

Universidade de Santo Amaro - UNISA
Curso de Biomedicina

Natalia Nicacio Santos

**Diagnóstico da infecção por *Strongyloides stercoralis* em cães
utilizando o método de cultura em placa de ágar**

São Paulo

2022

Natalia Nicacio Santos

**Diagnostico da infecção por *Strongyloides stercoralis* em cães
utilizando o método de cultura em placa de ágar**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Curso de Biomedicina da Universidade Santo Amaro – UNISA, como requisito parcial para obtenção do título Bacharela em Biomedicina.

Orientador: Prof. Dr. Marcelo Andreetta Corral

São Paulo

2022

S233d Santos, Natalia Nicacio.

Diagnóstico da infecção por *Strongyloides stercoralis* em cães utilizando o método de cultura em placa de ágar / Natalia Nicacio Santos. — São Paulo, 2022.

51 p.: il., color.

Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Biomedicina)
— Universidade Santo Amaro, 2022.

Orientador: Prof. Me. Dr. Marcelo Andreetta Corral.

1. Estrongiloidíase. 2. Cão. 3. Ágar. I. Corral, Marcelo Andreetta, orient. II. Universidade Santo Amaro. III. Título.

**Diagnóstico da infecção por *Strongyloides stercoralis* em cães
utilizando o método de cultura em placa de ágar**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Curso de Biomedicina da
Universidade Santo Amaro – UNISA, como requisito parcial para obtenção do
título Bacharela em Biomedicina.

Orientador: Prof. Dr. Marcelo Andreetta Corral

São Paulo 07 de Dezembro de 2022

Banca Examinadora

Prof. Dr. Marcelo Andreetta Corral

Prof. Dr. Jonas Moraes Filho

Dianes Cley Puerta

Conceito Final: _____

Agradecimentos

Em primeiro lugar, gostaria de agradecer a Deus, por me conceder a oportunidade e saúde para finalizar este trabalho. Agradeço aos meus pais, Deborah e José, por todo apoio sempre, e por não desistirem de mim. Agradeço ao meu namorado, Wesley, por toda a paciência, companheirismo e por passar noites em claro comigo nessa jornada. Agradeço aos meus tios Eva, e Haroldo (in memorian), por me mostrarem o valor do estudo e do trabalho. Agradeço ao meu orientador, Marcelo Corral, por toda a paciência e ensinamentos, que sempre levarei comigo e serei muito grata. Agradeço à minha banca, que é composta pelo Jonas e Dianes, que me incentivaram e foram gentis comigo neste percurso. Gostaria de agradecer aos meus sogros Lúcia e Gildo, por todo apoio, risadas, e conselhos maravilhosos. Agradeço minha tia Arleide, pelas palavras amigas, por todo o carinho e conselhos. Agradeço ao meu cunhado Willians, por todos os conselhos que me deu, e foram muito úteis neste ano para mim. Agradeço ao Evandro e a Andreia, por cuidarem tão bem do meu pai, quando ele mais precisou. E também agradeço a Professora Priscila Paruci, que sempre acolheu a todos os alunos de biomedicina, e nos tratou como uma mãe trata um filho. Por fim, mas não menos importante, agradeço aos meus bichinhos de estimação Pandora e Ellie, que por muitos dias, foram meu conforto em meio a tanta dificuldade.

EPÍGRAFE

“Ostra feliz, não faz
pérola.”

Rubem Alves

Resumo

A estrogiloidíase é a infecção parasitária causada pelo nematódeo intestinal *Strongyloides stercoralis*. Trata-se de uma infecção humana crônica e assintomática em que os cães podem assumir o papel de reservatório. A parasitose se agrava mediante a situações de imunocomprometimento. O diagnóstico da parasitose é realizado principalmente por meio do exame parasitológico das fezes. Diversas técnicas de diagnóstico vêm sendo testadas com a finalidade de aprimorar os parâmetros de diagnóstico, sobretudo a sensibilidade. A cultura em placa de ágar é a técnica que apresenta valores mais apreciáveis, mesmo diante da demora para obtenção de resultados consistentes. Diante disso, o objetivo deste estudo foi comparar a eficiência de duas técnicas de cultura em placa de ágar no diagnóstico dos nematódeos intestinais em amostras caninas. O presente estudo foi aprovado pela CEUA UNISA sob protocolo 19/2020. Uma alíquota das diferentes amostras de fezes de 60 cães foi semeada em placas de ágar motilidade e nutriente. As placas foram incubadas por 48h a 25°C, sendo que após este período as placas foram lavadas com álcool 70% por 10 minutos. O lavado foi coletado, centrifugado e o precipitado foi lido sob microscopia óptica. Três amostras (5%) foram positivas no método de cultura em placa de ágar, sendo que apenas 2 (3,3%) em cada uma das técnicas utilizadas (meio de cultura motilidade e meio nutriente). Apenas 1 amostra (33,3%) apresentou positividade em ambas as técnicas utilizadas. Este é o primeiro estudo que realiza uma análise comparativa entre os meios de cultura e também que realiza o diagnóstico das parasitoses em que a observação das larvas dos nematódeos se fazem possíveis. Novos estudos com mais animais devem ser realizados para fins comparativos. Ambas as técnicas se mostraram eficientes no diagnóstico da infecção pelo *Strongyloides stercoralis* em cães e podem ser utilizadas para identificação do tipo de nematódeo que acomete os animais.

Palavras-chave: Estrogiloidíase. *Strongyloides stercoralis*. Zoonose. Cães. Cultura em placa de ágar

Abstract

Strongyloides stercoralis is a parasitic infection caused by the intestinal nematode *Strongyloides stercoralis*. It is a chronic and asymptomatic human infection in which dogs can assume the role of reservoir. The parasitosis is aggravated by situations of immunocompromise. The diagnosis of the parasitosis is made mainly through parasitological examination of the feces. Several diagnostic techniques are being tested in order to improve the diagnostic parameters, especially sensitivity. The agar plate culture is the technique that presents the most appreciable values, even though it takes a long time to obtain consistent results. Therefore, the aim of this study was to compare the efficiency of two agar plate culture techniques in the diagnosis of intestinal nematodes in canine samples. The present study was approved by CEUA UNISA under protocol 19/2020. An aliquot of different stool samples from 60 dogs was seeded onto motility and nutrient agar plates. The plates were incubated for 48h at 25°C, and after this period the plates were washed with 70% alcohol for 10 minutes. The wash was collected, centrifuged, and the precipitate was read under light microscopy. Three samples (5%) were positive in the agar plate culture method, and only 2 (3.3%) in each of the techniques used (motility culture medium and nutrient medium). Only 1 sample (33.3%) was positive in both techniques used. This is the first study that performs a comparative analysis between the culture media and also that performs the diagnosis of parasitoses in which the observation of nematode larvae is possible. New studies with more animals should be performed for comparative purposes. Both techniques were efficient in the diagnosis of *Strongyloides stercoralis* infection in dogs and can be used to identify the type of nematode that affects the animals.

Keywords: *Strongyloides stercoralis*. *Strongyloides stercoralis*. Zoonosis. Dogs. Agar plate culture.

Lista de Ilustrações

Figura 1 Larva Rabditóide de <i>Strongyloides stercoralis</i>	16
Figura 2 Larva Filarióide de <i>Strongyloides stercoralis</i>	17
Figura 3 As Características Morfológicas de <i>Strongyloides stercoralis</i>	19
Figura 4 As características Morfológicas de <i>Strongyloides stercoralis</i>	21
Figura 5 Ciclo do <i>Strongyloides stercoralis</i>	26
Figura 6 Placas com Meio de Cultura no Fluxo.....	37
Figura 7 Placas de Ágar com Fezes.....	38
Figura 8 Tubos com líquido proveniente das fezes.....	39
Figura 9 <i>Strongyloides stercoralis</i> – placa 5 – Motilidade.....	40
Figura 10 Ancilostomídeo – placa 15 – Nutrição.....	42
Figura 11 Ancilostomídeo e <i>Strongyloides stercoralis</i> – placa 19 – Nutrição...	42
Figura 12 Ancilostomídeo e <i>Strongyloides stercoralis</i> – placa 19 – Motilidade.	43

Lista de Gráficos

Gráfico 1 Resultados positivos no total.....	44
Gráfico 2 Resultados positivos em somente um meio.....	45
Gráfico 3 Resultados positivos nos dois meios.....	46

Sumário

INTRODUÇÃO.....	13
1.1 Etiologia.....	14
1.2 <i>Strongyloides stercoralis</i>	15
1.3 Morfologia.....	18
1.3.1 Fêmea Adulta parasita	18
1.3.2 Fêmea Adulta de Vida Livre.....	20
1.3.3 Macho Adulto de Vida Livre.....	20
1.3.4 Larva Rabditoides.....	21
1.3.5 Larva de Vida Livre de Segundo, Terceiro e Quarto Estágio.....	22
1.3.6 Larva Infecciosa de Terceiro Estágio.....	22
1.4 Ciclo do <i>Strongyloides stercoralis</i>	24
1.4.1 Ciclo Direto.....	25
1.4.2 Ciclo Indireto.....	25
1.4.5 Ciclo de Autoinfecção.....	25
1.4.2 A Infecção	27
1.4.3 Modos de Transmissão.....	28
1.5 Diagnóstico.....	29
1.5.1 Manifestações Clínicas	29
1.5.2 Tratamento	30
1.5.3 Profilaxia.....	31
1.6 A estrogiloidíase e cães.....	32
2 JUSTIFICATIVA.....	33
3 OBJETIVOS.....	34
3.1 Objetivo Geral	34

3.2 Objetivo Específico	34
4 MATERIAIS E MÉTODOS	35
4.1 A Coleta de Amostras.....	34
4.2 Os Meios de Cultura.....	34
4.3 Processamento de Amostras.....	37
4.4 Microscopia	30
6 RESULTADOS.....	41
7 DISCUSSÃO.....	47
8 CONCLUSÃO.....	49
9 REFERÊNCIAS.....	50

INTRODUÇÃO

A estrogiloidíase, é uma infecção parasitária que, tem como agente causador, o nematódeo *Strongyloides stercoralis*.¹

O parasito que pode infectar tanto primatas, como cães, é endêmico nas regiões tropicais e subtropicais; os focos da infecção podem vir a ocorrer também, em regiões de clima temperado, pois alguns fatores como a falta de saneamento básico, poderão facilitar a transmissão desta doença, através da contaminação do solo com fezes contendo o parasito.²

