



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA DO SERTÃO**

**TRABALHO DE CONCLUSÃO DO ESTÁGIO SUPERSIONADO
OBRIGATÓRIO NA ÁREA DE PATOLOGIA CLÍNICA**

**RASTREIO DE PARASITOS GASTROINTESTINAIS
POTENCIALMENTE ZOONÓTICOS EM POPULAÇÕES CANINAS DO
ESTADO DE SERGIPE, BRASIL**

ALLAN COSTA GOMES

**NOSSA SENHORA DA GLÓRIA – SERGIPE
2023**

Allan Costa Gomes

Trabalho de Conclusão do Estágio Supervisionado Obrigatório na Área de
Patologia Clínica

Rastreio de Parasitos Gastrointestinais Potencialmente Zoonóticos em
Populações Caninas do Estado de Sergipe, Brasil

Trabalho de Conclusão de Curso (TCC) e
Relatório do Estágio Supervisionado Obrigatório
(ESO) do Departamento de Medicina Veterinária
da Universidade Federal de Sergipe (UFS) -
Campus Sertão, como requisito final para obtenção
do título de Bacharel em Medicina Veterinária.
Orientador: Prof. Dr. Victor Fernando Santana Lima

Nossa Senhora da Glória - Sergipe

2023

IDENTIFICAÇÃO

DISCENTE: Allan Costa Gomes

MATRÍCULA Nº: 201900121755

ORIENTADOR: Prof. Dr. Victor Fernando Santana Lima

LOCAL DO ESTÁGIO:

1- Laboratório de Patologia, Hospital veterinário, UFRPE. Endereço: Rua Dom Manuel de Medeiros, s/n - Dois Irmãos, Recife-PE, 52171-900 . Carga horária: 656 horas

Supervisora: Miriam Nogueira Teixeira

Titulação/área: Médica Veterinária- Doutora/especializada em patologia clínica. Membro do corpo docente da UFRPE.

COMISSÃO DE ESTÁGIO DO CURSO:

Prof. Dra. Glenda Lídice de Oliveira Cortez Marinho

Prof. Dra. Kalina Maria de Medeiros Gomes Simplício

Prof. Dra. Paula Regina Barros de Lima

Prof. Dr. Thiago Vinicius Costa Nascimento

*Dedico este trabalho as mulheres da minha
vida: Lêda, Solânia, Carla, Priscilla e Cristiane.*

AGRADECIMENTOS:

Agradeço primeiramente a Deus, por ter me dado a graça e a honra de persistir e ter evoluído durante todo o percurso da minha graduação, me fortalecendo e me agraciando para a realização de um dos meus grandes sonhos. Agradeço a minha vó, Lêda, por ter sido uma excepcional segunda mãe pra mim, me fornecendo a doçura e a sensibilidade que tenho hoje.

Sou muito grato à minha mãe, Solânia, por ter sido a minha base durante toda a minha vida, por ter me ensinado o certo e o errado e ter me mostrado que a bondade é a arma mais forte de uma boa alma. Sou muito grato também a minha irmã, Carla, por ser a irmã mais durona e doce que eu já vi na vida, que me deu todo o apoio durante todo o processo da minha graduação.

Gratidão ao meu pai, por ter me ajudado e me apoiado na decisão de realizar o meu sonho. Gratidão as minhas irmãs: Maria Angélica, Maria Valentina, Maria Allycia, por terem mostrado o amor da irmandade. Quero agradecer às minhas tias, Priscilla e Simone, por serem as melhores tias do mundo e especialmente a tia Priscilla, que me deu todo o apoio e foi crucial ao meu processo de autoaceitação.

Quero agradecer a minha tia de coração, Cristiane, por ser um dos meus afagos de apoio e doçura que tive durante a minha vida. agradecer também aos outros familiares: Monique, Michelly, Sandy, Iury e Michel, por terem feito parte da minha infância e mostrarem o real significado de: Família. Quero reconhecer também aqueles meus amigos que fizeram parte de todos os meus “perrengues” e se tornaram minha família de coração: Ingrid Talita, Washington, Taynara, Adriana, Raellma, Camenas, Lórena e Danilo.

No âmbito acadêmico, quero agradecer veemente o professor Victor Fernando, por sempre ter acreditado no meu potencial e ter sido o responsável por ter me fornecido as melhores oportunidades, desde a desenvoltura das habilidades condizentes à medicina veterinária até o conhecimento acadêmico. Sou grato a todos os professores da UFS-Campus do sertão, por terem propiciado um ensino de qualidade e terem mostrado que a docência vai além da sala de aula. Agradeço ainda, a alguns colegas, com quem “trombei” e foram cruciais no meu ambiente acadêmico, sendo eles: Anna Luiza, João Victor, Desirée, João Victor Santos, Matheus Resende, Weslania Inácio, Layane, Júlia, Ana, Ednilson e Lays.

Sou grato ao pessoal do laboratório de patologia clínica da UFRPE, sendo eles: Angélica Prado, Antônio Silvestre, Ana, Gabriella Tenório, Laura Gomes e Juliana, que durante o meu período de Eso, foram responsáveis por me mostrar e terem me instruído em todo o processo laboratorial da forma mais amorosa possível. Quero deixar um espacinho pra agradecer a Prof. Dra. Miriam Nogueira e a incrível Janaína Azevedo, por terem me auxiliado e dado o melhor ensinamento de todos: O teórico sempre será crucial para a prática.

Por fim, agradeço a criança interior que habita em mim e que ficaria feliz por ter o seu sonho realizado.

*"Life isn't about surviving the storm but
learning how to dance in the rain".*

Taylor Swift

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Quantitativo de amostras por espécie e exames realizados durante o mês de junho no LPCV	6
Tabela 2. Quantitativo de amostras por espécie e exames realizados durante o mês de julho no LPCV	7
Tabela 3. Quantitativo de amostras por espécie e exames realizados no mês de agosto no LPCV	7
Tabela 4. Quantitativo de amostras por espécie e exames realizados no mês de setembro no LPCV	8
Tabela 5. Comparativo mensal de realização de amostras para exames no LPCV	8
Tabela 6. Registro de animais por espécies e frequência mensal do LPCV	8
Tabela 7. Levantamento da positividade de acordo com a origem das amostras.....	45
Tabela 8. Levantamento da positividade de acordo com os municípios e o total de amostras.	45
Tabela 9. Relação de parasitos identificados e seus respectivos percentuais.....	46
Tabela 10. Relação de positividade a <i>Cryptosporidium</i> de acordo com a origem da amostra.	47

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Fachada do Hospital Veterinário da UFRPE.....	2
Figura 2. Principais setores do laboratório.....	3
Figura 3. Visualização do laboratório.....	4
Figura 4. Equipamentos presentes no laboratório.....	4
Figura 5. Procedimentos realizados durante o estágio.....	5
Figura 6. Ciclo biológico e zoonótico do helminto <i>Ancylostoma spp.</i> em animais domésticos e humanos.....	16
Figura 7. Ciclo biológico e de transmissão de <i>Strongyloides stercorales</i> entre cão e humano	20
Figura 8. Ciclo biológico e de transmissão do <i>Toxocara spp.</i>	22
Figura 9. Ciclo biológico do <i>Cryptosporidium spp.</i>	28
Figura 10. Ciclo biológico <i>Giardia sp.</i>	31
Figura 11. Ciclo biológico do <i>Cystoisospora spp.</i>	35
Figura 12. Ciclo biológico <i>Balantidium sp.</i>	37
Figura 13. Ciclo biológico do <i>Entamoeba spp.</i>	40
Figura 14. Alguns dos parasitos detectados no estudo. (A) <i>Ancylostoma spp.</i> , (B) <i>Uncinaria sp.</i> (C) <i>Strongyloides spp.</i> e (D) <i>Cystoisospora spp.</i>	47
Figura 15. Visualização do protozoário <i>Cryptosporidium spp.</i>	48

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

%: Porcentagem

®: Marca Registrada

PCR: Reação em Cadeia da Polimerase

ELISA: Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay

LDP: Laboratório de Doenças Parasitárias

LMC: Larva Migrans Cutânea

LMV: Larva Migrans Visceral

LMO: Larva Migrans Ocular

LPCV: Laboratório de Patologia Clínica Veterinária

HIV: Human Immunodeficiency Virus

HOVET: Hospital Veterinário

SIDA: Síndrome da Imunodeficiência Adquirida

RNA: Ribonucleic Acid

RPC: Relação Proteína -Creatinina

OPG: Ovos por grama

PGI: Parasito Gastrointestinal

SE: Sergipe

TGI: Trato Gastrointestinal

HI: Hospedeiro Intermediário

UFS: Universidade Federal de Sergipe

UFRPE: Universidade Federal Rural de Pernambuco

ESO: Estágio Obrigatório Supervisionado

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	1
2. RELATÓRIO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO	2
2.1.1 Descrição do Local.....	2
2.1.2 Atividades realizadas.....	5
2.1.3 Casuística.....	6
3. REVISÃO DE LITERATURA.....	10
3.1 Introdução.....	11
3.2 Helmintos com potencial zoonótico	11
3.3 <i>Ancylostoma spp</i>	14
3.4 <i>Strongyloides spp</i>	18
3.5 <i>Toxocara spp</i>	21
3.6 Protozoários com potencial zoonótico	25
3.7 <i>Cryptosporidium spp</i>	26
3.8 <i>Giardia sp</i>	30
3.9 <i>Cystoisospora spp</i>	33
3.10 <i>Balantidium sp</i>	36
3.11 <i>Entamoeba spp</i>	38
4. OBJETIVO GERAL	41
4.1 Objetivos específicos	41
5. METODOLOGIA	42
5.1 Aspectos éticos	42
5.2 Área de estudo	42
5.3 Delineamento experimental.....	43
5.4 Coleta de amostras.....	43
5.5 Teste coproparasitológico.....	43

5.5.1 Técnica de Willis-Mollay.....	43
5.5.2 Técnica de mini-FLOTAC®.....	43
5.5.3 Técnica de Centrífugo sedimentação modificada de Ziehl-Neelsen.....	44
4.6 Avaliação microscópica das amostras.....	44
4.7 Análise estatística.....	44
6. RESULTADO.....	44
7. DISCUSSÃO	48
8. CONCLUSÃO	49
9. CONSIDERAÇÕES FINAIS	49
10. REFERÊNCIAS.....	50

RESUMO

O seguinte trabalho expõe as atividades realizadas durante o Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO) do discente Allan Costa Gomes, sendo o mesmo realizado no período de 12 de junho a 05 de outubro de 2023, com duração total de 656 horas integradas, no Laboratório de Patologia Clínica Veterinária-LPCV, sendo supervisionado durante todo o período de estágio pela Profa. Dra. Miriam Nogueira Teixeira. Além disso o trabalho expõe o Trabalho de Conclusão de Curso-TCC do discente, levando em consideração o aprimoramento do mesmo em todas as vertentes práticas da patologia clínica e ainda pensando-se em evidenciar os principais parasitos gastrointestinais zoonóticos presentes na região de Sergipe. Diante disso, o projeto de pesquisa é intitulado: Rastreamento de parasitos gastrointestinais potencialmente zoonóticos em populações caninas do estado de Sergipe, Brasil, sob supervisão do Prof. Dr. Victor Fernando Santana Lima. Através do estágio, o discente teve total envolvimento com a prática laboratorial de rotina veterinária, proporcionando assim, o desenvolvimento na habilidade e compreensão acerca do entendimento, execução, realização e diagnóstico dos exames laboratoriais, sendo de grande importância para a manutenção da saúde e bem-estar dos animais

Palavras-chave: ESO, Laboratório, Diagnóstico, Bem-estar.

**TRABALHO DE CONCLUSÃO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO NA
ÁREA DE PATOLOGIA CLÍNICA**
[Relatório de estágio supervisionado]

1. INTRODUÇÃO

O Estágio Supervisionado Obrigatório, também denominado ESO, foi um dos últimos componentes curriculares do curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Sergipe. Durante a etapa supracitada, foram realizadas e desenvolvidas a todo tempo, habilidades, através da prática e ainda a teoria, esta, sendo aplicada na discussão de casos clínicos de acordo com a área de escolha, no caso, a área da Patologia Clínica Veterinária.

Durante o período de ESO, foram desenvolvidas as atividades estabelecidas no estágio e foi realizado a produção do Trabalho de Conclusão de Curso-TCC. O período de estágio obrigatório supervisionado apresentou a carga horária de 656 horas, sendo a mesma estabelecida em turno semanal de 40H. No decorrer do Eso, foi realizada a confecção do relatório de estágio, e a redação do trabalho de conclusão de curso, sendo este, uma pesquisa realizada durante a graduação e o período de Eso, esta supervisionada com o auxílio do orientador acadêmico.

A partir disso, deve-se realizar a submissão do relatório a uma banca examinadora para avaliação e consequente obtenção do pré-requisito parcial da qualificação profissional do aluno. Diante disso, levando-se em consideração o interesse profissional pela patologia clínica e ainda pensando em aprimorar as habilidades acerca de diagnósticos laboratoriais, foi decidido a realização do estágio obrigatório supervisionado no Laboratório de Patologia Clínica Veterinária-LPCV, este, sendo situado na UFRPE, na cidade de Recife-PE.

O local do estágio, teve como propósito o aperfeiçoamento acerca dos diagnósticos laboratoriais e ainda de todos os fatores que envolvem a rotina veterinária laboratorial, sendo elas: manipulação de amostras, verificação de qualidade de amostra, processos manuais para realização de determinados exames, avaliação dos exames e achados laboratoriais, fechamento de diagnóstico/resultados dos exames e o acompanhamento durante o processo de envio de laudos.

No relatório a seguir, foram descritos os seguintes dados: local do estágio, atividades realizadas durante o período de ESO e as casuísticas mensais e a final. Ainda, no relatório está estabelecido o então Trabalho de Conclusão de Curso, envolvendo um estudo científico sobre o rastreio de parasitos gastrointestinais em populações caninas do Estado de Sergipe, Brasil, sendo o projeto escolhido para obtenção de título de Bacharel em Medicina Veterinária.

2. RELATÓRIO DE ESTÁGIO OBRIGATÓRIO

2.1. LABORATÓRIO DE PATOLOGIA CLÍNICA VETERINÁRIA

2.1.1. Descrição do Local

O Laboratório de patologia clínica veterinária, também denominado LPCV, está inserido no Hospital Veterinário-HOVET da UFRPE, este, sendo localizado na rua Dom Manuel de Medeiros, s/n, no bairro Dois Irmãos, em Recife-PE. O local apresenta como atividade a recepção de amostras e realização de diversos exames laboratoriais, sendo eles: Hemograma, podendo ser com reticulócitos ou fibrinogênio, este último no caso de grandes animais, Urinálise, Relação proteína-creatinina-RPC, Análises Bioquímicas, Avaliação de Líquidos Cavitários, Mielograma, Teste de Compatibilidade e Avaliação de Fluído Ruminal, funcionando de segunda a sexta-feira. Para recepção de amostras, o laboratório funciona das 08:00 às 15:30, no entanto, atuando internamente até a conclusão de resultado de todos os exames do dia.



Figura 1. Fachada do Hospital Veterinário da UFRPE, situada em Recife-PE. **Fonte:** Arquivo pessoal, 2023.

O laboratório é formado por seis médicos veterinários, sendo dividido em: uma docente, 4 residentes de patologia clínica e Técnica Médica Veterinária do laboratório. O laboratório em si apresenta em sua divisão o setor de recepção/avaliação de amostras, e ainda a divisão de espaço em setores, sendo eles: setor para avaliação de hematológico, setor para avaliação de urinálise líquidos cavitários e aliquotagem, para avaliação de bioquímico e outro para aulas aos discentes da UFRPE.

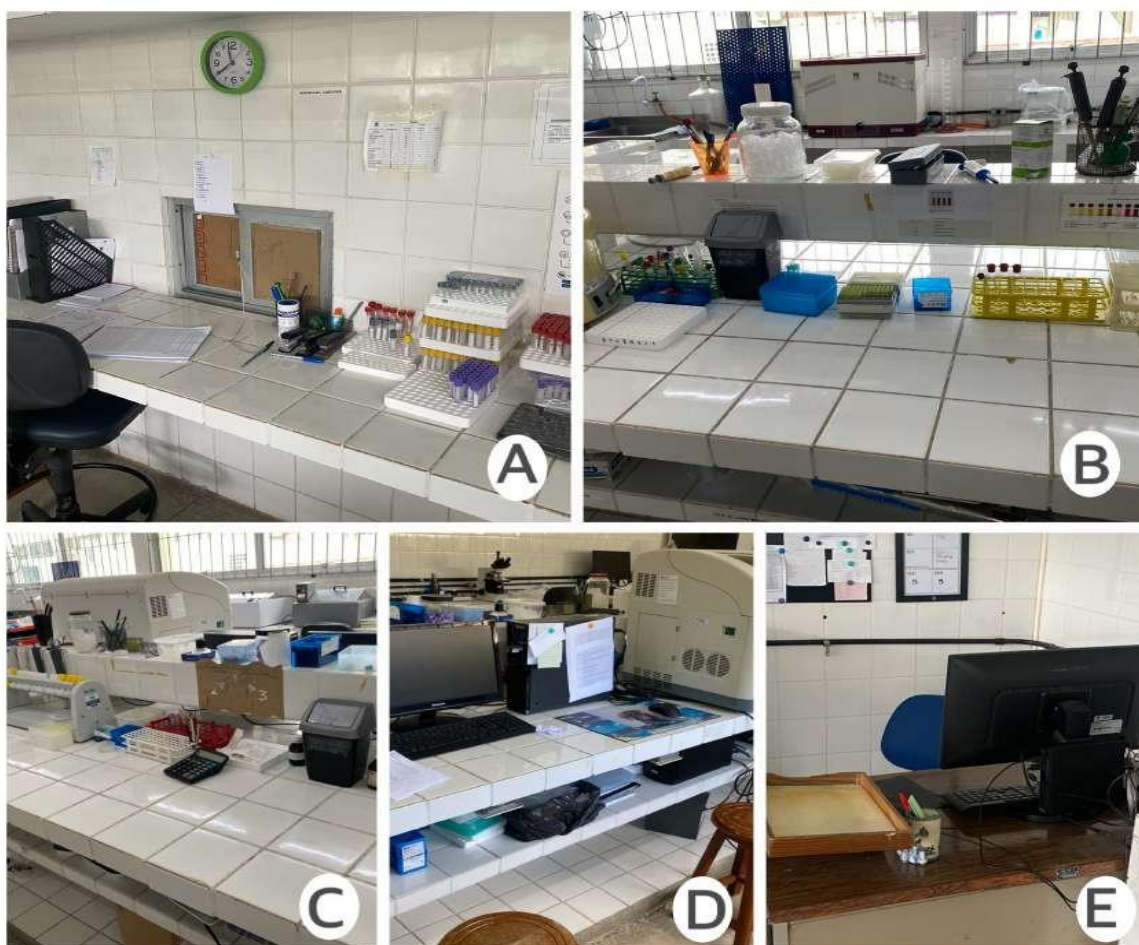


Figura 2. Principais setores do laboratório. **A.** Setor de recepção de amostras, **B.** Setor de Urinálise, **C.** Setor de hematológico, **D.** Setor de bioquímico, **E.** Setor de digitação e envio de resultados. **Fonte:** Arquivo pessoal, 2023.



Figura 3. Visualização do laboratório. **A.** Fachada do laboratório, **B.** Vista panorâmica da área interna do laboratório. **Fonte:** Arquivo pessoal, 2023.

O laboratório de patologia clínica veterinária-LPCV conta ainda com diversos equipamentos, que vão desde computadores, para realização do registro e envio dos resultados, como também equipamentos necessários para realização dos exames, como: centrífuga, analisador hematológico, analisador bioquímico, centrífuga para microhematócrito e dentre outros.



Figura 4. Equipamentos presentes no laboratório. **A.** Máquina para hemograma, **B.** Analisador bioquímico, **C.** Centrífuga, **D.** Centrífuga microhematócrito. **Fonte:** Arquivo pessoal, 2023.

2.1.2. Atividades realizadas

Durante todo o período do estágio, as atividades eram desenvolvidas semanalmente, sendo agraciada as 8h diárias no laboratório, com horário das 08:00 às 12:00 e das 14:00 às 18:00. Cada etapa do estágio foi realizada com a supervisão da Profa. Dra. Miriam Nogueira Teixeira, esta, sendo docente da UFRPE e atuando como responsável do LPCV, situado no hospital veterinário da UFRPE, em Dois irmãos-PE.

No laboratório, foram acompanhados todos os procedimentos, desde a recepção da amostra até o acompanhamento e/ou realização de exames, sendo eles: hemograma, urinálise, avaliação do soro para bioquímico, teste de compatibilidade, avaliação de líquidos cavitários, mielograma, realização de diferencial, confecção de laudos e envio dos mesmos. Além disso, eventualmente ocorriam atividades/discussão de casos com relação a achados hematológicos.

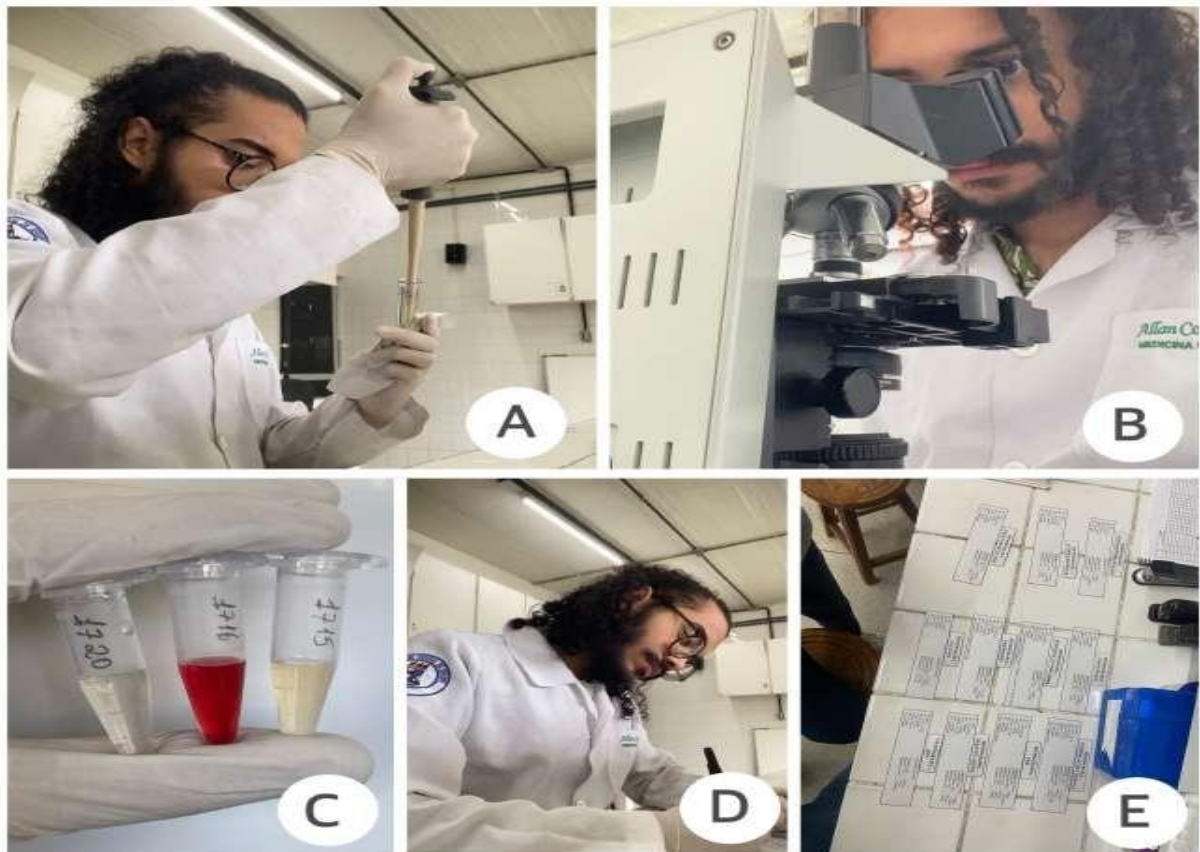


Figura 5. Alguns dos procedimentos realizados durante o estágio. **A.** Realização do exame físico/químico de urinálise, **B.** Realização de diferencial do leucograma, **C.** Aliquotagem do soro para avaliação bioquímica, **D.** Recepção e registro de amostras, **E.** Atividades e discussão de casos clínicos. **Fonte:** Arquivo pessoal, 2023.

Antes da realização de cada exame, era necessário realizar avaliação da qualidade de cada amostra e caso estivesse apta para realização do exame, realizava-se o cadastro da entrada da amostra do animal no laboratório, onde, através da requisição do exame, eram preenchidos os dados como: nome do animal, espécie, idade, quais exames seriam realizados, o RGHV-registro geral do hospital veterinário e por fim, o número de entrada da amostra ao laboratório (etapa pré-analítica). A partir disso, os exames solicitados eram executados (etapa analítica) e os resultados eram enviados no mesmo dia para o e-mail do médico veterinário solicitante (etapa pós-analítica).

2.1.3. Casuística

Levando-se em consideração as casuísticas mensais, durante o mês de junho, realizou-se o total de 263 exames, sendo distribuídos em: hemograma (182/263), urinálise (63/263), Bioquímico (10/263), teste de compatibilidade e avaliação de líquido cavitário apresentando o mesmo quantitativo (3/263).

Tendo em vista as espécies mais prevalentes nas recepções de amostras, temos: cães (213/263), felinos (34/263), equinos (8/263), caprinos (3/263), ovinos (2/263) e bubalino (1/263). É importante salientar que, os valores estabelecidos levam em consideração o quantitativo de amostras, podendo um mesmo animal realizar mais de um exame, este, sendo supracitado na requisição de exame. Os dados estabelecendo as solicitações de exames e o quantitativo de exames do mês de junho estão configuradas na **Tabela 1**.

Tabela 1. Quantitativo de amostras por espécie e exames realizados durante junho no LPCV*.

Espécies	Bioquímico	Hemograma	Urinálise	T.compat	L. ruminal	L.cavitário	Mielograma
Canino	--	149	60	3	--	1	--
Felino	10	19	3	--	--	2	--
Bovino	--	--	--	--	--	--	--
Caprino	--	3	--	--	--	--	--
Ovino	--	2	--	--	--	--	--
Bubalino	--	1	--	--	--	--	--
Equino	--	8	--	--	--	--	--
Total	10	182	63	3	--	3	--

*LPCV: Laboratório de Patologia Clínica Veterinária;

T. compat: Teste de Compatibilidade;

L. ruminal: Líquido Ruminal;

L. cavitário: Líquido Cavitário.

Fonte: Arquivo pessoal, 2023.

Considerando-se o mês de julho, realizou-se um total de 471 exames laboratoriais, sendo elencados em ordem de maior ocorrência, sendo eles: hemograma (203/471), bioquímico (190/471), urinálise (75/471), avaliação de líquidos cavitários (2/471) e mielograma (1/471).

Tendo em mente a prevalência das espécies nas recepções de amostras durante o mês de julho, temos, em ordem decrescente: cães (384/471), felinos (64/471), caprinos (8/471), ovinos (7/471), equinos (5/471) e bovinos (3/471). Os dados envolvendo a entrada de amostras e a quantificação por espécie do mês de julho estão estabelecidos na **Tabela 2**.

Tabela 2. Quantitativo de amostras por espécie e exames realizados no mês de julho no LPCV*.

Espécies	Bioquímico	Hemograma	Urinálise	T.compat	L. ruminal	L.cavitário	Mielograma
Canino	157	155	70	--	--	1	1
Felino	27	31	5	--	--	1	--
Bovino	--	3	--	--	--	--	--
Caprino	4	4	--	--	--	--	--
Ovino	1	6	--	--	--	--	--
Bubalino	--	--	--	--	--	--	--
Equino	1	4	--	--	--	--	--
Total	190	203	75	--	--	2	1

*LPCV: Laboratório de Patologia Clínica Veterinária;

T. compat: Teste de Compatibilidade;

L. ruminal: Líquido Ruminal;

L. cavitário: Líquido Cavitário

Fonte: Arquivo pessoal, 2023.

