



UNIVERSIDADE FEDERAL DO RECÔNCAVO DA BAHIA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS, AMBIENTAIS E BIOLÓGICAS
CURSO DE GRADUAÇÃO EM MEDICINA VETERINÁRIA

GILBERTO DOS SANTOS LIMA JUNIOR

**CONTAMINAÇÃO POR OVOS E LARVAS DE HELMINTOS COM POTENCIAL
ZONÓTICO EM SOLO DE PRAÇAS PÚBLICAS DO MUNICÍPIO DE CRUZ DAS
ALMAS – BAHIA**

CRUZ DAS ALMAS

2019

GILBERTO DOS SANTOS LIMA JUNIOR

**CONTAMINAÇÃO POR OVOS E LARVAS DE HELMINTOS COM POTENCIAL
ZONÓTICO EM SOLO DE PRAÇAS PÚBLICAS DE CRUZ DAS ALMAS – BAHIA**

**Trabalho de Conclusão de Curso
submetido ao Colegiado de Graduação em
Medicina Veterinária do Centro de
Ciências Agrárias, Ambientais e
Biológicas da Universidade Federal do
Recôncavo da Bahia, como requisito
parcial para obtenção do título de Médico
Veterinário.**

**Orientador: Prof. Dr. Wendell Marcelo de
Souza Perinotto.**

CRUZ DAS ALMAS

2019

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RECÔNCAVO DA BAHIA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS, AMBIENTAIS E BIOLÓGICAS
COLEGIADO DE MEDICINA VETERINÁRIA
CCA106 – TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO

COMISSÃO EXAMINADORA DE TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO

Gilberto dos Santos Lima Júnior

Contaminação por ovos e larvas de helmintos com potencial zoonótico em
solo de praças públicas do município de Cruz das Almas – BAHIA

Wendell M S Perinotto

Prof. Dr. Wendell Marcelo de Souza Perinotto
Universidade Federal do Recôncavo da Bahia

Gideão da Silva Galvão

Prof. Dr. Gideão da Silva Galvão
Universidade Federal do Recôncavo da Bahia

Rogério Fernando de Jesus

Dr. Rogério Fernando de Jesus
Universidade Federal do Recôncavo da Bahia

Cruz das Almas, BA, 5 de julho de 2019.

AGRADECIMENTOS

À Deus, por me guiar em todos os meus caminhos, me proteger e proteger os meus.

À minha família, em especial a minha mãe e meu pai, por todo esforço para tornar possível essa realização.

Aos colegas e amigos, pelo apoio, incentivo e companheirismo durante todos esses anos, em especial à Vini, Tauã, Mila, Alê, Áureo, Isa, Allanderson e Rubens pela amizade e boa convivência, que tornaram mais tranquilos os dias em Cruz das Almas, além do aprendizado que cada um me passou.

Aos professores do curso, pela contribuição com minha formação. Agradeço de forma especial ao meu orientador, Wendell, pela paciência, pelos ensinamentos e por todas as oportunidades.

Aos membros da banca avaliadora, cujos nomes na folha de aprovação emprestam credibilidade a este trabalho.

Muito obrigado!

RESUMO

A contaminação do solo por ovos e larvas de helmintos é um importante meio de transmissão de zoonoses. As áreas de recreação infantil de praças públicas são foco destas afecções a partir do momento que estão contaminadas, tornando-se zona de risco para as crianças e outros frequentadores destes recintos. O objetivo deste estudo foi determinar a presença de ovos e larvas de helmintos com potencial zoonótico em solo de áreas de recreação infantil de praças públicas da cidade de Cruz das Almas, Estado da Bahia, Brasil, no mês de março de 2019. Foram avaliadas cinco praças da cidade. As amostras foram testadas pelos métodos de Willis-Mollay, Faust, Baermann modificado e Hoffmann. Foram avaliadas 25 amostras totais de solo. 60% (3/5) das praças mostraram positividade para ovos de *Toxocara* spp, agente etiológico da Larva migrans visceral nos humanos, fato que representa alto grau de risco a saúde da população que frequenta estes ambientes. A partir destes resultados conclui-se que é importante reforçar a nível de informação, através do serviço público, a população da cidade com relação aos cuidados com estas áreas, fortalecer o controle de animais errantes e conscientizar os tutores sobre as doenças que podem ser transmitidas por seus animais.

Palavras-chave: *Ancylostoma*, *Toxocara*, Larva migrans.

ABSTRACT

Contamination of the soil by eggs and larvae of helminths is an important means of zoonosis transmission. The children's play areas are focus of these conditions when contaminated, making it a risk zone for children and other parkgoers. The present study had looked for eggs and larvae with zoonotic potential in soil of recreational areas of the city of Cruz das Almas, State of Bahia, Brazil, in March 2019. The total of five squares of the City. The samples were tested by the methods of Willis-Mollay, Faust, modified Baermann and Hoffmann. 25 soil samples were evaluated. 60% (3/5) of the squares was positively to eggs of *Toxocara* spp, etiologic agent of visceral larva migrans in humans, a fact that represents a high degree of risk to the health of the population that frequents these environments. From these results it is concluded that, at the information level, through the public access, a population of the city with regard to the care with these areas, as well as the control of wandering animals.

Key words: *Ancylostoma*, *Toxocara*, Larva migrans.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Ovos de <i>Ancylostoma</i> spp.....	12
Figura 2: Larva filariforme de <i>Ancylostoma</i> spp.	12
Figura 3: Ciclo do <i>Ancylostoma</i> spp. no hospedeiro definitivo.	14
Figura 4: Ciclo errático de <i>Ancylostoma</i> spp. em humanos (Larva migrans visceral).	15
Figura 5: Fotografia e exame histopatológico de Larva migrans cutânea.	16
Figura 6: Larva migrans cutânea.....	16
Figura 7: <i>Toxocara canis</i> em fezes de cão.....	18
Figura 8: Ovo de <i>Toxocara canis</i>	20
Figura 9: Ciclo de vida de <i>Toxocara canis</i>	22
Figura 10: Cortes histopatológicos de Larva migrans cutânea em tecido.	23
Figura 11: <i>Strongyloides stercoralis</i>	25
Figura 12: Ciclo biológico de <i>Strongyloides stercoralis</i>	27
Figura 13: <i>Strongyloides stercoralis</i> (larva filariforme) em fluido de lavado bronquioalveolar de paciente com síndrome de hiperinfecção.	29
Figura 14: Localização do Município de Cruz das Almas na Bahia.....	32
Figura 15: Município de Cruz das Almas, Bahia.....	32
Figura 16: Ovos de <i>Toxocara</i> spp. encontrados nos exames coproparasitológicos.....	38
Figura 17: Larvas encontradas nos exames coproparasitológicos.....	38
Figura 18: Crianças frequentantes de área de recreação – Bairro Inocoop.	39
Figura 19: Prováveis cães errantes encontrados nos momentos de coleta, bem como sinais de presença dos mesmos nestes ambientes.	39

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Número de amostras coletadas nas áreas de recreação dos bairros selecionados e número de amostras positivas nestes.	37
---	----

Sumário

1. INTRODUÇÃO	10
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	12
2.1. ANCILOSTOMÍASE.....	12
2.2. TOXOCARÍASE.....	17
2.3. ESTRONGILOIDÍASE	25
3. OBJETIVOS	31
3.1. Objetivo geral	31
3.2. Objetivos específicos.....	31
4. MATERIAL E MÉTODOS	32
4.1. Área de estudo	32
4.2. PRAÇAS PÚBLICAS UTILIZADAS NA PESQUISA.....	33
4.3. COLETA DAS AMOSTRAS	33
4.4. PROCESSAMENTO DAS AMOSTRAS.....	33
4.5. TÉCNICAS UTILIZADAS	34
4.5.1. TÉCNICA DE CENTRÍFUGO-FLUTUAÇÃO COM SULFATO DE ZINCO A 33%.....	34
4.5.2. TÉCNICA DE WILLIS-MOLLAY	34
4.5.3. TÉCNICA DE BAERMANN MODIFICADO	35
4.5.4. TÉCNICA DE HOFFMANN, PONS E JANER OU LUTZ.....	35
5. RESULTADOS	37
6. DISCUSSÃO	40
7. CONCLUSÃO	43
8. REFERÊNCIAS.....	44

1. INTRODUÇÃO

Animais de companhia desempenham importante papel nas sociedades, contribuindo para o desenvolvimento físico, social e emocional de crianças e para o bem-estar de seus donos (ROBERTSON et al., 2000). Esta relação do homem com os cães e gatos não se limita apenas ao ambiente domiciliar, havendo a visitação destes animais nos espaços públicos destinados à recreação, principalmente a das crianças. A importância da presença dos cães e gatos nestes ambientes se dá devido fato do papel como hospedeiro definitivo para algumas espécies de helmintos com potencial zoonótico (SANTOS et al., 2010).

Sendo considerados reservatórios naturais de parasitos patogênicos ao homem, acabam transformando o solo em fonte de contaminação de zoonoses parasitárias, causando um grande problema de Saúde Pública (ALMEIDA et al., 2007). Em várias cidades brasileiras, muitos animais circulam livremente pelas ruas e praças públicas, sejam errantes, semi-domiciliados ou domiciliados conduzidos por seus proprietários. Estes, no momento da defecação, podem contaminar o solo com formas evolutivas infectantes de endoparasitos (GUIMARÃES et al., 2005).

Cassenote et al. (2011) ressalta a possibilidade da transmissão de parasitoses como ascaridíase, teníase e, em especial, doenças como a larva migrans visceral e larva migrans cutânea para crianças, quando em ambientes utilizados para recreação infantil contaminados.

Crianças em idade escolar representam um grupo de alto risco para infecções por helmintos transmitidos através do solo, porque estão em um período de intenso crescimento físico e rápido metabolismo, resultando em necessidades nutricionais aumentadas. Quando essas necessidades não são supridas adequadamente, os indivíduos são mais susceptíveis à infecção. Tais indivíduos também estão em um período de intensa aprendizagem, e essas infecções têm impacto negativo em tarefas cognitivas (RAMOS JUNIOR, 2011).

De acordo com Oliveira et al. (2008), o causador da ancilostomíase é o *Ancylostoma caninum*. Este cita que é um parasito característico de felídeos e canídeos, tanto domésticos quanto silvestres, mas que pode acometer acidentalmente o homem. A localização preferencial do parasito no hospedeiro definitivo é o intestino

delgado, porém, no homem fica limitado à inflamação cutânea, conhecida como Larva migrans cutânea, ou popularmente, bicho-geográfico. Segundo Aires et al. (2008), *Toxocara canis* é o agente causador da toxocaríase. Tendo como hospedeiro definitivo o cão. Este afirma que é uma doença que apresenta curso benigno limitado, mesmo existindo casos graves e fatais.

Outro parasito comum encontrado nestes ambientes é o *Strongyloides stercoralis*, sendo citado por Anschau et al. (2013) como um agente de infecção do trato intestinal dos humanos, causador da estrogiloidíase, encontrado principalmente em países de clima tropical. Estes indivíduos têm infecção geralmente assintomática, entretanto são afetados com extrema gravidade os pacientes com imunidade comprometida.

Em regiões de clima tropical, o desenvolvimento das larvas até o estágio infectante é favorecido pela natureza do solo, assim como pelo calor e pela umidade elevada. Isso ocorre apenas nos meses do ano caracterizados por temperaturas e umidade mais altas (MIRANDA et al. 2015).

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. ANCILOSTOMÍASE

2.1.1. AGENTE ETIOLÓGICO

Os ancilostomídeos humanos incluem as espécies nematóides, *Ancylostoma duodenale* e *Necator americanus*. Um grupo maior de ancilostomídeos infectando animais pode invadir e parasitar humanos ou pode penetrar na pele humana (causando *larva migrans* cutânea), mas não se desenvolve mais (*Ancylostoma braziliense*, *Ancylostoma caninum*, *Uncinaria stenocephala*). Ocasionalmente, as larvas de *A. caninum* podem migrar para o intestino humano, causando enterite eosinofílica. As larvas de *A. caninum* também foram implicadas como causa de neurorretinite subaguda difusa unilateral. (CDC, 2017)

Figura 1: Ovos de *Ancylostoma* spp, objetiva de 40x.