Atualmente, este parasito é considerado um nematódeo emblemático por ser capaz de realizar três tipos de ciclo biológico: ciclo direto e indireto, caracterizando o parasito como um geohelminto; e também o ciclo de autoinfecção, promovido pela presença de hormônios produzidos pela fêmea parasita. Este processo servirá como um mecanismo de amplificação no número de espécimes disponíveis capazes de proporcionar uma nova infecção.¹

A infecção ocorre por meio da penetração ativa das larvas pela pele, que pode ser íntegra. Locais com problemas de saneamento básico são de grande relevância para a perpetuação dessa importante parasitose, acrescido os estudos que implicam na participação dos cães como reservatório, o número de pessoas infectadas pode, de fato, ser subestimado.³

1.1 ETIOLOGIA

No ano de 1876, o médico francês chamado Louis Norman, que era médico do Hospital Naval de Toulon, foi o pioneiro em descrever as larvas do nematódeo intestinal, *Strongyloides stercoralis*. Ele encontrou uma “minhoca” com cerca de 0,25 mm de comprimento, nas fezes de soldados que voltavam da Cochinchina (sudeste asiático, hoje considerado Vietnã).³

Inicialmente os vermes de *Strongyloides stercoralis*, foram denominados de *Anguillula stercoralis*.⁴

O parasita foi denominado deste modo, por seu colega Bavay, para provocar reflexão sobre sua forma. Em latim, a palavra *Anguillula*, significa enguia; e *stercus*, significa esterco. Passando-se alguns meses, em uma autópsia de um soldado que havia morrido por conta de diarreia de Cochinchina, o médico descobriu outro verme, com cerca de 2mm de comprimento. Ele e Bavay pensaram que era uma espécie distinta da anterior, e então Bavay a nomeou como *Anguillula intestinalis*. Posteriormente, Bavay identificou um novo tipo de larva nas fezes cultivadas, que o fez acreditar que era a forma larval de *Anguillula intestinalis*.³

De fato, estes vermes eram larvas rabditóides, parasitas adultos e larvas infectantes de terceiro estágio, de somente um único verme, que mais tarde, ficou conhecido como *Strongyloides stercoralis*.³ Grassi e Parona trabalharam a correta relação entre as fases deste parasita. Em 1879, Grassi elevou um novo gênero, o qual denominou *Strongyloides* (do grego *ozpovybho~*), (STRONGYLOS), que significa redondo; e E~OS (EIDOS), que significa semelhante; e assim, nomeou o parasita *Strongyloides intestinalis*.³

Em 1881, Perroncito cultivou larvas adultas de vida livre (o qual denominou *Pseudorhabditis stercoralis*), a partir das larvas que agora chamavam-se rabdiformes, que eram idênticas ao *Anguillula stercoralis*.³

Após dois anos, Leuckart notou que todos os vermes apresentados anteriormente, são apenas de fases distintas do ciclo de vida de somente um parasita.³

Em 1902, finalmente, Stiles e Hassal apontaram que o parasita deveria de fato, ser conhecido e nomeado como *Strongyloides stercoralis*.³

No começo, aparentava que o modo de transmissão deste parasita, era por ingestão das larvas presentes em alimentos ou na água. Em 1902, porém, Van Durme revelou que as larvas de *Strongyloides stercoralis* podiam penetrar na pele. Após isso, depois de trabalhar com Ancilostomídeos, em 1904, Loss por meio da auto experimentação exibiu que as infecções patentes, seguiram as larvas filariforme que penetravam a pele. Consecutivamente, houveram diversas infecções experimentais de humanos, com espécies de *Strongyloides*.³⁻⁵

O percurso que as larvas percorrem, após penetrarem na pele, acabou tornando-se uma questão de contínuos debates. A espécie *Strongyloides fuelleborni* apresentou em cães que foram infectados, que grande parte dos vermes acabaram por migrar, para os pulmões utilizando a corrente sanguínea, subiam as vias aéreas até a faringe, e após isso, foram deglutidas e se desenvolveram nos intestinos.⁴

Porém, outros acreditavam na migração das larvas até os tecidos conjuntivos. Em 1900, Askanazy descobriu larvas em camadas profundas da parede intestinal. Em 1911, Gage, através do uso do escarro, encontrou larvas filariforme, e após isso em 1926 Fulleborn descreveu pessoas com urticária nas nádegas e sugestionou que o processo de autoinfecção pode acontecer através da muda das larvas nas pregas perianais, e posteriormente penetrando na pele.³

1.2 *Strongyloides stercoralis*

Strongyloides stercoralis, é uma espécie de nematódeo intestinal. Há diversas semelhanças do ciclo vital dos nematelmintos, desde o local de colonização, o modo de infecção, até a forma em que se reproduzem. Mas ao contrário de outras espécies que tem a mesma classe taxonômica, o *Strongyloides stercoralis* consegue manter o seu ciclo de evolução, sem precisar deixar seu hospedeiro.⁶

Este nematódeo possui vários estágios: fêmea parasita intestinal, larva rabditóide, larva filarioide e formas adultas que são fêmeas e machos de vida livre. A fêmea parasita mede em torno de 2 mm de comprimento e 50 µm de diâmetro. Normalmente, ela vive no duodeno e jejuno, localizando-se entre os enterócitos, e uma vez liberados, os ovos rompem-se e as larvas rabditoides recém eclodidas irão se dirigir em direção ao lúmen intestinal.⁷

Assim que os ovos são liberados, serão posicionados nos tecidos e rapidamente, darão origem ao primeiro estágio larval, em que a larva rabditóide se destaca. Diversos estudos apontam que, o tempo que o parasita leva para entrar através da pele, até a produção de seus primeiros ovos, é entre 12 e 28 dias, produzindo assim, cerca de 15 a 60 ovos diariamente, por fêmea.⁷

A larva rabditóide (figura 1) pode locomover-se, e mede por volta de 250 µm de comprimento, e 15 µm de diâmetro. O nome dela deve-se a uma adaptação de nematoides que vivem no solo e não conseguem invadir o ser humano, chamados nematoides rabditóides. Quando as larvas rabdifformes conseguem sair da luz intestinal, as mesmas são levadas pelo conteúdo digestivo, transformando-se em larvas filarioides.⁷

Figura 1 Larva Rabditoide de *Strongyloides stercoralis*



Na imagem acima, podemos notar a presença de seu vestíbulo bucal curto. Também podemos evidenciar nitidamente, seu primórdio genital, de forma ovóide. Sua cauda é afilada, e seu esôfago possui dilatação em suas extremidades.

Fonte: (Atlas de Parasitologia Clínica e Doenças Infecciosas Associadas ao Sistema Digestivo - 2005)

A larva filarioide (figura 2) medirá entre 500-700 μm de comprimento e 25 μm de diâmetro. Esta forma larval pode locomover-se com grande facilidade e poderá invadir o ser humano. A larva filarioide irá ser dependente das condições ambientais, sobrevivendo cerca de duas semanas no ambiente externo, com temperaturas entre 8°C e 40°C, porém a larva não suporta o ressecamento e umidade em excesso.⁷

Figura 2 Larva Filarióide de *Strongyloides stercoralis*



Larva filarióide de *Strongyloides stercoralis*, vista em microscopia com aumento de 40x, e sem coloração. Nota-se em destaque, seu esôfago filariforme, que é característico de formas infectantes.

Fonte: (ResearchGate – 2008)

Os adultos de vida livre, fêmeas e machos, medirão entre 7 e 10 mm de comprimento.⁷

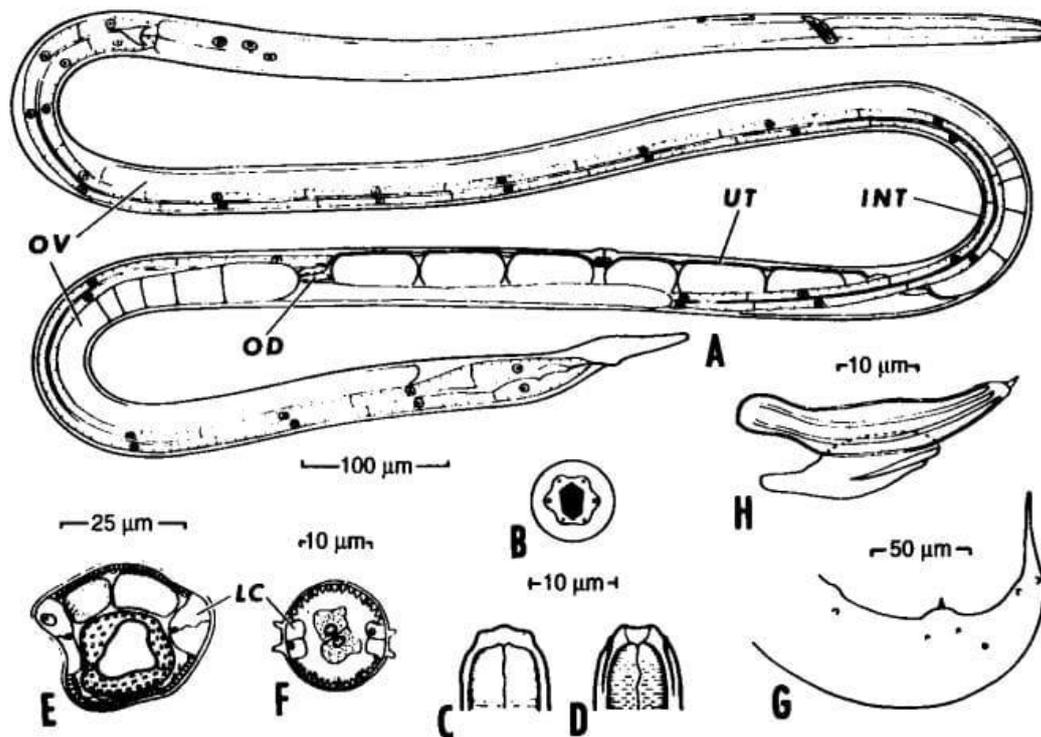
1.3 Morfologia

O parasita *Strongyloides stercoralis*, possui um ciclo de vida parasitário, e também um ciclo de vida livre. As características deste parasita serão descritas a seguir.³