No mês de agosto, foram realizados um total de 605 exames no laboratório, sendo, em ordem de maior ocorrência respectivamente: hemograma (270/605), bioquímico (256/605), urinálise (74/605), avaliação de líquidos cavitários (3/605), mielograma (1/605) e avaliação de líquido ruminal (1/605).

Levando em consideração a prevalência das espécies nas recepções de amostras durante o mês de agosto, temos, em ordem decrescente: caninos (500/603), felinos (65/603), equinos (23/605), caprinos (8/605), ovinos (5/605) e bovinos (4/605). Os dados estabelecendo o quantitativo de amostras por espécie do mês de agosto estão estabelecidos na **Tabela 3**.

Tabela 3. Quantitativo de amostras por espécie e exames realizados em agosto no LPCV*.

Espécies	Bioquímico	Hemograma	Urinálise	T.compat	L.ruminal	L.cavitário	Mielograma
Canino	213	225	60	--	--	1	1
Felino	26	25	13	--	--	1	--
Bovino	2	2	--	--	--	--	--
Caprino	3	4	--	--	1	--	--
Ovino	2	3	--	--	--	--	--
Bubalino	--	--	--	--	--	--	--
Equino	10	11	1	--	--	1	--
Total	256	270	74	--	1	3	1

*LPCV: Laboratório de Patologia Clínica Veterinária;

T. compat: Teste de Compatibilidade;
L. ruminal: Líquido Ruminal;
L. cavitário: Líquido Cávitário

Fonte: Arquivo pessoal, 2023.

Durante o mês de Setembro (considerando também o período até 05 de outubro), foram realizados um total de 463 exames, sendo, em ordem de maior ocorrência, respectivamente: hemograma (199/463), Bioquímico (172/463), urinálise (84/463), avaliação de líquidos cavitários (5/463), teste de compatibilidade (2/463) e avaliação de líquido ruminal (1/463).

Levando-se em consideração as espécies mais prevalentes na recepção de amostras, temos, em ordem decrescente: caninos (370/463), felinos (58/463), equinos (18/463), ovinos (8/463), caprinos (5/463) e bovinos (4/463). Os dados elucidando o quantitativo de amostras por espécie do mês de agosto estão estabelecidos na **Tabela 4**.

Tabela 4. Quantitativo de amostras por espécie e exames realizados em setembro* no LPCV*.

Espécies	Bioquímico	Hemograma	Urinálise	T.compat	L. ruminal	L.cavitário	Mielograma
Canino	141	152	71	2	--	4	--
Felino	21	25	12	--	--	--	--
Bovino	1	3	--	--	--	--	--
Caprino	1	4	--	--	--	--	--
Ovino	2	5	--	--	1	--	--
Bubalino	--	--	--	--	--	--	--
Equino	6	10	1	--	--	1	--
Total	172	199	84	2	1	5	--

*Considerando o período até 05 de outubro

*LPCV: Laboratório de Patologia Clínica Veterinária;

T. compat: Teste de Compatibilidade;

L. ruminal: Líquido Ruminal;

L. cavitário: Líquido Cávitário

Fonte: Arquivo pessoal, 2023

Durante todo o período do estágio, foram recebidas um total de 1.800 amostras, sendo divididas em amostras de cães, gatos, felinos, equinos, pequenos e grandes ruminantes. Além disso, foram realizados um total de 1.800 exames, ocorrendo um maior índice de exames no mês de agosto, sendo os exames de hemograma, bioquímico e urinálise como os de maior frequência na rotina veterinária. Os dados estabelecendo o comparativo mensal de recepção de amostras estão representados na **Tabela 5**.

Tabela 5. Comparativo mensal de realização de amostras para exames no LPCV.

Período	Bioquímico	Hemograma	Urinálise	T.compat	L. ruminal	L.cavitário	Mielograma
Junho	10	182	63	3	--	3	--
Julho	190	203	75	--	--	2	1
Agosto	256	270	74	--	1	3	1
Setembro*	172	199	84	2	1	5	--
Total	628	854	296	5	2	13	2

*Incluindo também o período até 05 de outubro.

*LPCV: Laboratório de Patologia Clínica Veterinária;

T. compat: Teste de Compatibilidade;

L. ruminal: Líquido Ruminal;

L. cavitário: Líquido Cávitário

Fonte: Arquivo pessoal, 2023.

Com relação a prevalência de espécies durante o período de estágio, foram registrados com maior prevalência animais da espécie canina, com um total de 918 animais da espécie registrados no laboratório.

Em ordem decrescente, as espécies mais registradas durante todo o período de estágio foram: caninos (918/1.133), felinos (130/1.133), equinos (42/1.133), ovinos (17/1.133), caprinos (15/1.133), ovinos (10/1.133) e bubalinos (1/1.133). Os dados comparativos de registros de animais por espécie e a sua frequência por mês estão estabelecidas na **Tabela 6**.

Tabela 6. Registro de animais por espécies e frequência mensal do LPCV*.

Período	Canino	Felino	Equino	Bovino	Ovino	Caprino	Bubalino
Junho	180	26	8	--	2	3	1
Julho	217	36	5	4	5	5	--
Agosto	289	33	18	2	3	3	--
Setembro*	232	35	11	4	7	4	--
Total	918	130	42	10	17	15	1

*Incluindo também o período até 05 de outubro.

*LPCV: Laboratório de Patologia Clínica Veterinária;

T. compat: Teste de Compatibilidade;

L. ruminal: Líquido Ruminal;

L. cavitário: Líquido Cavitário

Fonte: Arquivo pessoal, 2023.

Durante todo o período de estágio obtive vivência em diversas técnicas para realização dos exames laboratoriais, apresentando o rápido desenvolvimento em hemograma, urinálise e também no aprendizado das dosagens bioquímicas. Alguns exames, como Mielograma e Líquidos cavitários, foi necessário um maior estudo teórico para compreensão do exame a fim de realizar o correto processamento e diagnóstico. Levando em consideração as dosagens de bioquímico mais corriqueiras durante todo o período de estágio, temos: Ureia, Creatinina, Bilirrubinas (totais, direta e indireta) e proteínas totais.

**RASTREIO DE PARASITOS GASTROINTESTINAIS POTENCIALMENTE
ZONÓTICOS EM POPULAÇÕES CANINAS DO ESTADO DE SERGIPE, BRASIL**
[Trabalho de conclusão de curso]

3. REVISÃO DE LITERATURA

3.1 Introdução

O estreito relacionamento entre animais domésticos e seres humanos é existente há cerca de 15 mil anos, apresentando-se como uma relação de benefício mútuo (FRANTZ et al., 2016; CABRAL et al., 2020). De acordo com o IBGE 2019, cerca de 46,1% dos domicílios apresentam pelo menos um cão domiciliado, o que reitera o convívio mais aproximado na relação humano-cão. No entanto, infere-se que essa coexistência possa desencadear diversos empecilhos, uma vez que cães podem ser portadores e reservatórios de diversos agentes patogênicos, colocando em questão a saúde do tutor e também a saúde pública (SANTOS et al., 2007; SILVA et al., 2001).

Dentre os patógenos, os cães podem ser hospedeiros intermediários e até mesmo definitivos de diversos parasitos gastrointestinais, estes, podendo apresentar certo potencial zoonótico (ANDRESIUK et al., 2003). As zoonoses parasitárias podem acarretar em diversos distúrbios nos animais e em humanos, que vão desde quadros de diarreia, até óbito, este último sendo ressaltado principalmente em imunodeprimidos (SCHANTZ., 1991; VASCONCELLOS et al., 2006).

As parasitoses gastrointestinais (PGI) que acometem cães e humanos pertencem a diversos filos, sendo divididos principalmente em protozoários e helmintos (NEVES., 2005). Sendo que a precariedade no saneamento básico, superpopulação de animais em situação de rua e em abrigos, além das más condições de higiene potencializam a transmissão dos mesmos (BARBOSA et al., 2017). Evidenciando-se que fatores extrínsecos são um dos meios determinantes da transmissão desses parasitos (FERREIRA et al., 2013; CAMELLO et al., 2016).

A transmissão das parasitoses pode ser desencadeada tanto de forma horizontal quanto vertical, ocorrendo principalmente através das fezes de animais infectados com a presença do parasito (FORTES., 2004), uma vez que quando eliminados pelas fezes, culminam na contaminação do ambiente e conseqüentemente predispõe o ser humano a infecção (RIBEIRO et al., 2015; MARTINS et al., 2012). Podendo ainda a transmissão ocorrer através de alimentos e água contaminada, sendo um fator bastante evidenciado em populações carentes e países subdesenvolvidos (SILVA et al., 2021).

Levando-se em consideração o caráter epidemiológico das parasitoses, os cães errantes apresentam um papel crucial na contaminação do ambiente (CAPUANO et al., 2006). Uma vez que, por não apresentarem tratamento antiparasitário, juntamente com a facilidade de

acesso a ambientes urbanos, áreas públicas e de livre acesso a adultos e crianças, favorece a disseminação de helmintos e protozoários (LALLO et al., 2016; FERREIRA et al., 2009).

Técnicas coproparasitológicas podem ser implementadas para detecção, identificação e rastreio de enteroparasitos, sendo uma das principais formas de diagnóstico (SANTOS et al., 2020; PENA., 2022). Além disso, associado ao baixo-custo de realização, torna-se um meio de detecção parasitária ideal, podendo ser utilizado como método de eleição para investigação epidemiológica de parasitoses gastrointestinais (TAVARES et al., 2018).

O tratamento designado contra parasitos gastrointestinais irá depender do tipo de enteroparasitose presente no animal, podendo ser utilizado anti-helmínticos e anti parasitários, podendo ainda ser realizada antibióticos em conjunto, no caso de infecção por protozoários (RIBEIRO., 2004; MARTINS et al., 2017). Além disso, medidas preventivas, como a implementação da vermifugação em cães filhotes, mostra-se como um meio fidedigno para o controle de parasitoses em cães domiciliados e reduzindo assim, as chances de transmissão das possíveis zoonoses (MORAES et al., 2004; FELIZARDA et al., 2022).

A prevenção e controle acerca dos helmintos e protozoários potencialmente zoonóticos apresenta um grande impacto na saúde pública, uma vez que as parasitoses intestinais são caracterizadas como um grande empecilho na saúde única, sendo constituído como um problema negligenciado e bastante presente em países desenvolvidos e subdesenvolvidos, apresentando-se ainda como uma das infecções mais comuns em todo o mundo (COUTINHO., 2021; RIBEIRO et al., 2015).

Estudos envolvendo a detecção e identificação de parasitos gastrointestinais são necessários não só para avaliação epidemiológica das parasitoses em determinada região, mas também como forma de auxílio para o desenvolvimento de ações governamentais, enfatizando meios para controle e prevenção desses parasitos e assim favorecendo a saúde única (GORGÔNIO et al., 2021; AGUIRRE et al., 2019).

Diante do exposto, levando-se em consideração os aspectos de rastreio e identificação de animais acometidos por parasitos com potencial zoonótico, o presente estudo tem como objetivo a detecção de parasitos gastrointestinais potencialmente zoonóticos em populações caninas do estado de Sergipe, Brasil.

3.2 Helmintos com potencial zoonótico

Helmintos são macroparasitos principalmente conhecidos devido ao seu potencial de

infecções crônicas no TGI, embora algumas espécies possam afetar também outros órgãos (MAJEWSKA., 2021). As helmintíases são causadas por parasitas pertencentes a três classes: nematoda, do filo nemathelminthes e as classes cestoda e trematoda, sendo oriundas do filo platyhelminthes (PARKER et al., 2015). É importante ressaltar que os helmintos também são provenientes do filo acantocephala (RYABOKON et al., 2013).

Uma das principais características presentes nas helmintíases, está relacionada ao ciclo de vida dos parasitos pertencentes, uma vez que apresentam grande variabilidade no ciclo em si (CHUBB et al., 2010). Podendo exibir um ciclo de vida direto, se desenvolvendo e amadurecendo em um único hospedeiro antes de liberar as formas infectantes do parasito nas formas de ovos ou larvas (BENESH et al., 2021), ou ainda, apresentando certa complexidade no ciclo de vida, dependendo obrigatoriamente de outros hospedeiros, denominados hospedeiros intermediários, para conclusão do ciclo, isto é, quando atinge a maturação (IWASA; WADA et al., 2006).

Torna-se importante destacar que, cada etapa de transmissão na relação parasito-hospedeiro demanda um risco no ciclo de vida biológico dos helmintos (LEE et al., 2020). No entanto, mecanismos de evolução dos parasitos, facilitam a concretização do ciclo biológico, utilizando métodos como a incorporação descendente (PARKER et al., 2003). Onde o parasita forja novas interações tróficas, aumentando assim o nível trófico entre hospedeiros sucessivos (HEREDIA et al., 2021; BENESH et al., 2021).

O cão em si, pode atuar como hospedeiro definitivo de diversos helmintos com potencial de risco zoonótico, sendo responsável pela transmissão da infecção para os humanos ou tutores através do contato com as fezes do animal (OTRANTO et al., 2013.). A prevalência de helmintíases é maior em animais de abrigos e errantes no Brasil, chegando a uma taxa de 38% (BARROS et al., 2018), isso denota que a falta de controle e também de tratamento desses animais, aumenta as chances de disseminação desses parasitos (NUNES et al., 2018).

Os principais fatores relacionados na transmissão de helmintíases entre humanos e animais envolvem a exposição a fonte infectante, através do contato com superfícies contaminadas, como solo, água e alimentos contaminados (ZUNINO et al., 2000). Destaca-se também que meios com alta concentração de cães ou humanos, como ambientes públicos pode facilitar a contaminação dos mesmos com formas infectantes dos parasitos (KHAN et al., 2020).

Determina-se também que as infecções por helmintos, levando em consideração a

transmissão entre a relação cão-humano apresenta maior grau de efetividade em regiões urbanas, se comparado a áreas rurais (NEVES., 2005). Fatores como grande explosão demográfica, presença de periferias e zonas precárias de saneamento, podem correlacionar com a manifestação de helmintíases em cães e humanos, respectivamente (ROCHA et al., 2020).

Levando em consideração a identificação de helmintíases em populações caninas, são detectados com maior prevalência o parasitismo por *Ancylostoma spp.*, *Strongyloides spp.*, *Dypilidium spp.*, *Toxocara spp.* e *Trichuris spp.* (IYABO; OLUCHI., 2015). Sendo estas também zoonoses de importância transmitidas por helmintos, sendo a larva migrans visceral e ocular (LMV E LMVO) transmitida por *Toxocara spp.*, larva migrans cutânea (LMC) transmitida por *Ancylostoma spp.* e casos de infecções em humanos relacionado aos parasitos *Trichuris spp.*, *Strongyloides spp.* e *Dypilidium spp.* (GENNARI., 2015).

Os sinais clínicos envolvidos em infecções por helmintos geralmente estão relacionados a quadros de diarreia e desidratação, podendo ainda ocorrer a presença de lesões (BOWMAN; NELSON., 2014). Sinais clínicos gerais, como perda de peso, mudança no pelame e também mudanças de comportamento podem ser apresentadas em parasitoses por helmintos (BOURGOIN et al., 2022). Ressaltando-se que os sinais clínicos presentes em cães podem ter agravo relacionado a imunodeficiência dos mesmos, apresentando assim, sinais mais específicos da infecção se comparado a canídeos imunocompetentes (ROBINSON; PUGH., 2002).

Métodos de parasitológico de fezes podem ser utilizados para diagnóstico, detecção e identificação de helmintíases em canídeos e também em humanos (KHURANA et al., 2021). Sendo realizada a detecção das formas infectantes dos helmintos presentes em fezes, ou seja, a presença de ovos e larvas dos parasitos helmintícos (MAGALHÃES-MATOS et al., 2016). Técnicas como a de flutuação (Willis-Mollay), sedimentação (Hoffman e Cols.), a técnica de Baerman, FLOTAC® e mini-FLOTAC® têm se mostrado bastante eficientes para detecção de helmintíases (NGWESE et al., 2020; CRINGOLI et al., 2017; LIMA et al., 2016).

O controle de helmintos tem se demonstrado como uma das tarefas mais desafiadoras atualmente, onde aspectos como a negligência e a pouca atenção acerca da potencial ameaça desses parasitos tem acarretado em diversos problemas para a saúde tanto dos animais, como também de humanos (MAHAPATRA et al., 2022). É importante enfatizar que anteriormente, poucos estudos eram implementados para detecção coproparasitológica das helmintíases, sendo até então considerada um complexo de doenças parasitárias tropicais negligenciadas

(HOTEZ et al., 2008).

Vale lembrar que, a morbidade desencadeada por tais infecções parasitárias, impõe uma grande carga de disseminação das helmintíases, contribuindo assim para um ciclo vicioso de infecções, levando em consideração meios como ambiente, temperatura e solo (TCHUENTÉ., 2010). Ademais, as deficiências em detecção, intervenção, prevenção e controle das helmintíases põe à mercê a saúde única na nossa sociedade (LUSTIGMAN et al., 2012). Diante disso, a seguir, serão abordados os principais helmintos encontrados no trabalho, sendo eles: *Ancylostoma spp.*, *Toxocara spp.* e *Strongyloides spp.*

3.3 *Ancylostoma spp.*

Os Ancilostomídeos são uns dos helmintos mais comuns detectados em animais domésticos, silvestres e humanos (XIE et al., 2017). São nematódeos pertencentes a família *Ancylostomatidae*, sendo responsáveis por parasitar o intestino delgado de cães (OLIVEIRA et al., 2008). Levando em consideração sua morfologia, as fêmeas geralmente são maiores que os machos, apresentando entre 10-13 mm, enquanto os machos apresentam entre 9-11 mm, respectivamente (SCIOSCIA et al., 2016).

Atualmente, existem cerca de 14 espécies identificadas do gênero *Ancylostoma*, sendo divididas em antrópicas, antroponóticas e de interesse na medicina veterinária (MACCHIONI., 1995). Sendo *A. duodenale*, a principal antrópica, afetando principalmente humanos, *Ancylostoma caninum*, *Ancylostoma braziliense* e *A. ceylanicum* como antroponóticas e *A. malayanum*, *A. pluridentatum*, *A. tubaeforme*, *Ancylostoma somaliense*, *Ancylostoma genetae*, *Ancylostoma taxideae*, *A. buckleyi*, *A. kusimaense*, *A. ailuropodae* e *A. paraduodenale* como as espécies do gênero de importância na clínica veterinária (LUCIO-FORSTER et al., 2012; TRAUB., 2013; BIOCCA., 1951).

A presença de *Ancylostoma spp.* em cães e animais domésticos é bastante comum, sendo uma das principais helmintíases presentes em canídeos (KIM et al., 2020). Estudos avaliativos demonstraram a prevalência de ancilostomíases em 73,7% de cães em determinadas regiões do Brasil, reiterando a grande preocupação acerca do parasito (LABRUNA et al., 2019). As espécies mais comum em cães são caracterizadas pelo seu potencial zoonótico, sendo elas, *Ancylostoma caninum* e *Ancylostoma braziliensis*, sendo ainda registrado casos de *A. tubaeforme* e *A. ceylanicum* em cães e outros animais domésticos (COELHO et al., 2011; ZENDEJAS-HEREDIA et al., 2022).

A morfologia do *Ancylostoma caninum* envolve características como grande cápsula bucal subglobosa, apresentando três pares de dentes localizados nas margens do orifício oral,

um par de dentes ventrolaterais e uma goteira dorsal (TAYLOR et al., 2014). Alterações nas colorações do parasita podem ser estabelecidas, geralmente apresentando a variação de cor entre vermelho ou branco acinzentado (QUINTANA et al., 2023).

O ciclo biológico dos ancilostomídeos envolve um ciclo direto monoxeno, ou seja, necessita de apenas um hospedeiro para conclusão do seu ciclo (REY., 2013). Sendo iniciado quando a fêmea realiza a oviposição de ovos no intestino delgado do seu hospedeiro definitivo, depositando cerca de 17 mil ovos por dia, estes, sendo eliminados para o exterior através das fezes do animal, onde fatores como o solo, umidade e temperatura serão essenciais para eclosão do ovo, propiciando o primeiro estágio larval do parasito, denominado L1 (HAWDON et al., 2021; FORTES., 2004). Por se tratar de uma larva rabditóide, a larva muda para o segundo estágio, sendo estágio L2, este também rabditóide, sofrendo uma ecdise e chegando a fase infectante do parasito, o estágio L3 (ARASU; KWAK., 1999; COLLELA et al., 2021).

É importante ressaltar que a transmissão das ancilostomíases envolvem três formas diferentes, sendo através da cavidade oral, via percutânea e também através da transmissão transmamária (NGUI et al., 2012). Levando em consideração a transmissão oral, as larvas L3, quando ingeridas, sofrem a descamação e perdem a cutícula devido a ação do suco gástrico e em 72 horas de infecção atingem o intestino delgado, onde evoluem para L4 (MURPHY; SPICKLER., 2013). No lúmen, ocorre a última ecdise, indo pra L5, ou seja, a forma adulta do parasito. As larvas adultas se estabelecem na mucosa intestinal do hospedeiro, onde ficam para hematofagia e reprodução, sendo seguida do aparecimento dos primeiros ovos nas fezes dos hospedeiros (MURAKAMI et al., 2007; GENNARI., 2015).

Na infecção percutânea, as larvas L3 penetram a pele e são transportadas por meio dos vasos sanguíneos, podendo seguir para os pulmões e também para o coração (YOSHIDA et al., 1974). Através do pulmão, eles penetram os alvéolos, subindo a árvore brônquica até a faringe, onde os mesmos são engolidos e através disso atingem o intestino delgado, amadurecendo e reproduzindo e consequentemente, concluindo seu ciclo biológico (BERNOT et al., 2020).

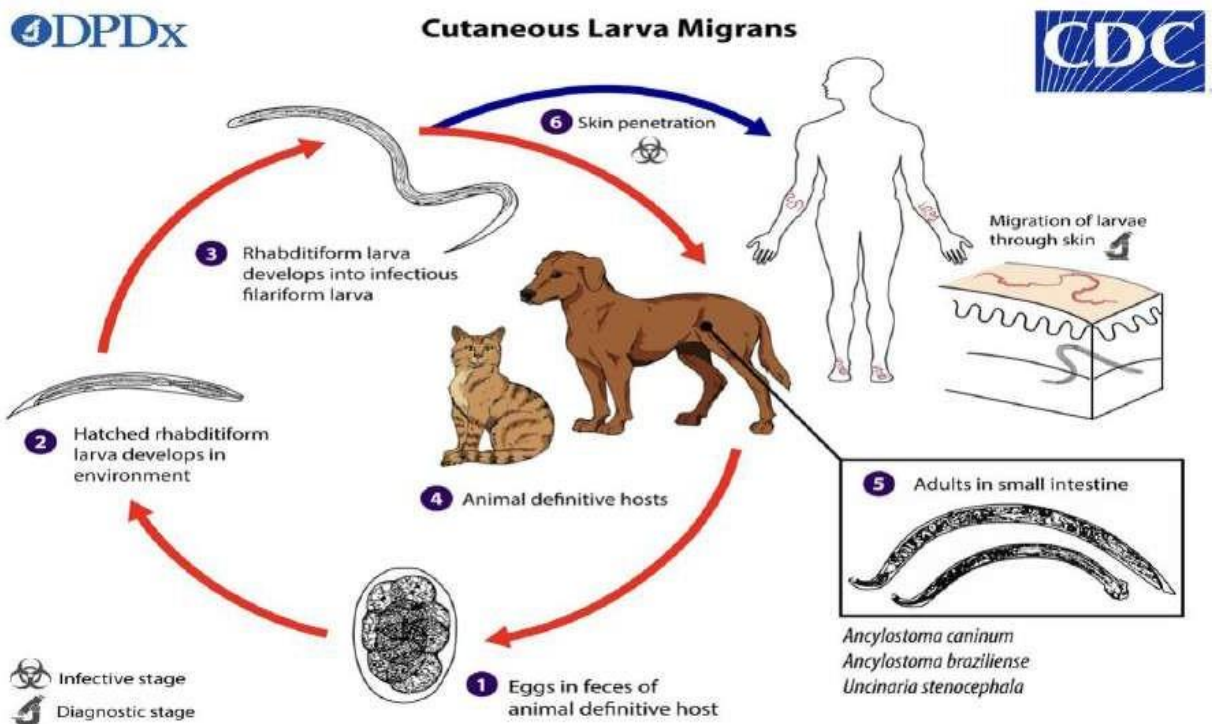


Figura 6. Ciclo biológico e zoonótico do helminto *Ancylostoma* spp. em animais domésticos e humanos. (1) Ovos do parasito são encontrados nas fezes do hospedeiro definitivo. (2) A larva rhabditiforme eclodida se desenvolve no ambiente. (3) A larva rhabditiforme se desenvolve em filariforme, esta sendo a forma infecciosa. (4) Cães e gatos são hospedeiros definitivos de *Ancylostoma* spp. . (5) Os parasitos adultos ficam localizados no intestino delgado dos hospedeiros definitivos. (6) A infecção se dá pela penetração da larva filariforme na pele do hospedeiro. **Fonte:** CDC/DPDx (2019).

É importante ressaltar que, outra via bastante comum de infecção é a transmamária, onde as larvas L3 migram para a circulação sistêmica e entram nos tecidos, ficando alojadas no músculo esquelético na forma dormente (hipobióticas), onde, na fase final da gestação da hospedeira são reativados devido a ação hormonal e partem para o intestino delgado, tornando-se uma forma de infecção para os filhotes pela via transmamária (ARASU; HELLER., 1999).

Considerando a transmissão de *Ancylostoma* spp. e em humanos, a LMC, também conhecida como bicho geográfico torna-se uma das principais zoonoses acarretadas por helmintos, sendo uma afecção decorrente das espécies *Ancylostoma caninum* e *Ancylostoma braziliense* (ROCHA et al., 2019). A transmissão da doença ocorre pelo contato direto de humanos com ambiente ou fezes contaminadas com a forma infectante do parasito, ou seja, as larvas no estágio L3 (SANTARÉM et al., 2004).

É importante ressaltar que as infecções em humanos por ancilostomídeos ocorrem de forma acidental, uma vez que os humanos não são considerados hospedeiros definitivos do

parasito (FURTADO et al., 2020). Sendo detectada afecções por *Ancylostoma spp.* com maior ocorrência em crianças, uma vez que podem ter maior contato com possíveis fômites, como o solo de parques e praças contaminadas com fezes de algum animal infectado (COELHO et al., 2001; SANTARÉM et al., 2004).

Os sinais clínicos da parasitose em cães envolvem quadros de diarreia, anemia, dispnéia e também diversas lesões, podendo ser evidenciadas no intestino e outras áreas do corpo do animal (CALUM et al., 2000;). É necessário atentar-se também a presença de quadros mais agudos da infecção em cães imunodeprimidos e também em filhotes, este último devido ao alto índice de transmissão transmamária durante a amamentação do mesmo (STONE; GIRARDEAU., 1968).

Em humanos, as infecções por *Ancylostoma caninum* e *Ancylostoma braziliense*, espécies responsáveis pela relação zoonótica entre cães e humanos, estão mais relacionadas a presença de lesões cutâneas, uma vez que os parasitos não conseguem atravessar outras áreas do corpo humano (CARDOSO et al., 2020; SOARES et al., 2018). Complicações no quadro podem ser observadas principalmente em crianças e adultos imunossuprimidos, apresentando enterite eosinofílica e anemia crônica, apresentando ainda quadros de diarreia e desidratação (ROBERTSON; THOMPSON., 2002; PROCIV; CROESE., 1990).

A principal forma de diagnóstico para as ancilostomíases se dá através da implementação de técnicas coproparasitológicas, podendo ainda ser determinadas alterações significativas em exames hematológicos devido a infecção pela parasitose, sendo identificados quadros de eosinofilia em hemogramas (SILVA et al., 2010).

Um estudo realizado em Rondônia constatou uma relação entre eosinofilia em cães parasitados, onde os três cães parasitados apresentaram alterações hematológicas, verificando-se ainda a relação de alterações hematológicas em cães infectados por *Ancylostoma spp.* No entanto, é demonstrado que o hemograma não deve ser considerado como forma de diagnóstico e sim como uma base para o diagnóstico definitivo através do coproparasitológico de fezes (LOPES et al., 2021).