Fonte: 1234rf.

Figura 2: Larva filariforme de *Ancylostoma* spp, objetiva de 40x.



Fonte: CDC, 2017.

2.1.2. EPIDEMIOLOGIA

O *A. braziliense* é encontrado ao longo da costa atlântica do sudeste da América do Norte, do Golfo do México e do Mar do Caribe, até o Uruguai na América do Sul, na África (África do Sul, Somália, República Democrática do Congo, Serra Leoa), Austrália e Ásia (Malásia e Indonésia, e baseado em casos humanos, também na Tailândia) (GIUDICE et al., 2002).

A Larva migrans cutânea (LMC) é comum em muitas comunidades carentes em regiões tropicais e subtropicais, mas também foram relatados casos autóctones de países em zonas temperadas, como EUA, Nova Zelândia, Alemanha, Grã-Bretanha e França (FULLER, 1966). É comum em atletas que praticam esportes em praias tropicais e crianças que brincam em parques infantis contaminados (BIOLCATI et al. 1997).

Com base em observações clínicas, a LMC parece ocorrer em muitas comunidades pobres em recursos socioeconômicos em regiões tropicais e subtropicais. Surpreendentemente, o conhecimento sobre a epidemiologia dessa doença parasitária é escasso, e dados confiáveis sobre sua ocorrência no nível da comunidade não estão disponíveis (HEUKELBACH et al., 2003).

A Região Nordeste é onde a incidência da ancilostomíase está ligada à distribuição das chuvas, e o desenvolvimento das larvas e a transmissão dos parasitos estão na dependência direta da temperatura e da umidade do solo, ou seja, do índice pluviométrico (COELHO et al., 2007).

Em áreas endêmica, a ancilostomíase é mais comum em cães com menos de 1 ano de idade. Em animais mais velhos, o desenvolvimento gradual de resistência com a idade torna a doença clínica menos provável, em particular em cães criados em áreas endêmicas, cuja resistência etária é reforçada pela imunidade adquirida. A epidemiologia está associada primariamente a duas fontes principais de infecção, transmamária em filhotes de caninos lactentes e percutânea ou oral a partir do ambiente. Contaminação do ambiente é mais provável quando cães se exercitam na grama ou na terra que retém umidade e também proteja as larvas do sol. (TAYLOR et al., 2017)

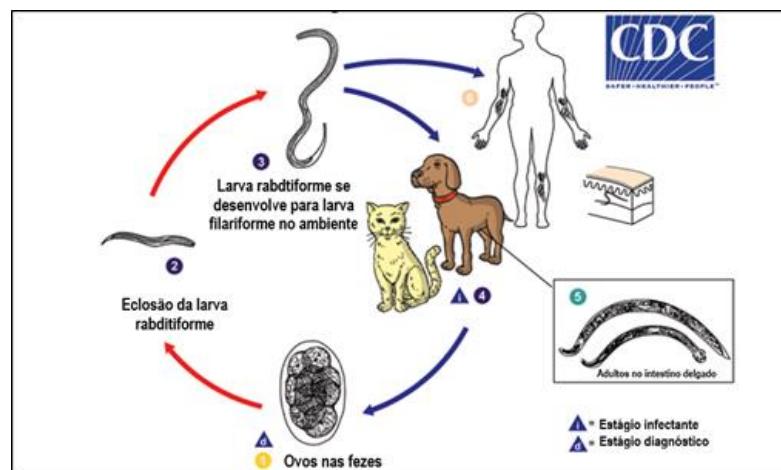
2.1.3. CICLO BIOLÓGICO

Fortes et al. (2004) citam que a fecundação vem a ocorrer no intestino delgado do hospedeiro definitivo e a fêmea faz oviposição de forma contínua, liberando cerca de 28.000 ovos junto com as fezes do hospedeiro.

De acordo com Robles et al. (2018), na LMC, o ciclo de vida dos parasitos começa quando os ovos são passados das fezes dos animais para o solo quente, úmido e arenoso, onde as larvas eclodem. Elas inicialmente se alimentam de bactérias do solo e mudam duas vezes antes do terceiro estágio infeccioso (L3). Usando suas proteases, as larvas penetram através dos folículos, fissuras ou pele intacta do novo hospedeiro. Depois de penetrar o estrato córneo, as larvas perdem sua cutícula natural. Normalmente, eles começam a migração em poucos dias. Nos seus hospedeiros animais naturais, as larvas de larva migrans cutânea são capazes de penetrar na derme e são transportadas através dos sistemas linfático e venoso para os pulmões. Elas penetram nos alvéolos e migram para a traqueia, onde são engolidos. No intestino amadurecem sexualmente, e o ciclo recomeça quando os ovos são excretados.

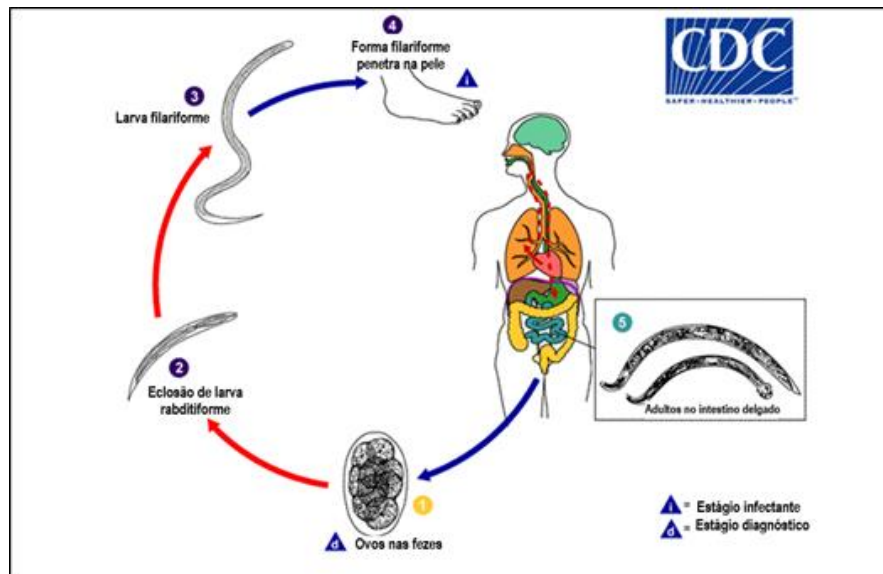
Os seres humanos são hospedeiros acidentais e as larvas não possuem a colagenase necessária para penetrar na membrana basal e invadir a derme. Portanto, a larva migrans cutânea permanece limitada à pele quando os seres humanos estão infectados (ROBLES et al., 2018)..

Figura 3: Ciclo do *Ancylostoma* spp. no hospedeiro definitivo.



Fonte: Adaptado de CDC (2017).

Figura 4: Ciclo errático de *Ancylostoma* spp. em humanos (Larva migrans visceral).



Fonte: Adaptado de CDC (2017).

Hotez et al. (1992) comentam que *A. braziliense* é o mais comum agente causador da LMC, envolvidos mais raramente também estão as larvas de *A. caninum*, *Uncinaria stenocephala* e *Bunostomum phlebotomum*. Estes autores reforçam a literatura, em seu artigo, explicando que estes parasitos habitam o intestino dos animais vertebrados, principalmente de cães e gatos, com seus ovos sendo eliminados nas fezes do seu hospedeiro, como já citado anteriormente. Citam ainda que, durante várias semanas, as larvas permanecem viáveis no solo após sua eclosão dos ovos. Os humanos, ao entrarem em contato com solos ou areias contaminadas com estas fezes, tendem a tornarem-se hospedeiros erráticos destas larvas, através da infecção percutânea nas camadas superficiais da pele, por meio da produção de hialuronidase.

2.1.4. PATOGENIA

Quando migram pelo tecido subcutâneo, nos humanos, causam reações inflamatórias que são observadas mais frequentemente em mãos e pés (LIMA, 1984). A enfermidade atinge pessoas de todas as idades, porém a predisposição para desenvolver a LMC em crianças é maior, já que costumam frequentar locais com solos contaminados (SANTARÉM et al., 2004).

Caracteriza-se por uma erupção com prurido, eritematosa, linear ou serpentina, principalmente no dorso dos pés e nádegas. Embora seja uma doença autolimitada,

o tratamento anti-helmíntico pode ajudar a diminuir os sintomas (WANG et al., 2017). Robles et al. (2018) afirma que os sintomas pruriginosos ocorrem secundariamente a uma resposta imune a ambas as larvas e seus produtos.

Figura 5: Fotografia e exame histopatológico de Larva migrans cutânea.



A) Fotografia clínica do paciente antes do tratamento inicial, apresentando traços serpiginosos progressivos e erupções rastejantes no dorso do pé direito. **B)** O exame histopatológico mostrou espongiose epidérmica e infiltração de linfócitos e eosinófilos (seta amarela) na derme média.

Fonte: Zhang et al., 2019.

Figura 6: Larva migrans cutânea.



Fonte: Saúde.ig, 2018.

2.1.5. TRATAMENTO, CONTROLE E DIAGNÓSTICO

Embora a LMC seja uma infecção autolimitada, o tratamento antiparasitário e sintomático é frequentemente procurado devido ao desconforto associado e ao potencial de infecção bacteriana secundária com esta doença. As tentativas de congelar ou remover cirurgicamente as larvas que migram de maneira cutânea são geralmente ineficazes e podem resultar em mais lesões. Dosagens elevadas de

ivermectina também podem matar larvas nos tecidos musculares. (HOUCHEDEZ et al., 2007).

O tratamento da LMC se dá através de drogas antiparasitárias simples que tenha ação contra helmintos, como tiabendazol, albendazol ou ivermectina (PINHEIRO, 2018). Tiabendazol e albendazol são pertencentes à classe dos benzimidazóis, não sendo recomendadas para gestantes e lactantes pela OMS (WHO, 2002).

Medidas preventivas incluem: usar calçados de proteção nas praias, cobrir caixas de areia, limpar resíduos de animais, evitar que cães e gatos defecam em áreas públicas e, ao deitarem-se na areia da praia, buscar areia lavada pela maré sobre outras partes da praia. usando colchões em vez de toalhas. Em países menos desenvolvidos, o controle dessa doença pela administração em massa de drogas com ivermectina pode ser mais viável (FELDMEIER et al., 2009).

Na literatura, a LMC é considerada de diagnóstico clínico baseado no histórico clínico e na característica de lesão serpigínea e migratória da área da pele afetada (LESSHAFFT et al., 2012). Biópsias são algumas vezes realizadas, no entanto, é incomum ver o parasito em amostras de biópsia, mas, ocasionalmente, a larva pode ser identificada na epiderme (DAVIES et al., 1993).

2.2. TOXOCARÍASE

2.2.1. AGENTE ETIOLÓGICO

O gênero *Toxocara* pertence à família Ascaridae e subfamília Ascarinae, onde está vem a compreender 21 espécies, tendo as espécies *T. canis* (*Belascaris marginata*), *T. cati* (*T. mystax*) e *Toxascaris leonina* como os nematódeos mais implicadas na síndrome da Larva migrans visceral (LMV). Os ascarídeos que causam toxocaríase no hospedeiro humano são o *T. canis* e o *T. cati* (ABE-JACOB, 1991).

Figura 7: *Toxocara canis* em fezes de cão.



Fonte: Arquivo pessoal.

