

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

KARLA KNOBLAUCH
SALVADOR PAGANELLA CHAVES JUNIOR

**APOSTILA DE MÉTODOS DE DIAGNÓSTICO E CASOS CLÍNICOS NA
ÁREA DA PARASITOLOGIA HUMANA**

CURITIBA

2018

KARLA KNOBLAUCH
SALVADOR PAGANELLA CHAVES JUNIOR

**APOSTILA DE MÉTODOS DE DIAGNÓSTICO E CASOS CLÍNICOS NA
ÁREA DA PARASITOLOGIA HUMANA**

Trabalho de Conclusão de Curso
apresentado como requisito à conclusão do
Curso de Ciências Biológicas - Licenciatura,
Setor de Ciências Biológicas, Universidade
Federal do Paraná.

Orientador: Profº. Dr. Andrey José de
Andrade. Departamento de Patologia Básica,
Setor de Ciências Biológicas, Universidade
Federal do Paraná.

CURITIBA
2018

RESUMO

As doenças parasitárias têm um impacto significativo na saúde da população mundial, e ocorrem, especialmente, em países subtropicais, tropicais e subdesenvolvidos. O avanço da globalização e, conseqüentemente, das oportunidades internacionais de estudo e trabalho, entretanto, limitaram a contenção da transmissão dessas enfermidades, permitindo que as mesmas ocorressem ao redor de todo o planeta. A qualidade do saneamento básico, o nível socioeconômico, o grau de escolaridade, e o hábitos de higiene, entre outros, são fatores determinantes para disseminação das doenças parasitárias. Segundo a OMS, 2,4 bilhões de pessoas ainda não têm instalações sanitárias básicas, como banheiros e latrinas, enquanto mais de 660 milhões continuam a beber água de fontes "não melhoradas". No Brasil, 35 milhões de pessoas não são abastecidas com água potável e 100 milhões não têm acesso a coleta do esgoto. Desse modo, é necessário investir em medidas que contornem essa situação e devolvam às pessoas a qualidade de vida que lhes é de direito. A formação de profissionais capacitados na área da Parasitologia Humana prontos para atuarem na prevenção, no diagnóstico e no tratamento das doenças parasitárias é fundamental. Hoje, é escassa na literatura a ocorrência de materiais que abranjam tanto informações referentes ao diagnóstico dessas condições de saúde quanto casos clínicos, necessários para o estudo e entendimento da Parasitologia. O objetivo desse trabalho foi, portanto, desenvolver um material que atendesse à demanda por documentos completos e eficientes. Destinado, a princípio, aos alunos de cursos de graduação da Universidade Federal que se relacionam com o estudo da Parasitologia Humana, e intitulado "Apostila de métodos de diagnóstico e casos clínicos na área da parasitologia humana", o presente recurso didático foi confeccionado de maneira que garantisse a sua praticidade e funcionalidade. As doenças parasitárias foram agrupadas de acordo com os sistemas acometidos, e, para cada uma delas, descreveram-se informações relacionadas com os respectivos parasitos. Após, ainda para cada patologia, foram destinados espaços reservados para ilustrações com o objetivo de ajudar o aluno a assimilar o conteúdo por meio da prática. Os métodos de diagnóstico foram relatados com base na literatura, e os casos clínicos foram reproduzidos de acordo com o conhecimento adquirido pelos autores ao longo de sua formação no curso de Ciências Biológicas da Universidade Federal do Paraná. Adicionalmente, figuras foram inclusas, em arquivo digital, a fim de enriquecer o material e direcionar os estudantes em seus estudos na área da Parasitologia Humana. As perspectivas para o projeto de divulgação da apostila envolvem disponibilizá-la em arquivo PDF, ficando a critério do aluno adquiri-la em forma impressa. Por fim, espera-se validar o material no ano de 2019, seguindo todas as etapas solicitadas pelo comitê de ética da Universidade Federal do Paraná.

Palavras-chaves: Educação, Helmintologia, Protozoologia, Saúde Pública.

ABSTRACT

Parasitic diseases have a significant impact on the health of the world population, and occur especially in subtropical, tropical and underdeveloped countries. The advancement of globalization and, consequently, international opportunities for study and work, however, limited the containment of the transmission of these diseases, allowing them to occur around the entire planet. The quality of basic sanitation, the socioeconomic level, the degree of schooling, and the hygiene habits, among others, are determining factors for the spread of parasitic diseases. According to WHO, 2.4 billion people still do not have basic sanitation facilities, such as toilets and latrines, while more than 660 million people continue to drink water from "unimproved" sources. In Brazil, 35 million people are not supplied with drinkable water and 100 million do not have access to sewage collection. In this way, it is necessary to invest in measures that circumvent this situation and give people the quality of life, to which they have a right. The training of professionals in the field of Human Parasitology ready to act in the prevention, diagnosis and treatment of parasitic diseases is fundamental. Today, is scarce, in the literature, the occurrence of materials that cover both information concerning the diagnosis of these health conditions and clinical cases, necessary for the study and understanding of Parasitology. The objective of this work was, therefore, to develop a material that would meet the demand for complete and efficient documents. Destinated to undergraduate students of Universidade Federal do Paraná that are related to the study of Human Parasitology and entitled Apostila de métodos de diagnóstico e casos clínicos na área da Parasitologia Humana, this didactic resource was made in a way that ensured its practicality and functionality. The parasitic diseases were grouped according to the system they affect, and for each of them information related to the respective parasites was described. Afterwards, for each pathology, spaces were for illustrations to help the student assimilate the content through practice. Diagnostic methods were reported based on the literature, and the clinical cases were reproduced according to the knowledge acquired by the authors throughout their training in the Biological Sciences course of Universidade Federal do Paraná. In addition, figures were included, in a digital file, in order to enrich the material and direct the students to whom it is destined. The perspectives for the project dissemination involve making it available in a PDF file, being at the discretion of the student to acquire it in a printed form. Finally, it is expected to validate the material in the year of 2019 following all stages requested by the ethics committee of Universidade Federal do Paraná.

Key-words: Education, Helminthology, Protozoology, Public Health.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	6
1.1 Doenças Parasitárias	6
1.2 O estudo da Parasitologia e Apostila Didática	6
2. OBJETIVOS	8
2.1 Objetivo geral	8
2.2 Objetivos específicos	8
3. JUSTIFICATIVA	9
4. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	10
5. METODOLOGIA	15
6. RESULTADOS	20
7. CONSIDERAÇÕES FINAIS	21
REFERÊNCIAS	22
ANEXO – APOSTILA DE MÉTODOS DE DIAGNÓSTICO E CASOS CLÍNICOS NA ÁREA DA PARASITOLOGIA HUMANA	24

1. INTRODUÇÃO

1.1 Doenças Parasitárias

As doenças parasitárias, cuja disseminação é controlada por fatores geográficos, sociais e culturais, já foram responsáveis por milhões de mortes ao longo da história. Sabe-se que essas enfermidades ocorrem em todo o planeta, mas sua prevalência se dá nos países tropicais e subtropicais, e as pessoas mais pobres, com condições de higiene e saneamento limitadas, são as que apresentam maior exposição aos organismos parasitos. Segundo dados da OMS, 2,4 bilhões de pessoas ainda não possuem acesso a saneamento básico de qualidade e 600 milhões de pessoas continuam a beber água de fontes “não melhoradas”. No Brasil, 35 milhões de pessoas não são abastecidas com água potável e 100 milhões não têm acesso a coleta do esgoto. Com o avanço da medicina e o desenvolvimento de antibióticos, pesticidas sintéticos e agentes antiparasitários, o número de óbitos relacionados com as doenças parasitárias diminuiu, mas não o suficiente para eliminá-las, já que fatores como a extrema pobreza, a migração humana e o próprio clima contribuem para a sua propagação. O aumento da mobilidade de grandes segmentos da população e a popularidade de países tropicais e subtropicais expõem, anualmente, milhões de pessoas à infecções parasitárias. Por essas razões, o investimento em pesquisas na área da Parasitologia Humana é fundamental, e a formação de profissionais capacitados é o primeiro passo para que as políticas de controle das doenças parasitárias não só se mantenham, mas também sejam aprimoradas.

1.2 O estudo da Parasitologia e Apostila Didática

A Parasitologia Humana, que é o estudo das ações da infestação e infecção dos parasitos nos humanos, e de tudo o que se relaciona com essas condições, é de interesse tanto de profissionais da área da saúde quanto da área biológica. Nos dias de hoje, vários cursos de graduação direcionam seus estudos na Parasitologia Humana por diferentes enfoques. Na Universidade Federal do Paraná, as aulas de Parasitologia Humana, são constituídas de partes teóricas e práticas, e, para ambas, são fornecidos materiais e referências que visam atender à necessidade específica

de cada grupo de estudantes. No entanto, não lhes é disponibilizado um material, que, em sua completude, abranja as diferentes categorias de informações referentes às doenças parasitárias.

O objetivo deste trabalho é desenvolver, com base na literaturatura, uma apostila de métodos de diagnóstico e casos clínicos na área da parasitologia humana, que ofereça aos graduandos da Universidade Federal do Paraná boa parte do conhecimento que lhes é necessário para que se formem como profissionais capacitados a atuar na área da Parasitologia Humana e possam contribuir com o avanço científico e tecnológico na área da saúde, de forma a possibilitar a melhoria na qualidade de vida da população.

Somado a isso, o material confeccionado poderá ser utilizado para consulta bibliográfica futura, estando o profissional formado em um hospital, clínica, laboratório ou escola, dado ao abrangente conteúdo da mesma.

Ao final e após as devidas correções, a apostila será licenciada e depositada como Recurso Educacional Aberto da Universidade Federal do Paraná (REA-PR).

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Confeccionar um material didático para os cursos das áreas da saúde e biológicas da Universidade Federal do Paraná, com informações sobre métodos de diagnóstico e casos clínicos na área da Parasitologia Humana.

2.2 Objetivos específicos

- Fornecer informações a respeito da classificação taxonômica, da distribuição geográfica, do habitat no hospedeiro e da morfologia dos diversos parasitos (protozoários e helmintos) estudados pela Parasitologia Humana;
- Descrever os principais métodos de diagnóstico realizados em Parasitologia Humana;
- Oferecer dados referentes à sintomatologia, à epidemiologia e às formas de transmissão e tratamento das doenças parasitárias, através de sua abordagem em casos clínicos;
- Disponibilizar ilustrações que representem a morfologia das diferentes formas parasitárias mencionadas ao longo do material didático.

3. JUSTIFICATIVA

É abundante, na literatura, materiais de apoio que apresentam métodos de diagnóstico de doenças parasitárias e materiais que reproduzem casos clínicos relacionados com essas doenças. Todavia, é escassa a existência de documentos que abordem ambos, tanto os métodos de detecção de uma forma parasitária quanto os casos clínicos sobre o parasitismo. Com isso, o desenvolvimento de uma apostila que traga todos esses dados de forma conjunta e completa possibilitará a disponibilidade de um material diferenciado e complexo para a comunidade acadêmica da Universidade Federal do Paraná. A apostila de métodos de diagnóstico e casos clínicos na área da Parasitologia Humana foi desenvolvida visando atender de maneira eficiente os diferentes enfoques de cada curso de graduação da UFPR que venha a se envolver com o estudo da Parasitologia Humana.

4. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

A Parasitologia é uma ciência que emergiu na metade do século XIX, a partir da instauração de diversas áreas da medicina, e evoluiu como um ramo da história natural. Mais precisamente, iniciou-se no ano de 1850, nos EUA, com Joseph Leidy. Até então, não se tinha conhecimento de que diversos processos patológicos ocorriam por organismos externos ao indivíduo. Só por volta do ano de 1860, com o estabelecimento dos fundamentos dessa ciência, foi possível a compreensão de que organismos denominados parasitos foram e são responsáveis por inúmeras enfermidades ocorrentes em humanos e outros seres (Foster,1965).

Segundo Neves (2016), parasitismo, a relação que um parasito desenvolve com o ser em que ele se hospeda, é, de fato, uma associação entre seres vivos, em que existe unilateralidade de benefícios, sendo um dos associados prejudicados pela associação. Desse modo, o parasito é o agressor e o hospedeiro é o que alberga o parasito. Assim, doenças parasitárias, antigamente denominadas “doenças da pobreza”, são compreendidas como aquelas em que o parasito causa em seu hospedeiro a infecção, através da penetração e desenvolvimento ou multiplicação, dentro de seu organismo, ou infestação, por meio do alojamento, desenvolvimento ou multiplicação, e reprodução na superfície do corpo ou vestes. Ambas as situações exemplificam o andamento de um processo com sinais clínicos característicos.