1.3.1 Fêmea Adulta parasita

Sua boca, tem forma hexagonal e é rodeada por 6 papilas. O corpo contém um longo e cilíndrico esôfago, que por vezes, é chamado de faringe. Em grande maioria, 75% da parte posterior do esôfago, são glandulares, enquanto 25% da parte anterior do esôfago, são musculares. O esôfago é decorrido pelo intestino, que é um tubo fino e longo, uma célula espessa, que se finaliza em um curto reto, que se abrirá no ânus, localizado próximo à ponta da calda. Um quarto do comprimento total do esôfago, está rodeado pelo anel nervoso. Há presença de dois canais excretores, um em cada acorde lateral do comprimento da larva. Eles são ligados entre si, por um ducto transversal, e somente uma célula excretora, que se localiza logo atrás do anel nervoso da larva, na linha médio ventral, no terço posterior do corpo, a vulva está localizada. Os úteros que são emparelhados, acabam por se estender posterior e anteriormente a partir da vagina da larva, que é curta.³

Nos úteros das fêmeas (figura 3) há um pequeno número de ovos, os quais encontram-se alinhados em uma única fila e acabam por ocupar a maior parte do corpo da larva, nesta região. O útero abre-se em um oviduto que o leva aos ovários.³

Figura 3 – As Características Morfológicas do Parasita *Strongyloides Stercoralis*

Podemos observar a Fêmea Parasita Adulta, das letras A-E; Vista Lateral do Parasita Inteiro, representado pela letra A; OV representando o Ovário do parasita; UT representando o Útero do parasita; OD fazendo a representação do Oviduto do Parasita; INT representando o intestino do mesmo; E representando o corte transversal do parasita à nível ovariano; F representando corte transversal à nível intestinal feito em Larva Filariforme; G fazendo a representação a cauda do Macho de Vida Livre, visto lateralmente; B representando a vista atípica da Fêmea Parasita, vista em extremidade anterior; C representando a vista lateral da extremidade anterior da Fêmea Parasita; D fazendo a representação do parasita visto dorsalmente, evidenciando sua extremidade anterior; LC representando corda lateral; H evidenciando a espícula direita do macho, com evidenciação do gubernáculo adjacente.

Fonte: (Little et al., 1966)

1.3.2 Fêmea Adulta de Vida Livre

Este pequeno organismo tem traços semelhantes dos nematódeos de vida livre, pertencentes ao gênero *Rhabditis*. Sua cutícula é transparente e fina, com presença de finas estrias.³

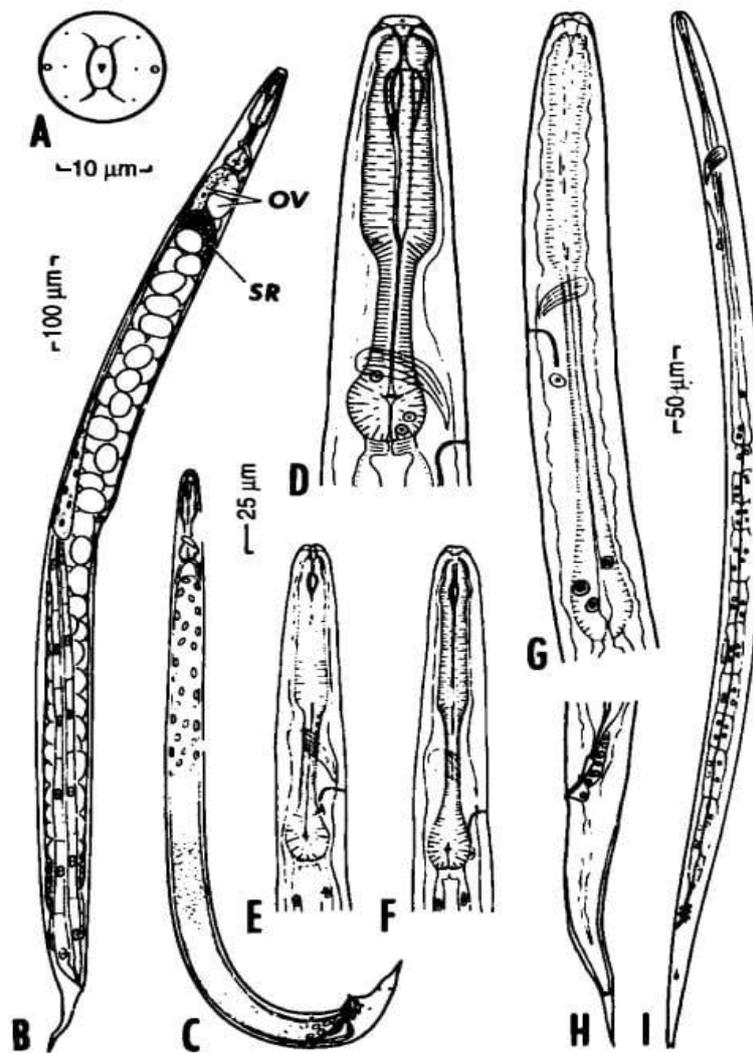
O esôfago divide-se em três partes: istmo estreito anterior, cilíndrico procorpus e bulbo posterior arredondado. Por sua vez, este leva em direção ao intestino e em seguida ao reto, que se abrirá no ânus, próximo à cauda da larva. O sistema reprodutivo, assemelha-se ao da fêmea parasita, com exceção de que neste, o útero irá conter grande quantidade de ovos.³

1.3.3 Macho Adulto de vida livre

Os machos têm uma cauda de formato pontiagudo que irá se dobrar anteriormente, dando ao macho, um formato em “J”. O estômago da larva fêmea se assemelha ao do macho. O sistema reprodutivo do macho, resume-se a um tubo simples, localizado no reto. Na extremidade anterior, encontra-se um testículo cego, que sem clara demarcação, se funde primeiramente no ducto deferente, e após isso, na vesícula seminal. Nestes órgãos, podemos encontrar a presença de espermátócitos, espermatogônia e espermatozoides, que se abre para a cloaca. A mesma está cercada por um par de espículas copulatórias, que durante a cópula, são inseridas na fêmea. Estas espículas, durante a extrusão, são guiadas por meio de uma estrutura quitinóide através da parede dorsal da cloaca, denominada de gubernáculo. Terá somente uma papila pré-cloacal, e as papilas caudais irão se apresentar em seis pares.³

1.3.4 Larva Rabditoides

As larvas rabditoides (figura 4) são em geral a forma larval mais encontrada em fluídos intestinais ou fezes. Seu tamanho é de aproximadamente 210, e possui uma cauda em formato cônico. Possui cápsula bucal rasa, em formato de copo. O esôfago é saliente, quando se trata de estrutura interna, e ocupa o terço anterior do corpo da larva. O esôfago assemelha-se ao da larva adulto de vida livre. O intestino estende-se pela maior parte do percurso do corpo.

Figura 4 – Características morfológicas de *Strongyloides stercoralis*

Podemos observar a extremidade anterior da larva fêmea de vida livre, vista apicalmente e representada pela letra A; representado pela letra B, podemos visualizar a fêmea de vida livre, lateralmente; SR representando o receptáculo seminal; OV representando o ovário; letra C representando o verme macho de vida livre, pode-se notar a cauda em formato de J; letra D representando o fim anterior da fêmea de vida livre; aspirado duodenal em larva de primeiro estágio representado pela letra E; F representando larva rhabditiformes quando encontrada em fezes do hospedeiro; letra G representando a larva de segundo estágio, evidenciando sua extremidade anterior; H sendo representando a larva de segundo estágio, evidenciando sua cauda (note que a cutícula começa a se desenvolver); larva filariforme, representada pela letra I.

Fonte: (Little et al., 1966)

1.3.5 Larvas de Vida Livre de Segundo, Terceiro e Quarto Estágio

Estes estágios apresentam-se apenas como versões de vida livre, maiores. A larva rhabdiformes cresce, com reorganização de sua cabeça, e diferenciação sexual antes de sua quarta muda, resultando a vermes adultos machos e fêmeas de vida livre.³

1.3.6 Larva Infecciosa de Terceiro Estágio

A larva filariforme, é a responsável por esta fase, e é a forma evolutiva capaz de penetrar na pele e que poderá ser vista migrando através dos tecidos. O parasito tem o corpo fino e longo, com presença de cutícula estriada e fina. Provavelmente a boca desta larva é impermeável a partículas pequenas.³

O esôfago, que possui formato cilíndrico, se estende por 40% do tamanho do verme, ele não possui bulbo posterior e se sucede através de um intestino reto, longo. Assim como ocorre com a fêmea adulta, há presença de um anel nervoso, que circunda um quarto de seu esôfago.³

A possibilidade de se existir duas larvas de terceira fase, não é descartada.⁸

Larvas auto infecciosas foram descritas, estas larvas aparecem no hospedeiro que foi infectado. Elas são de diâmetro maior, comprimento menor. O esôfago se apresenta sendo mais estrangiliforme, em comparação as larvas infectantes de vida livre. Os anfídeos apresentam-se como dois órgãos anteriores ou sensilas, que foram estudados detalhadamente, de maneira ultra estrutural.³⁻⁹

Estes órgãos são de extrema importância visto que, são os únicos sensores que são descerrados ao ambiente externo. Eles são aptos a atuar como quimiorreceptores, que irão aceitar sinais químicos do ambiente, iniciando assim, o reinício da alimentação e desenvolvimento da larva.³

São grandes estruturas, que tem o formato de cálice e contém 13 dendritos neuronais, que se conectarão aos corpos celulares, no gânglio lateral que se localiza posteriormente ao anel nervoso.³

1.4 Ciclo do *Strongyloides stercoralis*

O ciclo de vida deste parasita é muito complexo, e têm sido há muito tempo, questão de controvérsia, ou incerteza. O desenvolvimento do *Strongyloides stercoralis* ocorre no ambiente do hospedeiro humano dando início a seu ciclo parasitário ou no meio ambiente, dando início a seu ciclo de vida livre.³

Este parasito, possui um ciclo complexo, apresentando até três ciclos possíveis, de vida: ciclo direto, ciclo indireto e ciclo de autoinfecção.⁷

Sabe-se, que os cães são capazes de contrair a infecção, e foram usados como modelos de experimentos durante 60 anos. Não foram notadas diferenças no curso ou na gravidade da infecção.³⁻¹⁰