O tratamento para ancilostomídeos envolve a utilização de diversos anti-helmintícos, podendo os mesmos serem utilizados em associação ou não (RISSO et al., 2016). No entanto têm se demonstrado casos de resistência do parasito no tratamento com anti-helmintícos, onde fatores relacionados à grande exposição aos fármacos ou até mesmo vermifugação exacerbada se mostram como os principais fatores para essa possível resistência (CASTRO et al., 2019; WANG et al., 2010).

Medidas como regularização no protocolo de vermifugação e o tratamento de verminoses de canídeos e de outros animais domésticos se mostram como uma forma palatável para o controle e prevenção da Ancilostomíases (MCNAMARA et al., 2018). No entanto, questões sociais, como a falta de saneamento básico em periferias e zonas rurais e também a grande presença de cães errantes no Brasil, apresentam-se como uma problemática para o controle do *Ancylostoma caninum* e suas variantes antroponóóticas (BARROS; ROCHA., 2020; QUADROS et al., 2014).

3.4 *Strongyloides spp.*

Strongyloides spp. Trata-se de um gênero de nematóide, sendo os mesmos parasitos do intestino delgado dos animais domésticos e também de humanos (MELLO et al., 1968; THAMSBORG et al., 2016). São considerados pequenos parasitas, uma vez que possuem entre 2-8 mm, variando entre as espécies (VINEY; LOK., 2015). É relevante destacar que apenas as fêmeas são parasitas, realizando o seu processo reprodutivo e de produção de ovos através da partenogênese, sendo relatada em algumas espécies a reprodução sexuada (STREIT., 2008; THAMSBORG et al., 2016).

Considerando as características morfológicas, as fases parasitárias e de vida livre apresentam diferenças, onde, em geral as fêmeas na forma parasitária manifestam características como a cauda sem cortes e o esôfago filariforme, ocupando um terço do comprimento do corpo (SPEARE., 1989). Levando em consideração a fase de vida livre, ambos os sexos de *Strongyloides spp.* apresentam o esôfago rãbitiforme, sendo que as fêmeas são maiores que os machos, apresentando cerca de 1 mm de comprimento (BARTLETT., 1995).

São identificadas mais de 50 espécies de *Strongyloides* que infectam o trato gastrointestinal de vertebrados (LITTLE., 2015; SPEARE., 1989). No entanto, sua identificação é dificultada devido a fatores na diferenciação entre as espécies. Levando em consideração as espécies relacionadas a transmissão em animais, destacam-se: *S. stercorales*, *S. fuelleborni*, *S. tumefaciens*, *S. felis*, *S. planiceps*, *S. ransomi* e *S. ratti* (KO et al., 2020; Silva et al., 2003).

Na relação zoonótica do parasito entre cães e humanos, destaca-se a *S. stercoralis*, sendo relatada em quase todos os continentes, com ênfase em regiões de clima tropical e subtropical (JÚNIOR et al., 2006). Estudos recentes, realizados por Jaleta (2019), Nagayasu (2017) e Barratt (2019), demonstram a ideia da ocorrência de uma possível transmissão cruzada entre humanos e cães. Sendo ainda descrita a presença de anticorpos contra *S.*

stercorales tanto em cães como em humanos que vivem em contato próximo (ŠTRKOLCOVÁ et al., 2017; GONÇALVES et al., 2007).

O ciclo biológico do parasito envolve a fase livre e a fase infectante, representando o ciclo parasitário do *Strongyloidea*. Os ovos larvados, ou larvas de primeiro estágio (L1), no caso de *S. stercorales*, são eliminadas nas fezes dos hospedeiros e passam por um processo de muda relativamente rápido, realizando a muda para a larva secundária L2 e em seguida a ecdise para a larva infectante, também chamada L3 (STREIT., 2008). É importante abordar que, durante a vida livre do parasito, fatores como umidade e temperatura se mostram cruciais para o desenvolvimento dos mesmos, sendo ainda relatados o desenvolvimento eficiente do parasito em situações de altas temperaturas (MACHADO et al., 2011).

Na fase infectante, as larvas L3 pode infectar o hospedeiro através de diferentes formas: através da penetração cutânea e também através da ingestão, ocorrendo a migração do parasito através de regiões como pulmões, sistema nervoso e traquéia até o seu total desenvolvimento em fêmeas adultas, que ocorre no intestino delgado (SIDDIQUI; BERK., 2001).

A transmissão transmamária também pode ocorrer, no entanto, espécies como *S. stercorales*, apenas acarretam essa forma de infecção a partir do momento em que a mãe se infecta durante o período de amamentação (SHOOP et al., 2002).

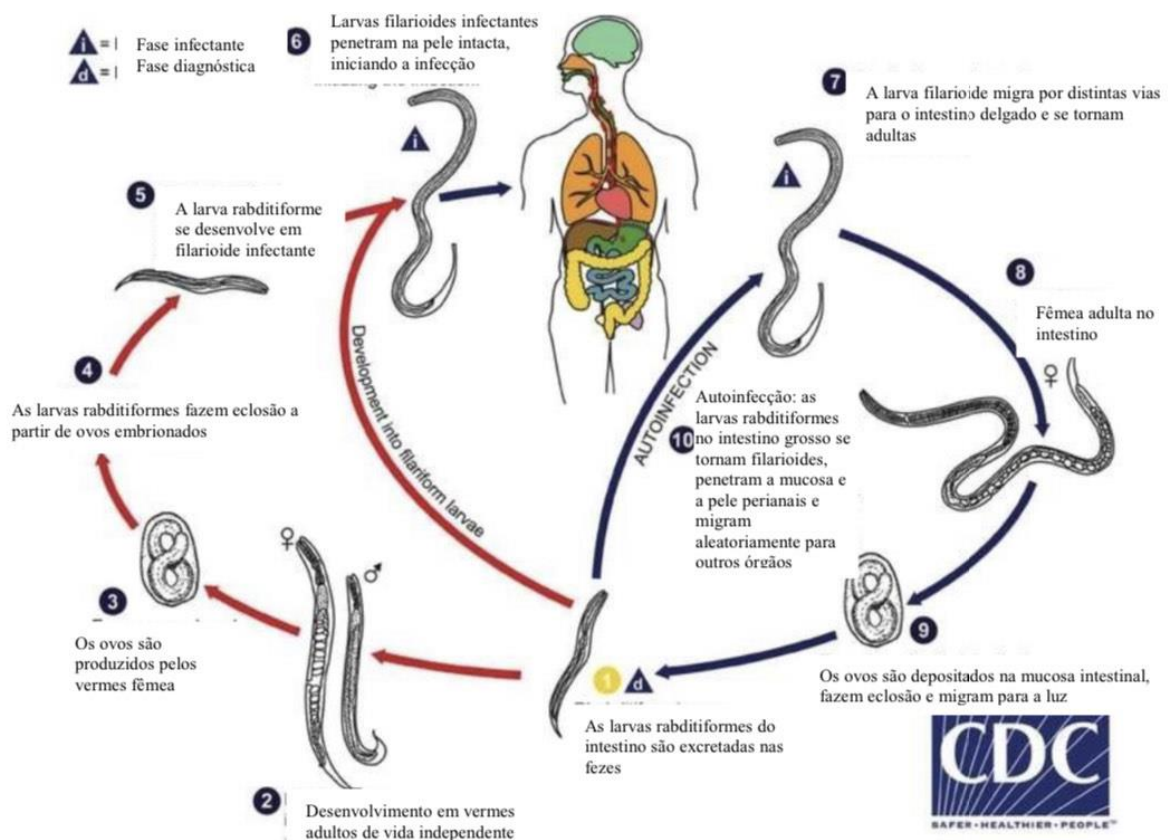


Figura 7. Ciclo biológico e de transmissão de *Strongyloides stercorales* entre cão e humano. **Fonte:** WGO-modificado de: CDC/DPDx (2019).

Uma das particularidades do gênero *Strongyloides* é a capacidade de auto infecção no hospedeiro, ocorrendo através da L1, que se desenvolve até a fase L3 no intestino, ou seja, a transformação da forma não-infectante na forma infectante no próprio organismo do hospedeiro. Denota-se que, a auto infecção acaba promovendo uma infecção latente e ainda perpetuando o parasitismo por *Strongyloides* (GANESH; JUNIOR., 2011).

Os sinais clínicos de *Strongyloides stercorales* em canídeos envolvem diarreia intermitente, êmese, podendo ainda apresentar dispnéia. Sendo que, os quadros podem ser mais graves em filhotes devido a baixa imunidade (DILLARD et al., 2007; UNTERKÖFLER et al., 2022).

Evidencia-se que parâmetros relacionadas à alta infestação de *Strongyloides* podem, em grande parte dos casos, provocar alterações metabólicas e gerar distúrbios no trato gastrointestinal (TGI) e também em órgãos do sistema respiratório (GUGOSYAN et al., 2019).

Em humanos, a maioria não chegam a apresentar sinais clínicos preocupantes, apresentando leves quadros de diarreia. No entanto, em crianças e adultos imunodeprimidos,

sinais como dor abdominal, diarreia, náusea são relatados, onde fatores como imunodeficiência e má nutrição mostram-se como características determinantes para quadros sintomatológicos extensos (FORRER et al., 2017).

O diagnóstico se dá através da avaliação de amostra de fezes por meio de técnicas coproparasitológicas, sendo avaliadas a presença de larvas do parasito nas fezes (SYKES; MCCARTHY., 2011). Um estudo comparativo foi realizado no Irã, levando em consideração cinco técnicas coproparasitológicas para detecção de *S. stercorales*, sendo elas o método direto, Baermann, Harada-mori, cultura em ágar e o método molecular-PCR, sendo realizada a avaliação em 163 amostras, onde o método Baermann apresentou maior sensibilidade para detecção do parasito (HAMEDİ et al., 2018).

O tratamento de eleição envolve a utilização de anti-helmintícos como ivermectina e albendazole, sendo utilizados em associação ou não, sendo que o tempo de tratamento levará em conta a gravidade no quadro da parasitose (MEJIA; NUTMAN., 2012).

Estudos, como o relatado por VELOSO et al. 2019, sobre um caso de óbito por infecção por *S. stercorales* no estado de Distrito Federal, evidenciam que a infecção por *S. stercorales* em humanos demonstra-se como um fator de risco, uma vez que a potencial autoinfecção propicia casos de hiperinfecção em humanos, resultando em quadros graves e sendo constatado o óbito em diversos pacientes imunodeprimidos. Evidenciando a *S. stercorales* como uma das helmintíases de maior preocupação na saúde única (CIMERMAN et al., 2006; VELOSO et al., 2019).

3.5 *Toxocara spp.*

A toxocaríase trata-se de uma afecção decorrente da ação de parasitos do gênero *Toxocara*, sendo nematódeos pertencente a ordem *Ascaridida* e da família *Toxocaridae* (DESPOMMIER., 2003). As características morfológicas da fase adulta do parasito envolvem o tamanho, que pode variar entre espécies, chegando a 9-15 cm em espécies como *T. canis* (TEKELE., 2003). Na fase embrionária, os ovos apresentam formato ovóide ou esferóide, coloração dourada e uma faixa de diâmetro entre 80-110µm, podendo ser maior ou menor, a depender da espécie (PROCIV., 1990).

Cerca de 26 espécies da família *Toxocaridae* são catalogadas, sendo elas: *T. malaysiensis*, *T. paradoxura*, *T. mackerrasae*, *T. herpestum*, *T. alienata*, *T. apodemi*, *T. cynonycteridis*, *T. genettae*, *T. pearsei*, *T. sprengi*, *T. suricattae*, *T. tanuki*, *T. vajrasthira*, *T. vincenti*, *T. warreni*, *T. leonine*, *T. canarisi*, *T. elephantis*, *T. hippopotami*, *T. indica*, *T. lyncis*, *T. manzadiensis*, *T. cati*, *T. canis* e *T. pteropodis* (ZIEGLER et al., 2019). No entanto, apenas duas espécies do gênero *Toxocara* apresentam potencial antropozoonótico, principalmente

levando em consideração a relação com animais domésticos, sendo *Toxocara canis* a responsável pela transmissão entre cão-humano e *Toxocara cati* entre felinos domésticos e humanos (RAULF et al., 2021).

O ciclo biológico do *Toxocara canis* é iniciado quando os ovos são excretados no ambiente através das fezes de cães infectados, onde em condições satisfatórias do ambiente evoluem para a sua forma infectante, L3, podendo o processo durar entre 2 a 6 semanas (MACPHERSON., 2013). Quando a forma infectante do parasito é ingerida, a fase inicial de migração é iniciada, onde a larva L3 perde o envoltório no duodeno e então migram para o intestino delgado e penetram na parede mucosa (WEBSTER et al., 1958). Após isso, as larvas podem migrar para o fígado e atingir órgãos como o coração e o pulmão. No estômago, as larvas L3 passam para o estágio larval L4, onde no intestino delgado se desenvolvem para a fase L5 e adulta, onde a reprodução e produção de ovos é desencadeada (SPRENT et al., 1958; ZIEGLER et al., 2019). A transmissão de *Toxocara spp.* pode envolver também a ação de hospedeiros intermediários, onde o parasito na fase L3 fica inativado até a infecção pelo hospedeiro definitivo (RIBEIRO., 2004)

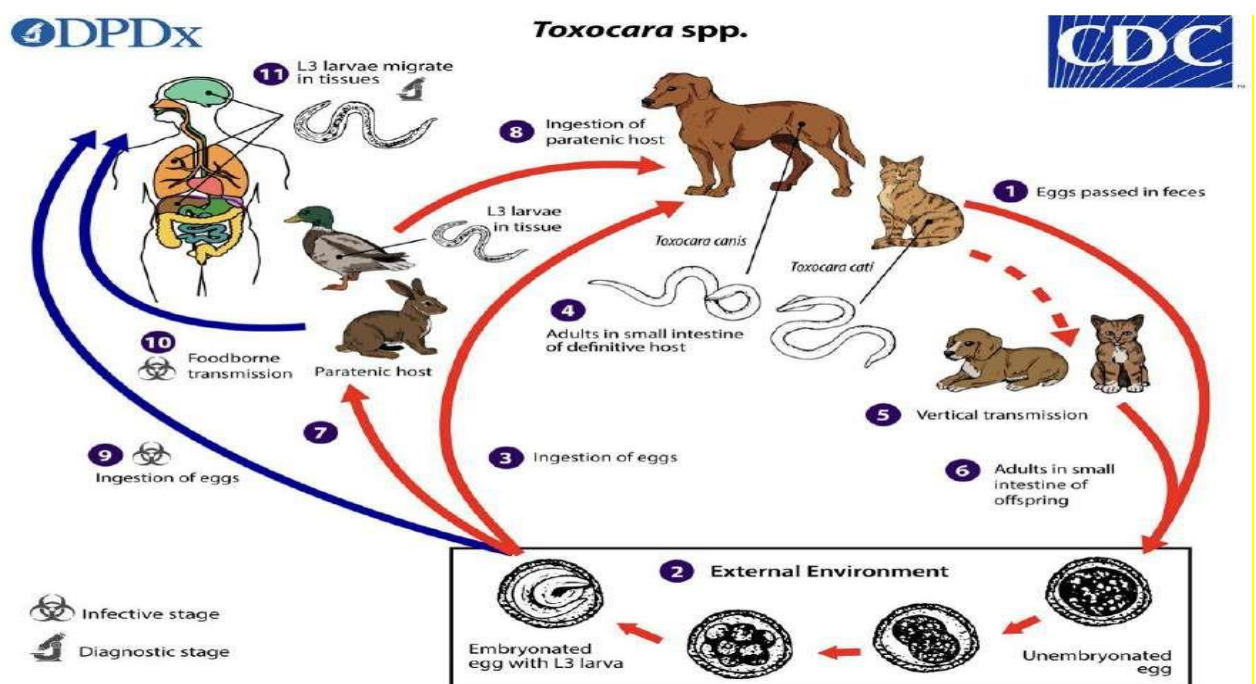


Figura 8. Ciclo biológico e de transmissão do *Toxocara spp.* (1) ovos são eliminados em conjunto com as fezes do hospedeiro. (2) Desenvolvimento externo do parasito (ovo não embrionado-ovo embrionado com larvas L3. (3) Forma de infecção direta a partir da ingestão de ovos com larvas L3. (4) As larvas adultas ficam presentes no intestino do hospedeiro definitivo, contribuindo para transmissão vertical (5). (6) Adultos no intestino delgado da prole. (7-8) Outra forma de infecção envolve a ingestão de hospedeiros paratênicos. (9) Em humanos, a infecção pode ocorrer através da ingestão de ovos e a transmissão por alimentos envolvendo hospedeiros paratênicos (10) sendo que as larvas L3 realizam migração pelos tecidos do hospedeiro. **Fonte:** CDC/DPDx (2019).

Um estudo realizado na Eslováquia detectou a relação de transmissão intrauterina e transmamária do parasito *Toxocara canis* em hospedeiros intermediários. Inicialmente envolveu a coleta de fezes em cães infectados e a subsequente infecção de camundongos para experimentação, sendo constatada a infecção de progênes com *T. canis* entre as gerações de camundongos, sendo evidenciado também a redução na carga parasitária entre as progênes subsequentes e o aumento na produção de anticorpos contra o parasito (TOMAŠOVIČOVÁ et al., 1993).

Os sinais clínicos do parasito em canídeos podem variar de acordo com a carga parasitária, sendo apresentado quadros de diarreia, distensão abdominal e desidratação (FREITAS., 1977). Em um estudo realizado em João Pessoa-Paraíba, foi relatado o caso de um cão que apresentava como sinais clínicos a presença de fezes amolecidas e prurido anal, onde fora identificado em diagnóstico um quadro moderado de infestação por *Toxocara canis* (CORREIA et al., 2022).

Em humanos, frequentemente as infecções são assintomáticas, no entanto, as larvas podem migrar e produzir granulomas em órgãos como pulmão, fígado e cérebro. A LMV, inclui sinais como febre, anorexia e dispnéia, sendo também frequente a presença de quadros de hepatomegalia ou dano hepático devido a larva migrans visceral (AGUDELO et al., 1990; ROHILLA et al., 2013)

Ainda, são relatados casos da presença do parasita em vias oculares de humanos (LMO), gerando uma afecção denominada toxocaríase ocular, sendo considerada uma forma que apresenta quadro severo, podendo gerar lesões oculares e granuloma ocular acarretados pelo parasitismo de *T. canis* (MAGNANI, et al., 2005).

Para o diagnóstico da doença, a implementação de técnicas coproparasitológicas podem ser eficientes para o diagnóstico definitivo através da visualização do parasita. Outros métodos diagnósticos, como o ELISA, tem apresentado certa eficiência para detecção de *Toxocara canis*. Em um estudo experimental realizado no instituto Adolf Lutz, em São Paulo, foi avaliada a especificidade do método indireto de ELISA para detecção de anticorpos para *T. canis*, onde foi evidenciada a sensibilidade de 60,2% e especificidade de 98% no teste (NUNES et al., 1999).

Fatores relacionados à classe social, saneamento básico e superpopulação de canídeos mostram-se como fatores contundentes relacionados a casos de *Toxocara canis*. Um estudo realizado em Salvador, na Bahia identificou uma maior prevalência de humanos infectados com *T. canis* em populações de classe baixa e que possuíam contato com vários cães, sendo

estes, considerados possíveis fatores de risco (SOUZA et al., 2011).

Ainda, são relatados casos da presença do parasita em vias oculares de humanos (LMO), gerando uma afecção denominada toxocaríase ocular, sendo considerada uma forma que apresenta quadro severo, podendo gerar lesões oculares e granuloma ocular acarretados pelo parasitismo de *T. canis* (MAGNANI, et al., 2005).

3.6 Protozoários com potencial zoonótico

Os protozoários são caracterizados como pertencentes a um sub reino do reino protista, existindo mais de 50.000 espécies categorizadas como protozoários (YAEGER., 1996). Em sua constituição, há a presença de 7 filos, sendo eles: *Sarcomastigophora*, *Labyrinthomorpha*, *Apicomplexa*, *Microspora*, *Ascetospora*, *Myoxpora* e *Ciliophora*, sendo os filos principais pertencentes ao filo *Apicomplexa* e *Sarcomastigophora* (LEVINE et al., 1980).

Na caracterização morfológica, podem ser encontrados na forma de trofozoítos, que se trata da forma ativa do protozoário, cisto e oocisto, sendo estas consideradas as formas iniciais e relacionadas a resistência do parasito ao ciclo de vida externo (DOLABELLA; BARBOSA., 2011; VERNI; ROSATI, 2011).

Uma das principais características relacionadas aos protozoários, envolve as ligações entre os mesmos com os animais e seres humanos. Alguns protozoários são caracterizados como comensais, ou seja, não são prejudiciais aos hospedeiros, no entanto, algumas espécies estão relacionadas a afecções em animais domésticos e possivelmente humanos, colocando em risco a saúde dos mesmos (DUBIK et al., 2022). É importante mencionar que, em alguns animais, os protozoários patogênicos podem não gerar quadro sintomático, mas os colocam como possível fonte de infecção para outros animais e até mesmo humanos, caracterizando o potencial zoonótico (SILVA et al., 2022).

Entre os principais protozoários gastrointestinais relacionados a um potencial zoonótico entre animais domésticos e humanos, temos a *Giardia spp.*, *Cryptosporidium spp.*, *Cystoisospora spp.* e *Entamoeba spp.* (SILVA et al., 2009). Sendo necessário apontar que as protozooses são consideradas de maior risco principalmente em animais e humanos imunodeprimidos, destacando-se a grande prevalência de *Cryptosporidium spp.* e sua sintomatologia em humanos imunodeficientes (ALBUQUERQUE et al., 2012).

Levando em consideração os fatores epidemiológicos das protozooses, evidencia-se uma maior prevalência em regiões de baixo saneamento básico e também em área com grande presença de cães errantes (ARAGÃO et al., 2017). Um estudo realizado em cinco estados do Nordeste, sendo eles Bahia, Maranhão, Pernambuco, Piauí e Ceará evidenciou infecções por

protozoários em 44,2% dos cães avaliados, ainda, ressaltou *Cryptosporidium* spp. E *Entamoeba* spp. como protozoários com maior prevalência, apresentando 8,2% e 7,5%, respectivamente (ZANETTI et al., 2019).

Outro estudo, realizado no município de Panelas-PE, envolveu a análise de amostras da população da região, sendo identificada a presença de dois protozoários, sendo eles *Giardia* spp. com 29,16% e *Entamoeba* spp. em 48,33% das amostras analisadas, sendo um dos fatores a falta de saneamento básico na cidade, sendo que o mesmo estudo evidenciou que alguns bairros da cidade não apresentam saneamento básico, expondo os cães e também a população da região a possíveis infecções por protozoários (SILVA et al., 2013).

A identificação e diagnóstico de protozoários geralmente envolve técnicas de coproparasitológico, sendo evidenciado estudos com técnicas específicas para detecção de determinados protozoários, sendo a técnica de coloração de Ziehl-Neelsen uma técnica implementada para facilitar a identificação de protozoários como *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. (RODRIGUES et al., 2016).

O tratamento acerca das protozooses irá depender da espécie envolvida na infecção, geralmente envolvendo a utilização de antiparasitários como febendazole, metronidazol e febantel (ROBERTSON et al., 2000). Medidas de controle e prevenção a protozooses envolvem a promoção de saneamento básico, evitando assim o contato de cães e humanos com possíveis vias de transmissão (SANTANA et al., 2004). Ainda, medidas como vermifugação dos cães pode auxiliar na prevenção de parasitoses em si (REIS et al., 2021). Diante disso, serão descritos a seguir, os principais protozoários encontrados no estudo.

3.7 *Cryptosporidium* spp.

Cryptosporidium trata-se de um gênero de protozoários presentes no filo *Apicomplexa* e na família *Cryptosporidiidae*, sendo um dos principais protozoários gastrointestinais, alojando-se na mucosa intestinal e sendo responsável por quadros de diarreia e desidratação em seus hospedeiros (RYAN et al., 2016; CORDÓN., 2006)

Levando em consideração a taxonomia, o gênero *Cryptosporidium* difere-se dos outros protozoários pertencentes ao filo *Apicomplexa* devido a perda de apicoplasto, apresentando uma organela alimentadora do tipo gregarina, no entanto ausente de apicoplasto (LIM; MCFADDEN., 2010).

Diante disso, modificações foram realizadas, onde os protozoários do gênero foram realocados da subclasse Coccidea, presente na classe *Coccideomorpha*, para a subclasse Cryptogregarina, pertencente a classe Gregarinomorpha (CAVALIER-SMITH., 2014).

Atualmente são identificadas cerca de 39 espécies do gênero *Cryptosporidium*, envolvendo animais em geral, sendo que apenas 20 apresentaram genótipos identificados em amostras de humanos, entre elas: *C. parvum*, *C. hominis*, *C. canis*, *C. bovis*, *C. felis*, *C. tyzzeri*, *C. crinacei*, *C. scrofarum*, *C. meleagridis*, *C. cuniculus*, *C. andersoni*, *C. fayeri*, *C. ubiquitum* e *C. viatorum* (XIAO., 2010; RYAN et al., 2014; MORRIS et al., 2019, KHAN et al., 2017).

Em cães, as infecções estavam relacionadas a espécie *Cryptosporidium parvum* no genótipo canino. Entretanto, estudos realizados envolvendo técnicas moleculares como PCR foram responsáveis pela descrição de uma nova espécie de *Cryptosporidium*, sendo ela identificada como *C. canis* (FAYER et al., 2001).

O ciclo biológico do *Cryptosporidium* pode ser dividido em seis estágios de desenvolvimento sendo identificados como excistação dos oocistos, merogonia, gametogonia, fertilização, esporogonia e, por fim, a formação da parede de oocistos (CHALMERS; DAVIES., 2010). O ciclo é iniciado quando ocorre a ingestão de oocistos, podendo ser através das fezes de algum animal infectado, como também de alimentos e água contaminados (LENDNER; DAUGSCHIES., 2014). Após a ingestão, é iniciado o processo de excistação, ou seja, a liberação dos esporozoítos infectantes. O processo ocorre no trato gastrointestinal, que devido a ação de enzimas intestinais desencadeiam essa ruptura (SMITH et al., 2005).

Em seguida, os esporozoítos se anexam à superfície presentes em células epiteliais do TGI do hospedeiro, sendo iniciado o processo de invasão, onde tornam-se esféricos, sendo caracterizados como trofozoítas e merozoítas, que amadurecem e realizam a multiplicação assexuada (GAŁECKI; SOKÓŁ., 2015, LENDNER; DAUGSCHIES., 2014). Na multiplicação assexuada ocorrem três divisões nucleares e originam merontes tipo I, apresentando cerca de seis a oito merozoítos haplóides. Na quebra de esquizontes, são originados merozoítos que se desenvolvem em esquizontes tipo II, apresentando quatro merozoítos (SMITH et al., 2007).

Na gametogonia, os merontes do tipo I podem acabar originando novos merontes tipo I, propiciando a reinfecção do animal infectado, ou originam merontes tipo II, estes responsáveis por iniciar a fase sexuada do parasito, sendo que os merontes ao infectarem novas células, se diferenciam em macrogamontes e microgamontes, sendo responsáveis pelos gametas femininos e masculinos, respectivamente (O'HARA; CHEN., 2011, THOMPSON et al., 2005).

No processo de fertilização, os microgamontes liberam microgametas maduros que serão responsáveis pela fertilização dos macrogametas que estarão presentes nos macrogamontes e originarão o zigoto (O'HARA; CHEN., 2011; FENG Y et al., 2009). A fase de esporogonia é relacionada as duas divisões celulares ocorrentes no zigoto, sendo formado

o oocisto, este, apresentando quatro esporozoítos. A formação da parede no zigoto, última fase do ciclo, origina o oocisto, este podendo ser o de parede espessa, que é excretado nas fezes do hospedeiro ou de parede fina, sendo responsável por quadros de autoinfecção nos hospedeiros (BARRIOS., 2017; THOMPSON et al., 2005). (Figura 9).