As oportunidades de desenvolvimento da Parasitologia aumentaram com a criação e a manutenção das escolas de medicina e hospitais nos trópicos, fato que só ocorreu no final do século XIX, criando oportunidade para os estudos sobre os parasitos tropicais (Lacaz, 1972). Os maiores avanços e descobertas da Parasitologia tropical foram realizados por homens pertencentes a laboratórios de algumas universidades ao redor do mundo: Army e Laveran, na Argélia; Bunch, na África do Sul; Ross, na Índia; Manson, na China; Rudolphi, Von Siebold, Leuckhart, Kcheinmeister e Cobbold, na Europa, e Bancroft, Queensland e Wucherer, no Brasil (Foster,1965).

Ainda citando Foster (1965), além de profissionais com qualificações médicas, muitos dos personagens que se distinguiram na Parasitologia eram zoólogos ou outros profissionais relacionados com o campo da história natural (Foster,1965). Ao longo do tempo, tal ciência foi sendo construída com a descoberta e descrição de

diferentes agentes patogênicos por vários parasitologistas ao redor do mundo. Posteriormente, suas pesquisas também disponibilizaram informações sobre os vetores e os mecanismos de transmissão das diversas doenças causadas pelos parasitos.

Segundo Nunes (2000), no Brasil, o histórico da Parasitologia circunda o progresso da medicina tropical antes mesmo de os fundamentos da Parasitologia serem discutidos no final do século XIX. Em 1829, a Sociedade de Medicina e Cirurgia do Rio de Janeiro, através de um amplo programa, ressaltou a importância da adoção de medidas de higiene pela população e estendeu-se até a medicina legal, passando pela educação física das crianças, os enterros nas igrejas e denúncias da carência em hospitais. Ainda, estabeleceu regulamentos sobre as farmácias, elaborou medidas para melhor atendimento aos doentes mentais, e alertou sobre a insalubridade dos prostíbulos. Foi a época da medicalização das instituições – hospitais, cemitérios, escolas, quartéis e prostíbulos.

No século atual, a expansão da tecnologia e da mobilidade, bem como os avanços nas áreas médicas e biológicas associados à descoberta e ao aprimoramento de ferramentas como o microscópio permitiram a disseminação do conhecimento na área da Parasitologia. Com isso, a identificação, o tratamento e a prevenção das doenças parasitárias têm se dado de modo cada vez mais eficaz, colaborando com a melhora na qualidade de vida, especialmente, das populações sob maior risco de contrair doenças de origem parasitária. (Zeibig, 2014).

Contudo, segundo Busato (2014) as doenças parasitárias ainda ocupam um papel relevante entre as causas de morte no Brasil. Este grupo de doenças se reveste de importância por seu expressivo impacto social, já que está diretamente associado à pobreza e à qualidade de vida, enquadrando patologias relacionadas a condições de habitação, alimentação e higiene precárias. Além disso, a análise do comportamento das doenças parasitárias pode servir para avaliar as condições de desenvolvimento de determinada região, através da relação entre níveis de mortalidade e morbidade e condições de vida da população, fato que maximiza a necessidade da expansão da Parasitologia.

Ao perceber a Parasitologia como uma ciência que estuda a complexidade das inúmeras associações entre parasitos e seus hospedeiros, compreende-se que a sequente ascensão da educação em Parasitologia refletiu na segmentação de suas linhas de pesquisa. Hoje, essa ciência está dividida em quatro ramos, que

organizam os possíveis hospedeiros em diferentes grupos e classificam os parasitos de acordo com os organismos que invadem, bem como o meio pelo qual o fazem. As divisões da Parasitologia são: Parasitologia Humana; Parasitologia Veterinária; Parasitologia Agrária e Parasitologia Ambiental. Segundo a tabela de áreas do conhecimento do Conselho Nacional de Pesquisa e Desenvolvimento (CNPq) a Parasitologia se divide em Protozoologia de Parasitos, Helmintologia de Parasitos e Entomologia e Malacologia de Parasitos e Vetores. De forma geral os quatro ramos dessas ciências ocupam-se dos estudos dos parasitos de todos os aspectos de interesse médico-veterinário, econômico e ambiental que se relacionam com as três grandes áreas, permitindo uma formatação de conteúdo, algumas das vezes, similar entre as mesmas. Particularmente, a Parasitologia Humana, por sua vez, direciona-se para o entendimento acerca das formas parasitárias de humanos, as doenças que elas causam, sua epidemiologia e seus métodos de diagnóstico, tratamento e prevenção. Três grandes grupos de parasitos de importância clínica são estudados nessa ciência: os parasitos unicelulares ou protozoários; os vermes multicelulares ou helmintos; e os artrópodes (Zeibig, 2014).

Para os cursos de graduação da Universidade Federal do Paraná em que o estudo da Parasitologia Humana se faz presente, busca-se adotar uma literatura de referência no campo. Entre as obras mais consultadas, citam-se *Parasitologia Humana*, de David Pereira Neves e colaboradores e *Parasitologia*, de Luis Rey. Além desses autores, outras obras, como atlas ilustrados e artigos publicados em meios de divulgação conceituados também podem contribuir com a construção do conhecimento dos graduandos. Sabe-se, ainda, que cada curso tem seu próprio enfoque em Parasitologia: enquanto para o curso de Ciências Biológicas tem-se como preocupação abordar a ciência relacionada a grupos expostos (ex. escolas e comunidade), no curso de Nutrição o enfoque é dado para a contaminação alimentar, ligada ao ambiente, enquanto fator de risco para aquisição de uma determinada parasitose. Nos cursos de Biomedicina e Farmácia os métodos de diagnóstico, bem como a interpretação dos mesmos são os direcionamentos oferecidos pelos docentes. Já na Medicina e Enfermagem, além do saber interpretar a parasitose por meio dos sinais/sintomas detectados, apresenta-se o cuidado necessário com o paciente e o acompanhamento do mesmo ao longo do tempo. Já no curso de Engenharia de Bioprocessos e Biotecnologia, aliado aos exames parasitológicos clássicos, tras-se sempre informações para o desenvolvimento de

técnicas modernas de diagnóstico. Independente das particularidades de cada curso, preocupa-se com os dados epidemiológicos e os métodos preventivos das doenças parasitárias. Particularmente no que se refere aos aspectos de diagnóstico e tratamento de tais enfermidades, são sempre explicados como ocorrem a interrupção de transmissão de um agente patogênico transmitido por um vetor (ex. *Plasmodium* spp.) ou mesmo agente biológico (ex. *Pediculus humanus capitis*).

Com isso, atenta-se para o bom planejamento das disciplinas de Parasitologia, seja no que diz respeito à preparação do professor ou à oferta de ferramentas alternativas de ensino. O que se encontra, hoje, como auxílio no ensino da Parasitologia, são imagens ilustrativas, roteiros de aulas práticas e apostilas incompletas, que abordam apenas ou um determinado assunto.

Como ressalta Piaget (1969), uma melhor construção do conhecimento ocorre com a utilização de meios que tornem o ensino teórico o mais atrativo possível. Vários estudos demonstraram a importância do uso de modelos didáticos integrais, uma vez que facilitam o processo de ensino-aprendizagem, tornando-o mais dinâmico, melhorando a fixação dos conteúdos e proporcionando uma aprendizagem mais significativa (Oliveira, 2005). Ainda, de acordo com D'Ávila e Veiga (2013), a tarefa central do ensino é proporcionar oportunidades didáticas para que a aprendizagem ocorra por compreensão, ou seja, modelos que atendam, de forma absoluta, as necessidades dos estudantes.

De acordo com Falchemback (2005), ao construir uma apostila didática, é imprescindível saber quais os passos a serem seguidos para que haja coerência com o objetivo a ser alcançado, bem como as metodologias existentes que servirão como apoio teórico para a realização do trabalho. Em geral, o processo de desenvolvimento de uma apostila possui a seguinte estrutura (Falchemback, 2005):

- Estabelecer quais objetivos pretende-se alcançar com o uso do material didático. Conhecer o público alvo e como este público pode ser beneficiado no processo de ensino aprendizagem;
- Pesquisar e selecionar os materiais já presentes na literatura, com o intuito de conhecer o que já é comum e de que forma são empregados esses materiais. Assim, uma nova proposta de material pode ser desenvolvida, diferenciando-se do que já foi realizado por outros autores;
- Produzir um material adequado às necessidades do público alvo. O material deve conter uma linguagem menos maçante, para evitar detalhes desnecessários e

aumentar a relevância do conteúdo. Além disso, o docente precisa, constantemente, analisar as necessidades e dificuldades dos alunos, a fim de contribuir da melhor maneira possível para o aprendizado de seus discentes;

- Identificar como será o acesso ao conteúdo didático e seu desdobramento;
- Acompanhar o progresso do ensino aprendizagem do aluno e, a partir disso, renovar e atualizar o conteúdo do material educativo.

Para atingir as etapas listadas acima, é de extrema importância conhecer o público alvo do projeto. Assim, o conteúdo educativo deve agrupar as melhores técnicas, ferramentas e práticas para buscar a consistência e alcançar seus objetivos (Falchemback, 2005).

5. METODOLOGIA

O presente trabalho foi desenvolvido por Karla Knoblauch e Salvador Paganella Chaves Junior, estudantes de licenciatura em Ciências Biológicas da Universidade Federal do Paraná, sob orientação do professor Drº Andrey José de Andrade, docente da área de Parasitologia alocado no departamento de Patologia Básica na mesma instituição. O projeto consistiu do planejamento e desenvolvimento de uma apostila didática impressa com informações sobre métodos de diagnóstico e casos clínicos de doenças parasitárias. O objetivo central é destiná-la aos alunos dos cursos de Biomedicina, Ciências Biológicas, Enfermagem, Engenharia de Bioprocessos e Biotecnologia, Farmácia, Medicina e Nutrição, a ser utilizada durante aulas práticas das disciplinas Parasitologia Humana (BP 040), Projeto Integrado I - Saúde Escolar e Comunitária (BIO 015 – D/N), Parasitologia Molecular (BP 027), Parasitologia Humana– Enfermagem (BP 006), Parasitologia Aplicada à Farmácia (BP 332), Parasitologia Humana (BP 331) e Parasitologia – Nutrição (BP 207), respectivamente.

Inicialmente, a equipe se reuniu para determinar alguns aspectos fundamentais do trabalho, como pesquisa de referências bibliográficas, elaboração de casos clínicos envolvendo os diversos grupos de parasitos que deveriam estar presentes na apostila, seleção de imagens ilustrativas, e o planejamento das etapas do desenvolvimento do material como um todo. Estabelecidos esses pontos, e após obedecer a entrega de alguns documentos nas datas estabelecidas, a confecção da apostila foi iniciada atendendo alguns parâmetros de organização. O primeiro passo foi alocar as doenças parasitárias em grupos, categorizando-as de acordo com o sistema e/ou órgão que elas afetam. Assim, cada enfermidade tratada na apostila didática constitui um dos seguintes conjuntos: 1) doenças parasitárias do trato gastrointestinal e urogenital; 2) doenças parasitárias do sangue; 3) doenças parasitárias do fígado, pulmão, da pele e de outros órgãos principais; 4) doenças parasitárias do globo ocular; 5) doenças parasitárias do sistema nervoso central; 6) doenças parasitárias zoonóticas. Exclui-se dos documento os artrópodes e os protozoários comensais.

A seguir, serão listadas todas as doenças parasitárias contidas em cada um dos grupos citados acima, ordenadas de acordo com a sua aparição na apostila.