A Larva migrans visceral (LMV) é resultado da migração errática do terceiro estágio larval do *T. canis*. A infecção ocorre pela ingestão de ovos larvados de *T. canis* presentes no solo, sendo mais frequente em crianças com idade entre um e cinco anos de idade que possuem o hábito de ingerir solo contaminado com ovos embrionados deste parasito. Essas larvas eclodirão no intestino e migrarão pela via linfática ou circulação portal para diversos órgãos, principalmente fígado e pulmão e ocasionalmente, coração e sistema nervoso central, dando origem a Síndrome Larva migrans Visceral, ou afetando o globo ocular e gerando a Síndrome Larva migrans Ocular (LMO) (COELHO, 2001; SANTARÉM, 1998).

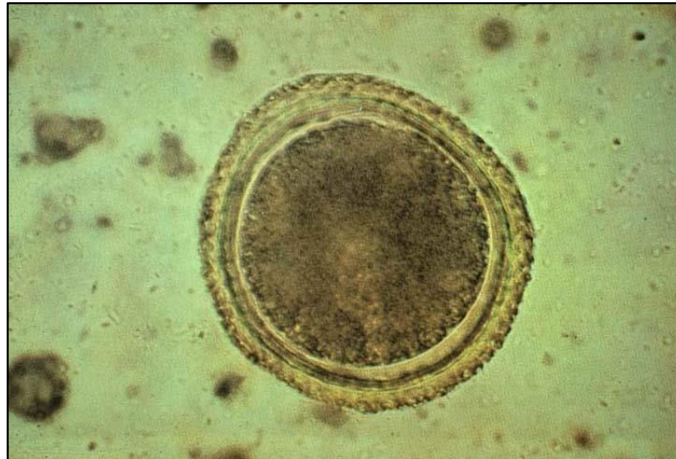
Damian et al. (2007) citam que dentre os nematoides pertencentes à família Ascaridae, o gênero mais prevalente é o *Toxocara* spp., tendo as espécies *T. canis* e *T. cati* como as mais prevalentes. Abe-Jacob et al. (1991) comentam em seu trabalho que das 21 espécies pertencentes a subfamília Ascarinae, *T. canis*, *T. cati* e *Toxascaris leonina* são os agentes mais presentes na síndrome *Larva migrans* visceral.

Segundo Glickman et al. (1981), a fêmea de *T. canis* chega a produzir até 200.000 ovos, estes resistentes às condições ambientais desfavoráveis. Os ovos nas fezes não são embrionados e, portanto, não são infectantes. Para que haja o embrionamento, são necessárias condições adequadas de temperatura (15 a 35 °C)

e umidade, sendo que, nessas condições, 85% dos ovos tornam-se infectantes no período de 2 a 5 semanas. (ARAUJO, 1972)

Taylor et al. (2017) descrevem em seu livro que os hospedeiros definitivos para *T. canis*, *T. cati* e *Toxascaris leonina* são o cão, o gato e cães e gatos, respectivamente. Humanos são hospedeiros paratênicos para *Toxocara spp.* e ovos são encontrados apenas nas fezes de hospedeiros definitivos (gatos e cachorros). Os ovos de *Toxocara spp.* são sub-esféricos, de casca grossa. A faixa de tamanho para as três espécies mais comumente observadas difere ligeiramente: *T. canis* mede 80-85 micrômetros por 75 micrômetros; *T. cati* mede 65-75 micrômetros; e *T. leonina* medem 75-85 micrômetros por 60-75 micrômetros. (CDC, 2017)

Figura 8: Ovo de *T. canis*.



Fonte: <https://www.vetstream.com/treat/canis/bug/T.-canis>

2.2.2. EPIDEMIOLOGIA

A larva migrans visceral é uma das parasitoses com maior incidência em países tropicais e subtropicais (MAGNAVAL et al., 2001). Segundo Sturchler et al. (1990), a infecção humana se dá através da ingestão de água ou alimentos contaminados com os ovos deste parasito, ressaltando a importância do consumo de carne devidamente cozida na prevenção da infecção, já que o consumo desta em más condições de preparo possui a possibilidade de contaminação. Estes autores citam que a infecção pode se dar através da inalação dos ovos de *T. canis*. Maestrini (1995) reforça em seu trabalho que a geofagia em crianças é um fator de risco de maior importância e que o contato com filhotes de cães também é considerado fator de risco para a *Larva migrans* visceral.

A soroprevalência da LMV é mais elevada em regiões com clima tropical e, geralmente, relacionada com baixo nível socioeconômico. A verdadeira prevalência da infecção por este parasito é difícil de determinar, admitindo-se que o subdiagnóstico é muito frequente. Isto é explicado também pela elevada percentagem de infecções assintomáticas (PARK et al., 2002).

A defecação pelos cães em praças públicas contribui para a contaminação ambiental com ovos de *Toxocara spp.*, favorecendo a transmissão zoonótica (GLICKMAN, 1981). A infecção na criança ocorre por ingestão dos ovos de *T. canis* por contaminação direta das mãos e, especialmente, dos dedos; contato direto com filhotes de cães, especialmente aqueles com idade entre 2 semanas e 6 meses;

indiretamente, por contato com objetos contaminados com ovos infectados, dentro ou fora de casa; e por ingestão de terra contaminada com ovos (BOURKE, 1961). A população infantil corresponde ao grupo mais vulnerável, devido ao distúrbio de alteração do apetite como a geofagia e o hábito de brincar em contato com o solo (CAMPOS-FILHO; BARROS, 2008).

2.2.3. CICLO BIOLÓGICO

A infecção dos cães, com desenvolvimento de vermes adultos intestinais, é mais frequentemente observada em animais filhotes com até três ou seis meses de idade, nos quais são observadas as mais altas prevalências da infecção e maiores cargas parasitárias. Nestes filhotes, a infecção primária ocorre intra-uterinamente, por migração em oposição a migração traqueal e passagem transplacentária das larvas da cadela para o feto e por passagem transmamária para o filhote durante a amamentação. Entre os cães adultos, a infecção é mais frequente nas cadelas prenhes ou lactantes (LLOYD, 1993).

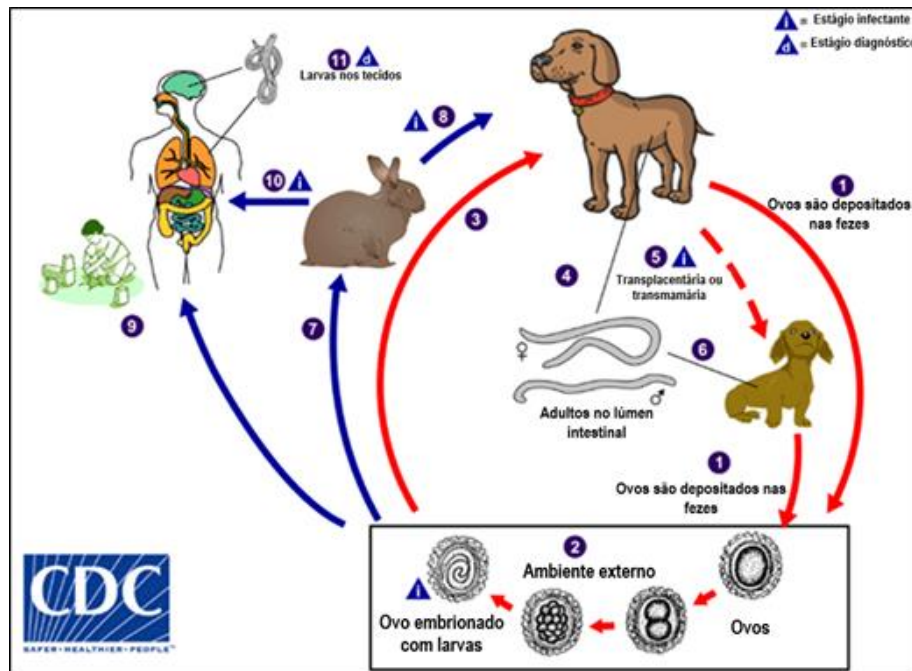
Durante a prenhez, ocorre reativação e mobilização de larvas previamente encistadas, existentes no organismo das cadelas, aumentando a eliminação de ovos deste parasito. Durante a lactação, as cadelas se contaminam ao ingerirem a forma infectante do verme, eliminadas junto com fezes e vômitos de seus filhotes, devido ao hábito das cadelas lambe-las suas crias, numa atitude comum de higienização. Outra forma de infecção de cães adultos pode ser a ingestão de carnes cruas de animais hospedeiros paratênicos infectados com larvas de *T. canis*, como aves, coelhos e outros roedores (LLOYD, 1993).

Os ovos contendo a larva infectante de *Toxocara* spp., liberam as larvas ao entrarem em contato com o ácido presente no estômago humano, onde estas chegarão ao intestino delgado e atravessam ativamente sua mucosa. Por via linfática, atingem a circulação porta e chegam ao fígado. Essas larvas, através deste órgão, ganham circulação sanguínea e migram até os pulmões. Assim, atravessam os capilares pulmonares e chegam a circulação pulmonar, migrando para as câmaras esquerdas do coração e disseminam-se para todo o organismo. A partir do momento que o tamanho das larvas deste parasito excede o diâmetro dos capilares sanguíneos, ocorre migração ativa através da parede celular e dos tecidos do

hospedeiro. A fase de migração larval gera reação inflamatória aguda (AIRES et al., 2008).

Em humanos a infecção por larvas de *T. canis* é geralmente assintomática. Quando sintomática atinge principalmente crianças. No entanto, os adultos também podem desenvolver a doença (CAMPOS JUNIOR et al., 2003).

Figura 9: Ciclo de vida de *T. canis*.



Fonte: Adaptado de CDC (2017).

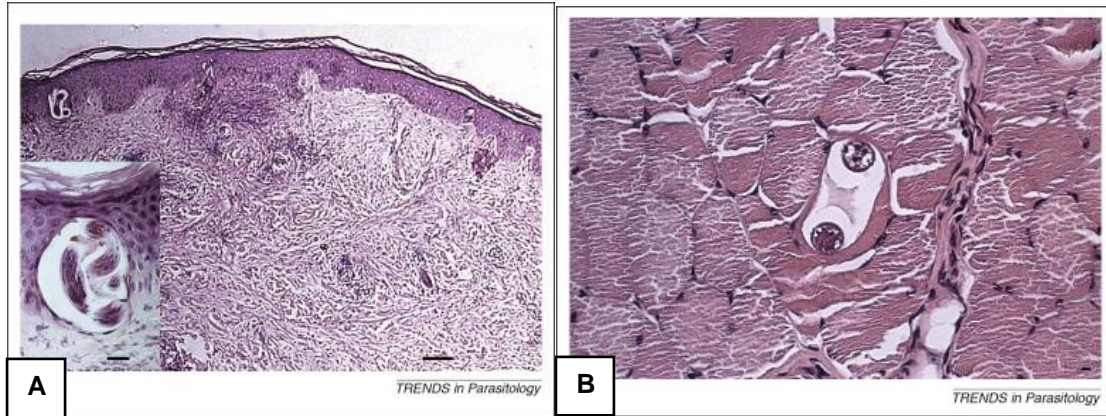
T. canis realiza seu ciclo de vida em cães, com humanos adquirindo a infecção como hospedeiros acidentais. Os ovos não embrionados são liberados nas fezes do hospedeiro definitivo. Os ovos embrionados são liberados no ambiente. Após a ingestão pelos cães, os ovos infecciosos eclodem e as larvas penetram na parede intestinal. Nos cães mais jovens, as larvas migram através dos pulmões, árvore brônquica e esôfago; vermes adultos se desenvolvem e ovipositam no intestino delgado (FORTES et al., 2004).

2.2.4. PATOGENIA

Glickman et al. (1981) afirmaram que são diversos os fatores contribuintes para a patogênese da Larva migrans Visceral (LMV), dentre estes, as próprias reações inflamatórias que seriam geradas pela presença da larva no tecido, as condições imunológicas do próprio hospedeiro, a frequência da ingestão de ovos larvados, o

número de larvas ingeridas. A sensibilização do hospedeiro por antígenos próprios da larva e a sensibilização do hospedeiro por produtos secretados e/ou excretados pela larva.