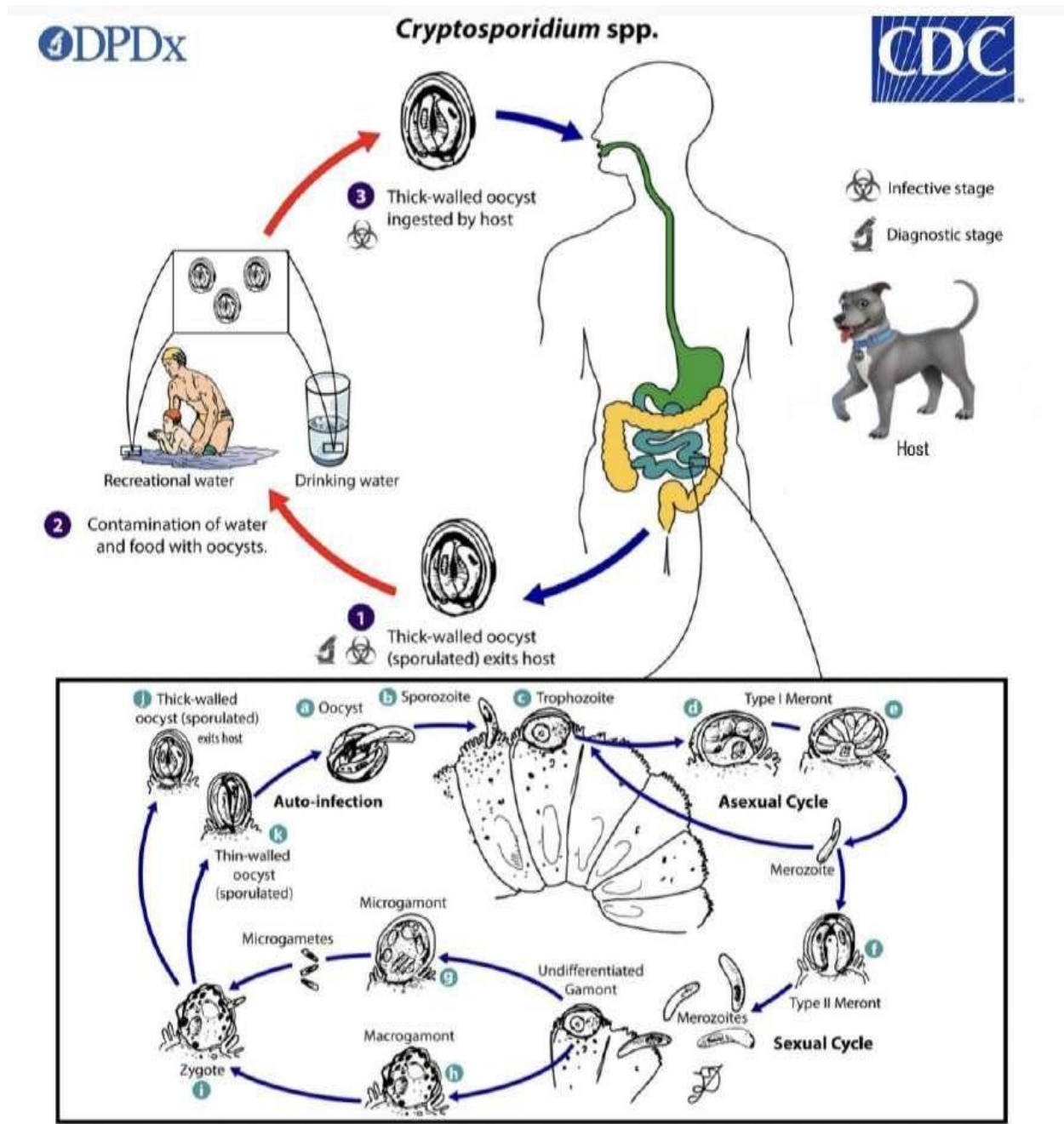


Figura 9. Ciclo biológico do *Cryptosporidium* spp. (1) ocistos esporulados são liberados nas fezes do hospedeiro. (2) a contaminação ocorre através da ingestão de água e alimentos com a presença dos oocistos. (3) O ciclo de transmissão é efetivado com a ingestão os oocistos por outro hospedeiro. **Fonte:** Adaptado de CDC/DPDx (2019).

Levando-se em consideração os aspectos epidemiológicos, no Brasil, o protozoário do gênero *Cryptosporidium* é considerado um parasito emergente, sendo evidenciado casos graves em humanos imunodeprimidos e gerando uma significativa taxa de morbidade em humanos portadores do vírus da imunodeficiência humana (HIV) (ROSSIT et al., 2007; GALVÃO et al., 2012). Ainda, o potencial zoonótico e o estreito convívio entre cães e humanos, geram uma maior preocupação acerca do parasito (MOURA et al., 2009)

Um estudo realizado na cidade de Campos dos Goyatacazes, foram analisadas cerca de 200 amostras de cães, onde evidenciou-se a positividade de 45%, ou seja, 90 dos 200 cães estavam parasitados por *Cryptosporidium spp.* (EDERLI et al., 2008). Em outro estudo, realizado em instituições do estado de São Paulo, foram analisadas cerca de 450 amostras de cães, sendo evidenciado a prevalência de 9,5% de cães infectados por *C. parvum* em São Paulo (LALLO; BONDAN., 2006).

Os sinais clínicos em cães geralmente são assintomáticos, geralmente apresentando quadros de diarreia, êmese e febre (CHALMERS; KATZER., 2013). Um estudo realizado em Rio Grande do Sul, abrangendo um cão positivo para *Cryptosporidium spp.* foi evidenciado sinais clínicos como diarreia com sangue e quadros de êmese (FERRAZ et al., 2021). No entanto, em filhotes e cães imunodeprimidos os sinais clínicos podem ser mais brandos apresentando quadros hemorrágicos e até mesmo infecções concomitantes (ABE et al., 2002).

Em humanos, é evidenciado um quadro sintomatológico principalmente em portadores do HIV, apresentando diarreia crônica e intensa desidratação (AMIN et al., 2010). É importante elucidar que, em soropositivos, o desenvolvimento de quadros severos e potencial de morbidade é proporcional a redução do número de linfócitos CD4+ e ainda relacionadas a carga parasitária do protozoário em si (CHACIN- BONILLA; CHENG-NG., 2008).

O diagnóstico envolve a utilização de técnicas que facilitem a visualização do protozoário nas amostras fecais, sendo implementada a técnica de coloração de Ziehl-Neelsen e a suas variações para identificação de oocistos do parasito (RODRIGUES et al., 2016). Outros meios diagnósticos envolvem técnicas moleculares, como o PCR, apresentando boa sensibilidade para detecção do protozoário (GOMES et al., 2004).

Por se tratar de um protozoário que não possui métodos efetivos para o tratamento em animais e humanos, medidas preventivas surgem como único meio para o controle da disseminação de *Cryptosporidium* (FAYER., 1997). Uma preocupação maior pelo parasito é desencadeada, uma vez que a ausência de um tratamento específico e efetivo para o protozoário aumenta as chances de infecção e disseminação da afecção (UNGAR., 1995).

3.8 *Giardia* sp.

A *Giardia* é um gênero de protozoários pertencentes ao filo *Sarcomastigophora*, sendo caracterizados por serem flagelados binucleados, sendo um dos principais protozoários do trato gastrointestinal em animais e em humanos (ADAM., 2000). A *Giardia* também é caracterizada por apresentar duas formas distintas do parasito, sendo elas o cisto e de trofozoítos, sendo um a forma responsável pela infecção e o outro caracterizado pela presença de flagelos (WOLFE., 1992; UPCROFT; UPCROFT., 1998).

Levando em consideração a taxonomia do protozoário, o mesmo é pertencente ao subfilo *Mastigophora*, classe *Zoomastigophora*, ordem *Diplomonadida* e a família *Hexamatidae* (SOMAYAR; GUIMARÃES., 1999). Sendo as espécies *G. duodenalis*, *G. muris*, *G. microti*, *G. ardeae*, *G. agilis*, *G. psittaci*, *G. canis*, *G. bovis*, *G. simondi* e *G. enterica* as principais que acometem animais (ADAM., 2001). A *Giardia duodenalis*, também conhecida como *Giardia lamblia* ou *Giardia duodenalis* é responsável por infectar alguns mamíferos e humanos e devido a isso, a *Giardia* é considerado um protozoário potencialmente zoonótico (FENG; XIAO., 2011).

Estudos mostraram que a *Giardia duodenalis* na verdade seria um complexo de 8 espécies do gênero, sendo as mesmas setorizadas em categorias, também chamada de *Assemblage*, sendo categorizadas em A-H (RYAN; CACCIÓ., 2013). As espécies seriam A-*Giardia duodenalis*, responsável por acometer animais mamíferos e humanos, B-*Giardia enterica*, acometendo humanos e outros mamíferos, C e D-*Giardia canis*, responsável por infecções em canídeos domésticos e silvestres, E-*Giardia bovis*, acometendo bovinos de produção, F-*Giardia cati*, sendo responsável pela infecção em gatos, G-*Giardia simondi*, responsável pela infecção em roedores e H, sendo responsável pela infecção em mamíferos aquáticos (THOMPSON; MONIS., 2012; CACCIÓ et al., 2017).

A principal forma de transmissão envolve o contato dos animais com água contaminada com cistos do protozoário, podendo ocorrer ainda através do contato com possíveis fômites, como as fezes de animais contaminados (FENG; XIAO., 2011). Um estudo realizado no município de Blumenau, em Santa Catarina evidenciou a presença de cistos de *Giardia* a uma taxa de 23% nas estações de tratamento de água do município (GROTT et al., 2016).

É estimado que cerca de 20% da população mundial esteja parasitada por *Giardia* devido a falta de tratamento de água e fatores relacionados ao déficit no saneamento básico (ROCKWELL., 2003). Em cães, cerca de 7% abrigam *Giardia spp.* em seu intestino delgado,

sendo a prevalência do protozoário em humanos de países desenvolvidos em 2% e em países subdesenvolvidos apresentando a taxa de 30% (LEVINE., 1973).

O ciclo biológico do protozoário é monoxeno, envolvendo as suas duas formas presentes, a de cisto e trofozoítas, sendo os cistos responsáveis pela infecção dos animais (WOLFE., 1992; UPCROFT; UPCROFT., 1998). Após a ingestão dos cistos, eles passam pelo estômago e duodeno, realizando o processo de excitação e produzindo dois trofozoítas. Os trofozoítas causam a afecção ao gerar danos na membrana e através da inibição de absorção de nutrientes, realizando ainda o processo de divisão binária e, por fim, atingem o intestino delgado, sendo responsáveis pelos cistos que serão eliminados pelas fezes (CLAYTON., 2002). (Figura 10).

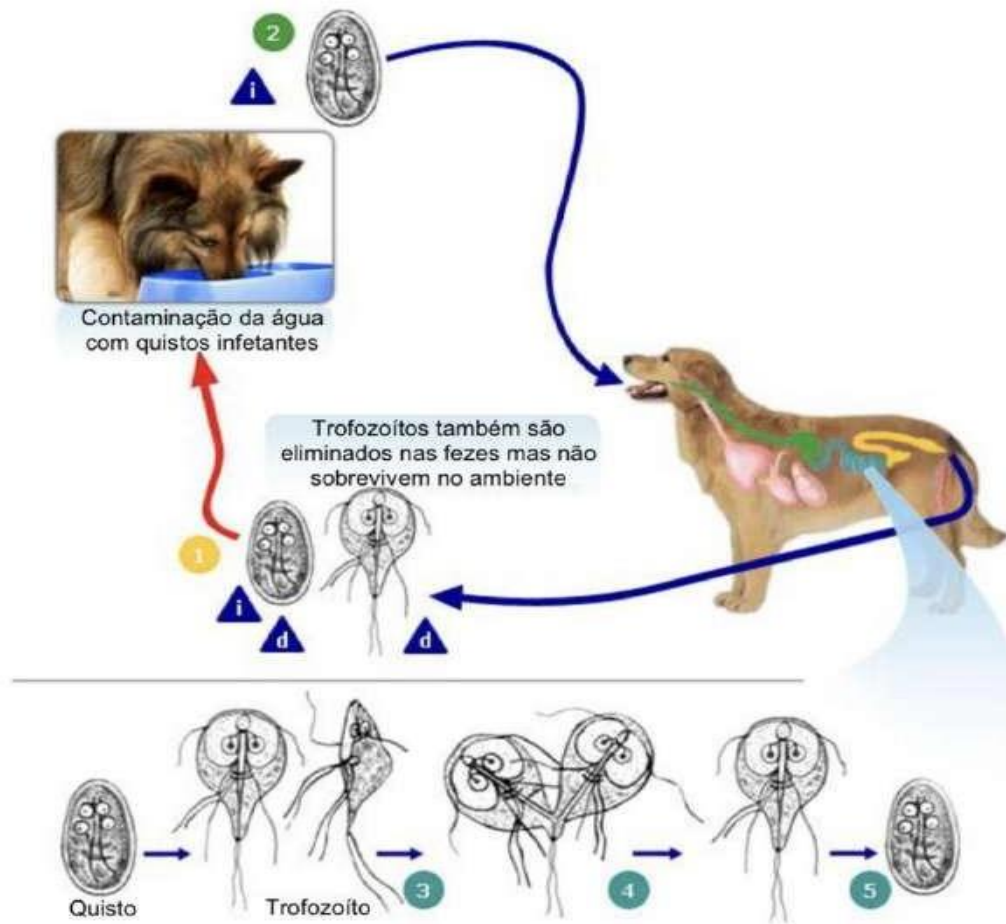


Figura 10. Ciclo biológico e de transmissão de *Giardia sp.* **Fonte:** LEAL (2015).

Os cães geralmente se apresentam assintomáticos, no entanto, os animais sintomáticos geralmente apresentam sinais como síndrome diarreica, perda de peso e podem haver complicações em animais imunodeprimidos, podendo apresentar distensão abdominal, raquitismo, anorexia e sendo responsável até mesmo por levar alguns animais óbito (JERICÓ et al., 2019; LEAL., 2015). Foi relatado em um estudo realizado em São João da Boa Vista, um cão de 9 meses positivo para *Giardia spp.*, onde o mesmo apresentava quadro de êmese e fezes com presença de sangue (LEITE et al., 2014).

Em humanos, as manifestações clínicas irão depender da carga parasitária e também da imunidade presente no hospedeiro. Os sinais clínicos geralmente presentes em adultos imunodeficientes e crianças envolvem diarreia, febre, fadiga, cólicas abdominais e mal-estar (HILL; NASH., 2011). Um estudo evidenciou que crianças de até dois anos são infectadas por *Giardia spp.*, não apresentando quadro sintomático, no entanto as mesmas podem apresentar deficiência no crescimento futuramente (DONOWITZ et al., 2016).

O diagnóstico geralmente envolve técnicas coproparasitológicas utilizando técnicas de coloração, sendo a de Ziehl-Neelsen uma das mais utilizadas para identificação de *Giardia*

spp. (TEIXEIRA., 2019). No entanto, novas técnicas de diagnóstico vem sendo implementadas, como o teste ELISA. Um estudo identificou a positividade de 88,6% utilizando o ELISA como método de diagnóstico, levando em consideração a análise de 44 amostras (DOĞRUMAN AL et al., 2006).

O tratamento em animais envolve a utilização de fármacos como o metronidazol e o febendazol (JERICÓ et al., 2019). Em humanos, pode-se ocorrer casos de resistência do protozoário ao metronidazol, sendo utilizado como tratamento de eleição o fármaco tinidazol (ZIMMER; BURRINGTON., 1986; UPCROFT; UPCROFT., 1998; ANDERSON., 2004).

O controle da afecção envolve medidas relacionadas ao tratamento da água, por ser o principal meio de transmissão do protozoário (FREGONESI et al., 2012). Medidas ainda relacionadas ao saneamento básico e protocolos sanitários podem servir como fatores para o controle de *Giardia spp.* (LUDWIG et al., 1999). A preocupação acerca da protozoose e na sua relação com animais e com os meios de transmissão evidenciam a questão de saúde pública relacionada ao parasito (SÁ et al., 2021).

3.9 *Cystoisospora* spp.

O gênero *Cystoisospora* foi criado em 1977, realocando algumas espécies que acometiam mamíferos do gênero *Isospora* neste novo gênero (FRENKEL., 1977). A justificativa para a criação desse novo gênero envolveu as diferenças morfológicas e também genéticas entre as espécies do gênero *Isospora* que detinham como hospedeiros mamíferos e as espécies que não detinham mamíferos como hospedeiros (CARRENO et al., 1998; LINDSAY et al., 2014, LINDSAY et al., 2019).

Algumas das características do gênero *Cystoisospora* incluem oocistos contendo dois esporocistos, apresentando quatro esporozoítos cada. Além disso, o gênero possui a capacidade de produzir cistos de tecido monozóico em HI ou hospedeiros paratênicos (FRENKEL et al., 1977; LINDSAY et al., 2014).

Levando em consideração sua classificação taxonômica, ocorreram controvérsias na sua definição. Inicialmente, os protozoários do gênero *Cystoisospora* eram identificados como pertencentes à família *Eimeriidae* (LEVINE, 1988). Entretanto, foi evidenciado que o *Cystoisospora* apresentava similaridades filogenéticas aos gêneros *Sarcocystis*, *Toxoplasma* e *Neospora*, apresentando maior grau de similaridade quando comparado ao gênero *Eimeria*, ocorrendo então a inclusão do gênero *Cystoisospora* a família *Sarcocystidae* (SAMARASINGHE et al., 2008; CARRENO et al., 1998; FRANZEN et al., 2000).

Através de estudos levando em consideração as características filogenéticas do gene 18s RNA, os oocistos foram categorizados em dois grupos, onde os oocistos que possuem como característica a presença de corpo Stieda e não formam cistos foram classificados ao gênero *Isospora* e aqueles que não apresentam corpo Stieda mas apresentam a formação de cistos, são categorizados no gênero *Cystoisospora* (BARTA et al., 2005; SCHRENZEL et al., 2005).

As principais espécies pertencentes ao gênero *Cystoisospora* são *C. ohioensis*, *C. felis*, *C. rivolta*, *C. belli*, *C. canis*, *C. burrowsi*, *C. neorivolta* e *C. suis*. Sendo as espécies *C. canis*, *C. burrowsi*, *C. ohioensis* e *C. neorivolta* as principais que acometem cães. No entanto, devido a dificuldade de especificação das espécies, foram agrupadas em *C. ohioensis*. A infecção por *C. belli* geralmente é relacionada a humanos. (FRENKEL., 1977., FRENKEL; SMITH., 2003; FRENKEL et al., 2003).

Entretanto, foi relatado em um estudo realizado no estado de Assam, na Índia, a identificação de cães parasitados por *Cystoisospora belli*, indicando ainda uma prevalência de 2%, levando-se em consideração a avaliação de 101 amostras de fezes (TRAUB et al., 2002). É importante frisar que, em muitos estudos, o *C. belli* é considerado um protozoário específico de humanos e a identificação da espécie em cães evidencia uma possível transmissão e potencial zoonótico (ROBERTSON et al., 2000; TAN., 1997).

Em outro estudo, envolvendo dois municípios do estado de Rio Grande do Sul, foi realizada a análise de 108 amostras de cães coletadas em praças da região, apresentando como objetivo a detecção de parasitos gastrointestinais em cães, sendo posteriormente identificada a presença de formas císticas do protozoário *Cystoisospora spp.* em amostras de cães da região, evidenciando ainda uma prevalência de 7,4% (EVARISTO et al., 2018).

O ciclo biológico do protozoário é iniciado com o processo de eliminação do parasito pelas fezes, onde ocorrerá a eliminação do oocisto imaturo. No ambiente e em condições de temperatura e umidade ideais, o parasito torna-se infectante, apresentando internamente dois esporocistos contendo quatro esporozoítos presente em cada esporocisto (SOBESTIANSKY et al., 1998). A infecção ocorre em animais e humanos quando há a ingestão das formas infectantes do protozoário (DUBEY., 2014; VELÁSQUEZ et al., 2022).

As enzimas digestivas acabam quebrando a parede presente no oocisto e liberando os esporozoítos. Os esporozoítos então evoluem para o aspecto arredondado, denominado trofozoítos e a partir disso, formando esquizontes tipo 1 ou de primeira geração, sendo ainda produzidas entre uma a três gerações (DODDS; ELSDON-DEW., 1955). No final da esporogonia, há a formação do merozoíto, este se desenvolve e forma o macrogametócito e microgametócito, representando o masculino e feminino, respectivamente (BOWMAN., 2010; JEFFERY., 1956). **(Figura 11).**

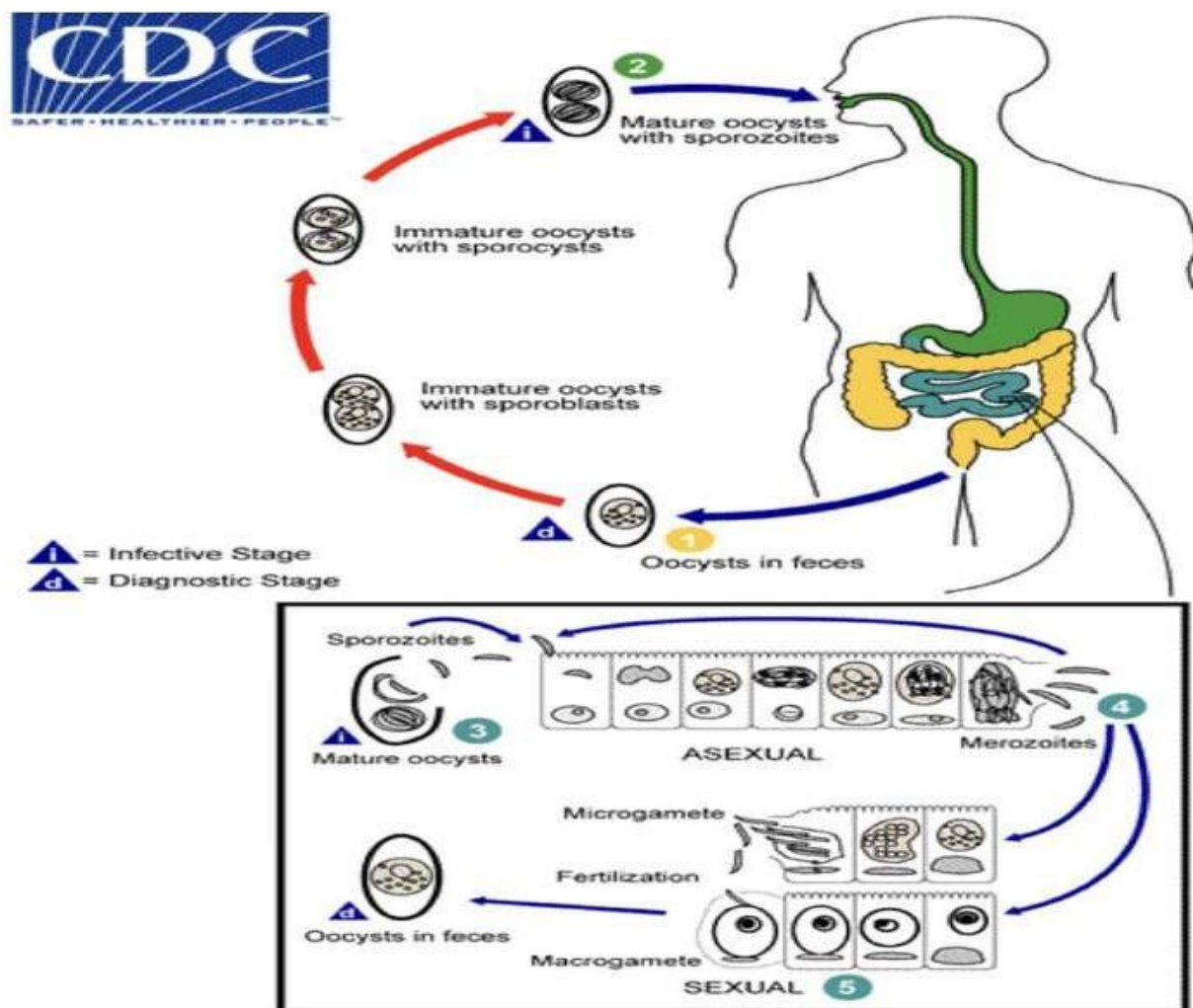


Figura 11. Ciclo biológico do *Cystoisospora* spp. (1) oocistos são liberados nas fezes. (2) após as fases de imaturidade dos oocistos (oocistos com esporocístos e esporoblastos), os oocistos amadurecem e apresentam esporozoítos, sendo esta o estágio infectante do parasito. (3) representação dos oocistos maduros, (4) merozoítos e macrogametas para formação dos oocistos que serão liberados nas fezes, representando o estágio sexual do parasito (5). **Fonte:** CDC/DPDx (2019).

O microgametócito e o macrogametócito irão se desenvolver e irão desencadear o microgameta e macrogameta, que serão responsáveis pela reprodução sexuada, onde o ciclo será finalizado pela formação do zigoto e consequentemente do oocisto, estes, sendo eliminados pelas fezes do hospedeiro (FEIX et al., 2020).

Os sinais clínicos em cães envolvem quadros de diarreia, êmese e desidratação, sendo relatados casos graves e sintomáticos principalmente em filhotes, podendo ocorrer a morte do filhote infectado (TESSEROLI et al., 2005; REGINALDO et al., 2019). Em humanos, a afecção gera apenas quadros de diarreia autolimitadas. No entanto, em imunodeprimidos podem apresentar quadros mais complexos da parasitose, apresentando sinais como diarreia

extrema, perda de peso e anorexia, podendo ocorrer até mesmo infecções na vesícula biliar em pessoas com HIV (DUBEY; ALMERIA., 2019; FLYNN., 2005).

O diagnóstico envolve a implementação de meios coproparasitológicos para detecção dos oocistos em fezes de animais. Um estudo realizado no centro de controle de zoonoses em Belo Horizonte-MG, realizaram a avaliação de amostras de fezes de cães utilizando a técnica de mini-FLOTAC® para a contagem de OPG, sendo detectada a oocistos de *Cystoisospora* sp. nas amostras de fezes (SILVA et al., 2017).

O tratamento em cães envolve a utilização de fármacos como sulfametoxazol e trimetoprima (SILVA et al., 2017). Em humanos o tratamento é realizado utilizando os mesmos fármacos, no entanto, tratamentos alternativos com outros fármacos podem ser utilizados, sendo utilizado ciprofloxacino, pirimetamina e roxitromicina (KEYSTONE et al., 2015; KAPLAN et al., 2009; KELLY; MUTENGO., 2017).

Medidas preventivas contra o protozoário envolvem fatores como melhorias nas condições sanitárias e em ações que visem a eliminação de meios que viabilizem a transmissão fecal-oral de *Cystoisospora*. Ressalta-se ainda que, melhorias de higiene pessoal pode adentrar como meio preventivo da infecção por *C. belli*, Sendo ainda controle de superpopulação em canis e a remoção de fezes como meios eficientes para prevenção da infecção por *Cystoisospora* sp. em cães (DUBEY; ALMEIDA., 2019; IRALA et al., 2016).

3.10 *Balantidium* sp.

Balantidium sp. trata-se de um gênero de protozoários ciliados pertencente à família *Balantiidae*, ordem *Vestibuliferida*, classe *Litostomatea* e ao filo *Ciliophora*, sendo responsável por infectar o TGI de diversos animais e também de humanos, sendo assim considerado uma protozoonose (LEE et al., 1985; JIAN et al., 2018). Ainda, é considerado um dos maiores protozoários intestinais detectado em animais e humanos (SWARTZELDER., 1950).

Levando-se em consideração as características morfológicas, os protozoários do gênero *Balantidium* sp. podem ser apresentados em duas formas distintas: trofozoítas e cistos, onde a forma trofozoíta pode variar entre 30-150µm de comprimento, sendo responsável pela forma infectante do protozoário e os cistos apresentando visualmente características ovóides e apresentando entre 40-60µm de diâmetro (LEVINE., 1961; FLETCHER et al., 2012).

O gênero apresenta cerca de 50 espécies, envolvendo algumas como *B. coli*, *B. entozoon*, *B. duodeni*, *B. giganteum*, *B. tylotritonis*, *B. xenopi*, *B. ganapatii*, *B. megastomae*, *B. hyalinum*, *B. gracile*, *B. corlissi*, *B. claperedei*, *B. rayi*, *B. bicavata*, *B. tigrinae*, *B. venensis*, *B. aurangabadensis* e *B. sushilii* (MING LI et al., 2008; LEVINE., 1961) Sendo

relatado em animais domésticos e em humanos a infecção por *Balantidium coli* (AHMED et al., 2020).