1. DOENÇAS PARASITÁRIAS DO TRATO GASTROINTESTINAL E UROGENITAL

- 1.1 Amebiose
- 1.2 Ancilostomose
- 1.3 Ascaridiose
- 1.4 Balantidiose
- 1.5 Blastocistose humana
- 1.6 Ciclosporose
- 1.7 Cistoisoporose
- 1.8 Criptosporidiose
- 1.9 Enterobiose (oxiuriose)
- 1.10 Esquistossomose mansônica
- 1.11 Estrongiloidiose
- 1.12 Giardiose
- 1.13 Microsporidiose
- 1.14 Teniose
- 1.15 Tricomonose urogenital
- 1.16 Tricurose

2. DOENÇAS PARASITÁRIAS DO SANGUE

- 2.1 Doença de Chagas
- 2.2 Elefantíase (filariose linfática)
- 2.3 Leishmaniose tegumentar visceral
- 2.4 Malária

3. DOENÇAS PARASITÁRIAS DO FÍGADO, PULMÃO, DA PELE E DE OUTROS ÓRGÃOS PRINCIPAIS

3.1 Doença de Chagas

3.2 Esquistossomose mansônica

3.3 Larva *migrans* visceral

3.4 Leishmaniose tegumentar visceral

4. DOENÇAS PARASITÁRIAS DO GLOBO OCULAR

4.1 Ceratite por *Acanthamoeba* spp.

4.2 Oncocercose

4.3 Toxoplasmose ocular

5. DOENÇAS PARASITÁRIAS DO SISTEMA NERVOSO CENTRAL

5.1 Cisticercose

5.2 Encefalite amebiana granulomatosa (EAG)

5.3 Meningocefalite amebiana primária (MAP)

5.4 Toxoplasmose cerebral

6. DOENÇAS PARASITÁRIAS ZOONÓTICAS

6.1 Anisquiose

6.2 Fasciolose hepática

6.3 Hidatidose

6.4 Himenolepiose

6.5 Larva de *migrans* cutânea

Ressalta-se que foi decidido agrupar as doenças parasitárias de acordo com o sistema e ou órgãos que elas acometem, pois essa é a maneira pela qual os autores vêm organizando os materiais bibliográficos, e pela qual a Parasitologia Humana, independente do curso, tem sido estudada na Universidade Federal do Paraná, justamente pela praticidade que essa classificação garante.

Definidas as doenças a serem tratadas em cada sistema, para cada uma delas, que foram postas em seus respectivos grupos em ordem alfabética, foram descritas informações relativas ao parasito responsável por ela, como: classificação taxonômica; distribuição geográfica; habitat; formas parasitárias e morfologia. Seguindo, foram disponibilizados espaços para desenhos, nos quais é solicitado aos alunos que reproduzam a morfologia observada em microscópio ou em fotografias e ilustrações. Essa parte da apostila foi produzida pensando nos exercícios realizados nas aulas práticas de Parasitologia Humana, sendo eficientes pois auxiliam o aluno na assimilação e fixação do conteúdo estudado.

Após, ainda para cada doença, foram descritos os métodos de diagnóstico, com as principais técnicas e exames realizados no processo de diagnose das doenças parasitárias. Ao final, foram adaptados da literatura ou elaborados novos casos clínicos relativos às doenças tratadas anteriormente na apostila, um para cada doença, totalizando 35. Em cada um deles foram disponibilizadas as informações necessárias para que os alunos, ao aplicarem o que foi aprendido durante as aulas teóricas ou leitura da apostila, sejam capazes de chegar às respostas corretas e apresentem aprendizado satisfatório no que diz respeito às doenças parasitárias. Ainda, para os casos que foram adaptados da literatura, há o *link* do artigo científico para que os alunos e os professores possam enriquecer seu conhecimento.

Considerando que o material, enriquecido em dados, é bastante extenso em relação ao número de páginas, a porção da apostila referente aos espaços destinados para desenhos da morfologia foi replicada ao final da apostila para possibilitar ao aluno manter o conteúdo para consulta em dispositivo móvel ou computador, e imprimir apenas os exercícios para realizá-los em aula prática.

Como material anexo, foram armazenadas em CD imagens em formato JPEG das diferentes formas parasitárias abrangidas na apostila didática em questão, as quais poderão ser repassadas aos alunos por meio de um *link* para acesso, que será criado posteriormente.

Todas as informações relativas às doenças parasitárias, aos métodos de diagnóstico, e aos casos clínicos, bem como imagens das formas parasitárias, foram consultadas em bibliografias de referência no campo da Parasitologia. Livros como: Neves, D. P. **Parasitologia Humana**. 13. ed. São Paulo: Atheneu, 2016; Coura, J. R. **Dinâmica das Doenças Infecciosas e Parasitárias**. Rio de Janeiro, Guanabara Koogan, 2005; Coura, J. R. **Síntese das doenças infecciosas e parasitárias**. Rio de Janeiro, Guanabara Koogan, 2008; Minami, P. S. Miche, M. P. e Yamamoto, Y. I. **Métodos laboratoriais aplicados ao diagnóstico das parasitoses**. Cultura Médica, 1998; Rey, L. **Bases da Parasitologia Médica**. 2ª ed., Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2010; Rey, L. **Parasitologia**. 4ªed.,Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2008; Ferreira, M.U. Foronda, A. e Schumaker, T.S.S. **Fundamentos Biológicos da Parasitologia Humana**. Barueri-SP, Manole, 2003; OMS. **Procedimentos laboratoriais em parasitologia médica**. 1ªed. Livraria Santos, 1994; Pessoa, S. B. e Martins, A. V. **Parasitologia médica**. 11ª ed. Guanabara Koogan, 1982; Veronesi, R; Focaccia, R. e Dietze, R. **Doenças Infecciosas e Parasitárias**, 8ªed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1991; Zaman, V. **Atlas de parasitologia clínica**. 2ª ed. Balgowlah. Ed. Médica Paramericana, 1993; Zeibig,E. A. **Parasitologia clínica: uma abordagem clínico-laboratorial**. Tradução: Adrianna Pittela Sudré. – 1. ed. – Rio de Janeiro: Elsevier, 2014; De Carli, G. A. **Atlas de diagnóstico em parasitologia humana/** Geraldo Attilio De Carli, Tiana Tasca. São Paulo. Editora Atheneu. 2014.

Em relação às imagens, todas foram buscadas em sites de fontes confiáveis, como os de instituições de ensino universitário, tanto nacionais como internacionais, da Organização Mundial da Saúde e, também, nos livros citados a cima, mantendo o comprometimento com uma educação de qualidade e com a e formação de profissionais capacitados.

6. RESULTADOS

Verificar o item Anexos.

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Uma vez que o foco do trabalho circundou o desenvolvimento da apostila, todos os resultados adquiridos se relacionam com a estrutura do material didático e não com a sua aplicação em sala de aula propriamente dita. Em relação a isso, citam-se algumas perspectivas futuras, tanto em relação ao aprimoramento do conteúdo quanto às atividades de validação do material e licenciamento do mesmo. Futuramente, serão adicionadas à apostila informações sobre doenças parasitológicas causadas por ectoparasitos, o que contribuirá com a completude do material. Ainda, pretende-se validar a apostila junto ao comitê de ética responsável da Universidade Federal do Paraná com o intuito de levá-la para os alunos dos diferentes cursos de graduação da UFPR para que possam usá-la como material de apoio nas aulas Parasitologia Humana para que sua eficácia seja verificada.

REFERÊNCIAS

- Coura, J. R. **Dinâmica das Doenças Infecciosas e Parasitárias**. Rio de Janeiro, Guanabara Koogan, 2005.
- Coura, J. R. **Síntese das doenças infecciosas e parasitárias**. Rio de Janeiro, Guanabara Koogan, 2008.
- D´ávila, C.M. Veiga, I.P.A. Profissão docente na educação superior. Curitiba: **Editora CRV**. p. 19-34, 2013.
- De Carli, G. A. **Atlas de diagnóstico em parasitologia humana**/ Geraldo Atílio De Carli, Tiana Tasca. São Paulo. Editora Atheneu. 2014.
- Falkembach, Gilse Antoninha Morgental. Concepção e desenvolvimento de material educativo digital. **Novas tecnologias na Educação**, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, V.3, nº 1, p. 1-16, mai. 2005.
- Ferreira, M.U. Foronda, A. e Schumaker, T.S.S. **Fundamentos Biológicos da Parasitologia Humana**. Barueri-SP, Manole, 2003.
- Foster W. D. **A history of parasitology**. E & S Living-ton Ltda, Edimburgo-Londres, 1965.
- Lacaz C. S. **Introdução à geografia médica do Brasil**. São Paulo, Edgard Blucher-Edusp, São Paulo, 1972.
- Markell, E. K. John, D. T. Krotoski, W. A. **Parasitologia médica**. 8ª ed. Editora Guanabara Koogan S. A. 2003
- Minami, P. S. Miche, M. P. e Yamamoto, Y. I. **Métodos laboratoriais aplicados ao diagnóstico das parasitoses**. Cultura Médica, 1998.
- Neves, D. P. **Parasitologia Humana**. 13. ed. São Paulo: Atheneu, 2016.
- Nunes E. D. Sobre a história da saúde pública: idéias e autores. **Ciência & Saúde Coletiva** 5(2):251-264, 2000.
- Oliveira, S.S. Concepções alternativas e ensino de biologia: como utilizar estratégias diferenciadas na formação inicial de licenciados. **Educar**, v. 26, p, 233-250, 2005.
- OMS. **Procedimentos laboratoriais em parasitologia médica**. 1ªed. Livraria Santos, 1994.
- Paes, N. A. Silva, L. A. Doenças infecciosas e parasitárias no Brasil: uma década de transição. **Revista Panamericana Salud Publica/Panamericana Am J Public Health** 6(2), 1999.

Pessôa, S. B. e Martins, A. V. **Parasitologia médica**. 11^a ed. Guanabara Koogan, 1982.

Piaget, J. **Seis estudos de psicologia**. Rio de Janeiro: Editora Forense, 1969.

Rey, L. **Bases da Parasitologia Médica**. 2^a ed., Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2010.

Rey, L. **Parasitologia**. 4^aed.,Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2008.

Uma abordagem histórica da trajetória da parasitologia. Disponível em: <<http://www.scielo.br/pdf/csc/v8n3/17461.pdf>>. Acesso: 20/04/2018

Veronesi, R; Focaccia, R. e Dietze, R. **Doenças Infecciosas e Parasitárias**, 8^aed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1991.

Zaman, V. **Atlas de parasitologia clínica**. 2^a ed. Balgowlah. Ed. Médica Paramericana, 1993.

Zeibig,E. A. **Parasitologia clínica: uma abordagem clínico-laboratorial**. Tradução: Adrianna Pittela Sudré. – 1. ed. – Rio de Janeiro: Elsevier, 2014.

**ANEXO – APOSTILA DE MÉTODOS DE DIAGNÓSTICO E CASOS CLÍNICOS NA
ÁREA DA PARASITOLOGIA HUMANA**



**UNIVERSIDADE FEDERAL DO
PARANÁ**

SETOR DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS

**APOSTILA DE MÉTODOS
DE DIAGNÓSTICO E CASOS
CLÍNICOS NA ÁREA DA
PARASITOLOGIA HUMANA**

**KARLA KNOBLAUCH
SALVADOR PAGANELLA CHAVES JUNIOR**

KARLA KNOBLAUCH
SALVADOR PAGANELLA CHAVES JUNIOR

**APOSTILA DE MÉTODOS DE DIAGNÓSTICO E CASOS CLÍNICOS NA
ÁREA DA PARASITOLOGIA HUMANA**

Orientador: Prof^o. Dr. Andrey José de Andrade.
Departamento de Patologia Básica, Setor de
Ciências Biológicas, Universidade Federal do
Paraná.

CURITIBA

2018

APRESENTAÇÃO

As aulas de Parasitologia Humana, ofertadas em disciplinas de diversos cursos de graduação da Universidade Federal do Paraná, abrangem conteúdos com grande relevância para a saúde pública. Os cursos de Biomedicina, Ciências Biológicas, Enfermagem, Farmácia, Medicina e Nutrição abordam os processos parasitológicos humanos sob diferentes perspectivas: enquanto alguns centralizam seus estudos na epidemiologia e nos métodos de prevenção, outros priorizam o ensino dos métodos de diagnóstico e tratamentos para as doenças parasitárias. Entretanto, ainda que existam distintos focos de estudo dentro da educação em Parasitologia, é essencial que aos discentes sejam oferecidas tantas referências quanto for possível, de modo a promover a integridade de seu conhecimento.