Figura 10: Cortes histopatológicos de Larva migrans cutânea em tecido.



A) Larva de ancilóstomo na biópsia da pele de uma pessoa com larva migrans cutânea (barra de escala = 100 μ m). Inserção mostra maior aumento da larva enrolada na epiderme (barra de escala = 25 μ m). B) Larva de *A. caninum* no músculo de um macaco *Macaca* experimentalmente infectado. As alas laterais duplas são evidentes em um lado da larva. Barra de escala = 50 μ m.

Fonte: (BOWNMAN et al., 2010)

As manifestações clínicas da LMV, são, geralmente assintomáticas (ALTCHEH et al., 2003). Em 1988, Taylor et al. (1988) descreveram que, por motivo de existir grande variabilidade na dos sinais e sintomas nas formas sintomáticas da doença, a toxocaríase foi dividida em duas principais formas, sendo LMV e toxocaríase ocular. Em 1993, Rasmussen et al. (1993) descreveram uma terceira forma cínica, denominada toxocaríase oculta, esta se referia a pacientes com sorologia positiva, distúrbios gastrintestinais, fraqueza e letargia.

Pawlowski (2001) afirmou que a nova classificação foi tangenciada a partir da associação entre o estado de observação clínica, o envolvimento de mecanismos imunopatológicos, incluindo a intensidade da resposta sorológica, e a localização da larva *Toxocara spp.* Tendo então: sistêmica clássica, assintomática, oculta e compartimentalizada (ocular e neurológica).

2.2.5. TRATAMENTO, CONTROLE E DIAGNÓSTICO

Caumes (2003) cita que, como a LMV é assintomática, o tratamento cabe apenas na sua forma sintomática. Este ainda cita que, dentre as drogas potencialmente efetivas, os benzimidazóis e dietilcarbimizina foram os únicos testados em estudos controlados.

O controle é baseado na vermifugação dos animais hospedeiros. O contato com lixo ou areia contaminado com fezes de animais deve ser minimizado (PEARSON, 2013). A prevenção da toxocaríase canina compreende higienização e desinfecção do local de permanência do cão, principalmente com limpeza e retirada constante das fezes do mesmo (ALMEIDA et al., 2014).

O diagnóstico baseia-se em achados clínicos, epidemiológicos e sorológicos. O imunoensaio enzimático é recomendado atualmente. Mas títulos séricos de anticorpos podem ser baixos ou indetectáveis em pacientes com LMO pois a resposta imunológica nesses locais é menor. Biópsias de fígado ou outros órgãos afetados podem mostrar reações granulomatosas eosinofílicas, mas as larvas são de difícil detecção em cortes de tecidos e as biopsias são de baixo rendimento. Exames de fezes não são úteis pois o parasito não completa seu ciclo no hospedeiro errático, não eliminando assim, nas fezes, as formas parasitárias de diagnóstico. (PEARSON, 2013).

O diagnóstico clínico não é simples, pela anamnese apenas, trata-se de um diagnóstico diferenciado que inclui outras doenças parasitárias, como hipereosinofilia periférica, que é constantemente associada à LMV e não se apresenta na larva migrans ocular (LMO) (GLICKMAN et al., 1981). O diagnóstico laboratorial nos humanos não inclui o exame de fezes, como nos animais, por conseguinte, depende da demonstração de anticorpos anti- *Toxocara* no soro ou fluido ocular de pacientes com suspeita de infecção. Os testes imunológicos que têm sido descritos são intradermoreação, imunodifusão, imunofluorescência direta ou indireta e ELISA (ALMEIDA et al., 2014).

2.3. ESTRONGILOIDÍASE

2.3.1. AGENTE ETIOLÓGICO

O nematelminto *S. stercoralis* pertence à ordem (superfamília) Rhabdiasoidea, família Strongyloididae. Dentre as espécies do gênero *Strongyloides* spp., este parasito é o que está mais adaptado ao parasitismo dos seres humanos, mas pode infectar outros primatas, e outros animais como cães e gatos (FOCCACIA et al., 2010).

O *S. stercoralis* é um nematóide intestinal comumente detectado em regiões tropicais e subtropicais do mundo (SCHAR et al., 2013). Leyva et al. (2011) citam que o *S. stercoralis* apresenta diversos estágios, sendo estes a fêmea partenogénica intestinal, a larva rabditoide, a larva filarioide e as formas adultas fêmeas e machos de vida livre. Em relação ao tamanho, os autores afirmam que a fêmea partenogénica intestinal mede aproximadamente 2 mm de comprimento e 50 µm de diâmetro vivendo no duodeno, normalmente, e jejuno, localizado entre os enterócitos.

Figura 11: *Strongyloides stercoralis*.



Fonte: https://br.123rf.com/photo_80230536_strongyloides-stercoralis-in-stool%20-analyze-by-microscope.html

A larva rabditoide é móvel e mede aproximadamente 250 µm de comprimento por 15 µm de diâmetro. O nome é uma adaptação de nematoides rabditídeos que vivem no solo e não invadem o ser humano. Quando as larvas rabditoides saem da luz intestinal, são levadas pelo conteúdo digestivo e transformam-se em larvas filarioides. A larva filarioide mede 500-700 µm de comprimento e 25 µm de diâmetro. (LEYVA et al., 2011).

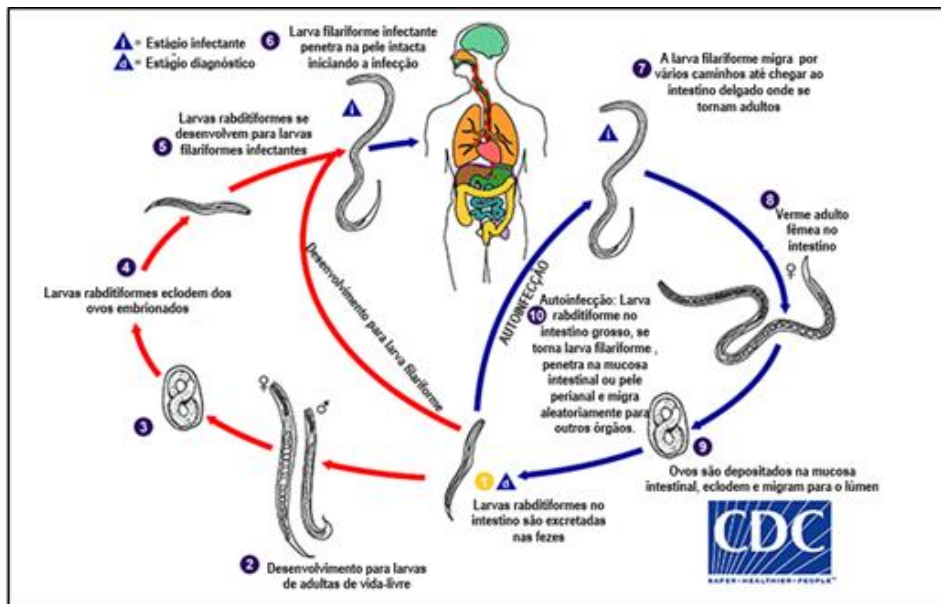
Essa forma é muito móvel e tem o sistema necessário para invadir o ser humano. Nessa fase, o parasito depende fortemente das condições ambientais, sobrevive cerca de duas semanas no mundo exterior em temperaturas entre 8 e 40 °C, mas não suporta o ressecamento e a umidade excessiva. Na fase de adultos de vida livre, os machos e as fêmeas medem aproximadamente entre sete e 10 mm de comprimento (LEYVA et al., 2011).

2.3.2. CICLO BIOLÓGICO

O ciclo de *S. stercoralis* é complexo, e pode apresentar três possíveis situações: ciclo direto, ciclo indireto e ciclo de autoinfecção. De acordo com Benincasa et al. (2007), o ciclo biológico comum se inicia quando a larva infectante (filiárioide) realiza penetração percutânea no hospedeiro suscetível. Esta, através da circulação sistêmica, chega até os capilares alveolares, e dirige-se à glote. Posteriormente, é deglutida e atinge o trato gastrintestinal, alojando-se no duodeno e jejuno proximal.

Archelli et al. (2004) complementam que a larva L1 é liberada da fêmea partenogênica intestinal, no material fecal do intestino delgado, onde pode se desenvolver até a forma infectante (L3). As larvas rabditóides podem sofrer três vias dentro do ciclo, sendo, mudança para larvas filarioides infectantes no solo, vermes adultos de vida livre que produzem novas gerações de larvas ou larvas filarioides infectantes no intestino deste hospedeiro ou à margem do ânus, onde poderá ocorrer as denominadas autoinfecções, internas ou externas, respectivamente (LEYVA et al., 2011; KOZUBSKY; ARCHELLI, 2004).

Figura 12: Ciclo biológico de *Strongyloides stercoralis*.



Fonte: Adaptado de CDC (2017).

O ciclo de vida de *Strongyloides* spp. é mais complexo do que o da maioria dos nematoides, com sua alternância entre ciclos parasitários e de vida livre, e seu potencial para autoinfecção e multiplicação dentro do hospedeiro. Existem dois tipos de ciclos: Ciclo de vida livre: As larvas rhabditiformes passadas nas fezes podem se tornar larvas filariformes infecciosas, ou machos adultos de vida livre e fêmeas que acasalam e produzem ovos do qual larvas rhabditiformes eclodem e eventualmente se tornam larvas filariformes infecciosas. As larvas filariformes penetram na pele do hospedeiro humano para iniciar o ciclo parasitário. Ciclo parasitário: As larvas filariformes no solo contaminado penetram na pele humana, e por várias rotas frequentemente aleatórias, migram para o intestino delgado. Historicamente, acreditava-se que as larvas L3 migram pela corrente sanguínea para os pulmões, onde eles acabam sendo tossidos e engolidos. No entanto, também há evidências de que as larvas de L3 podem migrar diretamente para o intestino por meio de tecidos conjuntivos. No intestino delgado, eles mudam duas vezes e se tornam vermes fêmeas adultas (CDC, 2017).

Na autoinfecção, as larvas rhabditiformes tornam-se larvas filariformes infecciosas, que podem penetrar na mucosa intestinal (autoinfecção interna) ou a pele da área perianal (autoinfecção externa); em qualquer caso, as larvas filariformes podem se disseminar por todo o corpo. Até o momento, a ocorrência de autoinfecção

em humanos com infecções helmínticas é reconhecida apenas nas infecções por *S. stercoralis* e *Capillaria philippinensis*. No caso do *Strongyloides spp.*, a autoinfecção pode explicar a possibilidade de infecções persistentes por muitos anos em pessoas que não estiveram em uma área endêmica e de hiperinfecções em indivíduos imunodeprimidos (CDC, 2017).

2.3.3. EPIDEMIOLOGIA

Segundo trabalhos como de Pires et al. (1993), *S. stercoralis* é um parasito amplamente distribuído, porém com prevalência maior em países de regiões tropicais e subtropicais. Este nematoide intestinal infecta cerca de 300 milhões de pessoas em todo o mundo, embora isso seja provavelmente subestimado. É uma das mais negligenciadas das doenças tropicais negligenciadas (DTN) e é amplamente distribuída (WHO, 2019).

De acordo com Gonçalves et al. (2007), o Brasil é considerado uma área de elevada endemicidade da estrogiloidíase; as variações que ocorrem nos níveis de infecção são devido, geralmente, a idade da população estudada, diferenças geográficas e socioeconômicas.

Pires et al. (1993) explicam que em países desenvolvidos, onde as condições socioeconômicas e sanitárias são mais adequadas, os fatores de risco envolvem atividades relacionadas com os países menos desenvolvidos, como turismo e imigração. Magnaval et al. (2000) relataram em seu estudo que outro fator importante relacionado seriam as atividades como agricultura e jardinagem.

