URQUHART et al., 2008).

3 OBJETIVOS

3.1 Objetivo Geral

- Avaliar os fatores de risco para transmissão de parasitos gastrintestinais de cães com potencial zoonótico em povoados rurais de São João, Pernambuco.

3.2 Objetivo Específico

- Avaliar presença de parasitos de potencial zoonótico em fezes de cães oriundos dos povoados rurais Frexeiras, Volta do Rio e Taquari;
- Determinar a frequência de parasitos gastrintestinais em cães provenientes dos povoados rurais Frexeiras, Volta do Rio e Taquari;
- Identificar possíveis riscos para a transmissão de parasitos com potencial zoonótico nos povoados estudados.

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Área de estudo

O estudo foi realizado nos povoados rurais Freixeiras, Volta do Rio e Taquarí, situados no município de São João (Latitude: 08° 52' 36" Sul e Longitude: 36° 22' 00" Oeste), estado de Pernambuco, localizado na região Nordeste do Brasil. O município possui uma área de 258,334 Km², com uma população estimada 22.686 habitantes (IBGE, 2018).

4.2 Coleta de amostras

Foram coletadas amostras (n=144) de material fecal canino no ambiente, após defecação espontânea. Utilizou-se sacos plásticos coletores de uso único para realização da coleta, as amostras foram devidamente identificadas, acondicionadas e encaminhadas ao Centro de Apoio a Pesquisa (CENLAG) da Unidade Acadêmica de Garanhuns – Universidade Federal Rural de Pernambuco (UAG-UFRPE). As amostras foram avaliadas pelas técnicas de Willis e Mini-FLOTAC, 102 amostras eram provenientes de ruas e praças e 42 de residências. Foi aplicado um questionário epidemiológico (Anexo 1) nas 42 residências para avaliação de fatores de riscos para a transmissão de parasitos gastrintestinais de cães com potencial zoonótico.

4.3 Análise de dados

Foi realizada estatística descritiva, para obtenção da frequência absoluta e relativa. Para o estudo dos fatores de risco associados à infecção por parasitos gastrintestinais foi realizada uma análise das variáveis de interesse. Posteriormente, análise de regressão logística considerando como variável dependente os resultados do parasitológico (positivo ou negativo). O nível de significância utilizado na decisão dos testes estatísticos foi de 5,0%. O programa EPIINFOTM7.2.1.0 será utilizado para a execução dos cálculos estatísticos.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Resultados

Do total de amostras avaliadas, 75,69% (109/144) foram positivas para parasitos gastrintestinais de potencial zoonótico (tabela 5), independente da técnica coproparasitológica utilizada.

Tabela 5- Parasitos encontrados em amostras fecais caninas do povoado rural Freixeiras – São João, PE

Parasito	% (n/N)
Povoado Freixeiras	
Infecção simples (amostras positivas de ruas e praças)	
<i>Ancylostoma</i> sp.	22,22% (10/45)
<i>Toxocara</i> sp.	11,11% (05/45)
Infecção mista	
<i>Ancylostoma</i> sp. + <i>Cystoisospora</i> sp.	15,56% (07/45)
<i>Ancylostoma</i> sp. + <i>Toxocara</i> sp.)	24,45 % (11/45)
<i>Ancylostoma</i> sp. + <i>Toxocara</i> sp. + <i>Cystoisospora</i> sp.	4,44% (02/45)
<i>Toxocara</i> sp. + <i>Cystoisospora</i> sp.	6,67%(03/45)
<i>Toxocara</i> sp. + <i>Dipylidium</i> sp.+ <i>Ancylostoma</i> sp.+ <i>Cystoisospora</i> sp.	2,22% (01/45)
<i>Ancylostoma</i> sp.+ <i>Toxocara</i> sp. + <i>Taenia</i> spp	2,22% (01/45)
Infecção simples (amostras positivas de residências)	
<i>Ancylostoma</i> spp.	11,90% (05/42)
Infecção mista	
<i>Ancylostoma</i> spp. + <i>Cystoisospora</i> spp.	7,14% (03/42)
<i>Toxocara</i> spp. + <i>Cystoisospora</i> spp.	7,14% (03/42)
<i>Ancylostoma</i> spp. + <i>Cystoisospora</i> spp. + <i>Toxocara</i> spp.	2,38% (01/42)
Povoado Volta do Rio	
Infecção simples (amostras de ruas e praças)	
<i>Ancylostoma</i> sp.	48,00% (12/25)
<i>Toxocara</i> sp	12,00 (03/25)
Infecção mista	
<i>Ancylostoma</i> sp. + <i>Toxocara</i> sp.	12,00 % (03/25)
Infecção simples (amostras positivas de residências)	
<i>Ancylostoma</i> spp.	19,05% (08/42)
Infecção mista	
<i>Toxocara</i> spp.	14,29% (06/42)
<i>Ancylostoma</i> spp. + <i>Toxocara</i> spp.	4,76% (02/42)
Povoado Taquari	
Infecção simples (amostras de ruas e praças)	
<i>Ancylostoma</i> sp.	31,25 % (10/32)
<i>Toxocara</i> sp.	21,88% (7/32)
Infecção simples (amostras positivas de residências)	
<i>Ancylostoma</i> spp.	9,52% (04/42)
Infecção mista (amostras positivas de residências)	4,76% (02/42)