Esta apostila de métodos de diagnóstico e casos clínicos na área da parasitologia humana está constituída de modo que atenda, em termos de conhecimento, todos os cursos de graduação para os quais ela é direcionada, tendo sido categorizada minuciosamente. Sua divisão e organização foi pensada de forma que o acesso ao conteúdo seja prático e fácil. Com isso, os autores optaram por segmentar esse material, primeiramente, agrupando as doenças parasitárias de acordo com o sistema que elas afetam: doenças parasitárias do trato gastrointestinal e urogenital; doenças parasitárias do sangue; doenças parasitárias do fígado, pulmão da pele e de outros órgãos principais; doenças do globo ocular, doenças do sistema nervoso central e doenças parasitárias zoonóticas, respectivamente.

Para cada doença parasitária são disponibilizadas informações sobre a classificação do parasito responsável, bem como sua distribuição geográfica, seu habitat, suas formas parasitárias e sua morfologia. Logo após, são reservados, ainda para cada doença parasitária, tanto espaços para desenhos, onde é solicitado aos alunos que reproduzam a morfologia das formas parasitárias do respectivo organismo, quanto o método de diagnóstico relacionado com a enfermidade. Nessa parte, encontram-se descritos os diferentes métodos e exames da parasitologia que são aplicados para cada doença parasitária.

Finalizando a abordagem dos diferentes sistemas e das doenças parasitárias que os acometem, são apresentados diferentes casos clínicos, cuja função é estimular o estudante a praticar exercícios que o ajudem no tocante à fixação do conteúdo. Em sala, o professor, após ministrar suas aulas, solicita que sejam realizados casos clínicos específicos, informando aos discentes que busquem pelas informações no corpo do texto desta apostila.

Sugere-se que a Apostila de casos clínicos e métodos de diagnóstico na área de parasitologia humana seja repassada aos estudantes eletronicamente, em formato PDF, visando a praticidade do manuseio, já que o material é bastante extenso. De tal modo, os próprios decidem se preferem o material impresso ou se preferem acessá-lo por aparelho eletrônico (celular, *tablet*, computador). Caso os alunos prefiram assim, é permitido que tenham impresso apenas os exercícios de casos clínicos e as páginas destinadas aos desenhos de morfologia dos parasitos. Pensando em tal acessibilidade, os autores selecionaram apenas essas páginas mencionadas e as dispuseram ao final da apostila para garantir uma menor impressão de papel.

Os autores desenvolveram todo este documento ao longo de um ano, como trabalho de conclusão do curso de licenciatura em Ciências Biológicas da Universidade Federal do Paraná, e pretendem aprimorá-lo respeitando sugestões de docentes e alunos envolvidos com o estudo da parasitologia humana. Eles acreditam que o acesso ao conhecimento é um bem comum a todos os membros da comunidade acadêmica, e que os padrões de excelência das informações divulgadas devem sempre ser buscados e conquistados com a soberania da ética e moral.

SUMÁRIO

DOENÇAS PARASITÁRIAS DO TRATO GASTROINTESTINAL E UROGENITAL	6
Amebíose intestinal.....	6
Ancilostomose	11
Ascariíose.....	17
Balantidíose	20
Blastocistose humana.....	22
Ciclosporoze	25
Cistoisosoze.....	28
Criptosporidíose	31
Enterobíose (oxiurose)	33
Esquistossomose mansônica	36
Estrongiloidíose	39
Giardíose.....	42
Microsporidíose.....	44
Teníose	47
Tricomonoze urogenital	52
Tricuroze.....	55
DOENÇAS PARASITÁRIAS DO SANGUE	57
Doença de Chagas	57
Elefantíase (filariose linfática)	62
Leishmaniose tegumentar e visceral.....	65
Malária.....	68
DOENÇAS PARASITÁRIAS DO FÍGADO, PULMÃO, DA PELE E DE OUTROS ÓRGÃOS PRINCIPAIS	74
Doença de Chagas	74
Esquistossomose mansônica	76
Larva de <i>migrans</i> visceral.....	78
Leishmaniose tegumentar e visceral.....	81
DOENÇAS PARASITÁRIAS DO GLOBO OCULAR	82
Ceratite por <i>Acanthamoeba</i> spp.	82
Oncocercose	84
Toxoplasmose ocular.....	86

DOENÇAS PARASITÁRIAS DO SISTEMA NERVOSO CENTRAL	88
Cisticercose.....	88
Encefalite amebiana granulomatosa (EAG).....	90
Meningocefalite amebiana primária (MAP).....	92
Toxoplasmose cerebral.....	94
DOENÇAS PARASITÁRIAS ZOONÓTICAS	96
Anisquiase	96
Fasciolose hepática.....	98
Hidatidose.....	100
Himenolepiose.....	103
Larva de <i>migrans</i> cutânea	107
CASOS CLÍNICOS	110
REFERÊNCIAS	135
REFERÊNCIAS DAS IMAGENS	137
ANEXOS	143

DOENÇAS PARASITÁRIAS DO TRATO GASTROINTESTINAL E UROGENITAL

Amebiose intestinal

Outros nomes da doença: colite amebiana, disenteria amebiana.

Parasito: *Entamoeba histolytica*/ *Entamoeba dispar*.

Classificação: Protozoa, Filo Sarcomastigophora – Amebas.

Distribuição geográfica: Cosmopolita.

Habitat: lúmen do cólon e ceco intestinal.

Formas parasitárias:

Infectante: cistos maduros.

Patogênica: trofozoítos.

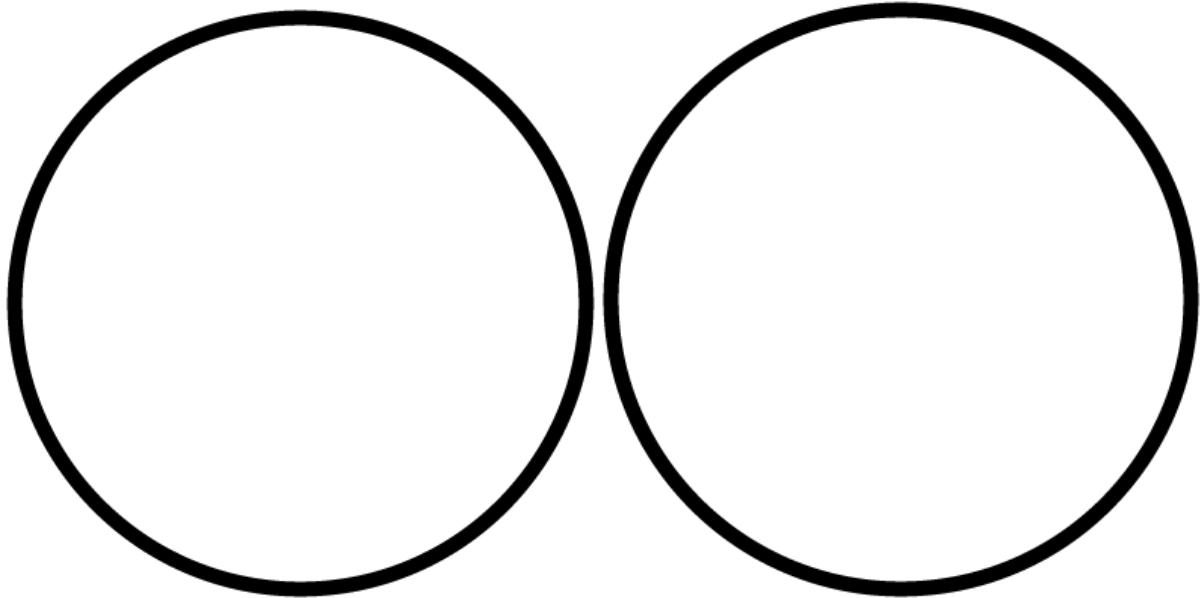
Morfologia: *E. histolytica* e *E. dispar* são morfologicamente indistinguíveis, por isso serão tratadas na mesma seção.

Trofozoítos: são pleomórficos, assimétricos e alongados. Apresentam movimentos rápidos, unidirecionais e progressivos, obtidos através da emissão de pseudópodes hialinos digitiformes. Utilizando a coloração hematoxilina férrica, os trofozoítos exibem o citoplasma diferenciado em ectoplasma claro e hialino e endoplasma ligeiramente granuloso, lembrando a aparência de vidro fosco. No endoplasma estão vacúolos, núcleos e restos de nutrientes. O núcleo é pouco visível nas formas vivas. Quando corados, observa-se um núcleo central, com uma pequena massa de cromatina periférica (cariossomo) depositada na membrana nuclear. A morfologia nuclear é um dos principais critérios para distinguir as espécies de amebas. Medidas: de 10 a 60 µm, com média que varia entre 12 e 25 µm.

Cistos: os maduros possuem quatro núcleos, já os imaturos de um a dois. Esses núcleos não são observados nas preparações a fresco sem coloração. Nas preparações coradas (solução de iodo), o núcleo apresenta um pequeno cariossoma e está localizado na região marginal dos cistos, deslocado por um grande vacúolo. Este vacúolo contém glicogênio, o qual se acredita ser uma reserva nutritiva. No citoplasma, podem estar presentes corpos cromatóides, geralmente alongados, lembrando a forma de um charuto ou bastonetes, com as pontas arredondadas ou ovais. A presença de corpos cromatóides e/ou vacúolo de glicogênio

podem ser usadas para a identificação do organismo. O cisto uninucleado, por divisão binária, se torna binucleado e, finalmente, tetranucleado. Tamanho: 10 a 20 µm de diâmetro.

Desenhos:



Trofozoíto de *Entamoeba histolytica/Entamoeba dispar*

Cisto maduro de *Entamoeba histolytica/Entamoeba dispar*

Diagnóstico: a identificação microscópica de cistos e trofozoítos nas fezes é o método indicado para o diagnóstico da *Entamoeba histolytica/Entamoeba dispar*. Devem-se utilizar técnicas de concentração, baseadas em dois princípios: 1) flutuação em solução de alta densidade, como a solução de sulfato de zinco a 33% e densidade 1,18 g/mL (método de Faust e cols. 1939); 2) centrifugação em éter (Método de MIFC). Além dessas técnicas, pode-se usar o exame direto a fresco, em que as fezes são diluídas em solução fisiológica de salina e coradas com lugol, ou pelo método de sedimentação em água (método de Hoffman, Pons e Janner ou Lutz, 1934).

*A *E. histolytica* deve ser diferenciada dos protozoários intestinais e essa diferenciação se dá por meio das características morfológicas dos trofozoítos e dos cistos. A *E. dispar*, forma não patogênica, é morfolologicamente idêntica à patogênica *E. histolytica*, e o diagnóstico laboratorial entre as duas espécies não pode ser visualizado através dos esfregaços permanentes corados de espécimes fecais, somente se forem observadas hemácias fagocitadas pelos trofozoítos da *E. histolytica*. Para a diferenciação desses

organismos, devem-se utilizar testes isoenzimáticos, imunológicos e pela biologia molecular (reação em cadeia da polimerase – PCR).

Exames:

Centrífugo-flutuação em sulfato de zinco (Método de Faust, 1939).

A técnica de centrífugo-flutuação com sulfato de zinco é utilizada tanto na detecção de estruturas leves quanto de ovos pesados, o que sugere ser um método com boa sensibilidade diagnóstica. O primeiro passo é diluir cerca de 10 g de fezes em 20 mL de água filtrada e homogeneizar. Filtrar a solução através de gaze dobrada em quatro e transferir para um tubo de Wasserman (tubo de hemólise). Centrifugar a preparação por um minuto a 2500 rpm. Após a centrifugação, descarta-se o líquido sobrenadante e coloca-se o sedimento em água. Repete-se esse procedimento por mais duas ou três vezes, até que o líquido sobrenadante apresente um aspecto hialino. Depois da última centrifugação, descarta-se a água sobrenadante e adiciona-se ao sedimento 20 mL de solução de sulfato de zinco a 33%, com densidade de 1,18 g/mL. O sulfato de zinco diminui a tensão superficial da água, fazendo com que as estruturas leves subam para a superfície da solução. Em seguida, centrifugar novamente, durante um minuto a 2500 rpm. Os cistos do protozoário, presentes na amostra fecal, estarão na película superficial. Portanto, recolhe-se essa película com o auxílio da alça de platina e transfere-se para uma lâmina de vidro. Ainda, o preparado é corado com uma gota de lugol e levado ao microscópio óptico sob lamínula para o diagnóstico do parasito. Examinar com as objetivas de 10x e/ou 40x. É de extrema importância que o material seja examinado imediatamente, pois a solução de sulfato de zinco pode danificar as formas parasitárias, especialmente os cistos de protozoários.