Em seus estudos, Paula et al. (2011) demonstraram que os estados de maior ocorrência da estrogiloidíase são Amazonas, Alagoas, Mato Grosso, São Paulo, Santa Catarina e Minas Gerais. Estes citam que muitos aspectos epidemiológicos da infecção por este parasito não são bem conhecidos e as infecções podem ser esperadas em diferentes setores da população. A transmissão e a apresentação clínica dependem da imunidade do hospedeiro e fatores de risco.

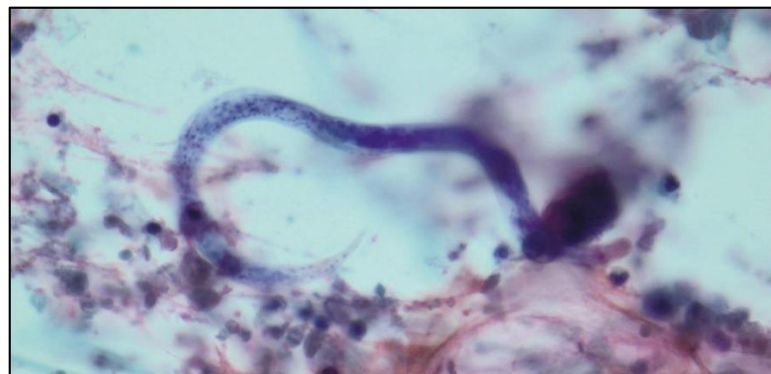
2.3.4. PATOGENIA

Liurys (2017) afirmou em seu trabalho que a estrogiloidíase é uma parasitose intestinal, na maioria dos casos assintomática ou oligossintomática, sendo as manifestações sintomáticas geralmente dermatológicas, pulmonares ou intestinais. Este relata que as lesões, quando dermatológicas, geralmente se apresentam urticariformes, maculopapulares, serpiginosas ou linear pruriginosa migratória e são secundárias à penetração da larva no tegumento.

Dentre as alterações pulmonares, é possível ter tosse seca, dispneia ou broncoespasmo e edema pulmonar (síndrome de *Loeffler*), que cursa com eosinofilia sanguínea elevada. A sintomatologia intestinal pode ser de média ou grande intensidade, como por exemplo: distensão abdominal, flatulência, dor em cólica ou em queimação em epigástrio, anorexia, náusea, vômitos, diarreia secretora ou esteatorreia, e desnutrição proteico-calórica. Nos casos de hiperinfecção, pode-se observar quadro grave manifestado por febre, dor abdominal, anorexia, náuseas, vômitos e diarreia, além das manifestações pulmonares já citadas, podendo inclusive em alguns casos cursar com hemoptise e angústia respiratória (FUNASA, 2000).

Pan et al. (2019) relataram que a Síndrome de Hiperinfecção por *S. stercoralis* é uma condição que geralmente afeta indivíduos imunossuprimidos. Esta infecção pode se tornar aguda mesmo após 30 anos da infecção inicial, a sorologia pode se apresentar falsamente negativa e pode frequentemente não é observado eosinofilia.

Figura 13: *Strongyloides stercoralis* (larva filariforme) em fluido de lavado bronquioalveolar de paciente com síndrome de hiperinfecção.



Fonte: (Pan et al., 2019).

2.3.5. TRATAMENTO, CONTROLE E DIAGNÓSTICO

Soto-Febres et al. (2019) citam que o tratamento da estrogiloidíase é realizado com a utilização de ivermectina oral. Liu et al. (2005) citam em seu trabalho que a ivermectina oral é a droga mais bem tolerada quando comparada com albendazol e possui menos efeitos colaterais que o tiabendazol, além de estar associada a maior erradicação de larvas deste parasito.

Marty et al. (2005) citam que, para prevenção das formas mais graves da estrogiloidíase, é necessário identificar e tratar os pacientes infectados e os de alto risco, antes de se iniciar o tratamento com imunossupressores, afim de evitar a infecção disseminada.

Os métodos de concentração, a técnica de Baermann e a cultura da placa de ágar Koga apresentam sensibilidade melhor, mas ainda insatisfatória. Testes sorológicos demonstraram maior sensibilidade; embora alguns autores tenham preocupações sobre sua especificidade, é possível definir valores de corte sobre os quais a infecção é quase certa (BUONFRATE, et al. 2015).

Em particular, a técnica do sistema de imunoprecipitação da luciferase combinada com um antígeno recombinante (NIE) demonstrou uma especificidade de quase 100%. A detecção de coproantígenos por ELISA também mostrou resultados promissores, mas ainda precisa de avaliação completa. Os métodos de diagnóstico molecular estão atualmente disponíveis em alguns centros de referência, como técnicas internas (BUONFRATE, et al. 2015).

3. OBJETIVOS

3.1. Objetivo geral

Pesquisar a presença de ovos e larvas de helmintos com potencial zoonótico nos parques de recreação infantil das praças públicas do município de Cruz das Almas, no estado da Bahia.

3.2. Objetivos específicos

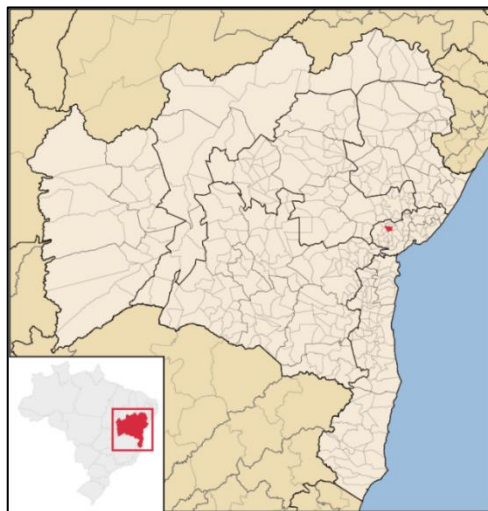
- Avaliar o nível de contaminação do solo das praças públicas do município de Cruz das Almas, no estado da Bahia
- Identificar, a nível de gênero, larvas e ovos de parasitos encontrados.

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1. Área de estudo

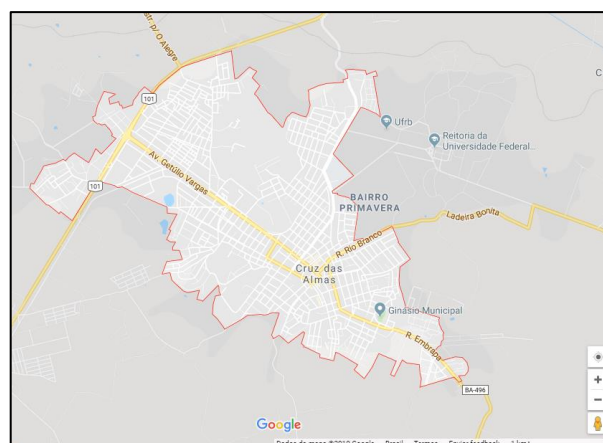
O presente estudo foi realizado no município de Cruz das Almas, no estado da Bahia. Cruz das Almas ($12^{\circ} 40' 12'' S$ $39^{\circ} 06' 07'' O$), está situada na região do Recôncavo da Bahia. As amostras foram coletadas nos parques destinados a recreação infantil de cinco praças públicas desta cidade, sendo escolhidos os presentes nos bairros mais populosos através de informação do próprio autor, residente da presente cidade.

Figura 14: Localização do Município de Cruz das Almas na Bahia.



Fonte: https://pt.wikipedia.org/wiki/Cruz_das_Almas#/media/File:Brazil_location_map.svg

Figura 15: Município de Cruz das Almas, Bahia



Fonte: Google Maps.

4.2. PRAÇAS PÚBLICAS UTILIZADAS NA PESQUISA

A pesquisa foi realizada nas praças públicas dos Bairros Ana Lúcia, Inocoop, Centro, Pulo do Bode e Suzana. A escolha destas se deu por estarem localizadas nos bairros mais populosos através de informação do próprio autor, residente da presente cidade.

4.3. COLETA DAS AMOSTRAS

As amostras foram coletadas de acordo com a metodologia descrita por Santarém, et al. (2004), onde foram colhidos aproximadamente 200g de solo em cinco pontos diferentes na área de areia, com auxílio de um colher-de-jardineiro, em uma profundidade de cinco centímetros da superfície, evitando coleta de fezes em um raio de um metro de distância de qualquer matéria fecal. As amostras foram acondicionadas em sacos plásticos transparentes e mantidas sob refrigeração por até uma hora até o momento do processamento.

4.4. PROCESSAMENTO DAS AMOSTRAS

Não existe na literatura a padronização de método para recuperação de larvas e ovos de helmintos em areia. Assim como Lima, et al. (2005), optamos então pelos métodos descritos por Dada (1979), considerados mais satisfatórios neste quesito.

Foram utilizadas as técnicas de Centrífugo-Flutuação com sulfato de zinco a 33%, Técnica de Willis-Mollay, Técnica de Baermann modificado e a Técnica de Hoffman, Pons e Janer ou Lutz.

4.5. TÉCNICAS UTILIZADAS

4.5.1. TÉCNICA DE CENTRÍFUGO-FLUTUAÇÃO COM SULFATO DE ZINCO A 33%

A técnica de centrífugo-flutuação com sulfato de zinco ou Técnica de Faust foi descrita por Faust et al. em 1938. Como demonstrado por Dubey et al. (1993) e por Carleton&Tolbert (2004), pode ser utilizada para detecção de estruturas leves e pesadas, sendo então uma técnica com boa sensibilidade diagnóstica.

O processo se dá através da homogeneização do material, onde deste é retirada uma alíquota de 2 gramas e este é diluído em 15mL de água destilada, filtrado em tamís e transferido para tubo falcon de 15mL. O tubo com a amostra é centrifugado por cinco minutos na velocidade de 1500-2000 rpm (rotações por minuto), após isso o sobrenadante é descartado e adicionado 13mL de água destilada.

Deve-se então ressuspender o conteúdo e, novamente, centrifugação por cinco minutos a 1500-2000 rpm e descarte do sobrenadante. Após esta etapa, deve-se adicionar 13mL da solução de sulfato de Zinco, ressuspensão do material e centrifugação na mesma velocidade e tempo. Finalizando esta etapa, deve-se coletar amostras da superfície do tubo Falcon utilizando uma alça de platina, e este conteúdo deve ser deposto sobre uma lâmina, adicionado uma gota e lugol e então se coloca uma lâmina sobre, levando até o microscópio para análise.

4.5.2. TÉCNICA DE WILLIS-MOLLAY

A técnica de Willis-Mollay é uma técnica de diagnóstico qualitativo de ovos de helmintos, oocistos e cistos de protozoários. Esta é baseada em flutuação a partir de solução hipersaturada de cloreto de sódio ou sacarose (UFRRJ, 2011).

É uma técnica relativamente simples, que consiste na utilização de uma balança, microscópio óptico e o copo de borel ou recipiente plástico para flutuação.

O material de insumo utilizado consiste em luvas descartáveis, papel toalha, copos descartáveis, caneta para identificação das amostras, bastão de vidro, 2

gramas do material a ser pesquisado, tamís, proveta de 25 mL, 10mL da solução hipersaturada de cloreto de sódio ou sacarose, lâmina e lamínula de vidro.

O processo se dá através da homogeneização do material, onde deste é retirada uma alíquota de 2 gramas e este material é homogeneizado com os 10mL da solução escolhida, que no caso foi a solução hipersaturada de sal (NaCl). Este material resultante é filtrado através da tamís e o conteúdo é depositado no copo de Borel ou no recipiente plástico até formar um menisco. Em seguida, deve-se depositar uma lâmina sobre o menisco e aguardar de 15 a 30 minutos para removê-la, depositando uma lamínula e levando-a para o microscópio. O material deve ser analisado nas objetivas de 4x e de 10x.

As limitações da técnica são que esta não é recomendada para a detecção de ovos de trematódeos e o diagnóstico negativo não é conclusivo.