O protozoário é considerado predominante em áreas de clima tropical e subtropical, sendo os fatores climáticos favoráveis para realização do ciclo biológico do parasito (AHMED et al., 2020). No Brasil, a afecção está relacionada principalmente a áreas rurais, sendo evidenciada uma relação maior de transmissão em regiões em desenvolvimento (NÓBREGA; BRITTO., 2023). **Figura 12.**

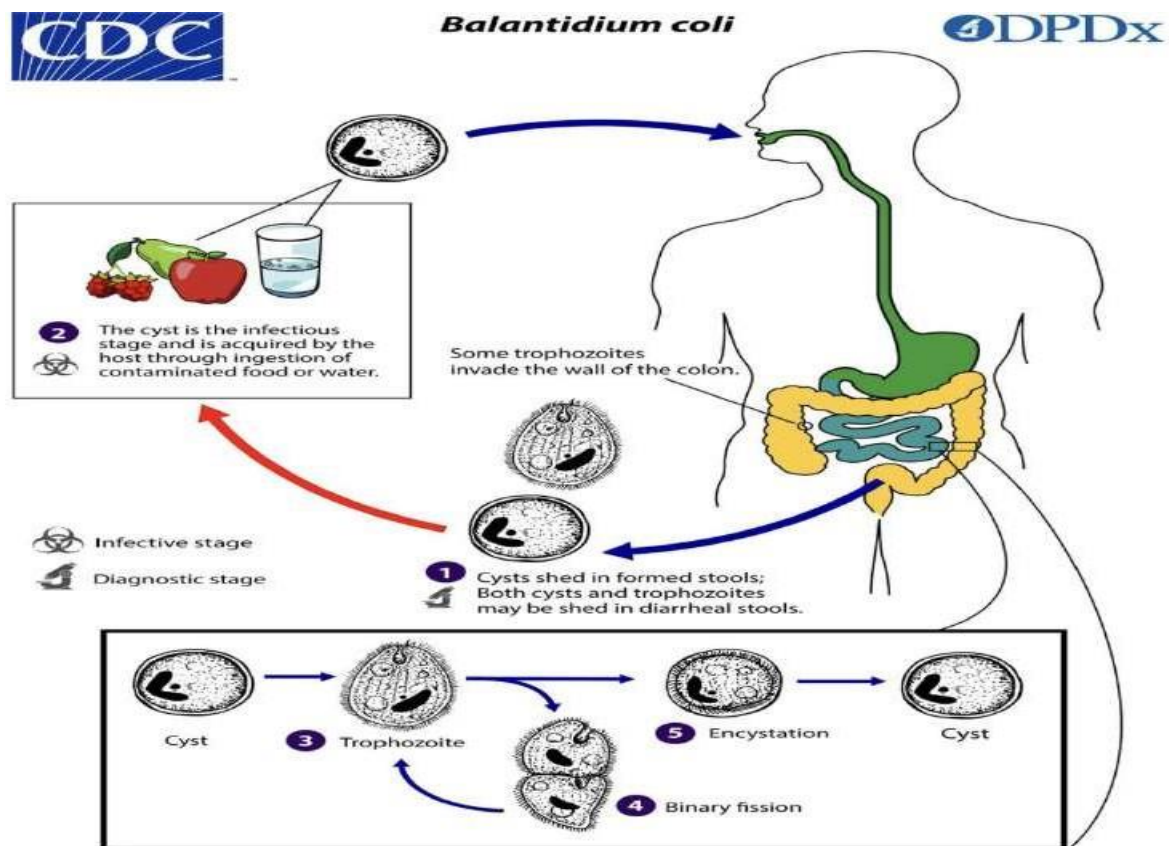


Figura 12. Ciclo biológico do protozoário *Balantidium coli*. (1) cistos são liberados em fezes do hospedeiro, sendo que, também podem ser encontrados trofozoítas, a depender do quadro. (2) O cisto é o estágio infectante e a infecção do hospedeiro se dá pela ingestão de alimentos e fontes de água contaminados. Representação dos estágios de desenvolvimento do parasito, onde; (3) trofozoíta, (4) fissão binária, (5) encistamento para formação dos cistos. **Fonte:** CDC/DPDx (2019).

Os suínos são considerados os principais reservatórios da protozoose devido a fatores como maior carga parasitária presente e uma maior frequência de detecção (BROOKE; MELVIN., 1964). No entanto, são relatadas também a presença do protozoário em cães e outros animais domésticos. Um estudo realizado na Malásia, realizou a coleta de 77 amostras fecais de cães, onde o objetivo do estudo era a identificação de parasitos em cães e gatos de

áreas rurais da malásia, sendo posteriormente identificado a prevalência de 5,2% em cães infectados por *Balantidium spp.*, levando em consideração a análise total de 77 amostras de fezes (NGUI et al., 2014).

O ciclo biológico do protozoário é caracterizado como monoxênico, sendo de fato iniciada através da ingestão de oocistos, podendo estar presentes em alimentos, na água e através das fezes de animais contaminados (COCIANCIC; NOVONE., 2018). Os cistos ao adentrarem no hospedeiro sofrem o processo de quebra do cisto, ocorrendo no intestino delgado do hospedeiro e liberando os trofozoítos. Sendo que estes irão migrar para regiões como o intestino grosso, onde realizarão o processo de alimentação por meio da fagocitose de resíduos presentes no TGI, se reproduzirão e irão concluir o ciclo biológico através da liberação dos cistos pelas fezes do hospedeiro (NUÑEZ., 2001).

Os animais geralmente são assintomáticos, no entanto, quadros de diarreia, dores abdominais e alterações nas fezes, como a presença de sangue, podem ser detectadas (SCHUSTER; RAMIREZ-AVILA., 2008). É importante mencionar que o *B. coli* pode ser considerado um patógeno secundário, levando-se em consideração a identificação de quadros sintomáticos relacionadas a outras doenças. Foi relatado um cão com quadro sintomatológico, apresentando anorexia e diarreia com presença de sangue nas fezes, através do diagnóstico foi evidenciada a infecção por *Balantidium spp.* em conjunto com helmintos como *Ancylostoma spp.* e *T. vulpis*, o animal foi tratado a infecção do protozoário reduziu de acordo com a eliminação dos helmintos (HAYES; JORDAN., 1956).

Em humanos, os quadros sintomáticos são apresentados principalmente em imunossuprimidos e em crianças, onde quadros de diarreia, perda de peso, tenesmo e náusea, podendo ainda ocorrer a passagem do protozoário para outros órgãos como pulmões e bexiga (OLIVEIRA; HERNANDEZ., 2021; ANINAGYEI et al., 2021)

O diagnóstico envolve a visualização dos protozoários presentes nas fezes por meio de técnicas coproparasitológicas e que devido ao tamanho dos protozoários pertencentes ao gênero nas suas formas de cistos e de trofozoítos, podem ser visualizadas em diversas técnicas (PONCE- GORDO; GARCÍA RODRÍGUEZ., 2021; SCHUSTER; ÁVILA., 2008). O tratamento da afecção envolve o uso de fármacos como o metronidazol, sendo utilizado em quadros sintomáticos (SCHUSTER; ÁVILA., 2008).

3.11 *Entamoeba spp.*

Trata-se de um gênero de protozoários pertencentes ao filo *Sarcomastigophora* e a

classe *Sarcodina*, que acomete principalmente humanos, mas sendo relatados casos em cães, gatos e primatas não humanos (STEDMAN et al., 2003; SHIMADA et al., 1992). É importante mencionar que alguns protozoários do gênero apresentam capacidade citotóxica, podendo gerar em certas ocasiões lesões teciduais (PEREIRA., 2018).

São evidenciadas cerca de 27 espécies do gênero *Entamoeba*, sendo elas: *Entamoeba dispar*, *Entamoeba histolytica*, *Entamoeba hartmanni*, *Entamoeba coli*, *Entamoeba polecki*, *Entamoeba moshkovskii*, sendo a *E. histolytica* a principal responsável por distúrbios no TGI em humanos e animais (ALAM et al., 2015; FOTEDAR et al., 2007). Em cães, são evidenciados casos por *E. histolytica*, levando-se em consideração a transmissão humano-animal, uma vez que os animais domésticos não eliminam a forma infectante pelas fezes (STEDMAN et al., 2003; GREENE et al., 2012).

As características morfológicas do parasito envolvem duas divisões, cistos e trofozoítos. Os cistos apresentam entre 10-20µm, apresentando parede rígida devido a ação proveniente de glicoproteínas e da quitina. A forma trofozoíta é caracterizada pelo tamanho, que pode variar entre 10-60µm, apresentando a cromatina na membrana nuclear, sendo responsável pela síntese de RNAr, sendo considerada equivalente ao nucléolo (ALBACK., 1989; CHÁVEZ-MUNGÍA., 2004; CORDEIRO; MACEDO., 2007).

A principal forma de transmissão envolve a ingestão de água e alimentos contaminados com cistos dos protozoários (NOZAKI; BHATTACHARYA., 2014). É importante abordar que a prevalência de *Entamoeba histolytica* no Brasil é variável, sendo a região nordeste considerada a de maior prevalência (DANTAS et al., 2019). As infecções por *Entamoeba* envolvem países subdesenvolvidos, onde fatores como tratamento da água e saneamento básico são proeminentes (BARBOSA et al., 2017).

Após a ingestão dos cistos através de água, alimentos ou através do contato com fezes contaminadas, os cistos atingem o TGI, onde se desencistam e liberam trofozoítos, estes, irão se multiplicar por divisão binária e a partir disso, irá ocorrer o processo de encistamento no qual o protozoário formará novos cistos que serão eliminados nas fezes do hospedeiro (ESPINOSA-CASTELLANO; MARTÍNEZ-PALOMO., 2000).

O parasito apresenta capacidade de gerar necrose nos tecidos do hospedeiro, já que ao adentrar no TGI, o parasito secreta enzimas denominadas cisteíno proteases que degradam o muco do colón e possibilitam a passagem do parasito para a lâmina própria do intestino, onde poderão causar dano tecidual (YOSHIDA., 2011). Em cães, a infecção, quando sintomática, pode gerar diarreia com presença de sangue, sendo que os quadros mais graves de *Entamoeba* podem ser fatais (MAXIE., 2007). **Figura 13.**

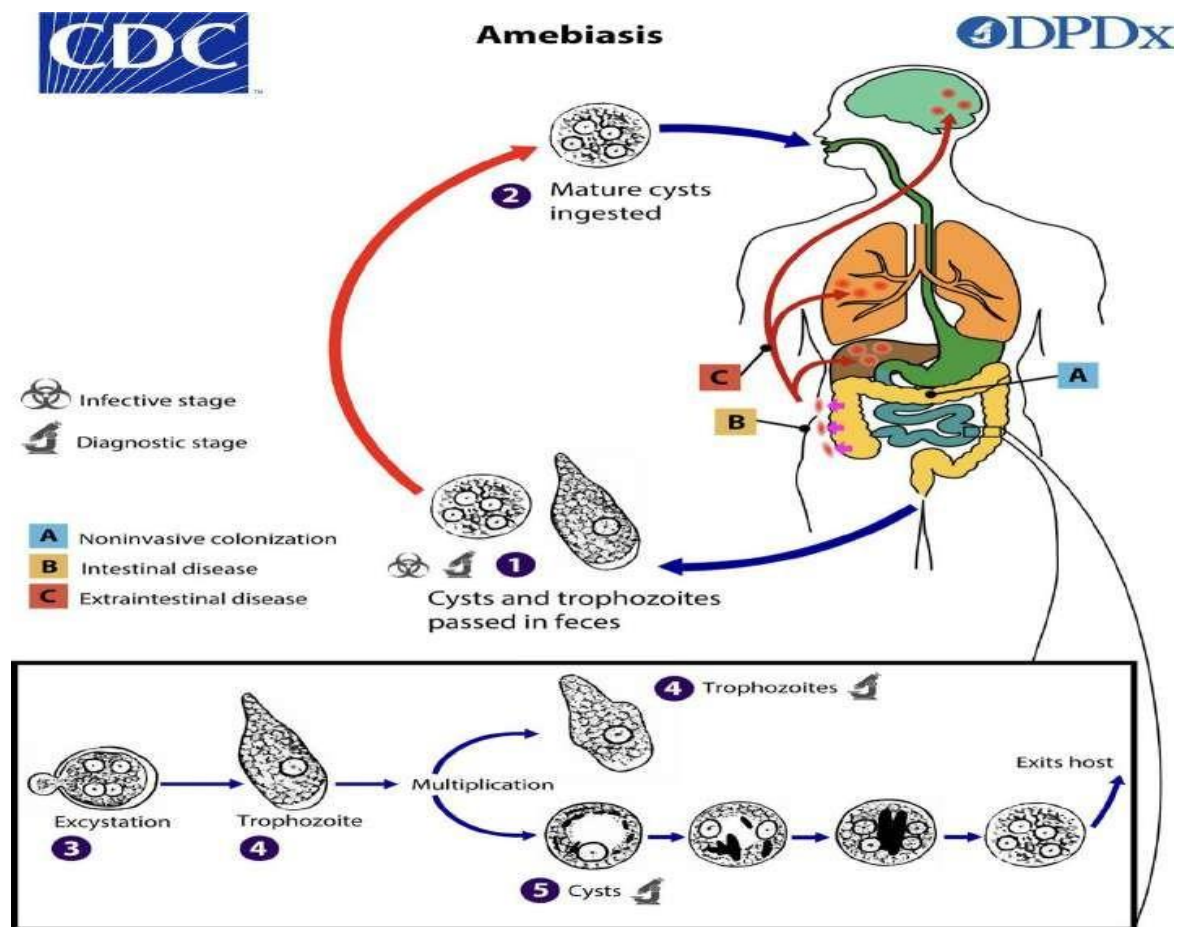


Figura 13. Ciclo biológico do *Entamoeba* spp.. (1) Cistos e trofozoítos são liberados nas fezes. (2) A infecção se dá pela ingestão de cistos maduros do parasito. (3-5) Representação das fases do parasito e seu ciclo, sendo: o processo de excitação (3), trofozoíta e sua multiplicação (4), formação dos cistos que serão eliminados pelo hospedeiro (5). **Fonte:** CDC/DPDx (2019).

Foi relatado um caso no Hospital veterinário da Universidade Federal de Campina Grande, na Paraíba, onde foi realizado o atendimento de um cão errante que apresentava quadro de anorexia e ataxia. No exame físico foram identificados fatores como escore corporal ruim, desidratação de 12% e secreção purulenta, sendo realizado o diagnóstico de cinomosee devido a piora do animal, foi efetuada a eutanásia.

No entanto, na necropsia foram identificados a presença de colite necrohemorrágica, sendo coletadas amostras para imuno-histoquímica com anticorpo anticlonal anti-*E.hystolitica*, sendo evidenciada a imunomarcção positiva dos trofozoítos, sendo a colite nefrohemorrágica acarretada pelo parasitismo por *Entamoeba* (FRADE et al., 2017).

Em humanos, os quadros geralmente são assintomáticos, no entanto, quando sintomáticos os sinais podem variar de leves a graves, podendo apresentar disenteria,

apendicite, colite, megacólon, peritonite e até mesmo abscessos, sendo localizados no pulmão ou nos rins (SHAMSUZZAMAN., 2000).

O diagnóstico para *Entamoeba spp.* pode ser realizada de diversas maneiras, através de técnicas coproparasitológicas podem ser detectadas as formas de trofozoítas do protozoário, sendo a visualização facilitada através de meios de coloração. Técnicas como biópsia de colón podem ser realizadas para visualização de estruturas do protozoário presentes no colón, podendo ainda serem implementadas técnicas como a imuno-histoquímica específica para *Entamoeba spp.* e a utilização de ELISA (GREENE., 2012; FRADE et al., 2017; ALAM et al., 2015).

O tratamento em animais sintomáticos pode envolver a utilização de fármacos como o metronidazol e furazolidona, reduzindo o parasito. No entanto, em alguns casos o animal continua portador de *Entamoeba spp.* (GREENE., 2012). Em humanos sintomáticos, pode ser implementada a utilização do fármaco nitazoxanida, sendo relatada sua eficiência no tratamento de parasitismo por *Entamoeba hystolitica* (LIRA et al., 2021).

Evidencia-se que por não apresentar tantos casos relatados sintomáticos, há uma certa negligência acerca dos protozoários do gênero *Entamoeba*. Ainda, fatores como saneamento básico e higiene sanitária mostram-se como fatores relevantes, uma vez que são os únicos meios para controle e prevenção do protozoário (CARDOSO et al., 2022; JUNAIDI et al., 2020).

4. OBJETIVO GERAL

O presente estudo apresenta como principal objetivo detectar e rastrear dos principais parasitos de caráter zoonótico que estão presentes em populações caninas do estado de Sergipe, Brasil.

4.1 Objetivos específicos

O trabalho apresenta como principais objetivos a:

- Obter amostras de animais de diversas vertentes (domiciliados, pertencentes a abrigos e errantes) a fim de estabelecer dados comparativos;
- Obter amostras de animais de vários municípios do estado, para estabelecimento de dados comparativos por município.
- Identificar os parasitos potencialmente zoonóticos;
- Classificar os principais parasitos detectados por ordem de frequência e proeminência.

5. METODOLOGIA

5.1 Aspectos éticos

O desenvolvimento do estudo foram realizadas após aprovação do Comitê de Ética no Uso de Animais da Universidade Federal de Sergipe, através das licenças de número 6973120522.

5.2 Área de estudo

O desenvolvimento do estudo ocorreu no estado de Sergipe, em 7 municípios do estado, sendo selecionadas regiões próximas para facilitar a locomoção, sendo eles Aracaju, Nossa Senhora da Glória, Carira, Santa Luzia de Itanhy, Carmópolis, Nossa senhora Aparecida e Itabaiana.

Aracaju, a capital do estado de Sergipe, ocupa uma área de 182,163km², fazendo limite com os municípios de São Cristóvão, Nossa Senhora do Socorro e Santo Amaro das Brotas. A cidade está localizada no litoral central do estado, na mesorregião do leste sergipano, estando relacionada entre a foz do rio Sergipe e ao Rio Vaza Barris ao norte e ao sul, respectivamente (CASTELHANO; PINTO., 2022). De acordo com o IBGE, a cidade apresenta população estimada de 672.614 habitantes na região (IBGE., 2021).

Nossa Senhora da Glória, é um município localizado na região semiárida do estado e do nordeste, na mesorregião do sertão sergipano (JÚNIOR., 2016). O município ocupa uma área de 758,429km² apresentando uma população estimada de 37.715 habitantes de acordo com o (IBGE., 2021)

Carira, município pertencente a mesorregião do sertão sergipano do estado de Sergipe, apresenta uma área territorial de 638,743km², apresentando ainda uma população estimada de 22.393 habitantes de acordo com dados do (IBGE., 2021).

Santa Luzia de Itanhy, município do estado de Sergipe presente na mesorregião do leste sergipano, apresenta uma distância de 76km em relação a capital do estado (RIBEIRO et al., 2013). O município apresenta uma área territorial de 325,258km², apresentando ainda uma população estimada de 14. 205 habitantes (IBGE., 2021).

Carmópolis, trata-se de um município presente no estado e pertencente a mesorregião do Leste Sergipano, apresentando uma área territorial de 46,395km² e população estimada de 17.232 habitantes de acordo com dados do IBGE 2021.

Nossa Senhora Aparecida, é um município do semiárido de Sergipe, localizada na mesorregião do sertão sergipano, apresentando proximidades com cidades como Nossa Senhora da glória e Monte Alegre, apresentando uma área territorial de 340,772km² e população estimada de 8.882 pessoas (IBGE., 2021).

Itabaiana, trata-se de um município localizado na mesorregião do agreste Sergipano, apresentando a área territorial de 337.295km² e a população estimada de 96,839 habitantes (IBGE., 2021).

5.3 Delineamento experimental

O estudo apresenta caráter observacional transversal, com as coletas ocorrendo exclusivamente em um definido momento nas populações caninas das áreas selecionadas.

5.4 Coleta de amostras

Foram realizadas coletas de amostras de fezes de cães, sendo o material adicionado em um coletor e identificado, sendo posteriormente acondicionados em caixas isotérmicas a 8° C e, em seguida, encaminhados para o processamento no Laboratório de Doenças Parasitárias (LDP) da Universidade Federal de Sergipe (UFS), campos do Sertão.

5.5 Teste coproparasitológico

Para o diagnóstico e identificação dos parasitos gastrointestinais, foram utilizadas três técnicas diferentes de coproparasitológico de fezes, sendo a técnica de Willis-Mollay, mini-FLOTAC® e a técnica modificada de Ziehl-Neelsen para identificação de *Cryptosporidium spp.*

5.5.1 Técnica de Willis-Mollay

A técnica de Willis tem como princípio a flutuação de ovos caracterizados como leves de helmintos e oocistos de protozoários em uma solução hipersaturada salina ou de sacarose (OLIVEIRA et al., 2017).

Foram adicionadas 5g da amostra de fezes e 20ml de solução de sacarose em um becker e posteriormente realizada a homogeneização. Após isso, foi feito o processo de tamização, filtrando a amostra e retirando resíduos granulomatosos de fezes.

A amostra então foi adicionada em um tubo de ensaio, completando o volume do tubo até a formação de um menisco convexo, sendo adicionada a lamínula na boca do tubo de ensaio, de modo que a lâmina fizesse contato com o menisco convexo presente no tubo, sendo estimado o tempo de espera de 15 minutos. Aguardado esse tempo, realizou-se a retirada da lamínula e adição de uma lâmina sobre a laminula, sendo então a amostra pronta para análise microscópica.

5.5.2 Técnica de mini-FLOTAC®

A técnica trata-se de uma adaptação do FLOTAC®, apresentando como principal característica diferencial a retirada da etapa de centrifugação, sendo uma técnica implementada tanto para identificação como também para quantificação (VIEIRA et al., 2016).

Foram adicionadas 2 gramas de amostra de fezes em 18 ml de solução hipersaturada de sacarose em um becker, sendo efetuada a tamização. Foi realizada então a adição da amostra na câmara no mini-FLOTAC® com auxílio da pipeta, sendo estimado o tempo de espera de 10 minutos. Após o tempo de espera, foi liberada a catraca das câmaras do mini-FLOTAC®, podendo ser realizada a análise microscópica da amostra.

5.5.3 Técnica de centrífugo sedimentação modificada de Ziehl-Neelsen

A técnica é implementada para uma maior identificação de oocistos de *Cryptosporidium spp.* que por serem pequenos, apresentam certa dificuldade para serem identificados (RITCHIE., 1948).

Foram adicionados 5 gramas de fezes em 20ml de água destilada, sendo realizada a tamização. A amostra foi colocada em tubo e adicionada na centrífuga por 5 minutos em 15000rpm e após isso foi efetuada a retirada do tubo e realizada a extração do sobrenadante, restando no tubo o sedimento-amostra para análise. Onde, com o auxílio da pipeta foi realizado a adição da amostra em lâminas e colocadas para secagem a calor. Após a secagem, foi realizada a adição de fucsina a 0,5% no esfregaço, sendo estimado o tempo de espera em 5 minutos e em seguida, ocorrendo a lavagem da lâmina em água e posteriormente a coberturada mesma com ácido-álcool por 3 minutos, sendo seguida por sua lavagem em água corrente. Novamente, é feita a adição de um novo composto, no caso, o azul de metileno a 0,5% por 1 minuto, sendo realizada a lavagem em água corrente e após a secagem a lâmina está pronta para análise microscópica. Evidencia-se que a técnica apresenta alta especificidade para detecção de *Cryptosporidium* (BIDEROUNI; SALEHI., 2014).

5.6 Avaliação das amostras

Todas as lâminas foram avaliadas em microscopia óptica utilizando a variação de ampliação entre 10x, 40x e 100x, esta última sendo utilizada com auxílio de óleo de imersão para identificação de *Cryptosporidium spp.*, sendo caracterizado como critério de positividade os animais que apresentaram ovos de helmintos ou cistos e oocistos de protozoários.

5.7 Análise estatística

Os dados obtidos foram registrados em planilhas do Microsoft Excel 2019 e avaliados

estatisticamente através da utilização do software *Instat* (GraphPad Software, Inc., 2000) com nível de significância estabelecido de $p < 0,05$.

6. RESULTADOS

O nosso estudo abrangeu a avaliação de amostras de cães advindos de três origens, sendo elas: cães domiciliados, cães errantes e também cães advindos de abrigos, sendo realizada no total a análise de 100 amostras de cães. Foram identificados parasitos em 75% (75/100) das amostras avaliadas, sendo identificados ovos de helmintos, cistos e oocistos de protozoários. Em cães domiciliados, de 45 amostras avaliadas, 60% (27/45) foram positivas, representando sua maioria, enquanto apenas 40% (18/45) não apresentaram nenhum parasito identificado. Levando consideração a avaliação das amostras de cães errantes, das 26 amostras avaliadas, 73% (19/26) foram positivas, sendo que 27% (7/26) apresentaram resultado negativo.

Levando em consideração as amostras avaliadas de cães pertencentes a abrigos, todas as amostras apresentaram pelo ao menos parasito gastrointestinal potencialmente zoonótico, sendo uma porcentagem de 100% (29/29). Os dados estabelecidos de acordo com a origem das amostras dos animais estão representados na **Tabela 7**.

Tabela 7. Levantamento da positividade de acordo com a origem das amostras.

ORIGEM DOS CÃES	TOTAL DE AMOSTRAS	POSITIVOS (%)
Domiciliados	45 amostras	60%
Errantes	26 amostras	73%
Abrigos	29 amostras	100%
Total	100 amostras	75%

Fonte: Arquivo pessoal, 2023.

Com relação aos municípios, a maior prevalência de parasitos ocorreu em Nossa senhora Aparecida, com o percentual de 37% (37/100). Outros municípios apresentaram também determinadas prevalências para parasitoses, sendo Nossa Senhora da Glória com 22% (22/100), Santa Luzia de Itanhy apresentando 6% (6/100), Aracaju 4% (4/100), Carmópolis 4% (4/100), Carira 1% (1/100) e Itabaiana 1% (1/100). Os dados estabelecendo as porcentagens dos municípios e seus respectivos números de amostras estão registrados na **Tabela 8**.

Tabela 8. Levantamento da positividade de acordo com os municípios e total de amostras.

MUNICIPIO	TOTAL DE AMOSTRAS	POSITIVOS
Carmópolis	6 amostras	4%
Carira	2 amostras	1%
N. S da Glória	37 amostras	22%
Itabaiana	1 amostra	1%
N.S. Aparecida	37 amostras	37%
S.L. de Itanhy	9 amostras	6%
Aracaju	8 amostras	4%
Total	100 amostras	75%

Fonte: Arquivo pessoal, 2023.

Levando-se em consideração duas das técnicas implementadas (Willis-Mollay e mini-FLOTAC®), pelo menos um protozoário ou helminto foi detectado, gerando um percentual de infecção de 31% (31/100). Os principais e mais frequentes parasitos foram: *Ancylostomatidae*, sendo identificado em cerca de 11% (11/100) das amostras avaliadas, *Strongyloidea*, sendo identificada em 7% (7/100) das amostras, *Toxocara spp.*, identificada em 5% (5/100) das amostras, *Balantidium sp.*, sendo evidenciada em 3% (3/100) das amostras avaliadas, *Eimeria spp.* sendo presente em 2% (2/100) das amostras avaliadas. Os parasitos menos identificados foram *Echinostoma spp.* evidenciada em apenas 1% (1/100) das amostras avaliadas, seguida de *Cystoisospora spp.* em 1% (1/100) e *Giardia sp.* presente em 1% (1/100) das amostras.

Constata-se também que, entre os parasitos identificados nas amostras, uma maior prevalência de helmintos em comparação a protozoários, apresentando cerca de 23% (23/100) de helmintos detectados e 8% (8/100) de protozoários detectados. Os dados referentes a descrição dos parasitos detectado, bem como a porcentagem de detecção estão estabelecidos na (Tabela 9.).

Tabela 9. Relação de parasitos identificados e seus respectivos percentuais.