Método de sedimentação espontânea (Hoffman, Pons e Janner ou Lutz, 1934).

Essa técnica tem como vantagens ser de baixo custo e de fácil preparação, entretanto, é demorada e inespecífica. Fundamenta-se na sedimentação espontânea em água, permitindo encontrar cistos de protozoários, como também, ovos e larvas de helmintos. O primeiro passo é colocar 2 g da amostra fecal em um copo plástico (ou em um frasco de Borrel), acrescentar aproximadamente 5 ml de água e misturar com o auxílio de um bastão de vidro ou até mesmo um palito de sorvete. Adicionam-se mais 20 ml de água para diluir a solução. Posteriormente, a solução é filtrada para um cálice cônico de 200 mL de capacidade, através de uma tela metálica ou gaze cirúrgica dobrada em quatro, e os detritos que ficarem retidos são lavados com mais 20 mL de água. Em seguida, é necessário deixar a suspensão em repouso no período de até 24 horas.

Após o repouso, deve-se analisar o aspecto do livre sobrenadante. Caso ele esteja turvo, é preciso descartá-lo com cuidado, para não perder o sedimento, adicionar mais água até a medida anterior e deixar descansando por mais 60 minutos. Mas se a solução estiver mais límpida, colhe-se o sedimento para análise. O sedimento pode ser colhido por meio de duas técnicas: a) introduzir uma pipeta obliterada pelo dedo indicador até o sedimento alocado no fundo do cálice, retirar o dedo para que uma pequena porção do sedimento suba, recolocar o dedo e remover a pipeta; b) descartar o líquido sobrenadante cuidadosamente, homogeneizar o sedimento e coletar uma gota do mesmo. Depois da coleta, coloca-se uma fração do sedimento em uma lâmina, cobrir com lamínula e examinar no microscópio óptico, nas objetivas de 10x e/ou 40x. Deve-se analisar no mínimo cinco lâminas de cada amostra. Para a identificação dos cistos de protozoários, é necessário corar a preparação com lugol.

Exame direto a fresco (NEVES, 2016).

O exame direto a fresco é um método indicado principalmente para a pesquisa de trofozoítos de protozoários em fezes diarreicas recém emitidas (no máximo 30 minutos após a coleta). O primeiro passo é colocar duas a três gotas de solução fisiológica de salina a 0,85% em lâmina de microscopia. Com a ponta de um palito de sorvete, tocar em várias partes das fezes e transferir uma pequena porção para a lâmina microscópica. O material é então estendido por toda lâmina, com o auxílio de um bastão aplicador, para formar uma fina camada (ou esfregaço) uniforme, que não pode muito espessa, de modo que possa ler um jornal comum através dela. Feito o esfregaço, levar ao microscópio óptico e observar com as objetivas de 10x e/ou 40x para a detecção do parasito. Para visualizar cistos de protozoários deve-se corar a preparação com lugol.

Método de sedimentação por centrifugação (método de MIFC ou de Blagg, 1955).

A sedimentação por centrifugação é um método mais complexo em relação ao método de sedimentação espontânea, útil para a investigação de cistos e oocistos de protozoários e ovos e larvas de helmintos. O procedimento tem os seguintes passos: primeiramente, colhem-se cerca de 2 g de fezes recém emitidas em líquido conservador de MIF (função de conservar a amostra para não haver degradação das formas parasitárias) e mistura-se até obter uma solução homogênea. Filtra-se a suspensão de fezes em gaze cirúrgica dobrada quatro vezes, num copo plástico descartável. Em seguida, transfere-se de 1,5 a 2 mL do filtrado para um tubo cônico de centrifugação com volume de 15 mL. Nesse tubo, adicionam-se 4 a 5 mL de

éter sulfúrico, e agitar-se vigorosamente. O éter sulfúrico tem como função retirar a gordura da amostra. Centrifugar por um minuto a 1500 rpm. Após, retira-se a camada de detritos fixados na parede do tubo cônico com o auxílio do bastão, inverte-se o tubo para desprezar o líquido, mantendo-o com a boca voltada para baixo, até limpar a parede do mesmo através de um palito de picolé contendo algodão na sua extremidade. Acrescenta-se gotas de solução fisiológica de salina e/ou lugol. Despejar o conteúdo do tubo em lâmina, deixando escoar todo o sedimento. Caso a quantidade de material seja excessiva, usar uma pipeta para colher e preparar cinco lâminas. Cobrir elas com lamínulas e analisar no microscópio óptico com as objetivas de 10x e/ou 40x.

Ancilostomose

Outros nomes da doença: necatoríase, amarelão, opilação, infecção por ancilostomídeo.

Parasito: *Ancylostoma duodenale*.

Classificação: Helminto, Filo Nematoda - Nematóides.

Distribuição geográfica: América Latina, Índia, Nordeste da África e sudoeste europeu.

Habitat: intestino delgado.

Formas Parasitárias:

Infectante: larva filarióide (L3).

Patogênica: larvas e vermes adultos.

Morfologia:

Ovos: os ovos de *A. duodenale* são ovais ou elipsoides. Possuem casca lisa, transparente e hialina, que confere proteção ao embrião. No interior, observam-se dois, quatro, oito ou mais blastômeros, de acordo com a fase de desenvolvimento embrionário. Tamanho: 55 a 65 µm de comprimento por 36 a 40 µm de largura.

Larva rabditoide (L1): é o primeiro estágio larval, caracterizado pela presença de um vestíbulo oral longo (conhecido como cavidade bucal ou cápsula bucal) e um primórdio genital imperceptível (estrutura precursora do sistema reprodutor do helminto, consistindo em um arranjo de células com formato fusiforme). Tamanho: entre 250 e 300 µm de comprimento por 17 µm de largura.

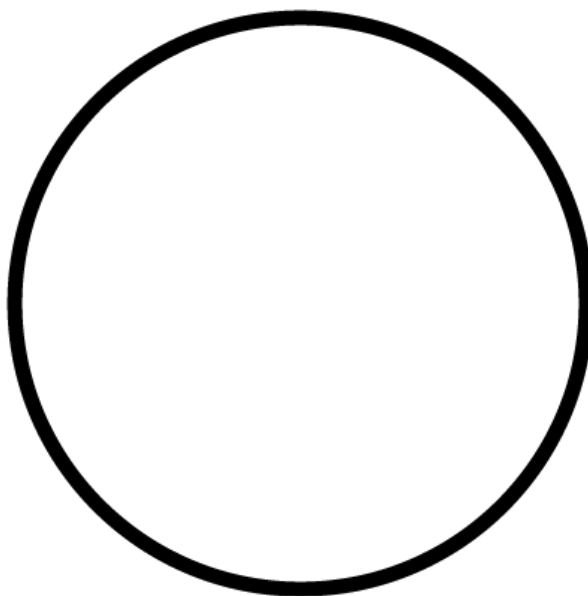
Larva filarióide (L3): terceiro estágio larval, caracterizado pela forma afilada da cauda da larva. Sua bainha é constituída por uma dupla cutícula (interna e externa). Tamanho: entre 600 a 700 µm de comprimento.

Vermes adultos: os adultos apresentam coloração que varia de rósea-avermelhada, quando à fresco, a esbranquiçada, após a fixação. Ambos os sexos são cilíndricos, apresentam a extremidade anterior curvada dorsalmente (similar à letra “C”); possuem cápsula bucal profunda, com dois pares de dentes ventrais e pontiagudos na margem interna e um par de dentes triangulares subventrais, localizados no fundo da cápsula. O dimorfismo sexual é bem evidente, seja pelo tamanho da fêmea em relação ao macho ou pela morfologia externa. Essa fase é raramente observada em amostras clínicas.

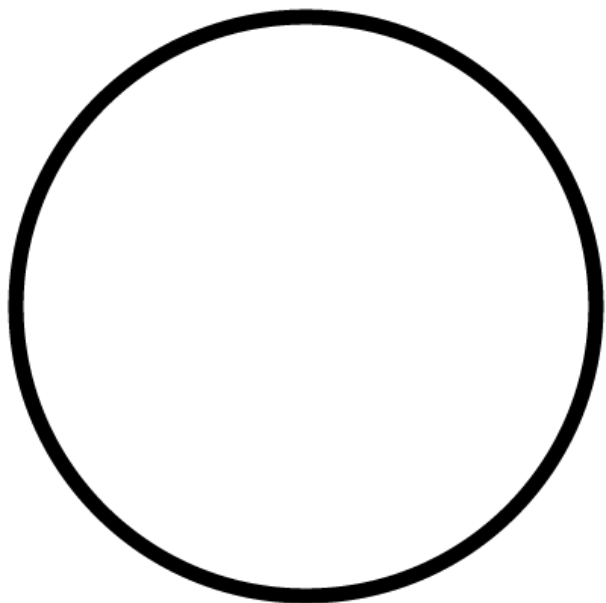
Macho: Contém uma estrutura posterior proeminente, chamada bolsa copuladora. Essa bolsa lembra um “guarda-chuva”, e sua função é facilitar a cópula. Tamanho do macho adulto: 8 a 11 mm de comprimento por 0,4 a 0,5 mm de largura.

Fêmea: as fêmeas são caracterizadas pela presença da vulva (abertura genital) no terço posterior do corpo, extremidade posterior afilada com um pequeno processo espiniforme terminal, e o ânus localizado antes do final da cauda. Tamanho da fêmea adulta: 10 a 13 mm de comprimento por 0,5 a 0,7 mm de largura.

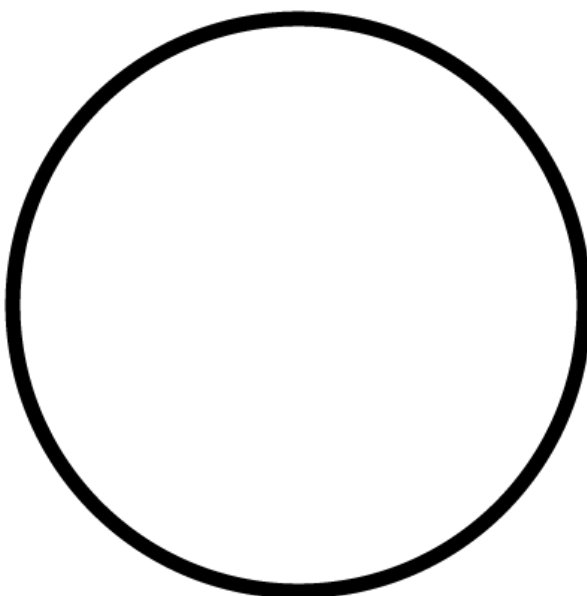
Desenhos:



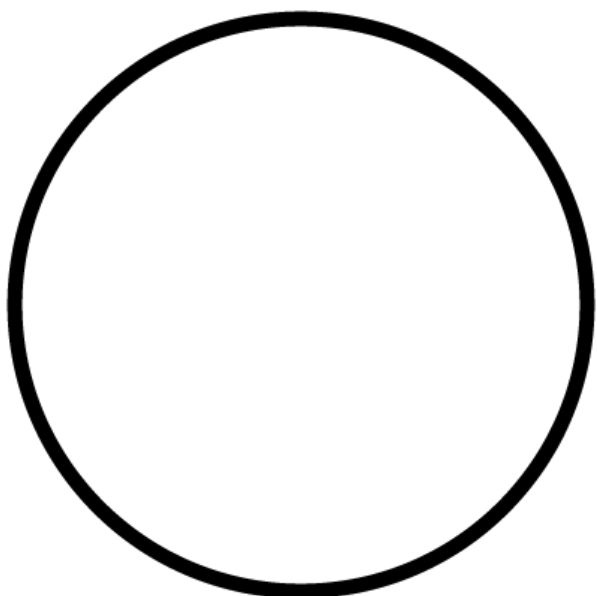
Larva rabditoide (L1) de
Ancylostoma duodenale



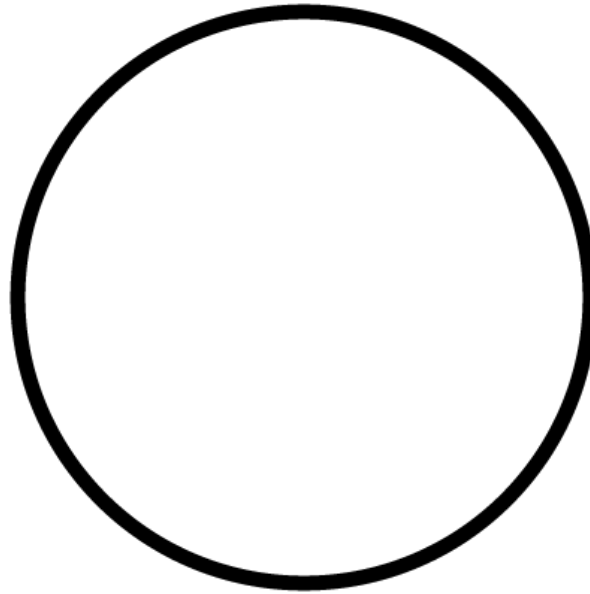
Larva filarioide (L3) de
Ancylostoma duodenale



Macho adulto de
Ancylostoma duodenale



Fêmea adulta de
Ancylostoma duodenale



Ovo de *Ancylostoma duodenale*

Parasito: *Necator americanus*.