Tabela 6- Avaliação dos fatores de risco associados à presença de parasitos gastrintestinais de cães dos povoados rurais Freixeiras, Volta do Rio e Taquarí – São João, PE

Variável	N	Parasitológico Positivo	Análise Univariada OR (I. C. 95%)	Valor - p
Comida				
Ração	13	6 (46,15%)		
Caseira	131	110 (83,97%)	4,48 (1,11-17,18)	0,003*
Local de fornecimento da alimentação				
Piso	106	103 (97,17%)		
Recipiente	38	14 (36,84%)	58,85 (14,44-327,28)	0,000*
Água				
Poço	129	104(81,25%)		
Tratada	15	13 (86,67%)	1,56 (0,31-15,10)	0,437
Desverminação				
Sim	12	7 (58,33%)		
Não	132	110 (83,33%)	3,57 (0,80-14,33)	0,049*
Destino das fezes				
Lixo	5	3 (60,00%)		
Terreno baldio	139	114 (82,01%)	3,04 (0,23-27,73)	0,235
Acesso à rua				
Sim	127	104 (81,89%)		
Não	17	13 (76,47%)	1,39 (0,30-5,05)	0,520

N - Total de amostras; OR - *Odds Ratio* (Razão de Chance); IC - Intervalo de Confiança. * $p \leq 0,05$, associação significativa.

5.2 Discussão

Das 144 amostras coletadas 75,69% (109/144) foram positivas para infecções simples e mista de parasitos gastrintestinais de potencial zoonótico, independente da técnica coproparasitológica. A ocorrência encontrada nesse estudo é similar com outros estudos realizados em diferentes regiões do país (GUIMARÃES et al., 2005; FERREIRA, et al., 2016). O *Ancylostoma* spp. foi o parasito mais encontrado, tanto em infecções mistas quanto em infecções simples. É o agente etiológico da larva migrans cutânea (LVC). As crianças são mais susceptíveis em virtude do hábito de brincar com terra e andar descalças (TARSITANO et al., 2010; MOURA et al., 2013). Quando questionados quanto ao hábito de andar descalço 35,85% (19/53) dos entrevistados responderam que mantinham este hábito, porém 75,47% (40/53) desconheciam a (LMC), conhecida popularmente como bicho geográfico. Apesar do desconhecimento os moradores do Povoado Volta Rio entrevistados queixavam-se que algumas crianças do povoado apresentavam com prurido intenso nas mãos e pés.

Quanto a cães e gatos como fontes de transmissão de doenças 54,72% (29/53) dos entrevistados afirmaram que poderia ocorrer, porém 100% (53/53) desconheciam o nome doenças que podem ser transmitidas através das fezes de cães infectados.