PARASITO	DETECÇÃO (n/t) ¹	%
<i>Ancylostomatidae</i>	11/100	11%
<i>Strongyloidea</i>	7/100	7%
<i>Toxocara spp.</i>	5/100	5%
<i>Balantidium sp.</i>	3/100	3%
<i>Eimeria spp.</i>	2/100	2%
<i>Echinostoma spp.</i>	1/100	1%
<i>Cystoisospora spp.</i>	1/100	1%
<i>Giardia sp.</i>	1/100	1%
Total	31/100	31%

Relação entre o número de amostras detectadas com parasitos e o total de amostras¹.

Fonte: Arquivo pessoal, 2023.

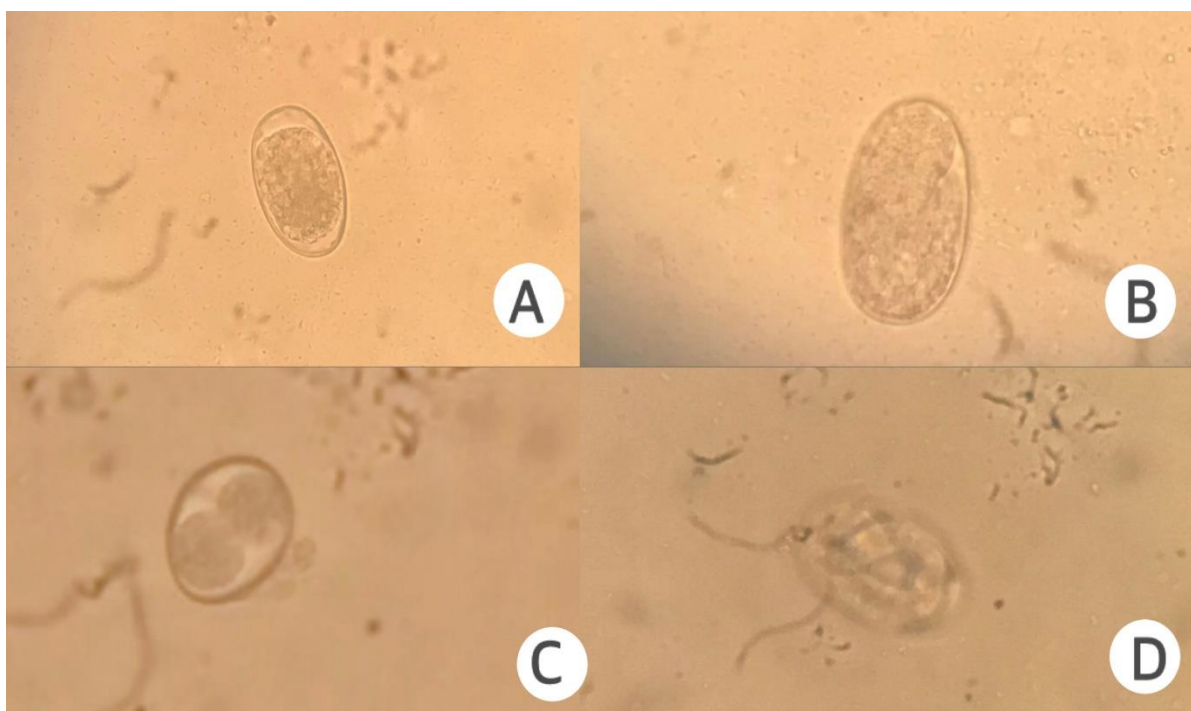


Figura 14. Alguns dos parasitos detectados no estudo. (A) *Ancylostoma* spp., (B) *Echinostoma* sp. (C) *Cystoisospora* spp. e (D) *Strongyloides* spp. **Fonte:** Arquivo pessoal, 2023.

Na avaliação das amostras pela técnica de centrífugo-sedimentação com coloração modificada de Ziehl-Neelsen, foi verificada uma positividade de 53% (53/100) para *Cryptosporidium* spp. Levando em consideração sua prevalência de acordo com a origem do animal, foi verificada uma maior prevalência do parasito em amostras de cães pertencentes a abrigos, apresentando um percentual de 29% (29/100), seguida de animais domiciliados, com 21% (21/100) e cães errantes, apresentando 3% (3/100) das amostras positivas. Os dados referentes a detecção de *Cryptosporidium* de acordo com a origem do animal está estabelecida na **Tabela 10**.

Tabela 10. Relação de positividade a *Cryptosporidium* de acordo com a origem da amostra.

Origem	Deteccão (n/t) ¹	%
Abrigos	29/100	29%
Domicílios	21/ 100	21%
Errantes	3/100	3%
Total	53/100	53%

Relação entre as amostras positivas para *Cryptosporidium* e o total de amostras¹

Fonte: Arquivo pessoal, 2023.

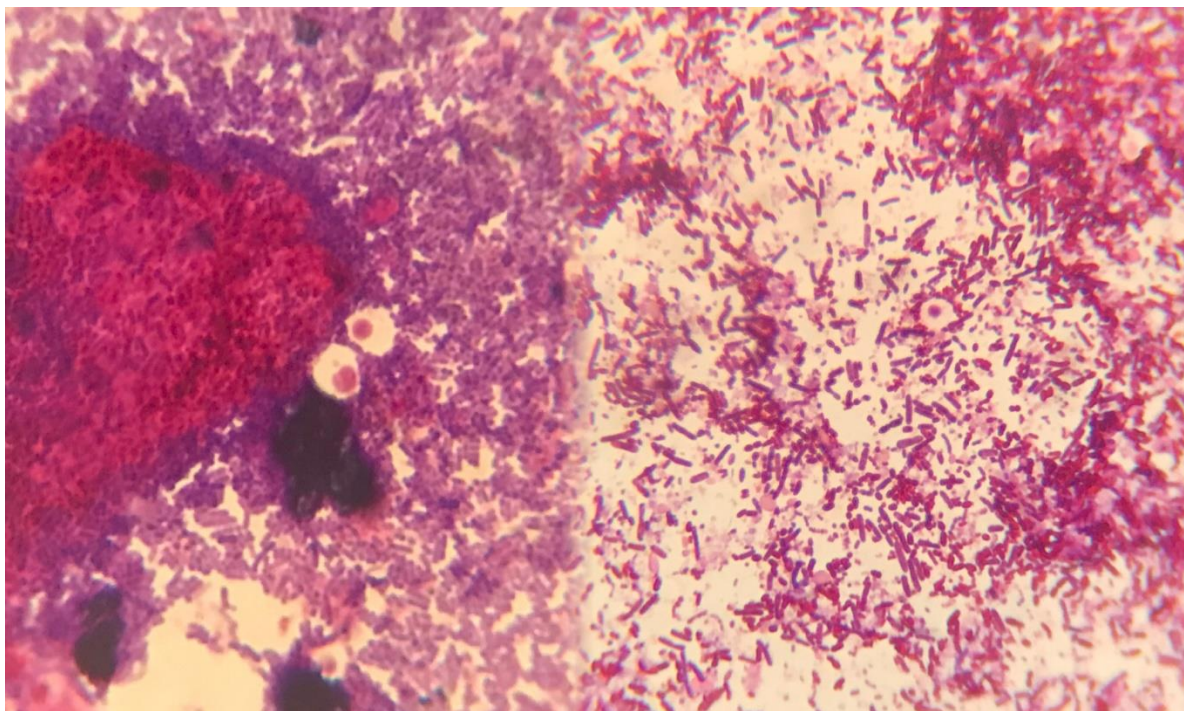


Figura 15. Visualização do protozoário *Cryptosporidium spp.* **Fonte:** Arquivo pessoal, 2023.

7. DISCUSSÃO

Foi observado uma taxa de 75% (75/100) de positividade para helmintos e protozoários potencialmente zoonóticos em cães provenientes de sete municípios do Estado de Sergipe. O resultado do estudo apresenta-se similar ao estudo desenvolvido em canis do estado de Rio Grande do Sul, onde, das 102 amostras coletadas, 74 amostras apresentaram positividade para helmintos ou protozoários, gerando um percentual de 72,55% (74/102) (REGINA et al., 2021).

A presente taxa de parasitos identificados em amostras de cães do nosso estudo, pode estar relacionada a fatores como saneamento básico, superpopulação de cães e ainda a proeminência das amostras avaliadas serem de área rural/semiárida, indicando potencial ambiental benéfico para o desenvolvimento dos parasitos identificados (SOUZA., 2019; LUDWIG et al., 2012).

O resultado obtido no presente estudo apresentou-se duas vezes superior aos resultados alcançados no estudo de VITAL *et al.* (2012), que obtiveram das 100 amostras

analisadas um percentual de 25% (25/100) de positividade, sendo considerada a identificação de parasitos potencialmente zoonóticos.

O percentual de parasitos identificados em nosso estudo podem estar relacionados a fatores ambientais que possam ser favoráveis ao desenvolvimento e também ao ciclo biológico dos parasitos em si. O clima, temperatura, umidade e ainda fatores sociais podem ser responsáveis e apresentar determinada contribuição para a infecção das populações caninas da região (ANTONIO., 2011).

Por fim, foi evidenciado que o percentual de cães positivos para parasitos gastrointestinais potencialmente zoonóticos, os meios ambientes e sociais do Estado e ainda as condições climáticas da região, sugerem que o Estado de Sergipe e os determinados municípios possuam características referentes a presença de helmintos e protozoários cujo alguns possam apresentar potencial zoonótico.

8. CONCLUSÃO

Os resultados deste estudo evidenciam que cães do estado de Sergipe estão sendo infectados por diferentes tipos de helmintos e protozoários, incluindo-se ainda parasitos que apresentam certo potencial zoonótico, colocando em risco a saúde de animais e humanos. Reforçando ainda a necessidade de ações sociais e educacionais para a população, envolvendo medidas preventivas e de controle das parasitoses afim de prevenir a transmissão de parasitos gastrointestinais em cães e humanos.

9. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O ESO-Estágio Obrigatório Supervisionado, mostra-se como um período crucial para o desenvolvimento e capacitação teórico-prático para aprimoramento das competências do discente como futuro Médico Veterinário, sendo elencado na prática todos os conceitos éticos, morais e profissionais cruciais para qualificação e inserção do discente no mercado de trabalho. Ainda, promove uma maior exposição do discente aos critérios e meios de detecção e prevenção de possíveis afecções que venham a atingir os animais e possivelmente humanos também, assim, promulgando dois dos principais pilares do médico veterinário na sociedade: o bem-estar animal e a saúde única.

10. REFERÊNCIAS

- AGUDELO, C.; VILLAREAL, E.; CACERES, E.; LOPEZ, C.; ELJACH, J.; RAMIREZ, N.; HERNANDEZ, C.; CORREDOR, A. Human and dogs *Toxocara canis* Infections in a poor neighborhood in Bogota. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**. V.85, 1990.
- ALBUQUERQUE, Y. M. M. D.; SILVA, M. C. F.; LIMA, A. L. M. D. A.; MAGALHÃES, V.
Criptosporidiose pulmonar em pacientes com AIDS, uma doença subdiagnosticada. **J. Bras. Pneumol**. 2012.
- ARAGÃO, M. L. D. L.; HURTADO, J. L.; SAMPAIO, M. G. V. A importância do saneamento básico no controle das parasitoses intestinais. **Unicatólica**. 2017.
- ABE, N.; KIMATA, I.; ISEKI, M. Identification of genotypes of *Cryptosporidium parvum* isolates from a patient and a dog in Japan. **Journal of Veterinary Medicine Science**, v. 64, n. 2, p. 165-168, 2002.
- AMIN, V. H. G.; CARVALHO, C. H. E. D.; SILVA, C. D. D.; KOGA, F. Y.; GONÇALVES, J. M.; KOIKE, K.Y.; MARTINS, F. C. Criptosporidiose e HIV. **Congresso Nacional de extensão Universitária**, Londrina. 2010.
- AL, D.F.; KUSTÍMUR, S.; ÖZEKINCI, T.; BALABAN, N.; ÍLHAN, M. N. The use of Enzyme Immunosorbent Assay and (ELISA), and Direct Fluorescent Antibody (DFA) methods for diagnosis of *Giardia Intestinalis*. **Acta Parasitologica Turcica**, 2006.
- ANTONIO, I. M. D. S. Associação entre fatores socioeconômicos, ambientais e a ocorrência de parasitos em crianças, adolescentes e animais domésticos da comunidade Matadouro, Campo dos Goyatacazes, RJ. **Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro**. 2011.
- ADAM, R. D. The *Giardia lamblia* genome, **International Journal of Parasitology**, 2000. 30:475–484. DOI: [http://dx.doi.org/10.1016/S0020-7519\(99\)00191-5](http://dx.doi.org/10.1016/S0020-7519(99)00191-5)
- ADAM, R. D. Biology of *Giardia lamblia*. **Clin. Microbiol. Rev.** 2001.
- ABE, N.; SAWANO, Y.; YAMADA, K.; KIMATA, I.; ISEKI, M. Cryptosporidium infection in dogs in Osaka, Japan. **Vet. Parasitol.** 2002.
- ANDERSON, K. A.; BROOKS, A. S.; MORRISON, A. L.; SMITH, R. J. R.; MARTIN, S. W.; BENN, D. M.; PEREGRINE, A. S. Impact of *Giardia* vaccination on asymptomatic *Giardia* infections in dogs at a research facility. **Can. Vet. J.** v.45, 2004
- AHMED, A.; LJAZ, M.; AYYUB, R. M.; GHAFAR, A.; GHURI, H. N.; AZIZ, M. U.; ALI, S.; ALTAF, M.; AWAIS, M.; NAVEED, M.; NAWAB, Y.; JAVED, M. U. *Balantidium coli* in domestic animals: an emerging protozoan pathogen of zoonotic significance. **Acta**

Tropic. 2020.

ANINAGYEI, E. et al. Prevalence and risk factors of human *Balantidium coli* infection and its association with haematological and biochemical parameters in Ga West Municipality, Ghana.

BMC Infectious Diseases, v. 21, n.1, p. 1–10, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1186/s12879-021-06731-2>

ALAM, M. A.; et al. *Entamoeba* infections in different populations of dogs in an endemic area of Lahore, Pakistan. **Veterinary Parasitology**. v. 207, n. 3–4, p.219, jan. 2015.

ALBACK, R. A. Nucleic acids of *Entamoeba histolytica*. **J. Protozool.** 1989.

ANDRESIUUK, M. V.; DENEGRÍ, G. M.; ESARDELLA, N. .; HOLLMANN, P. Encuesta coproparasitológico canina realizado en plazaz públicas de la ciudad de Mar Del Plata, Buenos Aires, argentina. **Parasitología latinoamericana**, Santiago de Chile, v.58, n.1-2, p.17-22, 2003.

ARASU, P.; KWAK, D. Developmental arrest and pregnancy-induced transmammary transmission of *Ancylostoma caninum* larvae in the murine model. **J. Parasitol.** p. 779-784, 1999.

AGUIRRE, A. A.; LONGCORE, T.; BARBIERI, M.; DABRITZ, H.; HILL, D.; KLEIN, P. N.; The one health approach to toxoplasmosis: epidemiology, control and prevention strategies. **Ecohealth**, v.16, n.2, p. 378-390, 2019.

ARASU, P.; HELLER, A. Antibody responses in pregnancy-induced transmammary transmission os *Ancylostoma caninum* hookworm larvae. **Elsevier science**. 1999.

BERNOT, J. P.; RUDY, G.; RATNAPPAN, R.; HAILE, M.; ROSA, B. A.; MITREVA, M.; O'HALLORAN, D. M.; HAWDON, J. M. Transcriptomic analysis of hookworm *Ancylostoma ceylanicum* life cycle stages reveals changes in G-protein coupled receptor diversity associated with he onset of parasitism. **Int. J. Parasitol.** 2020.

BARTLETT, C. M. Morphology, homogonic development, and lack of a free living generation in *Strongyloides robustus* (Nematoda, Rhabditoidea), a parasite of North America sciurids. **Folia Parasitologica**. 1995.

BARRIOS, L. M. C. Detecção de *Cryptosporidium spp.* em amostras fecais de gatos (*Catus felis domesticus*) de Goiânia, Goiás. **UFG**. 2017

BARTA, J. R.; SCHRENZEL, M. D.; CARRENO, R.; RIDEOUT. B. A. The genus atoxoplasma as a junior objective synonym of the genus *Isospora* species infecting birds and resurrection of *Cystoisospora* as the correct genus for *Isospora* species infecting mammals. **J. of Parasitology**. 2005.

BOWMAN, D. Parasitologia Veterinária de Georgis. Rio de Janeiro: **Elsevier**, 2010.

BROOKE, M. M.; MELVIN, D. M. Common Intestinal Protozoa of Man: Life Cycle Charts. US Department of Health, Education, and Welfare, Public Health Service, **Communicable Disease Center**, 1964.

BARBOSA, J. A.; ALVIM, M. M.; OLIVEIRA, M. M.; SIQUEIRA, R. D. A.; DIAS, T. R.; GARCIA, P. G. Análise do perfil socioeconômico e da prevalência de enteroparasitoses em crianças em idade escolar em um município de Minas Gerais. **HU revista**, Juíz de Fora, v.43, 2017.

BARROS, L. D.; ROCHA, S. D. N. Saneamento básico e saúde pública: agravos na população pediátrica atendida em uma unidade básica de saúde de Monte Alegre do Piauí. **UNASUS**. 2020.

BARROS, B. A. F.; PEREIRA, J. D. A.; BARRETO, L. D. A.; SANTOS, T. C.; CIRNE, L. C. D. S. O. B. Ocorrência de parasitos gastrintestinais em fezes de cães coletadas em praças públicas do município de Valença-RJ. **Pubvet**, Londrina, v.12, n.9, 2018.

BARRAT, J.L.N.; LANE, M.; TALUNDZIC, E.; RICHINS, T.; ROBERTSON, G.; FORMENTI, F.; PRITT, B.; VEROCAI, G.; SOUZA, J.; Mato Soares, N. N. A global genotyping survey of *Strongyloides stercoralis* and *Strongyloides fuelleborni* using deep amplicon sequencing. **PLoS Negl. Trop. Dis.** 2019, 13, e0007609.

BOWMAN, D. D.; NELSON, T. Canine intestinal helminths: recommendations from the companion animal parasite council. **Today's Veterinary Practice**. 2014.

BARBOSA, J. A.; ALVIM, M. M.; OLIVEIRA, M. M. D.; SIQUEIRA, R. D. A.; DIAS, T. R.; GARCIA, P. G. Análise do perfil socioeconômico e da prevalência de enteroparasitoses em crianças com idade escolar em um município de Minas Gerais. **HU revista**, Juiz de Fora, v.43, n. 3, p. 391-397, out/dez 2017.

BIOCCA, E. On *Ancylostoma paraduodenale*, a new species from felines, closely related to *A. duodenale*. **Journal of Helminthology**. 1951.

BENESH, D. P.; PARKER, G.; CHUBB, J. C. Life-cycle complexity in helminths: what are the benefits?. **Evolution**. 2021.

BOURGOIN, G.; CARDINAL, M. P. C.; BOUHSIRA, E.; POLACK, B.; BOURDEAU, P.; ARIZA, C. R.; CARASSOU, L.; LIENARD, E.; DRAKE, J. Prevalence of major digestive and respiratory helminths in dogs and cats in France: results of a multiscience study. *Parasites and Vectors*. 2022. DOI: <https://doi.org/10.1186/s13071-022-05368-7>

CASTRO, P. D. J.; HOWELL, S. B.; SCHAEFER, J. J.; AVRAMENKO, R. S.; GILLEARD, J. S.; KAPLAN, R. M. Multiple drug resistance in the canine hookworm *Ancylostoma caninum*: An emerging threat?. **Parasite and vectors**. v.12, n.1, 2019.

COLELLA, V.; BRADBURY, R.; TRAUB, R. *Ancylostoma ceylanicum*. **Trends in Parasitol.** 2021.

CAMELLO, J. T.; CAVAGNOLI, N. I.; SPADA, P. K.W. S.; POETA, J.; RODRIGUES, A.

D. Prevalência de parasitoses intestinais e condições de saneamento básico das moradias em escolares da zona urbana de Caxias do Sul, Rio Grande do Sul. **Sci Med.** v.26, n.1, p. 1-6, 2016.

CHUBB, J. C.; BALL, M. A.; PARKER, G. A. Living in intermediate hosts: Evolutionary adaptations in larval helminths. **Trends Parasitol.** 2010.

CIMMERMAN, S.; TEIXEIRA, M. C.; GIRIO, D.; VIEIRA, T. D. O.; CALORE, E. E.; BARRA, L. A. C. Hiperinfecção por *Strongyloides stercoralis* in AIDS patient. **Rev. Panam. Infectol.** 2006

CORREIA, G. S.; FILHO, A. A. D. C.; ARAÚJO, D. V. D.; SOUZA, M. M. N. D. S.; SANTOS, M. H. M. D. S. *Toxocara canis* em cão-relato de caso. **Rev. Multidis. Saúde.** 2022.

CAVALIER-SMITH, T. *Gregarine* site heterogeneous 18S rDNA trees, revision of a *Gregarine* higher classification and the evolutionary diversification of *Sporozoa*. **Eur. J. Protistol.** 2014

CHALMERS, R. M.; DAVIES, A. P. Minireview: clinical cryptosporidiosis. **Experimental parasitology.** 2010;124(1):138-46.

CHALMERS, R. M., KATZER, F. Looking for *Cryptosporidium*: the application of advances in detection and diagnosis. **Trends in Parasitology**, 2013.

CHACIN-BONILLA, L.; CHENG-NG, R. Criptosporidiose em pacientes com o vírus da imunodeficiência humana. **Interciencia.** V.33, n.10, 2008.

CACCIÒ, S. M.; LALLE, M.; SVÄRD, S. G. Host specificity in *Giardia duodenalis* species complex. **Elsevier.** 2017. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2017.12.001>

CLAYTON, C. E. Life without transcriptional control? From fly to human and back again. **The EMBO Journal**, v. 21, n. 8, p. 1881- 1888, 2002.

CARRENO, R. A.; SCHNITZLER, B. E.; JEFFRIES, A. C, TENTER, A. M.; JOHNSON, A. M.; BARTA, J. R. Phylogenetic analysis of coccidia based on 18S rDNA sequence comparison indicates that *Isospora* is most closely related to *Toxoplasma* and *Neospora*. **J Euk Microbiol.** (1998) 45:184–8. doi: 10.1111/j.1550-7408.1998.tb04523.x

COCIANCIC, P.; NAVONE, G. Ciliados: *Balantidium coli* (parásito intestinal patógeno). In: UNZAGA, J. M.; ZONTA, M. L. Atlas Comentado de Protozoología: Protozoos parásitos de importancia sanitaria y epidemiológica. Buenos Aires: **Editorial de la Universidad Nacional de La Plata (EDULP)**, 2018.

CHAVEZ-MUNGIA, B.; HERNANDEZ-RAMIREZ, V.; ANGEL, A.; RIOS, A.; TALAMAS-ROHANA, P.; GONZALES-ROBLES, A.; GONZALES-LAZARO, M.; MARTINEZ-PALOMO, A. *Entamoeba histolytica*: ultrastructure of trophozoites recovered from experimental liver lesions. **Exp. Parasitol.** 2004.

CORDEIRO, T. G. P.; MACEDO, H. V. D. Amebíase. **Rev. Patol. Trop.** 2007.

CARDOSO, A. M.; CARNEIRO, A. L. D. S.; GOMES, B. C. V.; LEÃO, C. B.; PIERRE, I. A.; RIBEIRO, I. K.; PEREIRA, M. V. P.; MENDONÇA, M. H. R. Perfil da amebíase e sua relação com os indicadores de saneamento básico no Brasil: contexto de emergência entre 2010 e 2021. **Research, society and Development**. 2022

CASTELHANO, F. J.; PINTO, J. E. S. S. Aspectos geográficos da qualidade do ar em Aracaju. Brasil. Rev. Caminhos da geografia. 2022. DOI: <http://doi.org/10.14393/RCG238759191>

CALUM, N. L.; MACPHERSON, F. X.; MESLIN, A. I. Dogs, zoonoses and public health. **CAB international**. 2000.

CARDOSO, A. E. C.; CARDOSO, A. E. O.; TALHARI, C.; SANTOS, M. Update on parasitic dermatoses. **Anais Brasileiros de Dermatologia**. v.95, n.1, 2020.

COUTINHO, J. V. D. S. A negligência da saúde pública no combate e prevenção de parasitoses em populações que se encontram em vulnerabilidade socioeconômica. **Congresso Brasileiro de saúde pública**. 2021. DOI: <https://doi.org/10.51161/reims/3078>

COELHO, L. M. P. S.; DINI, C. Y.; MILMAN, M. H. S. A.; OLIVEIRA, S. M. eggs in public squares of Sorocaba, São Paulo, Brazil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**. v.43, n.4, 2001.

CAPUANO, M. D.; ROCHA, G. D. M. Ocorrência de parasitas com potencial zoonótico em fezes de cães coletadas em áreas públicas do município de Ribeirão Preto, SP, Brasil. **Rev Bras Epidemiol**, 2006.

COELHO, W. M. D., AMARANTE, A. F. T. D.; APOLINÁRIO, J. D. C.; COELHO, N. M. D.; BRESCIANI, K. D. S. Occurrence of *Ancylostoma* in dogs, cata and public places from Andradina City, São Paulo State, **Brasil. Rev. Inst. Med. Trop.**, São Paulo, 2011.

CABRAL, S. G. F.; SAVALLI, C. Sobre a relação cão-humano. **Psicologia USP**, v.31, e190109, 2020. DOI: <https://dx.doi.org/10.1590/0103-6564e190109>
Cidades e Estados. **IBGE**. 2021. Disponível em: <https://www.ibge.gov.br/cidades-e-estados> <Acesso em: 17/05/2023>

CRINGOLI, R. L. G. et al. The mini-FLOTAC technique for the diagnosis of helminth and protozoan infections in humans and animals. **Nature Protocols**, v.12, p. 1723-1732, 2017.

DESPOMMIER, D. Toxocariasis: clinical aspects, epidemiology, medical ecology, and molecular aspects. **Clinical Microbiology Reviews** 2003;16(2):265–72.

DILLARD, K. J.; SAARI, S. A.; ANTTILA, M. *Strongyloides stercoralis* infection in a Finnish Kennel. **Acta. Vet. Scand**. 2007.

DOLABELLA, S. S.; BARBOSA, L. Protozoários-filo Sarcomastigophora: Fundamentos da parasitologia. **Cesad**. 2011.

Domicílios com algum cachorro, por situação de domicílio. **IBGE**. 2020. Disponível em: <https://sidra.ibge.gov.br/tabela/4930#resultado> <Acesso em: 15/05/2023>

DONOWITZ, J. R.; ALAM, M.; KABIR, M.; et al. A Prospective Longitudinal Cohort to Investigate the Effects of Early Life Giardiasis on Growth and All Cause Diarrhea. **Clin Infect Dis**. 2016; 63:792.

DODDS, S. E.; ELSDON-DEW, R. Further observations on human coccidiosis in Natal. **South African Journal of Laboratory and Clinical Medicine** 1, 104-109, 1955.

DUBEY, J. P.; ALMERIA, S. *Cystoisospora belli* Infections in humans: the past 100 years. **Parasitology**. 2019.

DUBEY, J. P. Life cycle of *Cystoisospora felis* (coccidia: Apicomplexa) in cats and mice. **Journal of eukaryotic Microbiology**. 2014.

DUBIK, M.; PILECKI, B.; MOELLER, J. B. Commensal intestinal protozoa-underestimated members of the gut microbial community. **Biology**. 2022.

DE OLIVEIRA, A. S.; HERNÁNDEZ, C. G.; OLIVEIRA, K. R. *Balantidium coli* infection, immune status and comorbidities: literature review. **Journal of Tropical Pathology**, v. 50, n. 4, p. 265-284, 2021. DOI: <https://doi.org/10.5216/rpt.v50i4.70600>

DANTAS S. H.; et al. Perfil socioeconômico e qualidade de vida dos pacientes com protozooses intestinais. **Saúde (Santa Maria)**, 2019; 45 (2): 1-18.

EDERLI, B. B.; EDERLI, N. B.; OLIVEIRA, F. C. R. D.; QUIRINO, C. R.; CARVALHO, C. B. D. Fatores de risco associados á infecção por *Cryptosporidium spp.* em cães domiciliados na cidade de Campos dos Goyatacazes, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Rev. Bras. de Paras. Vet.** 2008.