Classificação: Helminto, Filo Nematoda - Nematoides.

Distribuição geográfica: África do Sul e Central, América Latina, Índia, Malásia, Polinésia e sul da Ásia.

Habitat: intestino delgado.

Formas Parasitárias:

Infectante: larva filarióide (L3).

Patogênica: vermes adultos.

Morfologia:

Ovos: os ovos de *N. americanus* são muito semelhantes aos de *A. duodenale*, diferindo apenas em relação às medidas: esse apresenta 60 a 75 µm de comprimento por 36 a 40 µm de largura. Assim, é difícil distinguir os dois gêneros através da morfologia dos ovos. Os ovos de *N. americanus* apresentam forma oval ou elipsoide e possuem uma casca lisa, transparente e hialina, que confere proteção ao embrião. No interior, observam-se dois, quatro, oito ou mais blastômeros, de acordo com a fase de desenvolvimento embrionário.

Larva rabditoide (L1): é o primeiro estágio larval, caracterizado pela presença de um vestíbulo oral longo (conhecido como cavidade bucal ou cápsula bucal) e um primórdio genital imperceptível (estrutura

precursora do sistema reprodutor do helminto, que consiste em um arranjo de células com formato ovoide). Tamanho: 250 a 300 μm de comprimento por 17 μm de largura.

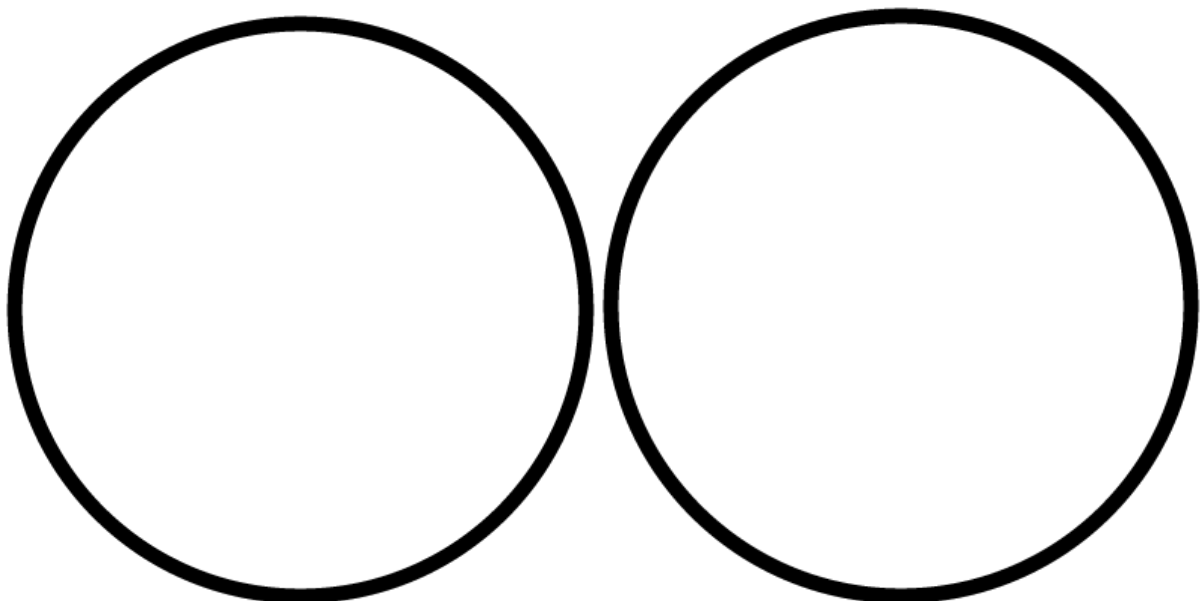
Larva filarioide (L3): terceiro estágio larval, caracterizado pela forma afilada da cauda da larva. Tamanho: 500 a 600 μm de comprimento.

Vermes adultos: apresentam uma coloração que varia de rósea-avermelhada, quando à fresco, a esbranquiçada após a fixação. Possuem curvatura na extremidade cefálica mais pronunciada em relação à *A. duodenale*. As diferenças na morfologia da cápsula bucal é o que distinguem os vermes adultos das espécies de ancilostomídeos uns dos outros. Em *N. americanus*, a cápsula bucal tem duas lâminas cortantes semilunares na margem da boca, na região subventral e duas outras lâminas cortantes na margem interna, subdorsal. Ainda, no fundo da cápsula bucal, há um dente longo, apoiado por uma placa subdorsal e duas lancetas triangulares subventrais. O dimorfismo sexual é bastante evidente, seja pelo tamanho da fêmea em relação ao macho ou pela morfologia externa. Essa fase é raramente observada em amostras clínicas.

Macho: o macho é menor do que a fêmea, medindo de 5 a 9 mm de comprimento por 0,3 mm de largura. A bolsa copuladora, cuja função é facilitar a cópula, é bem desenvolvida, com espículos que se fundem no final distal.

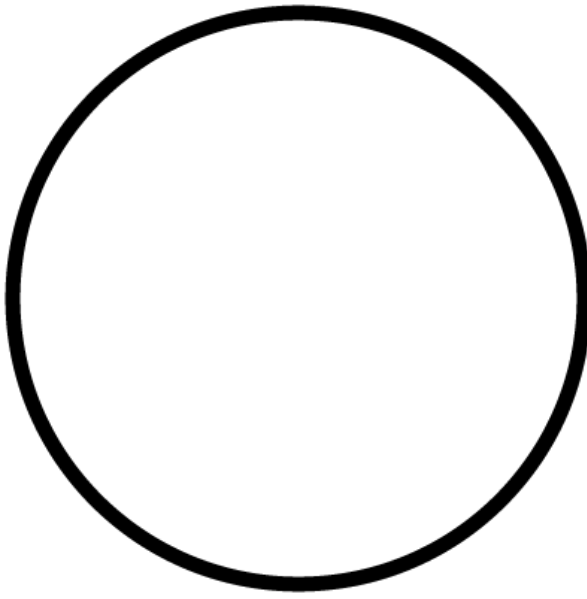
Fêmea: a fêmea mede de 9 a 11 mm de comprimento por 0,4 mm de largura, a abertura genital está situada próxima ao terço anterior do seu corpo, extremidade posterior afilada e sem processo espiniforme terminal. O ânus encontra-se antes do final da cauda.

Desenhos:

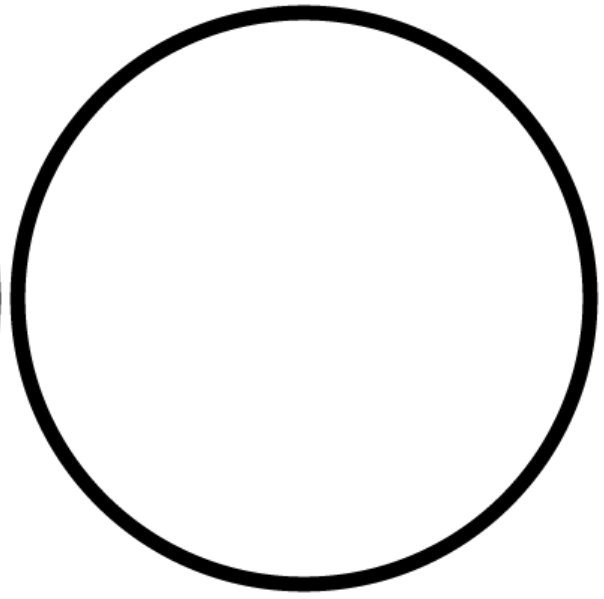


Larva filarioide (L3) de
Necator americanus

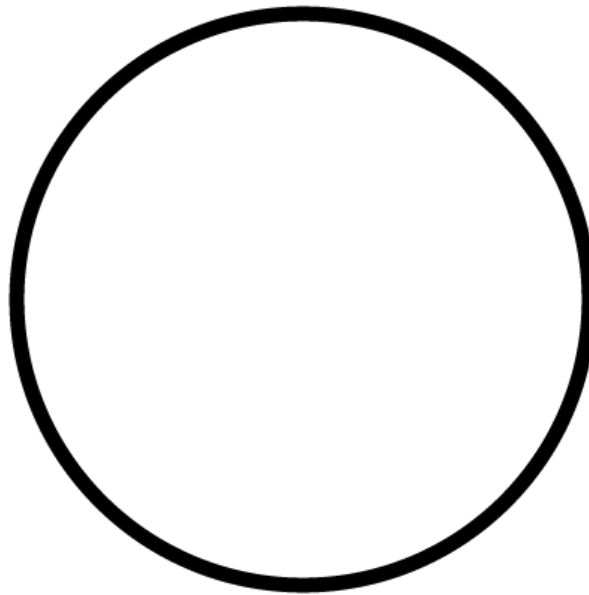
Larva rabditoide (L1) de
Necator americanus



Macho adulto de
Necator americanus



Fêmea adulta de
Necator americanus



Ovo de *Necator americanus*

Diagnóstico: o principal método para o diagnóstico laboratorial é a detecção de ovos característicos nas fezes. Os exames de fezes são feitos pelo método de sedimentação espontânea (Hoffman, Pons e Janner ou Lutz, 1934), de sedimentação por centrifugação (método de MIFC ou de Blagg, 1955) – ver páginas 8 e 9 - e de flutuação espontânea (método de Willis Mollay,). A diferenciação entre os ovos dos ancilostomídeos é realizada pelas dimensões. Entretanto, na prática, é muito trabalhoso medir um número suficiente de ovos para determinar com qual espécie o indivíduo está infectado. Portanto, não é necessário fazer essa identificação, diagnosticando apenas como ovos de ancilostomídeos.

Exames:

Método de flutuação espontânea (Willis Mollay, 1921).

Consiste em um método de flutuação em solução saturada de cloreto de sódio (NaCl), utilizado principalmente para evidenciar ovos leves como os de Ancilostomídeos. O primeiro passo é colocar cerca de 1 g da amostra fecal em um frasco de Borrel ou copo plástico descartável. Diluir as fezes em solução de saturada de açúcar ou sal, completar o volume até formar um menisco no topo do frasco. A solução de NaCl tem densidade elevada ($2,16 \text{ g/cm}^3$), assim, os ovos que possuem densidade menor que a solução tendem a flutuar. Após, coloca-se uma lâmina no topo do frasco, de modo que ela toque no líquido. Deixar repousando por aproximadamente 20 minutos e retirar a lâmina, pondo a extremidade que ficou em contato com a solução voltado para cima. Por fim, fazer a análise da lâmina ao microscópico óptico, sob aumento de 100x.

Ascaridiose

Outros nomes da doença: ascaríase, ascaridíase.

Parasito: *Ascaris lumbricoides*.

Classificação: Helminto, Filo Nematoda - Nematoides.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

Habitat:

Formas parasitária:

Infectante: ovos férteis embrionados com larva de 3º estágio.