De modo geral, este ciclo inicia-se quando a larva filarióide, que é sua forma infectante, acaba penetrando a pele do hospedeiro. Quando ganha circulação sistêmica, a larva chega aos capilares alveolares. Ela consegue adentrar os alvéolos, indo em direção à glote, no trajeto, ultrapassa os bronquíolos, os brônquios e a traqueia. Após este processo, a larva é deglutida, atingindo posteriormente o trato gastrointestinal, e assim, se aloja na lâmina própria do duodeno e do jejuno proximal.¹¹

A **L1** (larva de primeiro estágio) eclode dos ovos eliminados pela fêmea parasita intestinal, na luz do intestino delgado, onde, com o auxílio do peristaltismo, ela sairá juntamente com o material fecal, e no ambiente externo, esta larva irá passar por diversas transformações, até conseguir produzir sua forma infectante: a larva filarióide (**L3**). As larvas rabiiformes podem se transformar de três jeitos possíveis: I) No solo, se transformarem em larvas infectantes; II) Poderão dar origem a vermes adultos de vida livre, que irão produzir novas larvas, III) Na margem do ânus ou intestino, poderão produzir

larvas filarióides, sendo este processo chamado de autoinfecções externas ou internas.⁷⁻⁴

1.4.1 Ciclo Direto

No ciclo direto, as larvas filarióides que se encontram no solo, irão penetrar na pele do hospedeiro. Após este processo, a larva chega à circulação sanguínea, atingindo assim, o coração e também os pulmões, adentrando a árvore brônquica e atingem a faringe, tendo a possibilidade de serem expulsas através da tosse que provocam no hospedeiro, ou podem ser deglutidas novamente após duas mudas ou ecdises pulmonares (ciclo de Loss). Neste último caso, as larvas L5 poderão chegar ao intestino delgado (jejuno e duodeno), onde lá se transformarão em fêmeas parasitas. Após a implantação da fêmea parasita, esta produzirá ovos por partenogênese, logo as larvas rhabditoides eclodirão e serão eliminadas com o solo. No solo as larvas L1 sofrerão duas transformações até L3 podendo infectar um novo hospedeiro. O período que se dá a penetração de larvas filarióides na pele do hospedeiro, até o aparecimento de larvas nas fezes, pode variar de 12 a 25 dias.¹²⁻⁷⁻⁴

1.4.2 Ciclo Indireto

No ciclo indireto, as larvas rhabditoides que foram eliminadas junto com as fezes, se diferenciam em fêmeas e machos de vida livre. Logo após copularem, as fêmeas começam sua produção de ovos, os quais promoverão a eclosão da larva rhabditoide no solo, que irão evoluir para larvas filarióides em sua forma infectante ou darem origem a um novo ciclo de vida livre.¹²⁻⁷

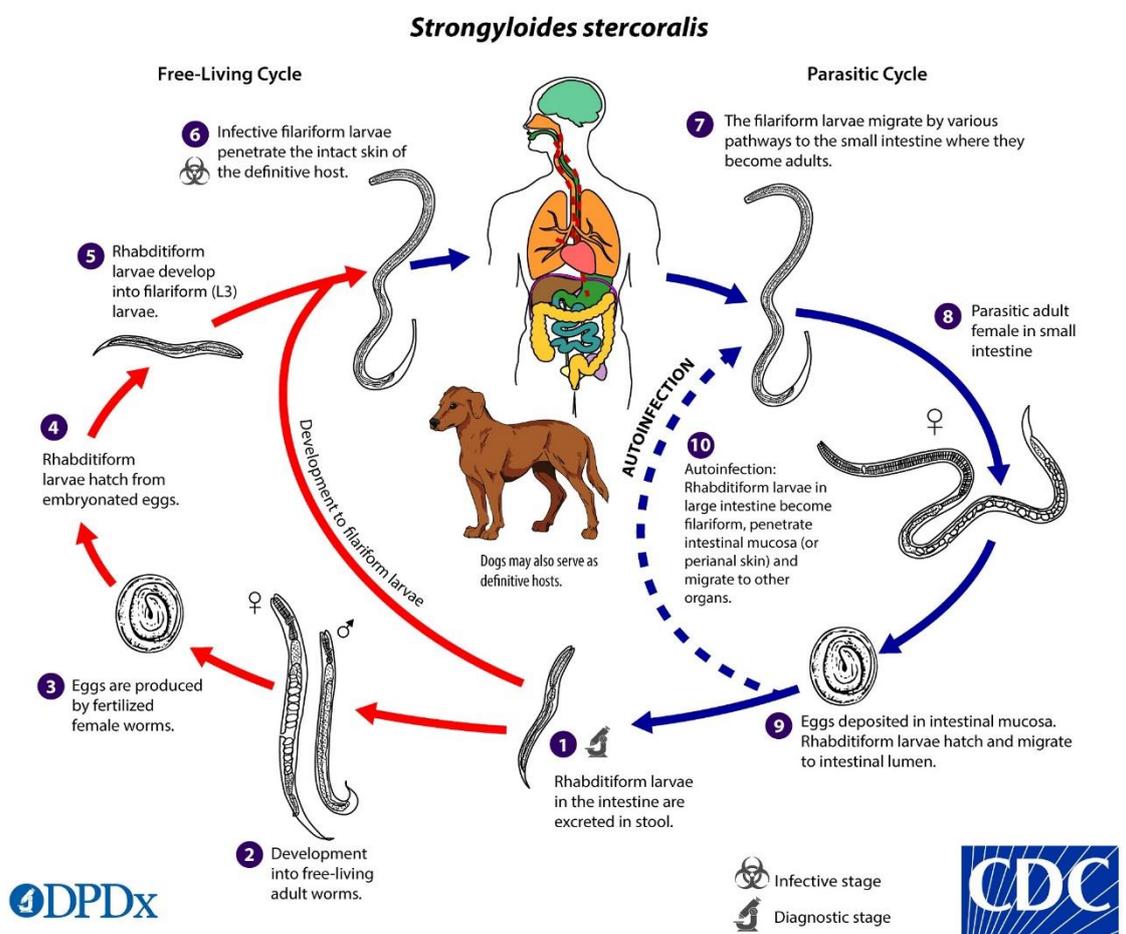
A evolução dos ovos irá depender de alguns fatores externos, apontam estudos in-vitro. Fatores estes como pH, substrato e relação O₂/CO₂, que tem o papel de modificar o equilíbrio dos hormônios sexuais ou a atividade dos genes.⁴

1.4.4 Ciclo de Autoinfecção

O ciclo de autoinfecção irá acontecer quando houver transformação das larvas rabditóides, em larvas filarióides, nas margens do ânus ou no próprio intestino a partir do estímulo hormonal produzido pela fêmea parasita (2-OH ecdisona). Este hormônio media a produção de ovos e também pode agir estimulando as ecdises ainda no ambiente intestinal. Nas margens do ânus, elas penetrarão a parede intestinal ou penetrarão a pele próxima ao ânus, alcançando assim, a corrente sanguínea, podendo dar continuidade ao ciclo direto.¹³

A figura 5 a seguir ilustra todas as possibilidades do ciclo de *Strongyloides stercoralis*.

Figura 5 – Ciclo do *Strongyloides stercoralis*



No ciclo de vida livre: 1- As larvas rabditiformes que estavam no intestino, são excretadas nas fezes; 2- Desenvolvimento de formas de vida livre, para adultos; 3- Os ovos são produzidos

através da minhoca fêmea fertilizada; **4-** Ecloração das larvas rabdiformes a partir dos ovos que foram embrionados; **5-** As larvas rabdiformes se desenvolverão em larvas filariformes (L3); **6-** As larvas filariformes infectantes irão penetrar na pele intacta de seu hospedeiro definitivo; **No ciclo parasitário:** **7-** As larvas filariformes migram através de vários caminhos, para o intestino delgado, onde irão se tornar adultas; **8-** Fêmea adulta no intestino delgado; **9-** Ovos são depositados na mucosa intestinal. As larvas rabdiformes eclodem e migram para a luz intestinal; **Ciclo de autoinfecção:** **10-** Larvas rabdiformes que estão presentes no intestino grosso, se tornarão larvas filariformes, penetram na mucosa intestinal ou pele perianal e migram para outros órgãos; **Cão:** Cães poderão servir como hospedeiros do parasita.

Fonte: (CDC – 2019)

1.4.2 A infecção

Em alguns casos, as defesas do corpo são perturbadas e o equilíbrio fica a favor do parasita. A produção de mais ovos pela fêmea parasita e a possibilidade de maior ecdise, normalmente mediada pelo metabólito produzido a partir dos glicocorticoides (2-OH-ecdisona) faz com que aumente a quantidade de larvas, promovendo casos como a hiperinfecção. A replicação dos parasitas pode ainda ultrapassar a eliminação de descendentes e a quantidade de parasitas acaba por aumentar, facilitando assim, a sua identificação em diversos tecidos. Autores nomearam este processo de disseminação.¹⁴

Quando estão presentes em quantidade exacerbada, estes parasitas são encontrados nos tecidos, e este processo têm sido classificado de diversas maneiras, como infecção massiva, disseminada ou avassaladora. Uma abordagem que reconhece que há um espectro de nível de gravidade desta infecção, e que em grande parte das vezes, é improvável quantificá-los com certeza, simplesmente é representar a infecção como “estrongiloidíase grave” ou “estrongiloidíase complicada”.¹⁵

Por mais que as infecções tenham sido descritas de modo esporádico no início do século XX, foi somente nos últimos 20 anos, que esta situação se tornou mais reconhecida, e sua ligação com a imunossupressão, em especial, o envolvimento da imunidade entroposto às células, foi de fato, válido.¹⁶

Há ainda a possibilidade da disseminação hematogênica de enterobactérias, condição essa associada ao aumento no ciclo de autoinfecção.