Os povoados Freixeiras e Volta do Rio possuem um número alto de cães errantes e semi domiciliados por isso apresentaram uma frequência maior de animais positivos nas amostras de ruas e praças 88,89% (40/45) e 72,00% (18/25) respectivamente. Cães com hábito de vida livre, infectados por parasitos gastrintestinais servem como fontes de disseminação, uma vez que e defecam em lugares públicos e eliminam nas fezes ovos, cistos e oocistos contaminando o solo (LEITE et al.,2004). No povoado Freixeiras observou-se uma variedade de parasitos gastrintestinais. Foi avaliada uma amostra positiva para *Dipylidium* spp. 39,62% (21/53) dos cães provenientes das residências tinham presença de ectoparasitos, a pulga faz parte do ciclo do *Dipylidium* spp.. Em humanos a dipilidose acomete crianças pelo hábito de colocar mãos e objetos na boca, levando a um quadro de gastroenterite. (BOWMAN, 2010). Observou-se também neste povoado a presença de *Taenia* spp., 73,58% dos cães ingeriam carne ou vísceras cruas sendo um fator predisponente para infecção dos mesmos.

A água pode ser fonte de infecção para parasitos como *Giardia* spp., *Cystoisospora* spp. e *Toxocara* spp., (BOWMAN, 2010). 71,70% (38/53) dos moradores não tinham acesso à água tratada, forneciam da mesma água de consumo próprio para os cães. O povoado Freixeiras foi o único onde foram encontradas amostras positivas para protozoários (*Cystoisospora* spp.). A isosporíase em humanos geralmente é assintomática, mas pode causar enterite com diarreia. Já em indivíduos com sistema imune suprimido pode levar a um quadro grave diarreia (LAZIUS et al.;2005).

Os cães não recebiam assistência Médico Veterinária 100% (53/53), 77,03% (41/53) nunca foram desverminados, em decorrência da situação econômica dos tutores. Dos tutores entrevistados 73,58% (39/53) afirmaram que descartavam as fezes dos cães em terrenos baldios favorecendo desta forma a contaminação do solo através de fezes de animais infectados e aumentando o risco de infecção de cães e humanos. 32,08% (17/53) dos cães oriundos de residência recebiam alimentos no piso (Figura 10), isso explica porque a frequência dos parasitos encontrados foi tão alta. Os ovos de *Ancylostoma* spp. são eliminados nas fezes de cães e gatos infectados, se o ambiente oferecer condições favoráveis como oxigênio, umidade e temperatura os ovos eclodem e liberam a L3 (BOWMAN, 2010).