Patogênica: vermes adultos

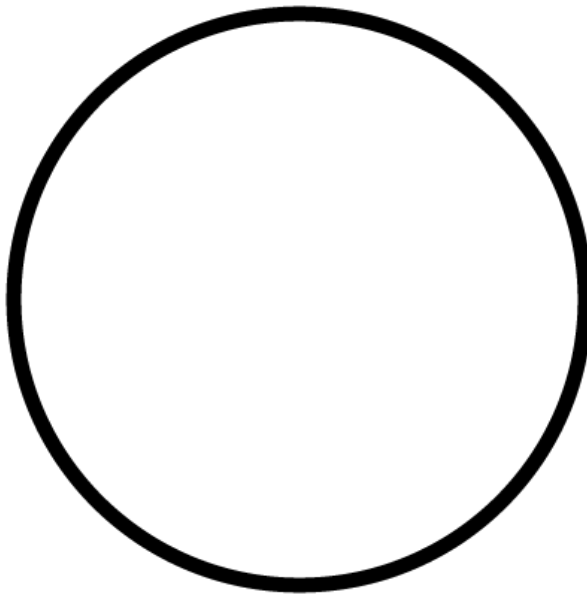
Morfologia:

Vermes adultos: são os maiores nematoides intestinais dos humanos e apresentam coloração branco-amarelada. Medidas: macho com 15 a 31 cm de comprimento por 2 a 4 mm de largura, e fêmeas com 20 a 35 cm de comprimento por 3 a 6 mm de largura. Além do tamanho, o macho distingue-se da fêmea pela extremidade posterior encurvada ventralmente e com a presença de dois espículos grandes, visíveis até a olho nú.

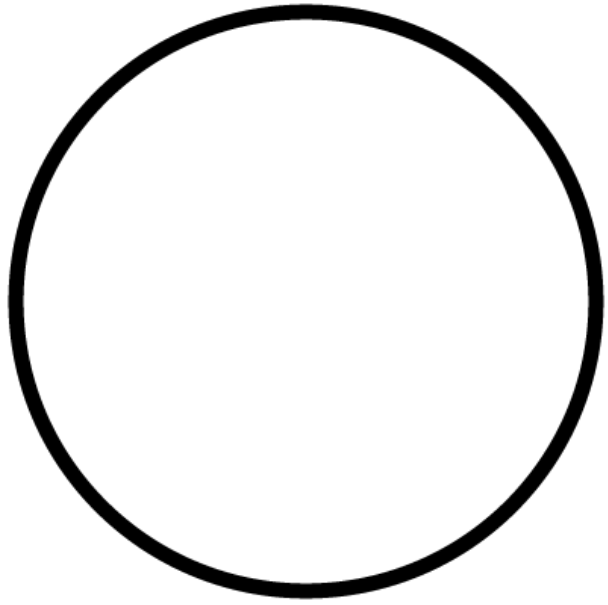
Ovos férteis: o ovo fertilizado de *A. lumbricoides* é arredondado, com um revestimento espesso de quitina (composto de polissacarídeos e nitrogênio) que forma uma casca que fica entre o embrião e a membrana mamilonada, a qual protege o embrião no meio ambiente. Algumas vezes, os ovos férteis podem se apresentar sem a membrana mamilonada (ovos decorticados). Tamanho: com 40 a 75 µm de comprimento por 30 a 50 µm de largura.

Ovos inférteis: possuem uma delicada casca que reveste a massa interna amorfa de protoplasma, e, em geral, são corticados (a casca apresenta um revestimento externo mamilonado albuminoso) conferindo-lhe resistência e aderência ao substrato. Tamanho: 85 a 95 µm de comprimento por 38 a 45 µm de largura.

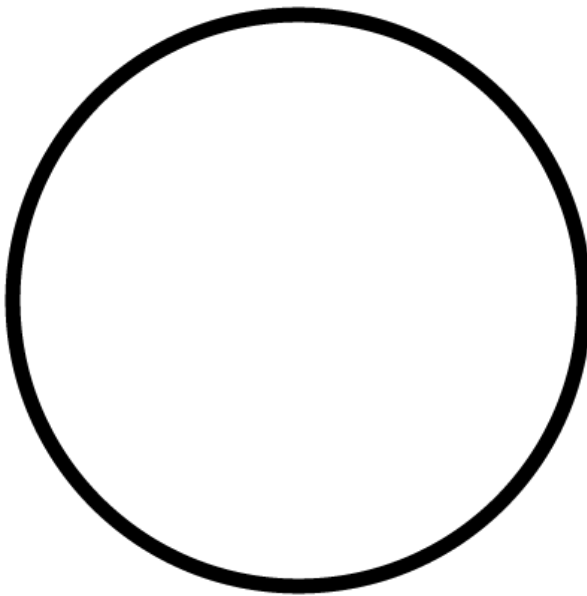
Desenhos:



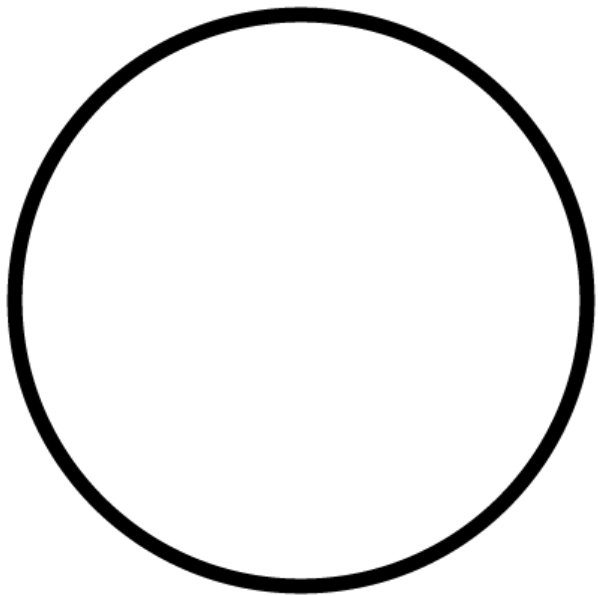
Macho adulto de
Ascaris lumbricoides



Fêmea adulta de
Ascaris lumbricoides



Ovos não fertilizados de
Ascaris lumbricoides



Ovos fertilizados de
Ascaris lumbricoides

Diagnóstico: detecção de ovos e vermes adultos característicos nas fezes. A Organização Mundial da Saúde recomenda o uso do método de Kato-Katz para investigação epidemiológica. Esse método permite a quantificação dos ovos e, conseqüentemente, estima o grau de parasitismo dos portadores da doença. O método de sedimentação espontânea também pode ser utilizado (ver página 8).

Exames:

Método de Kato-Katz (NEVES, 2016)

O método de Kato-Katz consiste na análise quantitativa de ovos do parasito em cada grama de fezes. Inicialmente, deve-se preparar uma solução de verde malaquita, (100 mL de glicerina; 100 mL de água destilada; 1mL de verde malaquita a 3%) para conservar as fezes e elucidar as formas parasitárias. Em seguida, cortar papel celofane em pedaços de 24 mm por 30 mm, e mergulhar na solução de verde malaquita ao menos por um dia. Depositar uma porção da amostra fecal a ser examinada sobre um papel higiênico e comprimi-las com um pedaço de tela metálica (0,09 mm de diâmetro) ou de náilon. Através desta tela passam os ovos de helmintos e detritos de tamanho inferior ou igual a eles. As fezes que passaram para a parte superior da malha, devem ser transferidas para o orifício (6 mm de diâmetro) de um cartão retangular de plástico, colocado sobre uma lâmina de vidro. O próximo passo é retirar o cartão e cobrir as fezes um pedaço de papel celofane mergulhado em verde malaquita, inverter a lâmina sobre um papel absorvente para a comprimi-la para espalhar o material fecal. Após duas horas, examinar a lâmina ao microscópio óptico de luz branca para a contagem dos ovos presentes em toda a amostra fecal. Para determinar a quantidade de ovos x grama de fezes, deve-se multiplicar o número de ovos encontrados por 23. Esse método possui baixo custo e é de fácil execução, além do fato de que as lâminas podem ser transportadas e armazenadas à temperatura ambiente por meses, sem danificar o resultado do exame. Entretanto, não é possível a realização do método com fezes diarreicas e em casos de baixa carga parasitária, é necessário repeti-lo.

Balantidiose

Outros nomes da doença: balantidíase.

Parasito: *Balantidium coli*.

Classificação: Protozoa, Filo Ciliophora – Ciliados.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

Habitat: lúmen do cólon.

Formas parasitárias:

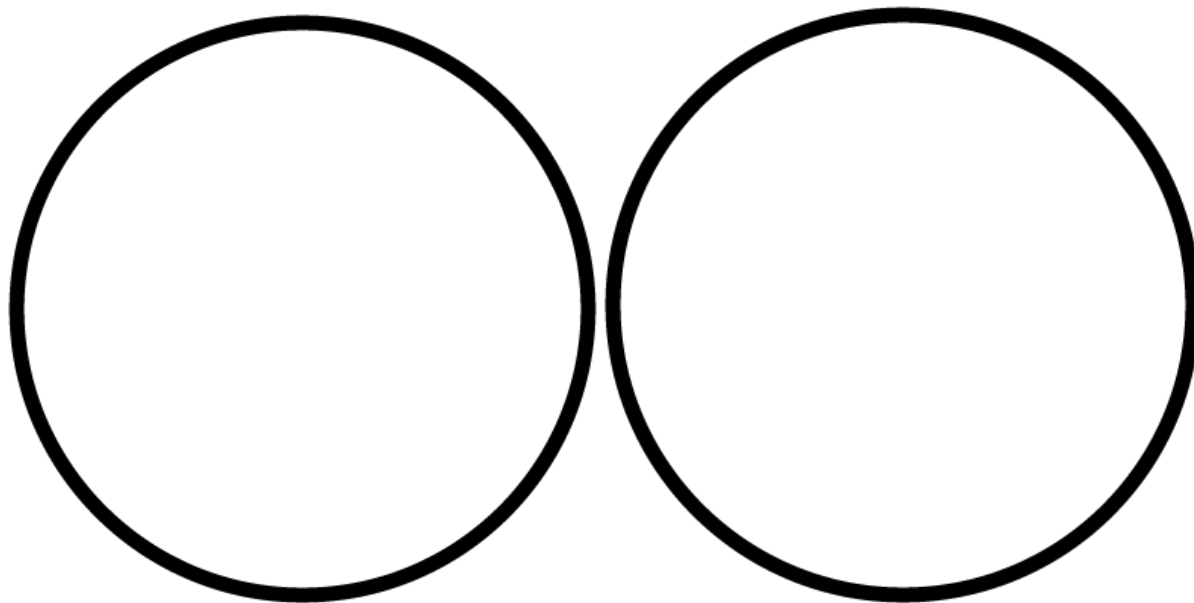
Infectante: cistos.

Patogênica: trofozoíto.

Morfologia:

Trofozoíto: tem formato ovoide e a extremidade anterior mais afilada do que a posterior. Seu corpo é uniformemente coberto por cílios, que proporcionam um movimento rotatório lento. Na extremidade anterior, há uma fenda em forma de funil, conhecida como citóstoma, e na outra extremidade encontra-se a abertura anal, ou citopígio. O trofozoíto apresenta no endoplasma dois núcleos e dois vacúolos contráteis. O micronúcleo é pequeno, esférico e encontra-se adjacente ao macronúcleo, que é maior e tem formato de rim ou de feijão, localizado no meio do corpo. Não é possível observar o micronúcleo, mesmo em preparações coradas, já o macronúcleo apresenta-se como uma massa marrom em preparações não coradas. Tamanho: é o maior protozoário parasita de humanos, mede 50 a 100 µm de comprimento por 40 a 70 µm de largura.

Cistos: Não ocorre multiplicação nuclear nesse estágio, assim, os cistos possuem tanto o macro quanto o micronúcleo, porém o micronúcleo não é visível em preparações úmidas ou permanentes. Os vacúolos contráteis e digestivos são vistos nos cistos jovens devido às inclusões citoplasmáticas não serem expulsas durante o encistamento. Uma fina parede cística dupla envolve o organismo, e, entre essas duas camadas, encontram-se os cílios, que podem ser observados em cistos jovens não corados. Quando maduros, tendem a perder os cílios. Tamanho: 50 a 70 µm.