EVARISTO, T. A.; FERRAZ, A.; PIRES, B. D. S.; MARTINS, N. S.; ANTUNES, T. A.; PINTO, D. M. Prevalência de parasitos gastrointestinais em amostras fecais de cães em praças públicas nos municípios de Pedro Osório e Cerrito, RS. **Atas de saúde ambiental**. 2018.

ESPINOSA-CANTELANO, M.; MARTÍNEZ-PALOMO, A. Pathogenesis of intestinal amebiasis: from molecules to disease. **Clin Microbiol Rev** 13: 318-331, 200

FERREIRA, F. P.; DIAS, R. C. F.; MARTINS, T. A.; CONSTANTINO, C.; PASQUALI, A. K. S.; VIDOTTO, O.; FREIRE, R. L.; NAVARRO, I. T. Frequência de parasitas gastrointestinais em cães e gatos do município de Londrina, PR, com enfoque em saúde pública. **Semina: ciências agrárias**, vol.34, n.2, p. 3851-3858, 2013.

FREITAS, M.G. Helminologia Veterinária. **Copiadora e Editora Rabelo & Brasil Ltda.**, 3a ed., Belo Horizonte, 1977, 396 p.

FAYER, R.; TROUT, J. M.; XIAO, L.; MORGAN, U. M.; LAL, A. A.; DUBEY, J. P. *Cryptosporidium canis* n. sp. from domestic dogs. **Journal of Parasitology**, v.87, 2001. DOI: [https://doi.org/10.1645/0022-3395\(2001\)087\[1415:CCNSFD\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1645/0022-3395(2001)087[1415:CCNSFD]2.0.CO;2)

FORRER, A.; KHIEU, V.; SCHÄR, F.; HATTENDORF, J.; MARTI, H.; NEUMAYR, A.; CHAR, M. C.; HATZ, C.; MUTH, S.; ODERMATT, P. *Strongyloides stercoralis* is associated with significant morbidity in rural Cambodia, including stunting in children. **PLOS Neglected Tropical Diseases**. 2017. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0005685>

FENG, Y.; NA, L.; DUAN, L.; XIAO, L. *Cryptosporidium* genotype and subtype distribution in raw wastewater in Shanghai, China: evidence for possible unique *Cryptosporidium hominis* transmission. **J. Clin. Microbiol.** 2009. DOI: <https://doi.org/10.1128/JCM.01777-08>

FERRAZ, A.; LIMA, C. M. D.; BARWALDT, E. T.; CASTRO, T. A.; DALLMANN, P. R. J.; SAPIN, C. D. F.; NOBRE, M. D. O.; NIZOLI, L. Q. Parasitismo por *Cryptosporidium spp.* em canino doméstico do município de Pelotas, Rio Grande do Sul, Brasil. *Research Society and Development*, v.10, n.12, 2021. DOI: <http://dx.doi.org/10.33448/rsd-v10i12.20427>

FAYER, R. *Cryptosporidium* and *Cryptosporidiosis*. **Boca Raton: CRC Press**, 1997.

FENG, Y.; XIAO, L. Zoonotic potential and molecular epidemiology of *Giardia* species and giardiasis. **Clin. Microbiol. Rev.** 2011

FREGONESI, B. M.; SAMPAIO, C. D. F.; RAGAZZI, M. F.; TONANI, K. A. D. A.; MUÑOZ, S. I. S. *Cryptosporidium* e *Giardia*: desafios em águas de abastecimento público. **O mundo da saúde**, São Paulo, 2012.

FRENKEL, J. K. *Besnoitia wallacei* of cats and rodents: with a reclassification of other cyst-forming isosporid coccidia. **J Parasitol.** 1977 63:611–28. doi: 10.2307/3279560

FRANZEN, C.; MULLER, A.; BIALEK, R.; DIEHL, V.; SALZBERGER, B.; FATKENHEUER, G. Taxonomic position of the human intestinal protozoan parasite *Isospora belli* as based on ribosomal RNA sequences. **Parasitology Research**, v.86, n.8, p.669-676, 2000.

FRENKEL, J. K.; SILVA, M. B. D. O.; SALDANHA, J. C.; VERGARA, M. L. S.; CORREIA, D.; BARATA, C. H.; SILVA, E. L.; RAMIREZ, L. E.; PRATA, A. Presença extra-intestinal de cistos unizóicos de *Isospora belli* em pacientes com SIDA. Relato de caso. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.** 2003.

FRENKEL, J. K.; SMITH, D. D. Determination of the genera of cyst-form coccidia. **Parasitology Research**. 2003.

FEIX, A. S.; BUSTOS, T. C.; RUTKOWSKI, B.; JOACHIM, A. Characterization of *Cystoisospora suis* sexual States in vitro. **Parasites and Vectors**. 2020. DOI: <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04014-4>

FLYNN, P. M. Protozoários Intestinais formadores de Esporos. In: BEHRMAN, Richard E.; KLIEDMAN, Robert M.; JENSON, Hal B. Tratado de Pediatria. 17a Edição. Rio de Janeiro: Elsevier, 2005.

FLETCHER, S. M.; STARK, D.; HARKNESS, J.; ELLIS, J. Public Health Perspective Enteric Protozoa in the developed world: a public health perspective. **Clin. Microbio. Rev.** 2012.

FOTEDAR et al. PCR detection of *Entamoeba histolytica*, *Entamoeba dispar* and *Entamoeba moshkovskii* in stool samples from Sidney, Australia. **Journal of Clinical Microbiology**, v.45, 2007.

FRADE, M. T. S.; NASCIMENTO, E. M.; OLINDA, R. G.; SILVA, R. A. F.; OLIVEIRA, F. M. S.; CAILARI, M. V.; DANTAS, A. F. M. Colite necrohemorrágica causada por *Entamoeba histolytica* em um cão. **Acta Scientiae Veterinariae**. 2017

FRANTZ, L. A. F., VENTERS, B. J., PUGH, B. F., KIREEVA, M. L., KOMISSAROVA, N., WAUGH, D. S., LARSON, G. Genomic and archaeological evidence suggests a dual origin of domestic dogs. **Science**, 352(6290), 1228-1231, 2016.

FORTES, E. Parasitologia Veterinária. **Editora Ícone**. 4ª ed, 2004.

FORSTER, A. L.; LIOTTA, J. L.; YAROS, J. P.; BRIGGS, K. R.; MOHAMMED, H. O.; BOWMAN, D. D. Morphological differentiation of eggs of *Ancylostoma caninum*, *Ancylostoma tubaeforme* and *Ancylostoma braziliense* from dogs and cats in the United States. **Journal of Parasitology**. p. 1041-1044, 2012.

FERREIRA, M. A. S.; RODRIGUES, J. S.; ANDRADE, R. L. F. S.; JESUS, H. A.; BARROS, S. L. B. Avaliação de endoparasitos em cães domiciliados, de abrigo e errantes na cidade de Aracaju- Sergipe. **Medicina veterinária**, Recife, v.3, n.3, p. 20-25, jul-set 2009.

FELIZARDA, S. M, OLIVEIRA, M. P.; RAMOS, D. G. S.; BRAGA, I. A. Protocolos de vermifugação adotados por discentes e servidores da unifimes em seus animais de companhia. **Congresso nacional de pesquisa multidisciplinar**. 2022.

FURTADO, L. F. V.; DIAS, L. T. O.; RODRIGUES, T. O.; SILVA, V. J. D. S.; OLIVEIRA, V. N. G. M. O.; RABELO, E. M. L. Egg genotyping revealv the possibility of patent *Ancylostoma caninum* infection in human intestine. **Scientific reports**. 2020.

FORTES, E. Parasitologia veterinária. **Ícone**, 4.ed, p. 608, 2004.

GENNARI, S. M. Principais helmintos intestinais em cães no Brasil. **Boletim Bayervet**. ed. 2, 2015.

GORGÔNIO, S. A.; SOUSA, D. L. C.; BEZERRA, C. D. S.; MONTEIRO, G. D. F.; PAULO, F. D. S.; COSTA, P. W. L. D.; ALEXANDRE, J. A. D. F.; SILVA, W. W.; VILELA, V. L. R.; ALVES, C. J.; AZEVEDO, S. S. D.; SANTOS, C. D. S. A. B. Agentes parasitários de importância em saúde única em solos de praças públicas em condições semiáridas. **Research, society and development**. v. 10, n.1, 2021. DOI: <http://dx.doi.org/10.33448/rsd-v10il.11970>

GALVÃO, A. L. B.; ORTIZ, E. G.; FERREIRA, G. S.; VASCONCELLOS, A. L. D.; VIEIRA, M. C.; BRESCIANI, K. D. S. A importância da criptosporidiose como zoonose. **Archives of Veterinary Science**.v.17, 2012.

GONÇALVES, A.L.R.; MACHADO, G.A.; PIRES , M.R.F.; JÚNIOR, A. F.; SILVA, D.A.O.; Costa-Cruz, J.M. C. Evaluation of *strongyloidiasis* in kennel dogs and keepers by parasitological and serological assays. **Vet. Parasitol.** 2007, 147, 132–139.

GANESH, S.; JUNIOR, R. J. C. Strongyloidiasis. **Gastroenterol. Hepatol.** 2011.

GUGOSYAN, Y. A.; BOYKO, O. O, BRYGADYRENKO, V. V. Morphological variation of four Species of *Strongyloides* (NEMATODA, RHABDITIDA) parasiting various mammals Species. **Biosyst. Diversity.** 2019.

GALECKI, R.; SOKOL, R. *Cryptosporidium canis* and *C. felis* as a potential risk to humans. **Pol J Natur Sc.** 2015;30(2):203–12.

GOMES, A. H. D. S.; KANAMURA, H. Y.; ALMEIDA, M. E. D.; ARAÚJO, A. J. U. D. S. Detecção de *Cryptosporidium* em amostras fecais por técnica de Nested-PCR e comparação com métodos imunológico e parasitológico. **Rev. Inst. Adolfo Lutz.** 2004.

GUIMARÃES, S. SOGAYAR, M. I. L.; FRANCO, M. F. D. *Giardia duodenalis*: inter strain variability of proteins, antigens, proteases, isoenzymes and nucleic acids **Rev. Inst. Med. Trop.** São Paulo, 1999.

GROTT, S. C.; HARTMANN, B.; FILHO, H. H. D. S.; FRANCO, R. M. B.; GOULART, J. A. G. Detecção de cistos de *Giardia spp.* e oocistos de *Cryptosporidium spp.* na água bruta das estações de tratamento no município de Blumenau, SC, Brasil. **Rev. Amb. Água.** V.11, n.3, 2016.

GREENE, C. E. Infectious diseases of the dog and cat. 4. ed. **Saunders.** 2011.

HAWDON, J. M.; WISE, K. A. *Ancylostoma caninum* and other canine hookworms. **Parasitology Research Monographs**, vol.13, 2021.

HILL, D. R.; NASH, T. E. Intestinal flagellate and ciliate infections. In: Tropical Infectious Diseases: Principles, Pathogens and Practice, 3rd ed, **Saunders Elsevier**, Philadelphia. 2011. p.623.

HAYES, F. A.; JORDAN, H. E. Canine helminthiasis complicated with *Balantidium* species. **Journal of American Veterinary Association.** 1956.

HEREDIA, P. A. A. Z.; CRAWLEY, A.; BYRNES, H.; TRAUB, R. J.; COLELLA, V. Zoonotic soil-transmitted helminths in free-roaming dogs, Kiribati. **Emerging Infectious Diseases.** vol.27, n.8, 2021.

HEREDIA, P. A. Z.; COLELLA, V.; MACPHERSON, M. L. A.; MACPHERSON, C. N. L.; TRAUB, R. J. *Ancylostoma ceylanicum* hookworms in dogs, Grenada, West Indies. **Emerg. Infect. Dis.** 2022.

HOTEZ, P. J.; BRINDLEY, P. J.; BETHONY, J. M.; KING, C. H.; PEARCE, E. J.; JACOBSON. Helminth infections: the great neglected tropical diseases. **J. Clin. Invest.** 2008. DOI: 10.1172/JCI34261

IWASA, Y.; WADA, G. Complex life-cycle and body sizes at life-history transitions for macroparasites. **Evol. Ecol. Res.** 2006.

IRALA, M.; OLIVEIRA, P. A.; SILVA, P. E.; A. C. B. C.; RUAS, J. L.; SCHILD, A. L. P. Isosporose fatal em cão no município de Pelotas, Rio Grande do Sul, Brasil. **UNIPAMPA.** 2016.

IYABO, U. B.; OLUCHI. U. R.; Geohelminth contamination of common fruits and vegetables in Ebonyi State, Nigeria: the public health implication. **AASCIT Journal of Bioscience.** v.1, n.2p.15-19, 2015.

JALETA, T.G.; Lok, J.B. Advances in the Molecular and Cellular Biology of *Strongyloides* spp. **Curr. Trop. Med. Rep.** 2019, 6, 161–178.

JÚNIOR, A.F.; GONÇALVES, M.R.F.; SILVA, D.A.O.; GONÇALVES, A.L.R.; CRUZ, J. M. C. Parasitological and serological diagnosis of *Strongyloides stercoralis* in domesticated dogs from southeastern Brazil. **Vet. Parasitol.** 2006, 136, 137–145.

JERICÓ, M. M.; KOGIKA, M. M.; ANDRADE NETO, J. P. Tratado de medicina interna de cães e gatos. 1. ed. Rio de Janeiro: **Roca**, 2019.

JEFFERY, G. M. Human coccidiosis in South Carolina. **Journal of Parasitology** 42, 491-495, 1956.

JIAN, Y. N., WANG, G. P., LI, X. P., ZHANG, X. Y., MA, L. Q., 2018. The First Case of Diarrhoea in Tibetan Sheep, *Ovis aries*, Caused by *Balantidium coli* in the Qinghai Tibetan Plateau Area, China. **Korean J. Parasitol.** 56, 603–607. <https://doi.org/10.3347/kjp.2018.56.6.603>

JUNAIDI, J.; CAHYANINGSIH, U.; PURNAWARMAN, T.; LATIF, H.; SUDARNIKA, E.; HAYATI, Z.; MUSLINA, M. *Entamoeba histolytica* neglected tropical disease (NTDs) agents that infect humans and some others mammals: a review. **Web of conferences**, 2000.

JÚNIOR, E. M. B. Vulnerabilidade/fragilidade ambiental à erosão no município de Nossa senhora da Glória, Sergipe. **UFS.** 2016.

KHURANA, S.; SINGH, S.; MEWARA, A.; Diagnostic techniques for soil-transmitted helminths-recent advances. **Res. Rep. Trop. Med.** p. 181-196, 2021.

KIM, J.; FORSTER, A. L.; KETZIS, J. K. *Ancylostoma* in dogs in the Caribbean: a review and study from St. Kitts, West Indies. **Parasite and Vectors.** 2022.

KHAN, A.; SHAIK, J. S.; GRIGG, M. E. Genomics and molecular epidemiology of *Cryptosporidium* species. **Acta Tropica.** 2017; 184: 1-14.

KAPLAN, J. E. et al. Guidelines for prevention in HIV–Infect adults and adolescents. **Centers for Diseases Control and Prevention**. 2009. Disponível em: https://aidsinfo.nih.gov/contentfiles/Adult_OI_041009.pdf

KELLY, P.; MUTENGO, M. Parasitic Infections of the Gastrointestinal Tract. In: COHEN, J.; POWDERLY, W. G.; OPAL, S. M. Infectious Diseases. Fourth Edition. Philadelphia: **Elsevier Saunders**, 2017. p. 989-1001.

KEYSTONE, Jay S.; KOZARSKY, Phyllis. *Cyclospora cayetanensis*, *Cystoisospora (Isospora) belli*, *Sarcocystis* species, *Balantidium coli*, and *Blastocystis* species. In: BENNET, John E.; DOLIN, Raphael; BLASER, Martin J. Mandell, Douglas, and Bennett's principles and practice of infectious diseases. Eighth edition. Philadelphia: **Elsevier Saunders**, 2015.

KHAN, W.; NISA, N. N.; ULLAH, S.; AHMAD, S.; MEHMOOD, S. A.; KHAN, M.; AHMAD, S.; ALI, W.; ULLAH, H.; ANWAR, K. Gastrointestinal helminths in dog feces surrounding suburban areas of lower Dir district, Pakistan: a public health threat. **Brazilian Journal of Biology**. 2020. DOI: <https://doi.org/10.1590/1519-6984.211956>

KO, P. P.; SUZUKI, K.; RAMOS, M. C.; AUNG, M. P. P. T. H. H.; HTIKE, W. W.; YOSHIDA, A.; MONTES, M.; MORISHITA, K.; GOTUZZO, E.; MARUYAMA, H.; NAYAGASU, E. Phylogenetic relationships of *Strongyloides* Species in carnivore hosts. Elsevier. 2020. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.parint.2020.102151>

LALLO, M. A.; MORENA, D. D. S.; COUTINHO, S. D. A. Comportamento humano na criação de cães e a prevalência de parasitos intestinais com potencial zoonótico. **Rev. Acad. Ciência Animal**, 2016.

LEVINE, N. D.; CORLISS, J. O.; COX, F. E. G.; DEROUX, G.; GRAIN, J.; HONIGBERG, B. M.; LEEDALE, J. F.; LOEBLICH, A. R.; LOM, III. J.; LYNN, D.; MERINFELD, E. G.; PAGE, F. C.; POLIANSKY, G.; SPRAGUE, V.; J. VAVRA.; WALLACE, F. G. A newly revised classification of the protozoa. **The Journal of Protozoology**. V.27, 1980.

LIM, L.; MCFADDEN, G. I. The evolution, metabolism and functions of the *Aphicoplast* philos. **Trans. R. Soc. Lond. B. Bio. Sci.** 2010.

LEVINE, N. D. Protozoan parasites of domestics animals and man (Vol. 2). **Mineapolis: Borges Publishing Company**. 1973.

LEAL, S.M.F. Prevalência de *Cryptosporidium spp.* e *Giardia spp.* em cães do Distrito de Bragança, Portugal. **Universidade de Lisboa**, Lisboa. 2015

LEITE, P. M. D. R.; REAL, C. M.; ROCHA, L. M. S.; DELFINO, S. R. Tratamento de giardíase canina com medicamentos homeopáticos-Relato de caso. **Paracanis**. 2014.

LUDWIG, K. M.; FREI, F.; FILHO, F. A.; PAES, J. T. R. Correlação entre condições de saneamento básico e parasitoses na população de Assis, estado de São Paulo. **Rev. Sociedade brasileira de medicina tropical**. 1999.

LITTLE, M. D. Comparative morphology of six Species of *Strongyloides* (Nematoda) and redefinition of the genus. **The Journal of Parasitology**. V.52, 1966.

CORDÓN, G. P. The confused taxonomy of *Cryptosporidium*. **Rev. Peru. Biol.** 2006.
LENDNER, M.; DAUGHSCHIES . A. Cryptosporidium infections: molecular advances. **Parasitology**. 2014;141(11):1511-32.

LALLO, M. A.; BONDAN, E. F. Prevalência de *Cryptosporidium* sp. em cães de instituições da cidade de São Paulo. **Rev. Saúde pública**. 2006.

LINDSAY, D. S, HOUK, A. E.; MITCHELL, S. M.; DUBEY, J. P. Developmental biology of *Cystoisospora* (Apicomplexa: Sarcocystidae) monozoic tissue cysts. **J Parasitol.** (2014) 100:392–9. doi: 10.1645/13-494.1

LEE, J., HUTNER, S., BOVEE, E.. An Illustrated Guide to the Protozoa. **Society of Protozoologists**, Lawrence, KS. 1985.
LEVINE, N.D. Protozoan Parasites of Domestic Animals and of Man. **Burgess Publishing Co**, Minneapolis. 1961.

LUDWIG, K. M.; RIBEIRO, A. L. T.; CONTE, A. O. C.; DECLEVA, D. V.; RIBEIRO, J. T. D. Ocorrência de endoparasitoses na população de um bairro da cidade de Cândido Mota, São Paulo. **Revista do Instituto de Ciências da Saúde (UNIP)**. v.30, 2012.

LI, M.; WANG, J.; ZHANG, J.; GU, Z.; LING, Z.; KE, X.; GONG, X. First report of two *Balantidium* species from the Chinese giant salamander, *Andrias davidianus*: *Balantidium sinensis* Nie 1935 and *Balantidium andianusis* n. sp. **Parasitol. Res.** 2008.

LIRA, B. S. M. M.; SOUSA, V. C. D. S.; BRITO, F. I. D. S.; CARVALHO, A. L. M. Nitazoxanida: aspectos gerais, sistemas de liberação e potencial de reposicionamento de molécula. **Res. Society and Development**. 2021. DOI: <http://dx.doi.org/10.33448/rsd-v10i1.11766>

LINDSEY, D. S. *Cystoisospora* species insights from development in vitro. **Front. Vet. Sci.** 2019. DOI: <https://doi.org/10.3389/fvets.2018.00335>

LABRUNA, M. B.; PENA, H. F. J.; SOUZA, S. L. P.; PINTER, A.; SILVA, J. C. R.; RAGOZO, A. M . A.; CAMARGO, L. M. A.; GENNARI, S. M. Prevalência de enteroparasitas em cães da área urbana do município do Monte Negro, Rondônia. **Arq. Inst. Biol.**, São Paulo, v.73, n.2, p.183-193, 2016.

LUSTIGMANN, S.; PRICHARD, R. K.; GAZZINELLI, A.; GRANT, W. N.; BOATIN, B. A.; MCCARTHY, J. S.; BASÁÑEZ, M. G. A research agenda for helminth diseases of humans: the problem of helminthiasis. **Plos. neglected tropical diseases**. v. 6, 2012.

LIMA, V. F. S.; RAMOS, R. A. N.; CRINGOLI, R. L. G. C.; RINALDI, L., FAUSTINO, G.; ALVES, L. C. Use of the FLOTAC technique to diagnosing parasites of the urinary tract of

dogs. **Parasitology Research**, 2016.

LEE, J. T.; CHONG.; NEWMARK, P. A. Tghe esophageal gland mediates host immune evasion by the human parasite *Schistosoma mansoni*. **Proc. Natl. Acad. Sci**, 2020.

Laboratory identification of parasites of public health concern-DPDx. **CDC**. 2019. Disponível em: <https://www.cdc.gov/dpdx/az.html> <Acesso em: 12/05/2023>

LOPES, T. V.; PESSÔA, C. D. M.; LEÃO, P. G. L.; SOUZA, J. G. D. S. G.; SCHONS, S. D. V.; SOUZA, F. A.; COSTA, N. V. D.; SOUZA, T. D. A. Análise de perfil hematológico e exame coproparasitológico de cães em relação ao indicativo da presença de verminoses em um canil de Porto Velho-RO. **Research, Society and Development**. v.10, n.10, 2021.

MARTINS, C. M.; BARROS, C.; BIER, D.; MARINHO, A.P, FIGUEIREDO, J. M.; HOFFMANN, J. L.; MOLENTO, M. B.; BIONDO, A. W. Dog parasite incidence and risk factors , from sampling after one-year interval in Pinhais, Brasil. **Rev Bras Parasitol Vet**, 2012.

MACCHIONI, G. *Ancylostoma genettae*, *A. protelesis*, *A. somaliense*: three new species from wild carnivora in the Somali republic. **Parasitologia**. 1995.

MESKIN, V. M.; HAMED, Y.; HENGAMI, M. H.; EFTEKHAR, E.; SARASIABI, K. S. Is the Baermann na applicable method for detection of *Strongyloides stercoralis*?. **Hormozgan Medical Journal**, v.22, n.2, 2018.

MACHADO, E. R.; UETA, M. T.; LOURENÇO, E. V.; ANÍBAL, F. D. F.; SILVA, E. V. G. D.; BARREIRA, M. C. R.; CRUZ, J. M. C.; FACCIOLI, L. H. Infectivity of *Strongyloides venezuelensis* is influenced boy variations in temperature and time of culture. **Experimental Parasitology**. V.127, 2011.

MAGNANI, A. C.; STANGLER, F.; TONIETTO, A. P.; LOVATO, F. V.; FILHO, J. B. F. F. Toxocaríase ocular presumida bilateral em adulto: relato de caso clínico. **Rev. HCPA**. 2005.

MEJIA, R.; NUTMAN, T. B. Screening, prevention, and treatment for hyperinfection syndrome and disseminated infections caused by *Strongyloides stercoralis*. **Curr. Opin. Infect. Dis**. 2012.

MAXIE, G. JUBB, K.; Palmer's. Pathology of Domestic Animals. v. 2, 5. ed. **Elsevier**, 2007.

MARTINS, A. P.; DUARTE, R. B. D.; BRAGA, I. A.; RAMOS, D. G. D. S. Ocorrência de parasitas gastrointestinais em cães e gatos no município de Mineiros, Góias, Brasil. **Semana nacional de ciência e tecnologia**. 2017.

MCNAMARA, J.; DRAKE, J.; WISEMAN, S.; WRIGHT, I. Survey of European pet owners quantifying endoparasitic infection risk and implications for deworming recommendations. **Parasites and Vectors**. v.11, n. 1, 2018.

MORRIS, A.; ROBINSON, G.; SWAIN, M. T.; CHALMERS, R. M. Direct sequencing of *Cryptosporidium* in stool samples for public health. **Frontiers in Public Health**. 2019; 7.

MOURA, A. B. D.; TEIXEIRA, E. B.; SOUZA, A. P. D.; SARTOR, A. A.; BELLATO, V.; STALLIVIERE, F. M. *Cryptosporidium spp.* em cães domiciliados da cidade de Lagos, SC. *Rev. Cien, Agro. Lages*. V.8, n.2, 2009.

McPHERSON, C. N. L. The epidemiology and public health importance of toxocariasis: a zoonosis of global importance. **International Journal for Parasitology**. 2013;43(12–13):999–1008.

MURAKAMI, M. T.; STEINER, J. R.; WEAVER, S. E.; TULINSKY, A.; GEIGER, J. H.; ARNI, R. K. Intermolecular interactions and characterization of the novel factor Xa Exosite involved in macromolecular recognition and inhibition: crystal structure of human glaucoma domainless factor Xa complexed with the anticoagulant protein NAPc2 from the hematophagous nematode *Ancylostoma caninum*. **J. mol. Biol.** 2007.

MURPHY, M. D.; SPICKLER, A. R. Zoonotic hookworms. **Center for Food Security and Public Health**. 2013.

MAHAPATRA, S.; ALI, M. H.; SAMAL, K.; MOULICK, S. Diagnostic and treatment technologies for detection and removal of helminth in wastewater and sludge. Elsevier, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.nexus.2022.100147>

MAJEWSKA, A. A.; HUANG, T.; HAN, B.; DRAKE, J. M. Predictor of zoonotic potential helminths. **Phil. Trans. R. Society**. 2021 DOI: <https://doi.org/10.1098/rstb.2020.0356>

MORAES, F. R.; SOCCOL, V. T.; CASTRO, E. A.; HENNIG, L.; PEREIRA, J. T.; OLIVEIRA, V. P. Eficácia de dois sistemas de tratamento anti- helmintico em filhotes de cães com infecção natural. **Archives of veterinary science**. v.9, n.1, p. 61-64, 2004.

MATOS, P. C. M.; SILVA, M. B. V.; SOUZA, P. G. S.; LIMA, D. H. D. S.; MORAIS, R. D.; FARIAS, D. M.; ALVARENGA, L. C. O.; GABRIEL, A. M.; OLIVEIRA, W. N. L.; CAVALCANTE, G. G.; SCOFIELD, A. Occurrence of eggs and oocysts of gastrointestinal parasites in passerine birds kept in captivity in Para State, Brazil. **Ciência rural**. v. 46, n.12, 2016. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/0103-8478cr20160081>

MELLO, E. B. D. F.; CAMPOS, M. S. D., MAUGÊ, G. G. Incidência da Strongiloidíase em cães da Cidade de São Paulo. **Rev. Fac. Med. Vet. S. Paulo**. v.7, fase 4, 1968.

NEVES, D.P. Parasitologia humana. **Atheneu**, 11ª edição, 2005.