4.5.3. TÉCNICA DE BAERMANN MODIFICADO

A técnica de Baermann é uma técnica coproparasitológica com princípio de sedimentação, utilizada para recuperação de larvas de primeiro estágio em material fecal. Este método foi idealizado baseando-se no termotropismo e hidrotropismo positivo destas. (UFRRJ, 2011)

O material utilizado consiste em tubo cônico, gaze e o material fecal. A água deve ser aquecida a 45°C, o material fecal depositado na gaze e esta colocada em contato com a água na parte superior do tubo, em repouso por 12 horas. Após este período, o sobrenadante deve ser descartado e o sedimento analisado em microscópio.

4.5.4. TÉCNICA DE HOFFMANN, PONS E JANER OU LUTZ

A técnica de Hoffmann é uma técnica coproparasitológica com princípio de sedimentação, utilizada para o diagnóstico de ovos, oocistos e cistos em material fecal. (UFRRJ, 2011)

O material utilizado consiste em cálice de Hoffmann, tamís e material fecal. O material deve ser diluído em água, filtrado em tamís e passado para o cálice de

Hoffmann, deve-se então, completar o restante do espaço do cálice com água e em repouso, manter por 12 horas até a leitura em microscópio.

5. RESULTADOS

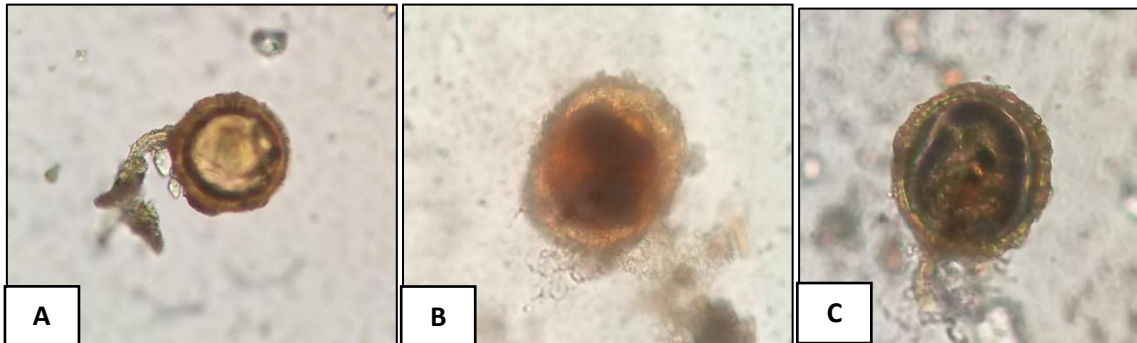
Das cinco praças onde foram realizadas as coletas, três destas (60%) apresentaram amostras positivas para ovos de *Toxocara spp.* através da técnica de Willis-Mollay (Figura 16), com um ovo larvado em uma amostra, enquanto que ovos não larvados foram identificados nas demais. Todas as praças apresentaram amostras positivas para larvas de nematódeos de vida livre (Figura 17), (Tabela 1).

Tabela 1: Número de amostras coletadas nas áreas de recreação dos bairros selecionados e número de amostras positivas nestes.

Praças	Nº avaliado	Nº positivo
Bairro Ana Lúcia	5 amostras	1
Bairro Inocoop	5 amostras	0
Bairro Centro	5 amostras	1
Bairro Suzana	5 amostras	0
Bairro Pulo do Bode	5 amostras	1
Total	25 amostras	3

As amostras de solo utilizadas nestas análises foram coletadas em pontos estrategicamente escolhidos, devido serem pontos onde as crianças passam a maior parte do tempo realizando atividades de lazer e algumas pessoas realizam exercícios físicos. (Figura 18)

Figura 16: Ovos de *Toxocara* spp. encontrados nos exames coproparasitológicos.



A) Eclosão larval de *Toxocara* spp., técnica de Willis Mollay, Bairro Ana Lúcia. **B)** Ovo sugestivo de *Toxocara* spp. em objetiva de 40x, técnica de Willis-Mollay, Bairro Pulo do Bode. **C)** Ovo sugestivo de *Toxocara* spp, técnica de willis, Centro.

Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 17: Larvas encontradas nos exames coproparasitológicos.



A) Larva não identificada, sugestivo de nematódeo de vida livre, técnica de Hoffmann, Bairro Ana Lúcia. **B)** Larva não identificada, sugestivo de nematódeo de vida livre, técnica de Baermann modificado, Bairro Inocoop. **C)** Larva não identificada, sugestivo de nematódeo de vida livre, técnica de Hoffmann, Bairro Inocoop. **D)** Larva não identificada, sugestivo de nematódeo de vida livre, técnica de Baermann modificado, Bairro Centro. **E)** Larva não identificada por obstrução de estruturas de

identificação, técnica de Hoffmann, Bairro Pulo do Bode. **F)** Larva não identificada, sugestivo de nematódeo de vida livre, técnica de Willis-Mollay, Bairro Suzana.

Fonte: Arquivo pessoal.

Figura 18: Crianças frequentantes de área de recreação – Bairro Inocoop.



Fonte: Arquivo pessoal.

Foram observados cães nas proximidades dos locais coletados, bem como sinais que representam a presença dos mesmos (Figura 19). Pode-se estabelecer uma relação entre os achados dos exames coproparasitológicos com a permanência destes animais nestas áreas.

Figura 19: Prováveis cães errantes encontrados nos momentos de coleta, bem como sinais de presença dos mesmos nestes ambientes.



A) Provável animal errante em área de recreação da praça do Bairro Inocoop. **B)** Provável animal errante em área de recreação da praça do Bairro Ana Lúcia. **C)** Pegadas de cães, sinal da presença dos mesmos em área de recreação do Bairro Centro.

Fonte: Arquivo pessoal.

DISCUSSÃO

Os cães e gatos estão inseridos há muito no meio doméstico, coabitando com os humanos tanto no ambiente domiciliar quanto em áreas públicas quando são levados para passear com seus tutores, ou mesmo animais peridomiciliados ou com acesso à rua. Além destes animais existem também os errantes, os quais frequentam estes locais públicos em busca de abrigo ou mesmo que por trânsito. Todos estes podem vir a deixar seus dejetos nestes ambientes, tornando-os contaminados quando estes animais estão infectados por parasitos gastrintestinais.

Cruz das Almas, não diferente de outros municípios do interior da Bahia, apresenta uma alta densidade populacional de animais domésticos e animais errantes. Estes são facilmente visualizados nestes recintos objetivados na pesquisa deste trabalho.

Entre as cinco praças utilizadas para pesquisa destes parasitos, três delas (60%) revelaram a presença de ovos de *Toxocara* spp., demonstrando a existência da contaminação dos solos destes ambientes e revelando o risco de contaminação para outros animais, bem como para possíveis frequentantes humanos. Os exames negativos neste caso não indicam que o local não está contaminado. A presença de larvas de nematóides de vida livre em sua totalidade dos locais pesquisados revela que existem condições propícias para a sua sobrevivência no ambiente.

De acordo com Berenguer (2005), os nematódeos de vida livre representam 75% do filo Nematoda, sendo os nematódeos que parasitam o homem, animais domésticos e de rebanho os mais estudados. Estes, vem a se classificar em nematódeos de vida livre, nematódeos parasitos e nematódeos que possuem fase de vida livre e fase de vida parasitária. A identificação taxonômica baseia-se principalmente nas características das fêmeas parasitos, existem poucos dados sobre os machos e fêmeas de vida livre (NASCIMENTO, 2017).

Os resultados encontrados corroboram com as pesquisas, com mesmo objetivo, de Silva et al. (2013) onde estes pesquisadores encontraram 33% de nove amostras de via pública contaminadas por ovos e larvas de Ancilostomídeos, Cassenote et al. (2011) pesquisaram e encontraram também 40% de 60 amostras de

solo provenientes de praças públicas, contaminadas com ovos de *Toxocara spp.*, *Trichuris spp.*, e Ancilostomídeos, assim como 16% de 6 amostras contaminadas com estes mesmos parasitos em solos de escolas públicas na cidade de Fernandópolis, estado de São Paulo no Brasil.

Schuh et al. (2008) relataram a contaminação de 33% de 6 amostras de solo de uma área de recreação infantil na cidade de Novo Hamburgo, no estado do Rio Grande do Sul, por larvas rabditóides, bem como o parasitismo de 59,10% de 22 amostras fecais de 22 crianças que frequentavam esta área. No ano de 2015, Miranda et al., relataram a contaminação de 100% de 15 amostras de solos de áreas de recreação de três creches públicas na cidade de Teresina.

No estado do Piauí e Almeida et al. (2007) relataram a contaminação de 45 amostras de solo das 121 coletadas em 55 praças públicas na cidade de Cuiabá, no estado de Mato Grosso, por Ancilostomídeos, *Toxocara spp.*, *Trichuris spp.*, *Platynossomum spp.* e *Cystoisospora spp.* Maciel et al. (2016) relataram a contaminação de 52,38% de 42 amostras de solo de sete praças públicas no município de São Mateus, no estado do Espírito Santo, por ovo e larvas de *Taenia spp.*, *Toxocara spp.* e Ancilostomídeos.

Todos os resultados destes referidos estudos apresentam semelhança com os presentes resultados apresentados aqui, relacionados a presença de larvas e ovos de parasitos em áreas de recreação infantil na zona urbana, a diferença entre os achados encontrados pode se dar pela maior resistência dos ovos de *Toxocara spp.* devido sua parede espessa, em relação aos ovos dos outros parasitos encontrados pelos outros autores. São necessários ainda mais estudos para confirmar a etiologia das larvas encontradas, fazendo-se assim um levantamento mais específico da contaminação presente nestes locais.

Muitas são as variáveis que podem influenciar na recuperação de formas parasitárias e na viabilidade dos ovos nos solos, incluindo fatores físicos, ambientais e metodológicos (ONUMA, 2014).

Deve-se ressaltar que, nos locais estudados que possuíam proteção de grades para impedir o acesso dos animais, as mesmas estavam danificadas no momento das coletas, o que pode ser um fator agravante para a contaminação ao facilitar o acesso

dos hospedeiros dos parasitos. Alguns outros locais estudados não possuíam sequer esta barreira física.

6. CONCLUSÃO

Durante a pesquisa realizada foi confirmada a contaminação de solo por *Toxocara spp.* em áreas de recreação de três das praças públicas selecionadas. Embora não se tenha observado contaminação por Ancilostomídeos ou algum dos outros parasitos referidos nas outras pesquisas citadas, este resultado não deixa de ser relevante ao se considerar que apesar de não serem encontrados, não se descarta a possibilidade de contaminação.

Sabe-se que crianças entre 2 a 5 anos de idade estão mais predispostas a contrair doenças como a Larva migrans visceral ou cutânea. Estas, devido hábito de geofagia tendem a ingerir os ovos presentes nos solos, por consequência, também sendo os principais frequentadores dos ambientes de recreação infantil aumentam sua susceptibilidade às parasitoses.

É importante então salientar a necessidade de maior atenção por parte do serviço público com relação a estas áreas de recreação da cidade de Cruz das Almas, através da divulgação dos riscos de afecções zoonóticas a população frequentadora destes espaços, bem como o controle dos animais errantes, devido facilidade de transmissão de doenças com potencial zoonótico através destes locais, não se retendo apenas às geohelmintoses, mas afecções bacterianas, fúngicas e protozóóticas.

7. REFERÊNCIAS

ABE-JACOB, C.M.; OSELKA, G.W. Toxocaríase na infância. **Revista de Pediatria**. v. 13. n. 48-55. 1991.

ACHA, P.N.; SZYFRES, B. Zoonosis y enfermedades transmissibles al hombre y a los animales. **Organización Mundial de la Salud**. Washington, 1986.