As bactérias intestinais ficam aderidas à cutícula do parasito e a partir da penetração na mucosa intestinal, acabam por se disseminarem na corrente sanguínea. Diversos estudos vêm descrevendo este processo séptico como um dos principais vilões da estrogiloidíase em pacientes imunodeprimidos.¹⁶

Doenças subjacentes, em seres que apresentam estrogiloidíase em sua forma complicada e grave, incluem leucemia crônica e aguda, carcinoma, linfoma, glomerulonefrite crônica, transplante renal e síndrome nefrótica, doença pulmonar crônica, entre outras.¹⁶

1.4.3 Modos de Transmissão

Existem três principais formas de transmissão da estrogiloidíase, através do *Strongyloides stercoralis*, são elas: heteroinfecção, autoinfecção externa e autoinfecção interna.¹²

Na heteroinfecção, as larvas filarióides irão penetrar no hospedeiro através de sua pele, podem também penetrar através das mucosas esofágica, gástrica e oral. As larvas infectantes (filarióides), irão contar com o auxílio de melanoproteases, que as auxiliam tanto através da migração larvar pelos tecidos, como na penetração das mesmas.¹²

Na autoinfecção externa, larvas rabditóides que estarão presentes na região perianal, poderão evoluir para larvas filarióides infectantes, ainda estando presentes na luz intestinal.¹²

A autoinfecção interna poderá acarretar no desenvolvimento de quadros mais graves de estrogiloidíase, como disseminação e hiperinfecção. Na primeira situação, os parasitas poderão ser identificados em diversos órgãos, como fígado, rins, coração, sistema nervoso central, apêndice, próstata, entre outros. Na segunda situação, haverá elevação no número de parasitos nos pulmões e intestinos. Condições estas, responsáveis pelo elevado índice de óbitos.¹²

Em alguns casos, poderá haver aceleração no ciclo de autoinfecção, sendo assim, resultando numa rápida elevação na quantidade de parasitas nos órgãos, envolvidos no ciclo biológico, resultando no fenômeno conhecido como hiperinfecção.¹²

Poderá haver evolução, resultando em estrogiloidíase disseminada, que irá se estabelecer, quando ocorrer uma aceleração no curso do ciclo biológico do parasita e invasão através das larvas filarióides de órgãos como sistema nervoso central, pele, fígado e rins, com mortalidade elevada. Essa complicação acomete com maior frequência, seres com infecção por vírus HIV, depressão da imunidade celular por neoplasias (como leucemias, linfomas), transplantados renais e alcoólatras.¹⁷⁻¹⁸

A penetração de larvas na pele irá ocorrer principalmente nos espaços interdigitais dos pés, porém a contaminação pela larva, poderá ocorrer em qualquer local que estiver sob exposição ao solo contaminado com larvas, por onde a larva entrar, irá acarretar em eritema, inflamação e exsudação, que poderá levar a infecção, posteriormente.⁷

1.5 Diagnóstico

Os métodos de diagnóstico mais comuns e utilizados para obter a detecção deste nematódeo, como o Kato-Katz ou o esfregaço fecal direto, não obtiveram sucesso na detecção do parasito, devido a apresentarem baixa sensibilidade para o *Strongyloides stercoralis*, ou não obtiveram êxito na completa detecção do parasito.¹⁹

As técnicas mais utilizadas no diagnóstico da estrogiloidíase são aquelas em que se busca a larva viva na amostra fecal. Para isso recorre-se às técnicas de Baermann-Moraes ou Rugai em que o fundamento é o termohidrotropismo positivo realizado pelas larvas. De forma geral, as amostras de fezes ficam suspensas e em contato com a água aquecida, e se houver a presença de larvas, haverá migração e possível detecção. A grande desvantagem dessas técnicas é que as amostras não podem ser refrigeradas, nem receberem qualquer tipo de conservante, pois esses processos poderiam promover a morte das larvas, e

consequentemente, um resultado falso negativo. Para amostras refrigeradas ou conservadas ainda é recomendado a técnica de sedimentação, seja ela espontânea (Lutz/ Hoffman, Pons e Janer) ou promovida por centrifugação (Ritchie). Contudo, mesmo sem preservação das amostras essas técnicas apresentam baixa sensibilidade.¹⁹

Visando incrementar a sensibilidade do método parasitológico, surgem as técnicas de cultura de parasitas. Essas técnicas visam a transformação do parasito para as formas infectantes que são maiores e mais ágeis. Diversas técnicas vêm sendo descritas como Harada-Mori (cultura em papel filtro), cultura em carvão animal (Looss) e, mais recentemente, a técnica de cultura em placa de ágar (Koga).¹⁹

A técnica de cultura em placa de ágar se destaca frente as demais, pois a chance de contaminação das amostras é menor, mesmo tendo que aguardar por até 7 dias para resultados confiáveis.¹⁹

1.5.1 Manifestações Clínicas

As manifestações clínicas que envolvem a estrogiloidíase relacionam-se com o caminho de migração das larvas para o intestino delgado. Os seres infectados poderão sofrer irritação no local em que a larva penetrou a pele, ocasionalmente por urticária ou um edema localizado.¹

Uma semana após a infecção, poderá haver presença de irritação traqueal e/ou tosse seca. Havendo o caso de sintomas intestinais, poderá ocorrer constipação, diarreia, dor no abdômen ou anorexia, logo após a infecção ter se estabelecido no intestino delgado.¹⁻²⁰

Na grande maioria das vezes a infecção crônica com o nematódeo *Strongyloides stercoralis*, é clinicamente assintomática. O nematódeo deve ser levado em consideração no diagnóstico diferencial de alto grau de eosinofilia, ou de eosinofilia persistente em expatriados de regiões endêmicas. Em seres sintomáticos, poderá haver queixa de constipação, vômitos intermitentes, diarreia.²¹⁻¹

1.5.2 Tratamento

O propósito do tratamento, na grande maioria das infecções parasitárias, é a redução do número de vermes, até o ponto em que é pouco provável que esta infecção ocasione a doença. Porém, esta abordagem não é aplicável no caso da estrongiloidíase, pois após a aplicação de um anti-helmíntico, o parasita remanescente, pode conseguir se replicar e voltar a ter uma carga significativa de vermes. Por conta dos parasitas, muitas vezes serem difíceis de detectar logo de primeira, frequentemente o problema é agravado pela incerteza em determinar se ainda restam vermes, ou todos foram erradicados. *Strongyloides stercoralis* é resistente aos anti-helmínticos, e a grande maioria do tratamento, tem se concentrado no uso da ivermectina e de agentes benzimidazólicos.³

1.5.3 Profilaxia

O controle da estrongiloidíase, depende principalmente da melhoria da condição econômica, juntamente com a correta eliminação de resíduos humanos. Sistemas de abastecimento de água potável, também são de suma importância para o controle do parasito.³

Esta abordagem tem maior tendência de êxito, do que medidas direcionadas ao parasita em si, em especial, porque os anti-helmínticos que estão disponíveis, nem sempre obterão sucesso, principalmente se forem administrados em dosagens incompatíveis e por um período curto.³

1.6 A estrongiloidíase e cães

Há poucos estudos epidemiológicos utilizando amostras caninas, logo é difícil afirmar a real prevalência da parasitose. Contudo, sabe-se que se trata de uma parasitose de potencial zoonótico em que o cão pode exercer o papel de reservatório para infecções humanas.²¹

Nos últimos anos percebeu-se uma grande aproximação entre humanos e canídeos no ambiente domiciliar. Este fenômeno pode vir acompanhado da transmissão de doenças infecciosas e parasitárias, como é o caso da estrogiloidíase. Com isso, é fundamental não só o diagnóstico, mas também o aprimoramento das técnicas que vislumbrem a identificação dos parasitos.²¹

2 JUSTIFICATIVA

A estrogiloidíase é uma infecção endêmica, muito negligenciada. Ela se faz presente em regiões subtropicais e tropicais, também podendo aparecer em regiões de clima quente. Os casos dessa infecção, em sua maioria, ocorrem em regiões pobres, com população de baixa renda, e também aquelas que tem pouco, ou até mesmo nenhum saneamento básico.

Sabe-se que a estrogiloidíase não acomete apenas humanos, mas também os cães, que estão em contato com seus tutores, e que neste caso, acabam tendo o papel de reservatório.

É muito importante se atentar ao diagnóstico de estrogiloidíase em cães tendo em vista que, o mesmo obteve êxito ao ser reservatório do parasita. Com o investimento para a detecção desde parasita em cães, essa zoonose diminuirá consideravelmente tanto nos cães e em outros animais, como na população.

3 OBJETIVOS

3.1 Objetivo Geral

1. Diagnosticar *Strongyloides Stercoralis* em cães, através de suas fezes, por meio de cultura em placa de ágar, utilizando os meios de cultura motilidade e nutriente, comparando assim, a eficiência de ambos.

3.2 Objetivo Específico

2. Comprovar que o meio nutriente, também é eficiente, para diagnosticar e detectar a presença de larvas de *Strongyloides stercoralis* em cães, tendo em vista que, o meio motilidade, tem um custo maior em relação ao meio nutriente.

4 MATERIAIS E MÉTODOS

4.1 A Coleta de Amostras

As amostras deste estudo, foram coletadas e cedidas gentilmente pela aluna do Prof. Dr. Jonas Moraes Filho, do Curso de Medicina Veterinária da Universidade Santo Amaro.

A aluna em questão, acompanhava os cães, juntamente com seus tutores, em suas consultas ao Hospital Veterinário da Unisa (HoVet). Logo após a consulta, ela perguntava aos tutores, se permitiam que seus cães fizessem parte do estudo em questão. Quando aprovavam, ela os entregava, um pote para a coleta da amostra do cão (fezes), para que lhe entregasse quando retornasse ao hospital, e um termo de consentimento para assinarem, alegando que estavam cientes, de que a amostra do cão iria ser utilizada para estudos.

Após encerrar a coleta no HoVet, a aluna contou com a colaboração de seus familiares e amigos para coletar mais algumas amostras para o estudo, onde, somando com as amostras do hospital, chegou ao número 34. E após isso, ela entrou em contato com uma ONG de animais, onde conseguiu coletar 26 amostras dos cães. Ao total, 60 amostras de cães distintos, foram coletadas para este estudo. Ao final de cada coleta, a aluna disponibilizava as amostras para estudo, deixando-as em uma caixa de isopor para mantê-las conservadas. As amostras sempre eram deixadas no laboratório da Medicina Veterinária.

4.2 Meios de Cultura

Antes de dar início ao processamento de amostras em questão, era preciso fazer a preparação dos meios que iriam ser utilizados no procedimento. Eram utilizados os seguintes meios motilidade (ágar, peptona e extrato de carne) e nutriente (ágar nutriente).

Para cada amostra, eram utilizados dois meios distintos, para comprovar qual era mais eficaz para a detecção do parasito.