NGWESE, M. M.; MANOUANA, G. P.; MOURE, P. A. N.; RAMHARTER, M.; ESEN, E.; ADÉGNIA, A. A. Diagnostic techniques of soil-transmitted helminths: impact on control measures. **Trop. Med. Infect. Dis**. 2020.

NGUI, R.; LIM, Y. A. L.; TRAUB, R.; MAHMUD, R.; MISTAM, M. S. Epidemiological and genetic data supporting the transmission of *Ancylostoma ceylanicum* among human and domestic animals. **PLOS Neglected Tropical Diseases**. v.6, 2012.

NAGAYASU, E.; AUNG, M.P.P.T.H.H.; HORTIWAKUL, T.; HINO, A.; TANAKA, T.; HIGASHIARAKAWA, M.; OLIA, A.; TANIGUCHI, T.; WIN, S.M.T.; OHASHI, I.; et al. A

possible origin population of pathogenic intestinal nematodes, *Strongyloides stercoralis*, unveiled by molecular phylogeny. **Sci. Rep.** 2017, 7, 4844.

NUNES, C. M.; TUNDISI, R. N.; HEINEMANN, M. B.; OGASSAWARA, S.; RICHTZENHAIN, L. J. Toxocariasis: serological diagnosis by indirect antibody competition ELISA. **Rev. Inst. Med. Trop.** 1999.

NÓBREGA, J. B. D. F.; BRITTO, S. G. Uma breve revisão sobre a infecção por *Balantidium coli* em humanos e outros animais. **Bras. Journal of Health review.** 2023.

NGUI, R.; LEE, S. C.; YAP, N. J.; TAN, T. K.; AIDIL, R. M.; CHUA, K. H.; AZIZ, S.; SULAIMAN, W. Y. W.; AHMAD, A. F.; MAHMUD, R.; LIAN, Y. L. A. Gastrointestinal parasites in rural dogs and cats in Selangor and Pahang states in Peninsular Malaysia. **Acta parasitologica.** 2014.

NÚÑEZ, F.A. *Balantidium coli*. In: Microbiología y Parasitología Médicas. Ciudad de La Habana: **Editorial de Ciencias Médicas**, p. 81-83 2001.

NOZAKI, T.; BHATTACHARYA, A. Amebiasis-biology and pathogenesis of *Entamoeba*. **Springer Tokyo**, 2015.

NUNES, H. C.; MOURA, A. S. D.; GONTIJO, E. E. L.; SILVA, M. G. D. Prevalência de parasitas intestinais em cães triados no centro de controle de zoonoses de Gurupi, Tocantis. **Rev. Cereus.** v.10, n.3, 2018. DOI: 10.18605/2175-7275/cereus.v10n3p27-37

OTRANTO, D.; TORRES, F. D.; BRIANTI, E.; TRAVERSA, D.; PETRIĆ, D.; GENCHI, C.; CAPELLI, G. Vector-borne helminths of dogs and humans in Europe. **Parasites and Vectors**, 2013.

OLIVEIRA, F.; FAGUNDES, E.; BIAZOTTO, G.; NEVES, M. F. Ancilostomíase. **Revista científica eletrônica de Medicina Veterinária.** n.11, 2008.

O'HARA, S. P.; CHEN, X. M. The cell biology of *Cryptosporidium* infection. **Microbes and Infection.** 2011;13(8):721-30.

PROCIV, P.; CROESE, J. Human eosinophilic enteritis caused by dog hookworm *Ancylostoma caninum*. **The Lancet.** 1990.

PENA, R. H. R.; DEECKEN, B. P.; BASSETTO, K. V.; ZAIATZ, J. L.; ALMEIDA, M. S.; MARQUES, Y. A. P.; CASTRO, B. G. C. Estudo comparativo entre três técnicas coproparasitológicas para o diagnóstico de parasitos gastrointestinais em animais. **Sci Electronic Archives**, vol.15, 2022. DOI: <https://dx.doi.org/10.36560/151020221604>

PARKER, G. A.; BALLI, M. A.; CHUBB, J. C. Evolution of complex life cycles in thropicallytransmitted helminths, I. host incorporation and thropic ascent. **Journal of Evolutional Biology.** 2015.

PROCIV, P. Observation on the morphology of *Toxocara pteropodis* eggs. **Journal of helminthology.** 1990.

PONCE-GORDO, F.; GARCÍA-RODRÍGUEZ, J. J. *Balantioides coli*. **Research in Veterinary Science**, v. 135, p. 424-431, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2020.10.028>

PEREIRA, I. D. P. Amebíase intestinal em um gato: relato de caso. **UFRGS**, Porto Alegre, 2018.

QUADROS, R. M. D.; RONCONI, F.; MARQUES, S. M. T.; WEISS, P. H. E.; ORIDES, M. D. S. *Ancylostoma spp.* em cães de rua de Lages, Santa Catarina: Variáveis parasitológicas e coinfeção parasitária. **PUBVET**, Londrina. v.8, n. 19. ed. 268, 2014.

QUINTANA, T. A.; JOHNSON, W. L., RITCHIE, D.; SMITH, V.; MARTIN, K. A.; McMAHAN, K.; CHELLADURAI, J. R. J. J. Genetic characterization of the zoonotic parasite *Ancylostoma caninum* in the central and eastern United States. **Cambridge University Press**. 2023.

RIBEIRO, C. M.; LIMA, E. D.; KATAGIRI, S. Infecções por parasitos gastrintestinais em cães domiciliados e suas implicações na transmissão zoonótica. **Vet e Zootec**. jun, 2015.

ROCHA, A. T. B.; SANTOS, H. L. G. D.; SANTOS, R. L. D.; CORDEIRO, I. H., ONOFRI, L. Estudo comparativo de parasitose em bairros periféricos da cidade de Teófilo Otoni, MG. **Revista saúde dos vales**. v.1, n.2, 2020.

RAULF, M. K.; LEPENIES, B.; STRUBE, C. *Toxocara canis* and *Toxocara cati* somatic and excretory-secretory antigens are recognised by C-type lectin receptors. **Pathogens**, 2021.

RIBEIRO, V. M. Controle de helmintos em cães e gatos. **Congresso Brasileiro de Parasitologia Veterinária**. MG, 2004.

ROHILLA, S.; JAIN, N.; YADAV, R.; DHAULAKHANDI, D. B. Hepatic visceral larva migrans. **BMJ Case Report**. 2013. DOI: <https://doi.org/10.1136%2Fbcr-2013-009288>

ROBERTSON, I. D., IRWIN P.J., LYMBERY A.J. & THOMPSON, R.C.A. The role of companion animals in the emergence of parasitic zoonoses. **Int. J. Parasitol.**,30:1369-1377, 2000.

RODRIGUES, R. D.; GOMES, L. R.; SOUZA, R. R. D.; BARBOSA, F. C. Comparação da eficiência das colorações de Ziehl-Nelsen modificado e a safranina modificada na detecção de oocistos de *Cryptosporidium spp.* (*Eucoccidiorida*, *Cryptosporidiidae*) a partir de amostras fecais de bezerros de 0 a 3 meses. **Ciê. Anim. Bras.** V.17, n.1, 2016.

REIS, M. T. D. ; OLIVEIRA, G. M. D.; LUDWIG, S. A. GIARDÍASE CANINA. **Revista Multidisciplinar Em Saúde**, 2(3), 34, 2021. <https://doi.org/10.51161/remis/1848>

RYAN,U.; PAPARINI, A.; MONIS, P.; HIJJAWI, N. It's official- *Cryptosporidium* is a *Gregarine*: what are the implications for the water industry. **Water research**. 2016. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.watres.2016.09.013>

REGINA, E. L.; PERTILE, J. G.; MEWIUS, A.; AVILA E SILVA, S. D.; FRANÇA, R. T.; CASTRO, L. L. D. D. Parasitas intestinais em cães do canil municipal de Caxias do Sul, Rio Grande do Sul. **Science and Animal Health**. v.9, n.2, 2021.

RYAN, U.; FAYER, R.; XIAO, L. *Cryptosporidium* species in humans and animals: current understanding and research needs. **Parasitol**. 2014.

RYAN, U.; CACCIÒ, S. M. Zoonotic potential of *Giardia*. Inter. Journal of Parasitology. 2013. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijpara.2013.06.001>

ROSSIT, A. R. B.; ALMEIDA, M. T.; NOGUEIRA, C. A. et al. Bacterial yeast, parasitic, and viral enteropathogens in HIV-infected children from São Paulo State. Southeastern Brasil, **Diagnostic Microbiology Infectious Disease**, v. 57, n. 1, p. 59-66, 2007.

ROCKWELL, R. L. *Giardia lamblia* e giardiasis with particular attention to the Sierra Nevada. 19 fev. 2003. Disponível em: <http://pweb.jps.net/~prichins/giardia.htm>

ROBERTSON, D.; IRWIN, P. J.; LYMBERY, A. J.; THOMPSON, R. C. A. The role of companion animals in the emergence of parasitic zoonoses. **Int J Parasitol**. 2000; 30: 1369-77.

REGINALDO, G. M. D. S.; REIS, G. F. M. D.; GALVÃO, A. L. B.; LOIOLA, S. H. N.; GOMES, J. F.; COELHO, W. M. D. Isosporose canina: uma abordagem clínica neonatal. **Semina**. 2019.

REY, L. Parasitologia. In: Ancilostomídeos e Ancylostomíase. **Guanabara Koogan**. 4ª ed. 2013.

ROBINSON, R. A.; PUGH, R. N.; Dogs, zoonoses and immunosuppression. **The Journal of The Royal Society for the Promotion of Health**. p.95-98, 2002.

ROCHA, M. J. D.; WEBER, D. M.; COSTA, J. P. D. Prevalência de larva migrans em solos de áreas públicas da cidade de Redenção, Estado do Pará, Brasil. **Rev. Pan-Amaz. Saúde**. vol.10, 2019.

ROBERTSON, I. D.; THOMPSON, R. C. Enteric parasitic zoonoses of domesticated dogs and cats. **Elsevier**. v.4, 2002.

RISSO, D. F. A.; FRANCO, R. P.; MANHOSO, F. F. R.; GALVANI, G. D.; CRUZ, A. S.; PINELLI, G. S.; SILVA, Y. T. Eficácia da associação do praziquantel, pamoato de pirantel, febantel e ivermectina no controle de *Toxocara canis* e *Ancylostoma caninum* em animais albergados em canil da Universidade de Marília/SP. **Revista de educação continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia do CRMV-SP**. v.14, n.2, 2016.

RIBEIRO, L. C. S.; SALOMÃO, K. K.; SILVA, J. A. Investimento do PRODETUR na cidade de Santa Luiza de Itanhhy: uma visão socioeconômica e ambiental. **Turismo em análise**. 2013.

RIBEIRO, V. M. Controle de helmintos de cães e gatos. **Rev. Bras. Parasitol. Vet**. v.13,

ed.1, 2004.

RYABOKON, E. V.; ONISHCHENCKO, T. E.; USHENINA, L. O.; FURYK, E. A.; MASHKO, O. P. Manual of helminthiasis: for the students of medical faculty. **Zaporozhye**. 2013.

SILVA, H. C.; CASTAGNOLLI, K. C., SILVEIRA, D. M.; COSTA, G. H. N., GOMES, R. A.; NASCIMENTO, A. A. Fauna helmíntica de cães e gatos provenientes de alguns municípios do Estado de São Paulo. **Semina: ciências agrárias**, Londrina, v.22, n.1, p.63-66, 2001.

SILVA, B. D. A.; FREIRE, I. M. A.; SILVA, W. B. D.; AMARANTE, E. E. V. G. D. Avaliação das alterações hematológicas nas infecções por helmintos e protozoários em cães (*CANNIS LUPUS FAMILIARIS*, LINNAEUS, 1758). **Neotrop. Helmin.** v.4, 2010.

SCHANTZ, P. M. Parasitic zoonoses in perspective. **Int J parasitol.** 1991.

SOARES, S.; LIZ, C. F.; CARDOSO, A. L.; MACHADO, A.; CUNHA, J.; MACHADO, L. Laarva migrans cutânea-apresentação típica de dois casos clínicos. **Birth and Growth Medical Journal**. 2018.

SILVA, L. C. D.; VIEIRA, M. C. A.; CECON, R. S.; LOPES, J. M.; TENÓRIO, P. P. Correlação entre o estado nutricional e prevalência de enteroparasitoses em crianças de uma comunidade quilombola da cidade de Caetés, Pernambuco. **Rev Mundo da Saúde**, 2021. DOI:10.15343/0104-7809.202145250259

STONE, W. M.; GIRARDEAU, M. Transmammary passage of *Ancylostoma caninum* larvae in dogs. **The Journal of Parasitology**. v.54, n.3, 1968.

SPRENT, J. F. A. Observations on the development of *Toxocara canis* (Werner, 1782) in the dog. **Parasitology**. 1958;48(1-2):184-209.

STREIT, A. Reproduction in *Strongyloides* (Nematoda): a life between sex and parthenogenesis. **Parasitology**. 2008 Mar;135(3):285-94. DOI: 10.1017/S003118200700399X

SPEARE, R. Identification of species of *Strongyloides*. In *Strongyloidiasis* a major roundworm infection of man, **D.I. Grove**, ed. (London: Taylor and Francis), p. 11-84, 1989.

SILVA, L. P.; BARCELOS, I. S. D. C.; LIMA, A. B. P.; ESPÍNDOLA, F. S.; CAMPOS, D. M. B.; CRUZ, J. M. C. Western blotting using *Strongyloides ratti* antigen for the detection of IgG antibodies as confirmatory test in human Strongyloidiasis. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**. V.98, 2003.

SOUZA, R. F.; DATTOLI, V. C. C.; MENDONÇA, L. R.; JESUS, J. R. D.; BAQUEIRO, T.; SANTANA, C. C.; SANTOS, N. M.; MELO, S. B. B.; NEVES, N. M. A. Prevalência e fatores de risco da infecção humana por *Toxocara canis* em Salvador, Estado da Bahia. **Rev. Soc. Bras. Med. Trop.** 2011.

ŠTRKOLCOVÁ, G.; GOLDOVÁ, M.; BOCKOVÁ, E.; MOJZISOVÁ, J. The roundworm *Strongyloides stercoralis* in children, dogs, and soil inside and outside a segregated settlement in Eastern Slovakia: Frequent but hardly detectable parasite. **Parasitol. Res.** 2017, 116, 891–900.

SIDDIQUI, A. A.; BERK, S. L. Diagnosis of *Strongyloides stercoralis* infection. **Travel Medicine.** 2001.

SHOOP, W. L.; MICHAEL, B. F.; EARY, C. H.; HAINES, H. W. Transmammary transmission of *Strongyloides stercoralis* in dogs. **J Parasitol.** 2002 Jun;88(3):536-9.

SYKES, A. M.; MCCARTHY, J. S. A coproantigen diagnostic test for *Strongyloides* infection. **PLOS Negl. Trop. Dis.** 2011.

SMITH, H.; CACCIO, S.; COOK, N.; NICHOLS, R. TAIT, A. Cryptosporidium and Giardia as foodborne zoonoses. **Veterinary parasitology.** 2007;149(1):29-40

SMITH, H. V.; NICHOLS, R. A.; GRIMASOM, A. M. Cryptosporidium excystation and invasion: getting to the guts of the matter. **Trends in parasitology.** 2005;21(3):133-42.

SÁ, F. D. P.; MOURA, L. C.; MOTA, P. L. M.; FERRER, D. M. V. Giardíase e sua relevância na saúde pública: revisão. **Pubvet.** v.15, 2021.

SCHRENZEL, M. D.; MAALOUF, G. A.; GAFFNEY, P. M.; TOKARZ, D.; KEENER, L. L.; MCCLURE, D.; GRIFFEY, S.; MCLOOSE, D.; RIDEOUT. B. A. Molecular characterization of isosporid coccidia (*Isospora* and *Atoxoplasma* spp.) in passerine birds. **J Parasitol.** 2005.

SOBESTIANSKY, J., WENTZ, I., SILVEIRA, P.R.S., SESTI, L.A.C. Suinocultura intensiva: produção, manejo e saúde do rebanho. Brasília: **EMBRAPA-SPI**, p.388, 1998.

SWARTZWELDER, J. C. Balantidiasis. **The Ameican Journal of Digestive Diseases.** V.17, n.6, 1950.

STEDMAN, N. L.; MUNDAY, J. S.; ESBECK, R.; VISVESVARA, G. S. Gastric Amebiasis Due to *Entamoeba histolytica* in a Dama Wallaby (*Macropus eugenii*). **Veterinary Pathology.** 2003.

SHIMADA, A.; MURAKI, Y.; AWAKURA, T.; UMEMURA, T.; SANEKATA, T.; KUROKI, T.; ISHIHARA, M. Necrotic colitis associated with *Entamoeba histolytica* infection in a cat. **Journal Comparative Pathology.** 106: 195-199, 1992.

SILVA, R. G. Prevalência de protozoários gastrintestinais e hemoparasitos em amostras de animais domésticos analisados no laboratório de protozoologia da UFGRS, RS, Brasil. **UFGRS**, 2009.

SILVA, J. A. M. C.; TEIXEIRA, G. N. R. F.; MARTINS, L. C. F.; LECCA, L. O.; BRANDÃO, S. T.; BUSSOLOTI, A. S.; NUNES, A. B. V.; BASTOS, C. V.; SOARES, D. F. M.; BASTIANETTO, E. Identificação de *Isospora* sp. e implantação de tratamento e

controle em canis do centro de controle de zoonoses do município de Belo Horizonte, estado de Minas Gerais, Brasil. **Conf. Int. Med. Vet. Col.** 2017.

SILVA, A. V. D. S.; ALMEIDA, T. J. D. O.; LIMA, C. L. D.; CUNHA, W. R. X.; SANTOS, N. D. A.; SILVA, R. F.; SILVA, R. E. A. D. Ocorrência de protozoários na população do município de Canelas, Pernambuco. **UFRPE**. 2013.

SOUZA, P. M. D. C. Prevalência e fatores de risco associados às parasitoses intestinais em cães e gatos de Hospital Veterinário e de cães do programa de controle de Leishmaniose. **Coord. de Control. de doen.** São Paulo, 2016.

SAMARASINGHE, B.; JOHNSON, J.; RYAN, U. Phylogenetic analysis of *Cystoisospora* species at the rRNA ITS1 locus and development of a PCRRFLP assay. **Experimental Parasitology**. v.118, p.592-595, 2008.

SCHUSTER, F.L.; RAMIREZ-AVILA, L. Current World Status of *Balantidium coli*. **Clin Microbiol Rev.**, v. 21, n. 4, p. 626-638, 2008.

SHAMSUZZAMAN, S. M.; HAQUE, R.; HASIN, S. K.; PETRI, W. A. J.; HASHIGUCHI, Y. Socioeconomic status, clinical features, laboratory and parasitological findings of hepatic amebiasis patients – a hospital based prospective study in Bangladesh. **Southeast Asian. J Trop Med Public Health** 31: 399-404, 2000.

SANTARÉM, V. A.; GIUFFRIDA, R.; ZANIN, G. A. Larva migrans cutânea: ocorrência de casos humanos e identificação de larvas de *Ancylostoma spp.* em parque público do município de Tacibau, São Paulo. **Rev. Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**. p.179-181, 2004.

SANTOS, K. R. D.; CIRO, E. R.; MIRANDA, L. S. R.; LINO, M. N.; JÚNIOR, S. C. D. S. Comparação entre três técnicas coproparasitológicas na investigação de parasitos intestinais de seres humanos. **Reas/Ehjc**, 2020. DOI: <https://doi.org/10.25248/reas.e3521.2020>

SCIOSCIA, N. P.; BELDOMENICO, P. M.; DENEGRI, G. M. *Ancylostoma (Ancylostoma) buckleyi* (Nematoda: Ancylostomatidae): New wild host and distribution expansion. **Brasil Journal of Veterinary Parasitology**, v.15, n.2, p.231-234, 2016.

SANTOS, F. A. G.; HINASSASHI, Y. M.; VIDOTTO, O.; CAMARGO, P. L.D. Ocorrência de parasitos gastrintestinais em cães (*Canis familiaris*) com diarreia aguda oriundos da região de Londrina, Estado do Paraná, Brasil. **Semina: ciências agrárias**, vol.28, núm. 2, abril-junho, 2001.

TRAUB, R. J. *Ancylostoma ceylanicum*, a re-emerging but neglected parasitic zoonosis. **Elsevier**. 2013. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijpara.2013.07.006>

TAVARES, D. C.; NEVES, M. H. D. O.; CARDOSO, R. T.; LOMBA, J. A. Estudo comparativo dos métodos coproparasitológicos de Willis, Hoffmann e Paratest® em aves de subsistência na cidade de Itupeva-SP. **Semesp**, 2018.

TCHUENTÉ, L. A. T. Control of soil-transmitted helminths in sub-Saharan Africa:

Diagnosis, drug efficacy concerns and challenges. **Elsevier**. 2010. DOI: 10.1016/j.actatropica.2010.07.001

TEKELE, G. M. Aspects of morphology, life cycle and epidemiology of *Toxocara* species and *Toxascaris leonina*. **University of Free State**. 2003

THAMSBORG, S. M.; KETZIS, J.; HORII, O.; MATTHEWS, J. B. *Strongyloides* spp. Infections of veterinary importance. **Cambridge University Press**. 2017. doi:10.1017/S0031182016001116

TOMASOVICOVA, O.; REITEROVÁ, K. H.; DUBINSKY, P.; HOVORKA, I. Intrauterine and lactogenic transfer of *Toxocara canis* larvae in paratenic hosts. **Helminthology**. 1993.

THOMPSON, R. A.; OLSON, M.; ZHU, G.; ENOMOTO, S.; ABRAHAMSEN, M. S.; HIJAWI, N. *Cryptosporidium* and cryptosporidiosis. **Advances in parasitology**. 2005;59:77-158.

THOMPSON, R. C. A.; MONIS, P. *Giardia* from genome to proteome. **Advances in Parasitology**. 2012. DOI: 10.1016/B978-0-12-394303-3.00003-7

TEIXEIRA, J.C.M.V.M. Comparação da prevalência de *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. entre canídeos de clínica e de canil da região de Lisboa, Portugal. Dissertação de mestrado. **Universidade de Lisboa**, Faculdade de Medicina Veterinária, Lisboa, 2019.

TRAUB, R. J.; ROBERTSON, I. D.; IRWIN, P.; MENCKE, N.; THOMPSON, R. C. A. The role of dogs in transmission of gastrointestinal parasites in a remote tea-growing community in northeast India. **J. Trop. Med. Hyg.** 2002. DOI: <https://doi.org/10.4269/ajtmh.2002.67.539>

TAN, J. S. Human zoonotic infections transmitted by dogs and cats. **Arch Intern Med**. 1997; 157: 1933-43.

TESSEROLLI, G.L.; FAYZANO, L.; AGOTTANI, J.V.B. Ocorrência de parasitas gastrointestinais em fezes de cães e gatos, Curitiba – PR. **Revista Acadêmica**. v. 3, n. 4, p. 31-34, 2005.

TAYLOR, M. A.; COOP, R. L.; WALL, R. L. Parasitologia Veterinária, 3ª ed. **Guanabara koogan**, Rio de Janeiro, 2014.

UNTERKÖFLER, M. S.; EPELDAUER, MERZ, S.; PANTCHEV, N.; HERMANN, J.; BRUNTHALER, R.; BASSO, W.; HINNEY, B. *Strongyloides stercoralis* in dogs in Austria: two case reports. **Parasite Vectors**. 2022.

UPCROFT, J. & UPCROFT, P. my favorite cell *Giardia*. **Biology Es- says**. 1998 20: 256-263.

VASCONCELLOS, M. C. D.; BARROS, J. S. L. D.; OLIVEIRA, C. S. D. Parasitas gastrointestinais em cães institucionalizados no Rio de Janeiro, Brasil. **Rev saúde pública**,

2006.

VELOSO, M. G. P.; PORTO, A. S.; MORAES, M. Hiperinfecção por *Strongyloides stercoralis*: relato de um caso autopsiado. **Rev. Soc. Bras. Parasit.** 2008. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0037-86822008000400018>

VERNI, F.; ROSATI, G. Resting cysts: a survival strategy in protozoa *Ciliophora*. **Italian Journal of Zoology**. 2011. DOI: 10.1080/11250003.2011.560579

VELÁSQUEZ, J. N.; ETCHART, C. B.; ASTUDILLO, O. G.; CHERTCOFF, A. V.; PANTANO, M. L.; CARNEVALE, S. *Cystoisospora belli* liver disease and hypothesis on the life cycle. **Parasitol. Res.** 2022.

VITAL, T. E.; BARBOSA, M. R. A.; ALVES, D. D. S. M. M. Ocorrência de parasitos com potencial zoonótico em fezes de cães e gatos do Distrito Federal. **Ensaio e ciência: Ciências biológicas, Agrárias e da Saúde**. 2012.

VINEY, M. E.; LOK, J. B. The biology of *Strongyloides spp.* **Wormbook**, 2015. DOI: doi/10.1895/wormbook.1.141.2

WEBSTER, G. A. A report on *Toxocara canis* Werner, 1782. **Canadian Journal of Comparative Medicine and Veterinary Science**. 1958;22(8):272–9.

WGO. Manejo da Strongiloidíase. **WGO Global Guideline.**, 2018. Disponível em: [Portuguese | World Gastroenterology Organisation](#) <Acesso em: 07/10/2023>.

WOLFE, M. S. Giardiasis, Clinical Microbiology Review. **Clin. Microbiol. Review**. 5: 93-100. 1992.

WANG, Z.; ABUBUCKER, S.; MARTIN, J.; WILSON, R. K.; HAWDON, J.; MITREVA, M. Characterizing *Ancylostoma caninum* transcriptome and exploring nematode parasitic adaptation. **BMC genomics**, v.11, n.1, 2010.

XIAO, L. Molecular epidemiology of cryptosporidiosis: an update. **Experimental parasitology**. 2010; 124(1):80-9.

XIE, Y.; HOBERG, E. P.; YANG, Z.; JUNIOT, J. F. U.; YANG, G. *Ancylostoma ailuropodae* n. sp. (Nematoda: Ancylostomatidae), a new hookworm parasite isolated from wild giant pandas in Southwest China. **Parasites and Vectors**. 2017.

YAEGER, R. G. Protozoa: Structure, Classification, Growth, and Development. In: Baron S, editor. **Medical Microbiology**. 4th ed. Galveston (TX): University of Texas Medical Branch at Galveston; 1996. Chapter 77. PMID: 21413323.

YOSHIDA, N.; TYLER, K. M.; LLEWELLY, M. S. Invasion mechanisms among emerging food-borne protozoan parasites. **Trends in Parasitology**. 2011.

YOSHIDA, Y.; KONDO, K.; KURIMOTO, H.; FUKUTOME, S.; SHIRASAKA, S. Comparative studies on *Ancylostoma braziliense* and *Ancylostoma ceylanicum*. III. life history in the definitive host. **The journal of parasitology**. vol.60, n.4, 1974.

ZUNINO, M. G.; FRANCESCO, M. V. D.; KURUC, J. A.; SCHWEIGMANN, N.; COLLI, C. W.; JENSEN, O. Contaminación por helmintos en espacios públicos de la provincia de Chubut, Argentina. **Bol. Chil. Parasitol.** v.55, n.3-4, 2000. DOI: <http://dx.doi.org/10.4067/s0365-94022000000300008>

ZIEGLER, M. A.; McPHERSON, C. N. L. *Toxocara* and its species. **CAB reviews**, n53. 2019.

ZANETTI, A. D. S.; JUNIOR, I. C. D.; BARROS, L. F. D.; DOMÍNGUEZ, O. A. E.; LIMA, G. D.; SILVA, A. D. S.; DANELICHEN, P. D. S.; SILVA, S. L. S.; MOREIRA, L. M.; SHAW, J. J.; MALHEIROS, A. F. Intestinal parasites in dogs from northeast Brazilian biomes: zoonotic and Environmental aspects. **Ibero-American Journal of Environmental Sciences**. V.10, n.3. 2019. DOI: 10.6008/CBPC2179-6858.2019.003.0005

ZIMMER, J. F.; BURRINGTON, D. B. Comparison of four protocols for the treatment of canine giardiasis. **J Am Anim Hosp Assoc**. 1986;22:168–172.