AGUIAR-SANTOS, A. M. Toxocaríase humana: soroprevalência em crianças e adolescentes atendidos no Ambulatório do Centro de Pesquisas Aggeu Magalhães – Recife-PE. 2001. 104 f. **Dissertação** (Mestrado em Pediatria) - Centro de Ciências da Saúde, Universidade Federal de Pernambuco, Pernambuco, 2001.

ALMEIDA, A.B.P.F.; SOUSA, V.R.F.; DALCIN, L.; JUSTINO, C.H.S. Contaminação por fezes caninas das praças públicas de Cuiabá, Mato Grosso. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**. São Paulo, v. 44, n. 2, p. 132-136, 2007.

ALMEIDA, T.D.; COSTA, L.N.; VASCONCELOS, P.C.; CAETANO, L.A.; OLIVEIRA, K.; LIMA, F.C.; BUSSOLOTTI, A.S.; NUNES, A.B.V.; CUNHA, A.P.; ALVES, C.R.L.; CARVALHO, E.A.A.; FERNANDES, A.A.; CUNHA, L.M.; SOARES, D.F.M. Experiência multiprofissional na investigação de infecção por *Toxocara* spp. em crianças atendidas pelo Sistema Único de Saúde. **Revista Médica de Minas Gerais**. v, 24. p,37-42. 2014.

ALTCHEH, J.; NALLAR, M.; CONCA, M.; BIANCARDI, M.; FREILIJ, H. Toxocariasis: clinical and laboratory features in 54 patients. **Anales de Pediatría** (Barcelona).v, 58. p,425-31. 2003.

ARAUJO, A. Origem dos ancilostomídeos parasitos do homem. In: FERREIRA, L.F.; ARAUJO, A. **Confalonieri U (eds) Paleoparasitologia no Brasil**. PEC/ENSP, Rio de Janeiro, 1988.

ARAUJO, P. Observações pertinentes à primeiras ecdises de larvas de *Ascaris lumbricoides*, *Ascaris suum* e *Toxocara canis*. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**.v,14. p, 83-90. 1972.

BEAVER, P. C.; SNYDER, C. H.; CARRERA, G.M.; DENT, J.H.; LAFFERTY, J. W. Chronic eosinophilia due to visceral larva migrans: report of three cases. **Pediatrics**.v, 9. p, 7-19. 1952.

BENINCASA, C.C.; AZEVEDO, F.O.; CANABARRO, M.S.; VALENTIM, H.M.; SILVA, V.D.; SUPERTI, S.V.; DIAS, F.S. Hiper-infecção por *Strongyloides Stercoralis*. Relato de Caso. **Revista Brasileira de Terapia Intensiva**. V, 19. n. 1, p. 128-131, 2007.

BERENGUER, J. G. **Manual de Parasitologia: morfologia e biologia dos parasitos de interesse sanitário**. s. ed. Chapecó, Argos, 2005.

BIOLCATI, G.; ALABISO, A. Creeping eruption of larva migrans – a case report in a beach volley athlete. **International Journal of Sports Medicine**. v, 18. p, 612–613. 1997.

BLACKWELL, V; VEGA-LOPEZ, F. Cutaneous larva migrans: clinical features ad management of 44 cases in the returning traveller. **British Journal of Dermatology**. v, 145. p, 434-7. 2001.

BOURKE, G. M.; YEATES, F. M. Blindness due to household pets. **The Medical Journal of Australia**. v, 48. p, 12-4. 1961.

BOWMAN, D.D.; MONTGOMERY, S.P.; ZAJAC, A.M.; EBERHARD, M.L.; KAZACOS, K.R. Hookworms of dogs and cats as agents of cutaneous larva migrans. **Trends in Parasitology**. V, 26. N, 4. P, 162-167. 2010.

BROOKER, S; BETHONY, J; HOTEZ, P. J. Human Hookworm Infection in the 21 Century. **Advances in Parasitology**. v, 58. P, 197-288. 2004.

BUONFRATE, D.; FORMENTI, F. BISOFFI, Z.P. Novel approaches to the diagnosis of *Strongyloides stercoralis* infection. **Clinical Microbiology and Infection**. V, 21. P, 543-552. 2015.

CAETANO, E. C. S. As contribuições da TAA- Terapia Assistida por Animais à Psicologia (**Trabalho de Conclusão de Curso de Psicologia**). Universidade do Extremo Sul Catarinense- UNESC, Criciúma. 2010.

CAMPOS JUNIOR, D., ELEFANT, G. R., SILVA, E. O. M. Frequência de soropositividade para antígenos de *Toxocara canis* em crianças de classes sociais diferentes. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**. v.36, n.4, p.509-513. 2003.

CAMPOS-FILHO, P. C., BARROS, L. M., Parasitos zoonóticos em fezes de cães em praça públicas do município de Itabuna, Bahia, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**. v.17, n. 4, pp. 206-209. 2008.

CARLETON, R.E.; TOLBERT, M.K. Prevalence of *Dirofilaria immitis* and gastrointestinal helminthes in cats euthanized at animal control agencies in northwest Georgia. **Veterinary Parasitology**. v.119, n.4, p.319-326, 2004.

CASSENOTE, A. J. F.; NETO, J. M. P.; LIMA-CATELANI, A. R. A.; FERREIRA, A.W. Contaminação do solo por ovos de geo-helminthos com potencial zoonótico

na municipalidade de Fernandópolis, Estado de São Paulo, entre 2007 e 2008. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**. V, 44. P, 371-374. 2011.

CAUMES, E. Treatment of cutaneous larva migrans and *Toxocara* infection. **Fundamental & Clinical Pharmacology**. v, 17. p, 213-6. 2003.

CDC - Center for Disease Control and Prevention. Hookworm. 2017. <https://www.cdc.gov/parasites/hookworm/>. Global Health, Division of Parasitic Diseases. Acesso em: 2019.

CDC - Center for Disease Control and Prevention. Strongyloidiasis. 2017. <https://www.cdc.gov/dpdx/strongyloidiasis/index.html>. Global Health, Division of Parasitic Diseases. Acesso em: 2019.

CDC - Center for Disease Control and Prevention. Toxocariasis. 2017. <https://www.cdc.gov/dpdx/toxocariasis/index.html>. Global Health, Division of Parasitic Diseases Acesso em: 2019.

CIMERMAN, B. **Parasitologia humana e seus fundamentos gerais**. 2. ed. São Paulo: Atheneu, 2010.

COELHO, L. M. P. S. et al. *Toxocara* spp. eggs in public squares of Sorocaba, São Paulo State, Brazil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**. v. 43, n. 4, p. 189-191, 2001.

COELHO, W. A. C.; SAKAMOTO, S. M.; SUASSUNA, A. C. D.; AHID, S. M. M.; ASSUNÇÃO, R. H. M. Larvas de Ancilostomatídeos em Diferentes Ambientes do Estado do Rio Grande do Norte. **Revista Caatinga**. Mossoró, Brasil, v. 20, n. 3, p. 207-209. 2007.

DADA, B. J. A new technique for the recovery of *Toxocara* eggs of soil. **Journal of Helminthology**. v. 53, p. 141-144, 1979.

DAVIES, H.D.; SAKULS, P.; KESTONE, J. S.; Creeping eruption. A review of clinical presentation and management of 60 cases presenting to a tropical disease unit. **Archives of Dermatology**. V, 129. P, 528–529. 1993.

DEPLAZES, P.; VAN KNAPEN, F.; SCHWEIGER, A.; OVERGAAUW, P. A. Role of pet dogs and cats in the transmission of helminthic zoonoses in Europe, with a focus on echinococcosis and toxocarosis. **Veterinary parasitology**. V, 182. P, 41-53. 2011.

DESPOMMIER, D. Toxocariasis: clinical aspects, epidemiology, medical ecology, and molecular aspects. **Clinical Microbiology Reviews**. V, 16. P, 265-72. 2003.

DINOLUS, J.G.H. **Larva migratória cutânea**. 2014. Disponível em: <https://www.msmanuals.com/pt-br/profissional/disturbios-dermatologicos/infecções-parasitárias-da-pele/larva-migratória-cutânea>. Acesso em 21 de maio de 2019.

DUBEY, J.P. Intestinal protozoa infections. **Veterinary Clinics of North América: Small Animal Practice**. v.23, n.1, p.37-55, 1993.

ESTRONGILOIDÍASE. In: PENA, Gerson Oliveira. Doenças infecciosas e parasitárias: aspectos clínicos, de vigilância epidemiológica e de controle - guia de bolso. **FUNASA**. E-book. Brasília, 2000.

FAUST, E.C; D'ANTONI, J.S.; ODOM, D.; MILLER, M.J.; PERES, C.; SAWITZ, W.; THOMEN, L.F.; TOBIE, J.; WALKER, J.H. A critical study of clinical laboratory technics for the diagnosis of protozoan cysts and helminth eggs in feces I.

Preliminary communication. **American Journal of Tropical Medicine.** v.18, p.169-183, 1938.

FELDMEIER, H.; HEUKELBACH, J. Epidermal parasitic skin diseases: a neglected category of poverty-associated plagues. **World Health Organization.** V, 87. P, 152-159. 2009.

FIGUEIREDO, S. D.; TADDEI, J.A.; MENEZES, J.J.; NOVO, N. F.; SILVA, E. O.; CRISTÓVÃO, H. L. Estudo clínico-epidemiológico da toxocaríase em população infantil. **The Journal of Pediatrics (Rio de Janeiro).** V, 81. P, 126-32. 2005.

FOCACCIA, R.; DIAMENT, D.; FERREIRA, M.S.; SICILIANO, R.F. **Tratado de infectologia.** 4ª ed. São Paulo, Rio de Janeiro, Belo Horizonte: Atheneu, 2010.

FORTES, E. **Parasitologia Veterinária** - 4ed. – São Paulo: Editora Ícone. p. 274 – 278, 2004.

FULLER, CE. A common source outbreak of cutaneous larva migrans. **Public Health Reports.** V, 81. P, 186– 190. 1966.

GIUDICE, P. D.; DESALVADOR, F.; BERNARD, E.; CAUMES, E. VANDENBOS, F.; MARTY, P.; FICHOUX, Y. L.; Loeffler's syndrome and cutaneous larva migrans: a rare association. **British Journal of Dermatology.** V, 147. p, 385-410. 2002.

GLICKMAN, L. T.; SCHANTZ, P. M. Epidemiology and pathogenesis of zoonotic toxocaríasis. **Epidemiologic Reviews.** V, 3. P, 230-250. 1981.

GONÇALVES, A.L.; MACHADO, G.A.; GONÇALVES-PIRES, M.R.; FERREIRA-JÚNIOR, A.; SILVA, D.A.; COSTA-CRUZ, J.M. Evaluation of strongyloidiasis in kennel dogs and keepers by parasitological and serological assays. **Veterinary Parasitology.**v, 147. P, 132-9. 2007

HEUKELBACH, J.; WILCKE, T.; MEIER, A.; MOURA, R.C.S.; FELDMIEIER, H. A longitudinal study of cutaneous larva migrans in a impoverished Brazilian township. **Travel Medicine and Infectious Disease**. V,1. P, 199-256. 2003.

HOTEZ, P. J.; BROOKER, S.; BETHONY, J. M.; BOTTAZZI, M. E.; LOUKAS, A.; XIAO, S. Hookworm infection. **New England Journal of Medicine**. v, 351. p, 799-807. 2004.

HOTEZ, P. J.; NARASIMHAN, S.; HAGGERTY, J.; MILSTONE, L.; BHOPALE, V.; SCHAD, G. A. Hyaluronidase from infective *Ancylostoma* hookworm larvae and its possible function as a virulence factor in tissue invasion and cutaneous larva migrans. **Infection and Immunity**. V, 60. p, 1018-1023. 1992.

HOUCHEDEZ. P.; CAUMES, E. Hookworm-related cutaneous larva migrans. **Journal of Travel Medicine**. V,14. P, 326-333. 2007.