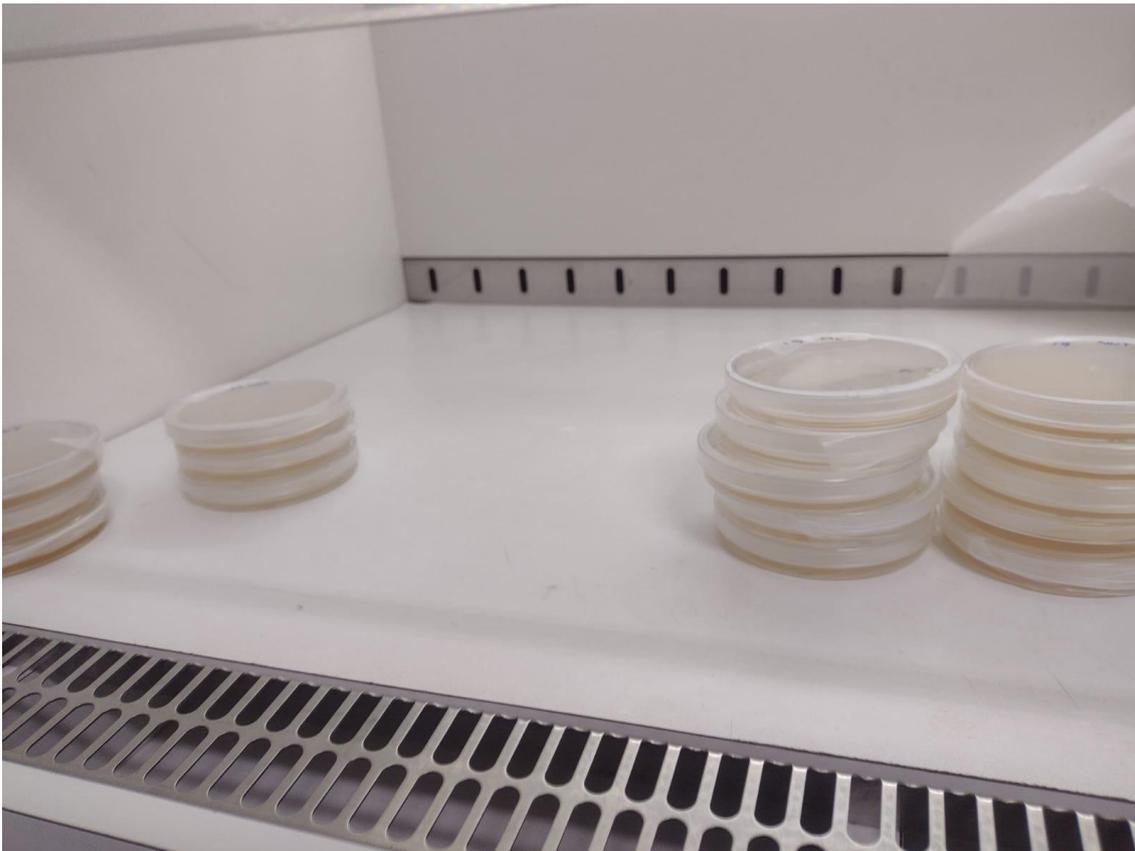
Brevemente, após seguir a receita de cada meio, o líquido proveniente do processo, era depositado em uma vidraria, geralmente um Erlenmyer grande. Ele era etiquetado de acordo com o meio que estava sendo depositado, e vedado, com o auxílio de gaze.

Ao final desta etapa, as vidrarias eram direcionadas à autoclave, onde permaneciam por cerca de 50 minutos à 1 hora. Quando este tempo se findava, elas eram tiradas do equipamento e depositadas em um balcão, onde esperava-se que ambas atingissem uma temperatura mais baixa, para poderem ser manipuladas.

Quando a temperatura abaixava, as vidrarias eram levadas ao fluxo (que já estava devidamente esterilizado), juntamente com placas de petri de plástico, esterilizadas. Os meios, eram depositados nas placas, que já se encontravam dentro do fluxo. Cada placa já estava devidamente nomeada com o nome do meio que iria receber, e o número da amostra em questão.

Após depositar o líquido na placa, esperava-se cerca de 4 a 5 minutos, até que o meio já estivesse sólido o suficiente para receber a amostra. Quando o meio endurecia, a placa era fechada, e devidamente vedada. Depois disso, ela era levada para a geladeira, para sua conservação, e onde ficaria de ponta cabeça para evitar transpiração dentro da placa. (figura 6)

Figura 6 Placas com os Meios de Cultura dentro do fluxo



Placas no fluxo, logo após serem vedadas para irem à geladeira

Fonte: Autor - 2021

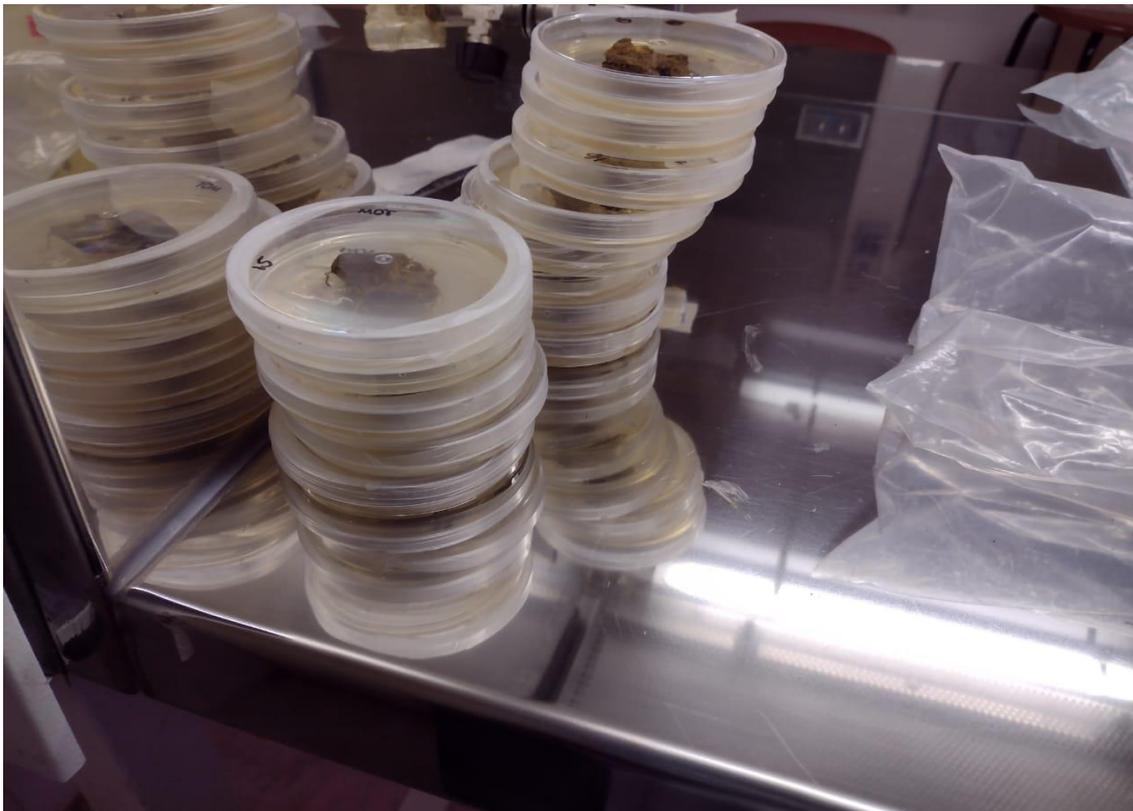
4.3 Processamento de Amostras

Antes do processamento inicial das amostras as placas eram retiradas da geladeira e levadas para o fluxo, devidamente esterilizado. Com a ajuda de uma espátula de madeira, retirava-se uma quantidade considerável de fezes, e a depositava na placa de ágar, de preferência no centro. Com a espátula, espalhava-se uniformemente e delicadamente, a amostra pela placa. Após esse processo, a placa era fechada e vedada, dentro do fluxo. Após utilizar as amostras, as mesmas eram guardadas no freezer, para que a aluna Tamara Noetzel, pudesse utiliza-las posteriormente, na técnica de sedimentação e flutuação.

As placas que já continham as fezes, eram armazenadas em uma caixa de isopor, onde ficavam incubadas durante 48 horas, à 25°C. As placas, poderiam ficar incubadas, por no máximo, 1 semana. O isopor era crucial tanto na etapa

de coleta de amostras, como em seu armazenamento dentro das placas. (figura 7)

Figura 7 Placas de Ágar com Fezes



Na imagem acima, podemos notar a presença de fezes, nas placas dentro do fluxo. As mesmas estão prontas para ir para a caixa de isopor.

Fonte: Autor – 2021

Passando-se 2 dias, as placas eram retiradas do isopor, e novamente levadas ao fluxo, onde dava-se início ao lavamento das placas.

As placas eram abertas já dentro do fluxo, e com o auxílio de uma pipeta Pasteur, eram adicionadas pequenas quantidades de Álcool 70%, em volta das fezes. Feito este processo, esperava-se 15 minutos, e após este tempo, novamente com o auxílio da pipeta, o líquido resultante do procedimento, dentro da placa, era retirado e depositado em frascos tampados e esterilizados, próprios para centrifugação.

Os frascos eram levados à centrífuga, por aproximadamente 6 minutos. Esta etapa é essencial para a microscopia, pois tudo o que estiver presente no líquido em questão, irá sedimentar, facilitando a leitura no microscópio.

Quando os tubos saíam da centrífuga (figura 8), iam direto para o microscópio, para a leitura. O precipitado formado ao fundo do tubo, resultante da centrifugação, era utilizado na microscopia.

Figura 8 Tubos com Líquido Proveniente das Fezes



Tubos prontos para a leitura em microscopia.

Fonte: Autor – 2021

4.4 Microscopia

Após os tubos saírem da centrífuga, foram encaminhados para o microscópio para a leitura. Com o auxílio de uma pipeta, pegava-se uma pequena quantidade do precipitado presente no fundo do tubo, e depositava-se

3 gotas na lâmina para fazer a leitura. Preferencialmente, pegava-se o conteúdo presente ao fundo do tubo, pois se houvesse presença de parasita, ou artefato, o mesmo seria identificado com mais facilidade.

5 RESULTADOS

A fim de facilitar a análise e descrição da pesquisa realizada, optou-se por apresentar os resultados a seguir, de acordo com os objetivos propostos nesta pesquisa: (1) o método de cultura em placa de ágar, é de fato eficaz no diagnóstico de *Strongyloides stercoralis*? (2) o meio nutrição, é tão eficaz quanto o motilidade, para identificar este parasito?