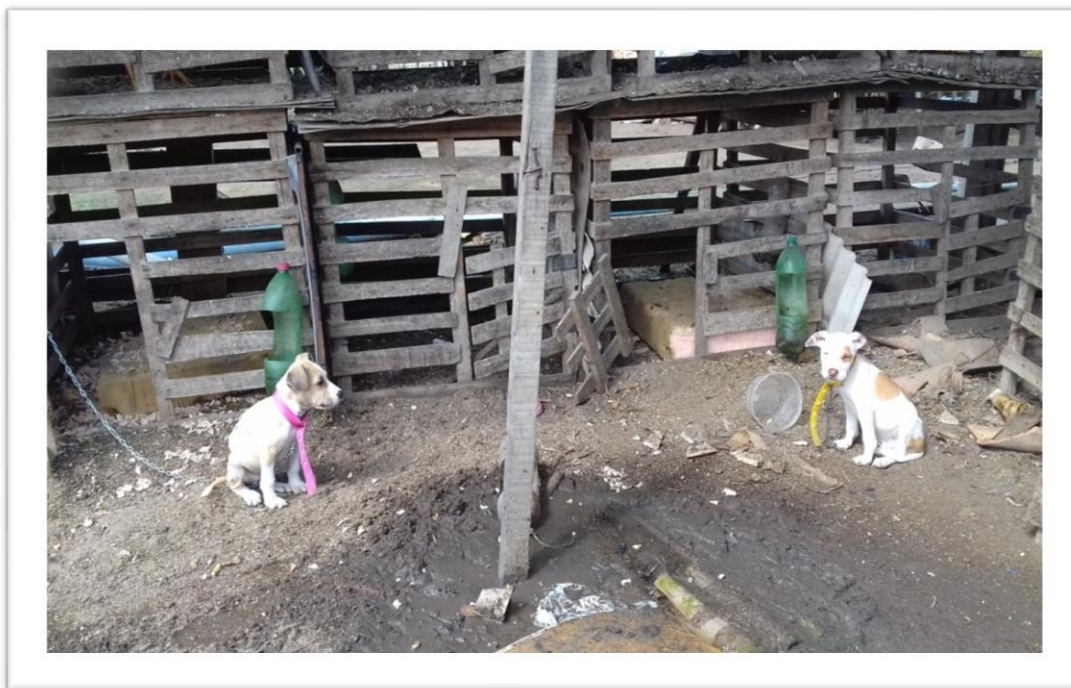


Figura 10. Residência do Povoado Freixeiras, fornecimento de alimentos no piso. Fonte: Arquivo pessoal.

Observou-se que nas variáveis analisadas (Tabela 6) foram considerados fatores de risco para presença de parasitos gastrintestinais tipo de alimentação, local de fornecimento de alimentação e ausência de desverminação. Demonstrando o risco de infecção nestes animais, devido à eliminação de ovos, larvas e / ou oocistos de parasitos zoonóticos no ambiente e consequentemente contaminação da alimentação (TARSITANO et al., 2010; MOURA et al., 2013).

6 CONCLUSÃO

Os dados apresentados neste estudo contribuem para o conhecimento de epidemiologia da infecção por parasitos gastrintestinais em cães domiciliados e semi-domiciliados dos povoados estudados. Demonstrando a importância do conhecimento dos fatores de risco para a transmissão de parasitos gastrintestinais bem como um alerta para Médicos Veterinários e população destes povoados devido à alta frequência de parasitos com potencial zoonótico como por exemplo a presença de *Ancylostoma* spp., agente etiológico da *Larva migrans cutânea* em humanos.

REFERÊNCIAS

Bowman D. D.; Georgis – Parasitologia Veterinária. Rio de Janeiro:Elsevier, 2010.

CAMPOS FILHO, P.C.; BARROS, L.M.; CAMPOS, J.O.; BRAGA, V.B.; CAZORLA, I.M.; CAPUANO, D.M.; ROCHA, G.M. DE. 2006. Ocorrência de parasitas com potencial zoonótico em fezes de cães coletadas em áreas públicas do município de Ribeirão Preto, SP, Brasil. **Revista Brasileira de Epidemiologia**, v. 9, n. 1, p. 81- 86.

FERREIRA, J. I G. S.; PENA, H. F. J.; LABRUNA, M. B.; GENNARI, S. M. Occurrences of gastrointestinal parasites in fecal samples from domestic dogs in São Paulo, SP, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 25 (4): 435-440, 2016.

FORTES, E. **Parasitologia Veterinária**, 4 ed. São Paulo: Icone, 2004, 607p.

GENNARI SM, KASAI N, PENA HFJ, CORTEZ A. 1999. Ocorrência de protozoários e helmintos em amostras de fezes de cães e gatos da cidade de São Paulo. **Braz J Vet Res Anim Sci**, v. 36, n. 2, p. 87-91.

GUIMARÃES, A.M.; ALVES, E.G.L.; REZENDE, G.F.; RODRIGUES, M.C. 2005. Ovos de *Toxocara* sp. e larvas de *Ancylostoma* sp. em praça pública de Lavras, MG. **Rev. Saúde Pública**, v. 39, n. 2, p. 293-295.

IBGE. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística – Banco de dados 2018. **Cidades**. Disponível em: <<http://cidades.ibge.gov.br/brasil>>. Acesso em: 18 dez. 2018.

LIMA, A.M.A.; ALVES, L.C.; FAUSTINO, M.A.G.; LIRA, N.M. S. 2009. Percepção e Profilaxia das Zoonoses e posse responsável em pais de alunos do pré-escolar de escolas situadas na comunidade no bairro de Dois Irmãos. **Ciência e Saúde Coletiva**, v. 15, p. 2105-2112.

Leite LC, Marinoni LP, Círio SM, Diniz JMF, Silva MAN, Luz E, Molinari HP, Vargas CSG, Leite SC, Zadorosnei ACB, Veronesi EM. Endoparasitas em cães (*Canis familiaris*) na cidade de Curitiba – Paraná – Brasil. **Arch Vet Sci** 9: 95-99, 2004.