KEISER, J.; UTZINGER, J. Efficacy of current drugs against soil-transmitted helminth infections: systematic review and meta-analysis. **Journal of the American Medical Association**. v, 23 p, 1937-1948. 2008.

KOZUBSKY, L.; ARCELLI, S. Consideraciones sobre la biología y el diagnóstico de *Strongyloides stercoralis*. **Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana**. v. 38, n. 3, p. 333-338, 2004.

LAMBERTUCCI, J. R. Hipergamaglobulinemia e doenças parasitárias e infecção estafilocócica. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**. v. 29, p. 107-210, 1996.

LESSHAFFT, H.; SCHUSTER, A.; REICHERT, F.; TALHARI, S.; IGNATIUS, R.; FELDMIEIER, H. Knowledge, attitudes, perceptions, and practices regarding

cutaneous larva migrans in deprived communities in Manaus, The **Journal of Infection in Developing Countries**. V, 6. P, 422–429.2012.

LEYVA, L. M. et al. Diagnóstico y tratamiento de la estrogiloidosis. **Revista Cubana de Medicina Militar**. v. 40, p. 157-167, 2011.

LIMA, J.L.; ANDRADE, L.D.; AGUIAR-SANTOS, A.M.; ALVES, L.C.; MEDEIROS, Z. Contaminação por ovos de *T. sp.* em solo do município de Moreno, Estado de Pernambuco, Brasil. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**. v. 42, n. 5, p. 339-346. São Paulo, 2005.

LIMA, J.L; ANDRADE, L.D.; AGUIAR-SANTOS, A.M.; ALVES, L.C.; MEDEIROS, Z. Contaminação por ovos de *T. sp.* em solo no município de Moreno, Estado de Pernambuco, Brasil. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**. São Paulo, v. 42, n. 5, p. 339-346, 2005.

LIMA, W. S.; CAMARGO, M. C. V.; GUIMARÃES, M. P. Surto de larva migrans em uma creche de Belo Horizonte, Minas Gerais (Brasil). **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**. V, 26. P, 122-144, 1984.

LIU, L.X.; WELLER, P.F. Antiparasitic drugs. **New England Journal of Medicine**. v, 334. p, 1178-1184. 1996.

LLOYD, S. *T. canis*: the dog. In: Lewis JW, Maizels RM. (Eds.), ***T. and toxocariasis - clinical, epidemiological and molecular perspectives***. London: British Parasitological Society and Institute of Biology. p. 11-24, 1993.

MACIEL, J.S.; ESTEVES, R.G.; SOUZA, M.A.A. Prevalência de helmintos em areia de praças públicas do município de São Mateus, Espírito Santo, Brasil. **Natureza Online**. V, 14. P, 015-022. Espírito Santo. 2016.

MAESTRINI, A.A. Aspectos clínicos e epidemiológicos da toxocaríase na população escolar do município de Rio Acima-Região metropolitana de Belo Horizonte-Minas Gerais. **Tese de Doutorado**. Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, MG, 1995.

MAGNAVAL, J. F.; GLICKMAN, L. T.; DORCHIES, P.; MORASSIN, B. Highlights of human toxocariasis. **The Korean Journal of Parasitology**. V, 39. P, 1-11. 2001.

MAGNAVAL, J.F; MANSUY, J.M; VILLENEUVE, L; CASSAING, S. A retrospective study of autochthonous strongyloidiasis in Région Midi-Pyrénées (southwestern France). **Europe Journal of Epidemiology**.v, 16. P, 179-82. 2000.

MAGNAVAL, J.F; PARK, H.Y.; LEE, S.U.; HUH, S.; KONG, Y. A seroepidemiological survey for toxocariasis in apparently healthy residents in Gangwon-do, Korea. **The Corean Journal of Parasitology**. V, 40. P, 113-117. 2002.

MARTY, F.M.; LOWRY, C.M.; RODRIGUEZ, M. Treatment of human disseminated strongyloidiasis with a parenteral veterinary formulation of ivermectin. **Clinical Infectious Diseases**.v, 41. P, 5-8. 2005.

MATESCO, V.C.; MENTZ, M.B.; ROTT, M.B.; SILVEIRA, C.O. Contaminação sazonal por ovos de helmintos na praia de Ipanema, em Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista de Patologia Tropical**. Vol. 35. P, 135-141. Maio-Ago, 2016.

MIRANDA, P.H.S.; BEZERRA, W.F.L; CASTRO, T.M.B.Q.; GONÇALVES, L.S. Contaminação do solo de áreas de recreação infantil de creches públicas por *Ancylostoma* sp. e *T. sp.* em Teresina-PI. **Revista Interdisciplinar**. v. 8, n. 4, p. 93-98. 2015

MIZGAJSKA, H. The role of some environmental factors in the contamination of soil with *T. spp.* and other geohelminth eggs. **Parasitology International**. v, 46. P, 67-72. 1997.

NASCIMENTO, L.C.S. Diversidade genética de nematódeos da família rhabdiasidae Railliet, 1916 na amazônia oriental. 2017. **Tese (Doutorado em Biologia)**. Belém do Pará, 2017.

ONUMA, S.S.M.; MELO, A.L.T.; STOCCO, M.B.; SANTARÉM, V.A.; AGUIAR, D.M. Contaminação do solo por ovos de *T. spp.* e outros geo-helminthos em comunidade rural do Pantanal Mato-Grossense, Brasil. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**. São Paulo. v.51, n.1, p. 78-81, 2014.

PAULA, F.M.; COSTA-CRUZ, J.M. Epidemiological aspects of strongyloidiasis in Brazil. **Parasitology**. V, 138. P, 1331-1340, 2011.

PAWLOWSKI, Z. Toxocariasis in humans: clinical expression and treatment dilemma. **Journal of Helminthology**. V, 75. P, 299-305. 2001.

PEARSON, R.D. **Toxocaríase** (Larva migrans visceral ou ocular). 2013. Disponível em: <https://www.msdmanuals.com/pt-br/profissional/doencas-infecciosas/nematodeos-vermes-filiformes/toxocaríase>. Acesso em: 21 de maio de 2019.

PELLON, A.B., TEIXEIRA, I. O inquérito helmintológico escolar em cinco Estados das Regiões: Leste, Sul e Centro Oeste. **Divisão de Organização Sanitária**. Curitiba, 1953.

PINHEIRO, P. **Larva migrans cutânea** – Transmissão, sintomas e tratamento. 2018. Disponível em: <https://www.mdsaude.com/2013/03/larva-migrans.html>. Acesso em: 21 de maio de 2019.

PIRES, M.L.; DREYER, G. Revendo a importância do *Strongyloides stercoralis*. **Revista do Hospital das Clínicas** (Faculdade de Medicina de São Paulo). V, 48. P, 175-82. 1993.

RAMOS JUNIOR, F. J. L. Prevalência de enteroparasitoses entre alunos de creche pública da cidade de Campina Grande-PB. 2011. 13f. **Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Farmácia)**. Universidade Estadual da Paraíba, Campina Grande, 2011.

RASMUSSEN, L.N.; DIRDAL, M.; BIRKEBAEK, N.H. "Covert toxocariasis" in a child treated with low-dose diethylcarbamazine. **Acta Paediatrica**.v, 82.p, 116-8. 1993.

REY, L. Um século de experiência no controle da ancilostomíase. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**. V, 34. p, 61-67. Jan/Fev, 2001.

ROBERTSON, I. D.; IRWIN, P. J.; LYMBERY. A. J.; THOMPSON, R. C. A. The role of companion animals in the emergence of parasitic zoonoses. **International Journal of Parasitology**. V, 30. P, 1369-1377. 2000.

ROBLES, D.T.; HABASHY, J.; BUTLER, F.D.; CHAN, E.F.; JAMES, W.D.; SIEGEL, D.M.; DOUGLASS, M.C.; JUZYCH, L.A. **Cutaneous Larva Migrans**. <https://emedicine.medscape.com/dermatology>. Sep, 2018. Acesso em: 2019.

SANTARÉM, V. A.; SARTOR, I. F.; BERGAMO, F. M. M. Contaminação, por ovos de *T. spp*, de parques e praças públicas de Botucatu, São Paulo, Brasil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**. v. 31, n. 6, p. 529-532, 1998.

SANTOS, J. V.; GOMEZ, I.; COSTA, F. Ocorrência de Larvas de *Ancylostoma sp.* e Ovos de *T. Sp.*, em Solos de Parques e Praças Públicas de Teresina-Pi. 2010.

Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Biomedicina). Centro Universitário UNINOVAFAPI, Teresina- PI, 2010.

SCHAR, F.; TROSTDORF, U; GIARDINA, F.; KHIEU, V.; MUTH, S.; MARTI, H. Strongyloides stercoralis: global distribution and risk factors. **PLOS Neglected Tropical Diseases**. V, 7. P, 2288. 2013.

SCHUH, G.M.; ANDREIS, A.; TAVARES, R.G. Contaminação do solo por parasitas e ocorrência de doenças intestinais. **Estudos vida e saúde**. V. 35, n. 11/12, p. 1169-1177, nov-dez. 2008.

SHARMA R.; SINGH B.B.; GILL J.P.S.; ENKINS E.; SINGH B. Canine parasitic zoonoses in India: status and issues. **Plurithematic issue - Scientific and Technical Review**.V, 36. P, 817-830. Dez, 2017.

SILVA, N.M.M.; MACEDO, L.O.; FERREIRA, E.C.C.B.; PEREIRA, T.A.; SOUZA, W.F.; SILVA, P.A.; CARVALHO, G.A.; Pesquisa de ovos e larvas de parasitos com potencial zoonótico no solo do Bairro de Garanhuns, Pernambuco, Brasil. **XIII Jornada de Ensino, Pesquisa e Extensão – JEPEX – UFRPE**. Recife. Dez, 2013.

SOTO-FEBRES, F.; PEREZ-LAZO, G.; ANICAMA, W.; MAQUERA-AFARAY, J. Duodenal obstruction by Strongyloides stercoralis, an unusual complication. **Revista Chilena de Infectología**. Santiago. v. 36, n. 1, p. 101-105, Feb. 2019.

STURCHLER, D.; WEISS, N.; GASSNER, M.; Transmission of toxocariasis. **Journal of Infectious Disease**. 162:571, 1990.

TAVARES, A.L.C.; SCAINI, C.J.; MÜLLER, G.; FARIAS, N.A.R.; BERNE, M.E.A.; Contaminação do solo de conjuntos habitacionais por helmintos e protozoários em Pelotas, Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista de ciências da saúde**. v, 20. P, 59-63. Rio Grande do Sul, 2008.

TAYLOR, M.R.; KEANE, C.T.; O'CONNOR, P.; MULVIHILL, E.; HOLLAND, C. The expanded spectrum of *T.I* disease. **The Lancet**.v, 1. P, 692-695. 1988.

URQUHART, G.M.; ARMOUR, J.; DUNCAN, J.L.; DUNN, A.M.; JENNIGS, F.W. **Parasitologia Veterinária**, 2. ed. São Paulo: Guanabara Koogan, 1998.

WANG, S.; XU, W; LI, L.F. Cutaneous larva migrans associated with Löffler's syndrome in a 6-year-old boy. **Pediatric Infectology Diseases**. P, 912-914. Jun, 2017.

OSM Expert Committee. **Prevention and control of schistosomiasis and soil-transmitted helminthiasis**. World Health Organization Technical Report Series. 2002 [acesso em 21 Maio 2019];912:i-vi,1-57. Disponível em http://whqlibdoc.who.int/trs/WHO_TRS_912.pdf

OSM. **Intestinal Worms**. Strongyloidiasis. Epidemiology. Available from: http://www.who.int/intestinal_worms/epidemiology/strongyloidiasis/en/. Acesso em: Maio, 2019.

ZHANG, B; WEI, L; MA, L.A case of cutaneous larva migrans. International **Journal of Infectious Diseases**. V, 83. p, 44-45. Jun, 2019.