Neste presente estudo foram encontrados parasitos em 3 amostras neste estudo, sendo eles *Strongyloides stercoralis* (figura 9) e Ancilostomídeo (figura 10).

Figura 9 *Strongyloides stercoralis* – Placa 5 – Motilidade



Na figura acima, podemos observar a presença do parasito *Strongyloides stercoralis*. O meio motilidade, se mostrou mais eficaz na detecção do parasito em questão, em relação ao meio nutrição, que obteve um resultado negativo.

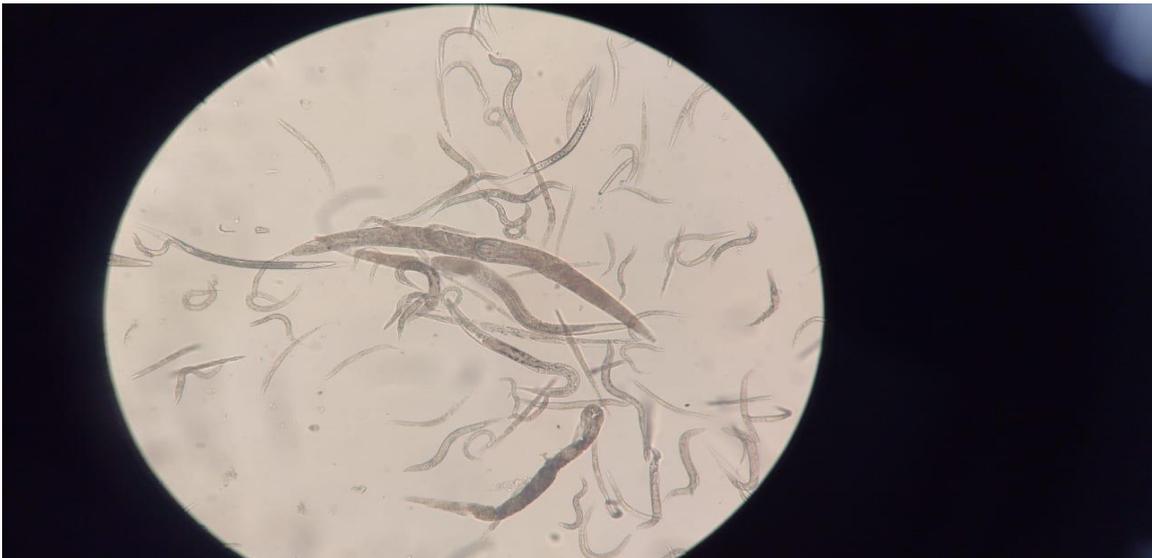
Fonte: Autor – 2021

Figura 10 – Ancilostomídeo – Placa 15 – Nutrição



Na figura acima, nota-se a presença de um parasito Ancilostomídeo. O parasito foi detectado somente no meio nutrição, sendo o meio motilidade, ineficaz nesta amostra em questão.

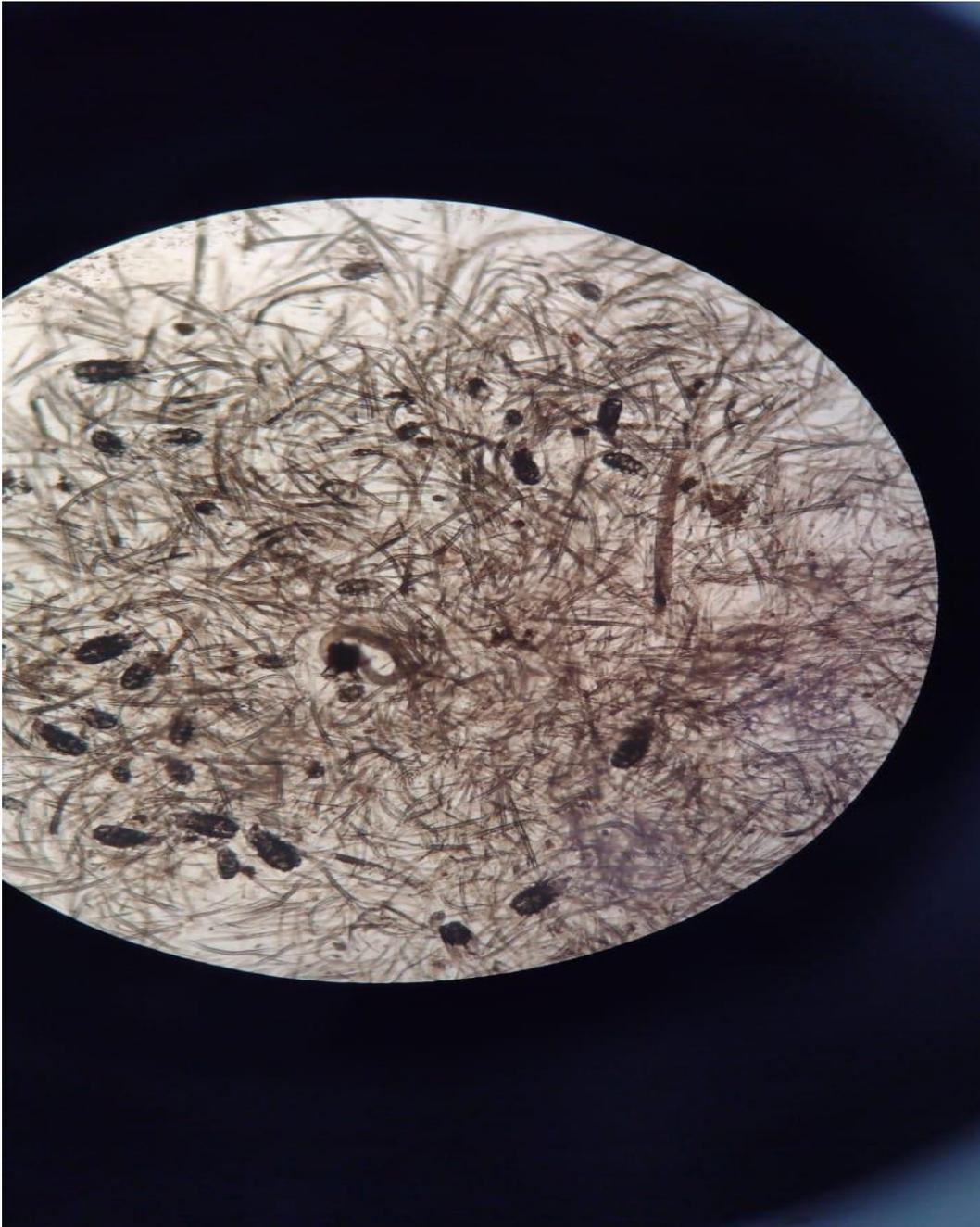
Fonte: Autor – 2021

Figura 11 – Ancilostomídeo e *Strongyloides stercoralis* – Placa 19 – Nutrição

Na figura acima, nota-se a presença de *Strongyloides stercoralis* e Ancilostomídeo, mostrando assim, que esta técnica é eficaz, não somente para a detecção da estrogiloidíase, mas também para outros parasitos.

Fonte: Autor – 2021

Figura 12 – Ancilostomídeo e *Strongyloides stercoralis* – Placa 19 – Motilidade

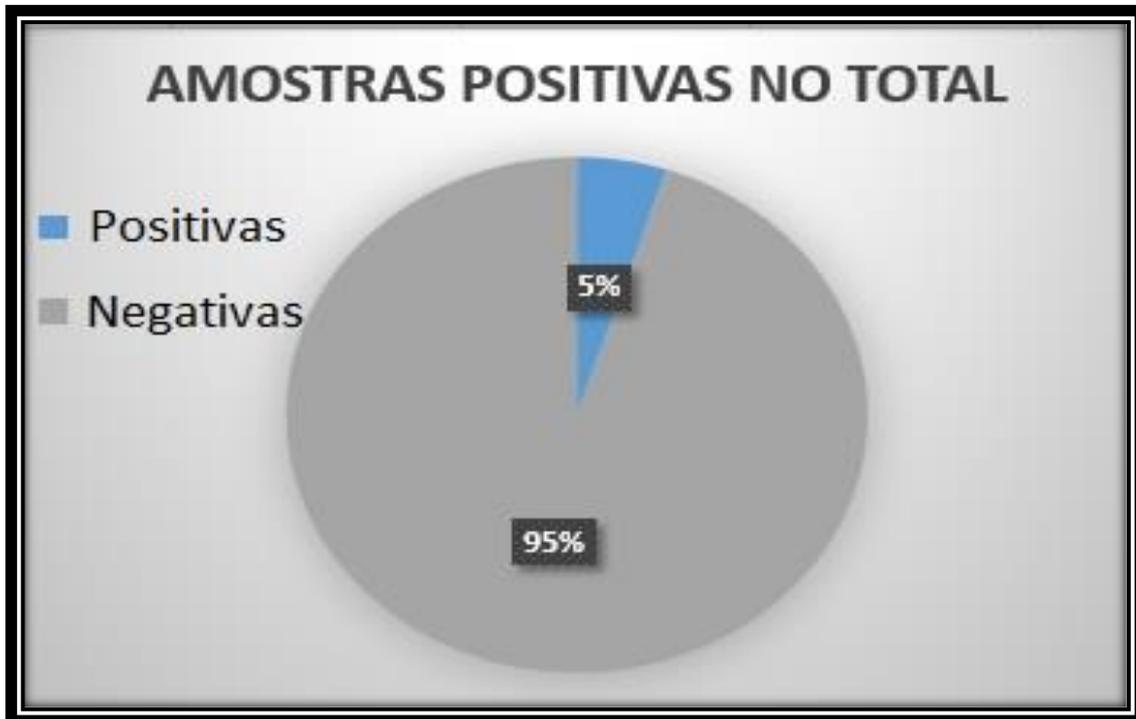


Na imagem acima, podemos notar que a placa motilidade, também se mostrou eficaz na identificação do parasito.

Fonte: Autor – 2021

Na análise microscópica, três amostras (5%), das 60 ao todo, obtiveram êxito no método de cultura em placa de ágar.

Gráfico 1 – Amostras Positivas ao Total



Fonte: Autor - 2022

Das três amostras positivas ao longo do estudo, duas delas (3,3%), mostraram eficácia em somente uma das técnicas (meio motilidade ou meio nutrição).

Gráfico 2 – Amostras positivas em somente um meio de cultura



Fonte: Autor - 2022

Somente uma amostra (33,3%) das três positivas, obteve êxito em ambas as técnicas utilizadas (meio nutriente e motilidade).