LAZIUS, R. D.; EMERICK. S.; PROPHIRO, J. S.; ROMÃO, P. R. T.; SILVA, O. S. Ocorrência de protozoários e helmintos em amostras de fezes de cães errantes da cidade de

Itapema, Santa Catarina. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v.38, n.1, p. 73-74, 2005

MOURA, M.Q.; JESKE, S.; VIEIRA, J.N.; CORREA, T.G.; BERNE, M.E.A.; VILLELA, M.M. Frequency of geohelminths in public squares in Pelotas, RS, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 22, (1): 175-178. 2013.

PRATS; A.; DUMON, C.; GARCIA, F.; MARTI, S.; COLL, V. **Neonatologia e Pediatria canina e felina**. São Paulo: Interbook, 2005.

RINALDI, L.; BIGGERI, A.; CARBONE, S.; MUSELLA, V.; CATELAN, D.; VENEZIANO, V.; CRINGOLI, G. 2006. Canine faecal contamination and parasitic risk in the city of Naples (southern Italy). **BMC Vet. Res.**, v. 2, n. 29, p. 2-6.

RUBINSKY-ELEFANT G, HIRATA CE, YAMAMOTO JH, FERREIRA MU. 2010. Human toxocarosis: diagnosis, worldwide seroprevalences and clinical expression of the systemic and ocular forms. *Ann. Trop. Med. Parasitol.*, v. 104, n. 1, p. 3-23.

TARSITANO, E.; GRECO, G.; DECARO, N.; NICASSIO, F.; LUCENTE, M.S.; BUONAVOGLIA, C.; TEMPESTA, M. 2010. Environmental monitoring and analysis of faecal contamination in an urban setting in the city of Bari (Apulia region, Italy): health and hygiene implications. **Int J Environ Res Public Health.**, v.7, n. 11, p. 3972-3986.

VASCONCELLOS, M.C.; BARROS, J.S.L.; OLIVEIRA, C.S. 2006. Parasitas gastrointestinais em cães institucionalizados no Rio de Janeiro, RJ. **Rev Saúde Pública**, v. 40, n. 2, p. 321-323.

URQUHART, GM; ARMOUR, J.; DUNCAN, JL.; DUNN, A. M.; JENNINGS, FW. *Parasitologia veterinária*. 2. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2008.

ANEXO**Inquérito epidemiológico sobre ocorrência de parasitos de potencial zoonótico em povoados rurais do município de São João – PE****Identificação do tutor**

Povoado rural:_____ Data: _____

Identificação do tutor:_____ Telefone:_____

Identificação do animal

Nome:_____ Sexo: () M () F Peso:_____kg Sexo: () M () F

Idade:_____

Estado geral: () bom () regular () decaído Observações:_____

Raça: () S.R.D Outra:_____

Porte: () Pequeno () Médio () Grande

Procedência: () comprou () ganhou () adotou

Avaliação do animal de manejo

Esterelizado: () sim () não

Apetite normal: () sim () não Perda de peso: () sim () não

Tipo de alimentação ofertada: () ração () comida caseira

Fornecimento da alimentação: () piso () recipiente

Fornece carne ou vísceras cruas: () sim () não

Água tratada: () sim () não

Tratamento antiparasitário: () sim () não

Acesso às vias públicas: () sim () não

Animal vive: () preso () solto () quintal () canil () interior do domicílio

Local onde o animal defeca: () quintal () via pública ()

Destino das fezes: () lixo () terreno baldio

O animal vive: () preso () solto () quintal () canil () interior do domicílio

Periodicidade de recolhimento das fezes: () diária () semanal () não realiza recolhimento

Já recebeu assistência Médico Veterinária: () sim () não

Há presença de ectoparasitos: () sim () não

Avaliação do tutor

Tem o hábito de andar descalço: () sim () não

Água para consumo próprio: () tratada () poço () outro local

Já ouviu falar em zoonoses, e sabe o que é: () sim () não

Acha que cães e gatos podem transmitir doenças: () sim () não

Conhece alguma doença que pode ser transmitida por cães e gatos: () sim () não

Já ouviu falar em bicho geográfico: () sim () não