Gráfico 3 – Amostra Positiva nos dois Meios



Fonte: Autor - 2022

6 DISCUSSÃO

A relação contemporânea entre os animais e os seres humanos, que convivem no mesmo ambiente, aumenta a chance de uma transmissão e ocorrência de zoonose.²⁷

A estrogiloidíase, que é uma infecção parasitária de abrangência mundial, poderá acometer não somente humanos, mas também animais, como neste caso, o cão. Neste caso o cão assumirá o papel de reservatório, tendo em vista que, neste caso, o ciclo do parasita é o mesmo entre humanos e cães.²

O diagnóstico desta parasitose em cães, é de suma importância, devido ao fato do animal poder assumir o papel de reservatório deste parasito, podendo infectar o homem. Apesar do avanço da ciência ao passar dos anos, as zoonoses ainda se fazem presentes no nosso dia a dia, diante disto, é preciso uma atenção especial ao combate, diagnóstico e tratamento de parasitoses. Outro ponto importante, é a falta de informação sobre a estrogiloidíase na atenção primária, que devido a ser uma infecção muitas vezes assintomática, acaba não gerando tanta divulgação e informação à população, como deveria.²⁷

Muitas técnicas vêm sendo testadas, com o objetivo de testar eficácia, e em especial a sensibilidade. Este estudo, teve o objetivo de comparação de duas técnicas em cultura em placa de ágar, através dos meios motilidade e nutriente. Após a finalização deste trabalho, e análise minuciosa dos resultados apresentados, pode-se perceber a eficácia de ambas as placas, para a detecção do parasita em questão.

Apesar do fato de que, esta técnica utiliza mais recursos e tempo, para a detecção do nematódeo em questão, ainda assim, é a melhor solução para a obtenção do diagnóstico deste parasito. O meio nutriente, assim como o motilidade, mostrou eficácia na detecção do nematódeo, apresentando resultados plausíveis, não somente para *Strongyloides stercoralis*, mas também para a detecção de ancilostomídeos, dando a entender então, que esta técnica poderá ser usada para a detecção de outros parasitas.

Apesar desta técnica levar mais tempo, para a obtenção do diagnóstico, ela ainda assim, é melhor em relação as outras, pois como não apresentam um diagnóstico tão eficaz e com maior sensibilidade, não é de grande confiança.²⁸

Em relação aos custos, sabe-se que o meio motilidade, como já foi citado anteriormente, tem um custo mais alto em relação ao nutriente. O meio nutriente também se mostrou eficaz na detecção do nematódeo intestinal, sendo assim, ele poderá ser usado, o que acarretará numa redução de custos para o diagnóstico.²⁹

Esta pesquisa feita, é a primeira que teve a realização da comparabilidade entre as duas placas apresentadas: meio motilidade e nutriente, e que a realização da observação das larvas dos nematódeos se faz possível.

Por fim, além da importância do diagnóstico da estrogiloidíase, vale ressaltar que, a melhor maneira de acabar com uma zoonose, é a prevenção, ou seja, saneamento básico, água potável, gerando assim, melhor qualidade de vida tanto na população, como nos animais que estão ali presentes.

7 CONCLUSÃO

Ambas as técnicas de cultura em placa de ágar, obtiveram sucesso na detecção de larvas de *Strongyloides stercoralis*, nas amostras dos cães. Por meio destas técnicas, foi possível detectar não somente o parasito em questão, mas também o Ancilostomídeo. Sendo assim, as duas técnicas poderão ser usadas para detectar larvas de *Strongyloides stercoralis*. Mais estudos deverão ser realizados, a fim de comprovar com mais precisão, a eficácia das duas técnicas. Este estudo é pioneiro em fazer análises comparativas entre os dois meios de cultura, e que também realiza o diagnóstico das parasitoses em que a observação das larvas dos nematódeos se fazem possíveis.

9 REFERÊNCIAS

- 1- Nutman TB. Human infection with *Strongyloides stercoralis* and other related *Strongyloides* species. *Parasitology*. 2017 Mar;144(3):263-273.
- 2- Schar, F., Trostorf, U., Giardina, F., Khieu, V., Muth, S., Marti, H., Vounatsou, P. and Odermatt, P. (2013). *Strongyloides stercoralis*: Global Distribution and Risk Factors. *PLoS Neglected Tropical Diseases* 7, e2288.
- 3- Grove DI. Human strongyloidiasis. *Adv Parasitol*. 1996;38:251-309. doi: 10.1016/s0065-308x(08)60036-6. PMID: 8701797.
- 4- KOZUBSKY, L.; ARCHELLI, S. Consideraciones sobre la biología y el diagnóstico de *Strongyloides stercoralis*. *Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana*, v. 38, n. 3, p. 333-338, 2004.
- 5- Freedman, D.O. (1991). Experimental infection of human subjects with *Strongyloides* species. *Reviews of Infectious Diseases* 13, 1221-1226.
- 6- BENINCASA, C.C. et al. Hiper-Infecção por *Strongyloides Stercoralis*. Relato de Caso. **Revista Brasileira de Terapia Intensiva**, v.40, p. 157-167, 2011.
- 7- LEYVA, L. M. et al. Diagnóstico y tratamiento de la estrogiloidosis. **Revista Cubana de Medicina Militar**, v.40, p. 157-167, 2011.
- 8- Nolan, T.J., Megyeri, Z., Bhopale, V.M. and Schad, G.A. (1993). *Strongyloides stercoralis*: the first rodent model for uncomplicated and hyperinfective strongyloidiasis, the Mongolian gerbil (*Meriones unguiculatus*). *Journal of Infectious Diseases* 168, 1479-1484.
- 9- Ashton, F.T., Bhopale, V.M., Fine, A.E. and Schad, G.A. (1995). Sensory neuroanatomy of a skin-penetrating nematode parasite: *Strongyloides stercoralis*. I. Amphidial neurons. *Journal of Comparative Neurology* 357, 281-295.

- 10- Mansfield, L.S. and Schad, G.A. (1992a). *Strongyloides stercoralis* infection in IgA-deficient dogs. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 47, 830-836.
- 11- BENINCASA, C.C. et al. Hiper-Infecção por *Strongyloides Stercoralis*. Relato de Caso. **Revista Brasileira de Terapia Intensiva**, v.19, n.1, p. 128-131, 2007.
- 12- DE BONA, S.; BASSO, R.M.C. Hiperinfecção por *Strongyloides stercoralis* associada ao uso crônico de corticosteroide. **Revista Brasileira de Análises Clínicas**, v.40, n.4, p.247-250, 2008.
- 13- Cervone M, Giannelli A, Otranto D, Perrucci S. *Strongyloides stercoralis* hyperinfection in an immunosuppressed dog from France. *Revue Vétérinaire Clinique*. 2016; 51:55–59.
- 14- Faust, E.C. (1930). The Panama strains of human *Strongyloides*. *Proceedings of the Society for Experimental Biology and Medicine* 17, 1343-1 348.
- 15- Ashford, R.W. and Barnish, G. (1989a). *Strongyloides fuelleborni* and similar parasites in animals and man. In: *Strongyloidiasis: a Major Roundworm Infection of Man* (D.I. Grove ed.), pp. 271-286. London: Taylor & Francis.
- 16- DeVault, G.A., King, J.W., Rohr, M.S., Landreneau, M.D., Brown S.T. I11 and McDonald, J.C. (1990). Opportunistic infections with *Strongyloides stercoralis* in renal transplantation. *Reviews of Infectious Diseases* 12, 653-67 1.
- 17- RIBEIRO, L.C. et al. Púrpura em paciente com estrogiloidíase disseminada. **REVISTA Brasileira de Medicina Tropical**, v.38, n.3, p. 255-257, 2005.
- 18- ANDRADE, E.C. et al. Parasitoses intestinais: uma revisão sobre seus aspectos sociais, epidemiológicos, clínicos e terapêuticos. **APS**, v.13, n.2, p.231-240, 2010.
- 19- Schär F, Trostorf U, Giardina F, Khieu V, Muth S, Marti H, Vounatsou P, Odermatt P. *Strongyloides stercoralis*: Global Distribution and Risk Factors. *PLoS Negl Trop Dis*. 2013 Jul 11;7(7):e2288. doi: 10.1371/journal.pntd.0002288. PMID: 23875033; PMCID: PMC3708837.

- 20- Keiser, P. B. and Nutman, T. B. (2004). *Strongyloides stercoralis* in the immunocompromised population. *Clinical Microbiology Reviews* 17, 208–217.
- 21- Sanpool O, Intapan PM, Rodpai R, Laoraksawong P, Sadaow L, Tourtip S. Dogs are reservoir hosts for possible transmission of human strongyloidiasis in Thailand: molecular identification and genetic diversity of causative parasite species. *J Helminthology*. 2020;94:e110.
- 22- Grove, D. I. (1989). *Strongyloidiasis: A Major Roundworm Infection of Man*. Taylor & Francis, Philadelphia, PA
- 23- Larva Rabditoide. Site: Atlas de Parasitologia Clínica e Doenças Infecciosas. Disponível em: www.parasitologiaclinica.ufsc.br .. Acesso em: Agosto de 2022.
- 24- Larva Filarioide: Site: ResearchGate. Disponível em: www.researchgate.net .. Acesso em Agosto de 2022.
- 25- Little, M.D. (1966). Comparative morphology of six species of *Strongyloides* (Nematoda) and redefinition of the genus. *Journal of Parasitology* 52, 69-84.
- 26- Life Cycle *Strongyloides stercoralis*. Site: CDC. Disponível em www.cdc.gov.. Acesso em: Outubro de 2022.
- 27- SILVESTRINI, Angela Ramos; ROCHA, Arnaldo; SILVESTRINI, Giovanna Ramos; SILVESTRINI, Isabella Ramos; GRUENEWALD, Ana Paola Cottini. **Estrongiloidíase em cães: Relato de caso**. 2022. Pg.1.
- 28- Arakaki T, Hasegawa H, Asato R, Ikeshiro T, Kinjo F, Saito A, Iwanaga M. A new method to detect *Strongyloides stercoralis* from human stool. *Jap J Trop Med Hyg*. 1988;16:11–7.
- 29- Attilio G. *Parasitologia Clínica: Seleção de métodos e técnicas de laboratório para o diagnóstico das parasitoses humanas*. São Paulo Atheneu. 2007;2:124-127.