Desenhos:Trofozoíto de *Balantidium coli*Cistos de *Balantidium coli*

Diagnóstico: exame de fezes pelos métodos usuais para a detecção de cistos ou trofozoítos. Podem-se utilizar os métodos de sedimentação espontânea, sedimentação por centrifugação e o método de Faust (ver páginas 8 e 9).

Blastocistose humana

Outros nomes da doença: infecção por *Blatocystis hominis*.

Parasito: *Blatocystis hominis*.

Classificação: Protozoa. Com o avanço da biologia molecular, o *B. hominis* foi classificado em um grupo informal, os estramenopilos do reino Chromista.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

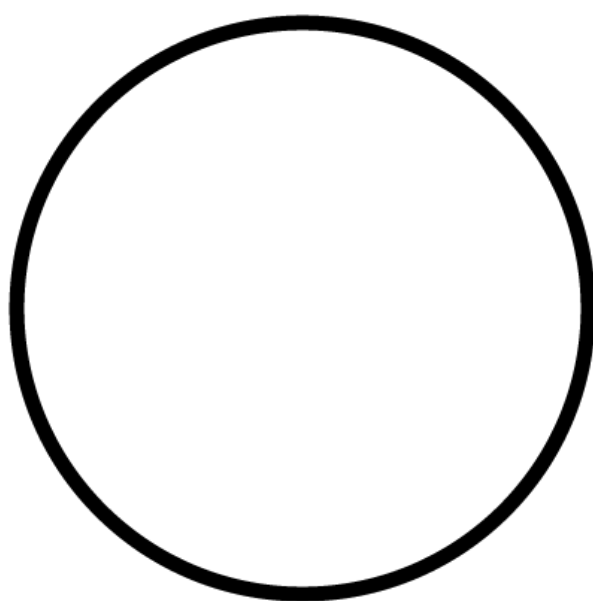
Habitat: trato intestinal.

Formas parasitárias:

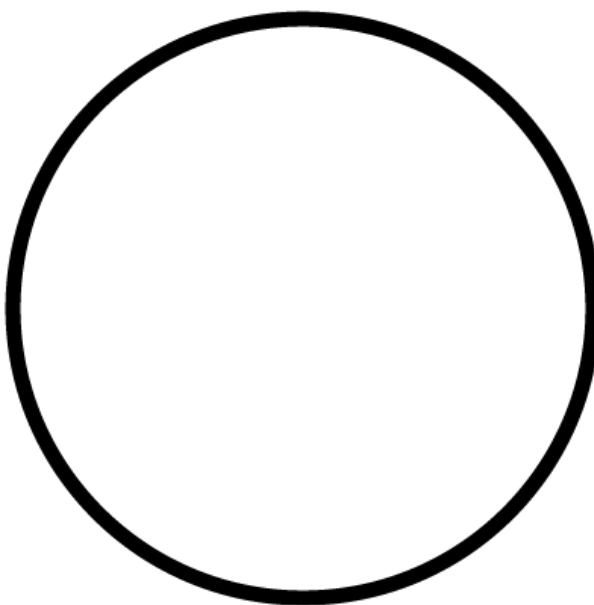
Infectante e Patogênica: apenas estágios do tipo cisto foram descritos para esse organismo, que pode apresentar três formas: vacuolar, granular e ameboide.

Morfologia:

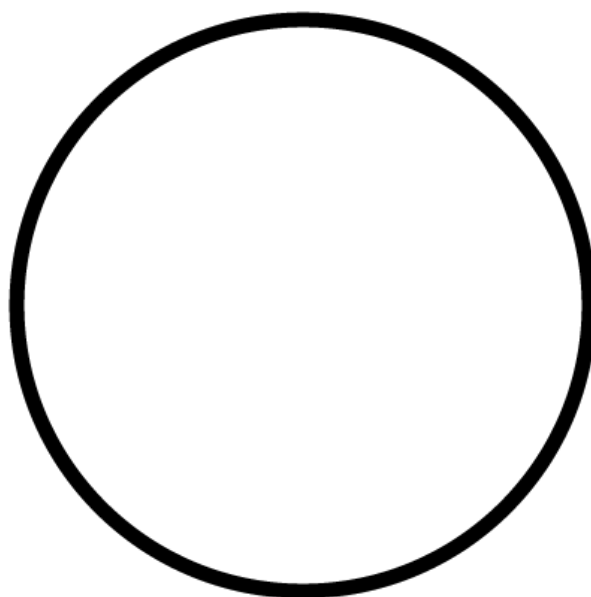
Cisto: a forma vacuolar é esférica e sua principal característica é a presença de um grande vacúolo central, também conhecido como corpo central. O organismo possui uma fina borda de citoplasma com muitos grânulos e uma delicada cápsula que o envolve, conferindo-lhe proteção. Tamanho: 4 a 15 μm de diâmetro. A fase granular é a mais visualizada nas culturas, mas também pode ocorrer nas fezes. As principais distinções entre a granular e a vacuolar se dão pela presença de pequenos grânulos na área vacuolar, e pelo fato de a fase granular ser maior em relação a vacuolar. Tamanho: 10 a 60 μm de diâmetro. A forma ameboide, por sua vez, tem formato irregular. Possui um ou dois pseudópodes, um ou dois núcleos, e, geralmente, não contém o vacúolo central. A ameboide pode-se transformar na vacuolar e vice-versa, sendo a emissão e retração de pseudópodes as responsáveis por essas mudanças de formas. Tamanho: 2,6 a 7,8 μm de diâmetro. Não foi descrita a forma trofozoítica do *B. hominis*.

Desenhos:

Forma vacuolar de
Blastocystis hominis



Forma granular de
Blastocystis hominis



Forma ameboide de
Blastocystis hominis

Diagnóstico: detecção de estágios tipo cistos característicos nas fezes. Os métodos utilizados são o de Faust, de sedimentação espontânea (ver página 8 e 9) e de Rugai, Mattos e Brisola, 1954.

Exames:**Método de Rugai, Mattos e Brisola (1954).**

Para a execução desse método é necessário que as fezes sejam colhidas no dia do exame, pois a refrigeração diminui a viabilidade dos organismos parasitas. Não se aplica em fezes diarreicas ou mantidas em conservadores. Inicialmente, deve-se colocar a amostra fecal em um recipiente, e envolvê-lo com uma gaze dobrada em quatro, fazendo uma espécie de “trouxa”. Colocar o material num cálice de sedimentação, com água aquecida a 45°C, numa quantidade suficiente para entrar em contato com as fezes. Deixar em repouso durante 60 minutos. Após, com a ajuda de uma pipeta, coletar o sedimento que ficou no fundo do cálice e examinar no microscópio óptico com a objetiva de 10x.

Ciclosporose

Outros nomes da doença: ciclosporíase, infecção por *Cyclospora cayetanesis*.

Parasito: *Cyclospora cayetanesis*.

Classificação: Protozoa, Filo Apicomplexa – Coccídios.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

Habitat: os oocistos desencistam no trato gastrointestinal, liberando os esporozoítos, que invadem as células epiteliais intestinais.

Formas parasitárias:

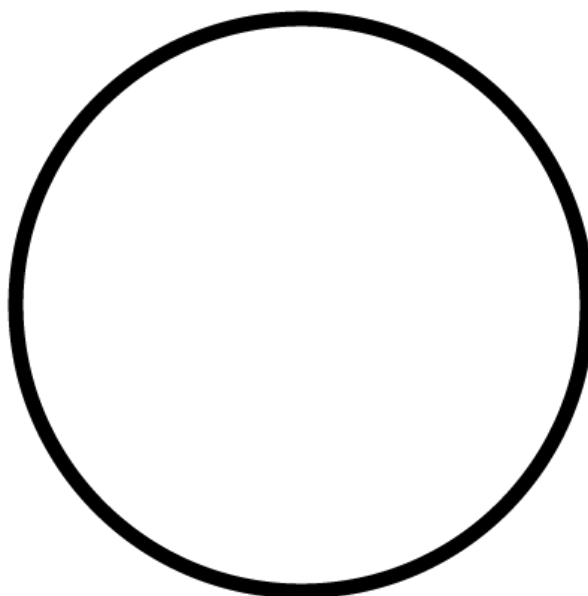
Infectante: oocisto esporulado.

Patogênica: esporozoítos.

Morfologia:

Oocistos: pelo exame direto a fresco não é possível observar oocistos esporulados, pois eles necessitam de uma a duas semanas em condições ideais de temperatura para se tornarem esporulados. O oocisto esporulado tem formato arredondado e possui dois esporocistos, cada um deles contém dois esporozoítos. A parede cística é bem definida nesse organismo, e, em seu interior, há agrupamentos de glóbulos retráteis envoltos por uma grossa membrana. Esses glóbulos coram-se de marrom através da solução de iodo. Nos esfregaços permanentes corados, a *Cyclospora* exibe uma variabilidade de coloração quando corada pelos derivados da fucsina-fenicada. Essa variabilidade é uma das características da *Cyclospora*, entretanto, leva a muitos erros de diagnóstico laboratorial. Tamanho: 8 a 10 µm de diâmetro.

Esporozoítos: Não são visíveis.

Desenho:

Oocistos de
Cyclopora cayetanensis

Diagnóstico: amostras de fezes devem ser submetidas à exames específicos para o diagnóstico da presença de *Cyclopora*. O diagnóstico baseia-se na detecção e identificação dos oocistos característicos nas fezes pela microscopia de contraste interferencial de Nomarski (DIC), pela microscopia de fluorescência (UV), pela coloração de esfregaços corados pelo método de Henriksen e Pohlens modificado (coloração derivada de Ziehl-Neelsen) e/ou pelo método de safranina modificada. Pode-se utilizar a PCR, porém, não há uma padronização desse procedimento ainda.

Exames:**Método de Henriksen e Pohlens - derivado do Ziehl-Neelsen – (NEVES, 2016).**

Esse método é comumente utilizado para a coloração de oocistos de coccídeos intestinais (*Cryptosporidium parvum*, *Isospora belli* e *Cyckisoira cayetanensis*). Para a sua realização, a amostra fecal (fresca, conservada em formol a 10% ou em SAF) deve ser concentrada através do método de MIFC, alterando o tempo de centrifugação para dez minutos, ou também pela técnica de Sheather. Depois da centrifugação, prepara-se um esfregaço delgado com parte do material obtido. Deixar secar em temperatura ambiente e, em seguida, fixar com álcool metílico por cinco minutos. Deixa secar novamente, e cora-se com o corante de Kinyoun (solução de salina fucsinafenicada) a frio. Após uma hora, lava-se o preparado com água corrente. Aplica-se uma solução aquosa de ácido sulfúrico a 2% (30 segundos a um minuto). Lava-se

novamente com água corrente e cora-se com solução de verde malaquita a 5% (durante oito minutos). Passar água corrente mais uma vez e esperar secar para examinar no microscópio óptico com a objetiva de imersão (100x). A utilização do formol a 10% em salina, além de conservar as fezes, tem como função diminuir o potencial patogênico do parasito.

Método da safranina modificada (NEVES, 2016).

Esse método é especialmente utilizado para a coloração de oocistos de coccídeos intestinais (*Cryptosporidium parvum*, *Isospora belli* e *Cyckisoira cayetanensis*). Os oocistos exibem uma coloração vermelho-alaranjado, sobre um fundo azul ou verde, com a utilização dessa técnica. O primeiro passo é igual ao da coloração de fucsina-fenicada, portanto, a amostra fecal deve ser fresca, conservada em formol a 10% ou em SAF e concentrada pelo método de MIFC, modificando o tempo de centrifugação para oito a dez minutos, ou também pela técnica de Sheather. Prepara-se um esfregaço delgado com o material obtido e deixa secar a temperatura ambiente. Em seguida, mergulhar as lâminas em solução aquosa de safranina a 1% e aquecer no micro-ondas por 30 segundos. Lavar com água corrente e mergulhar as lâminas em solução aquosa de azul de metileno a 1% (ou solução de verde malaquita) por um minuto. Lavar novamente a lâmina, esperar secar e, finalmente, montar com resina sintética.

Cistoisporose

Outros nomes da doença: cistoisporíase, isosporose, isosporíase.

Parasito: *Cystoisospora belli* (sinonímia: *Isospora belli*).

Classificação: Protozoa, Filo Apicomplexa – Coccídeos.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

Habitat: trato intestinal humano.

Formas parasitárias:

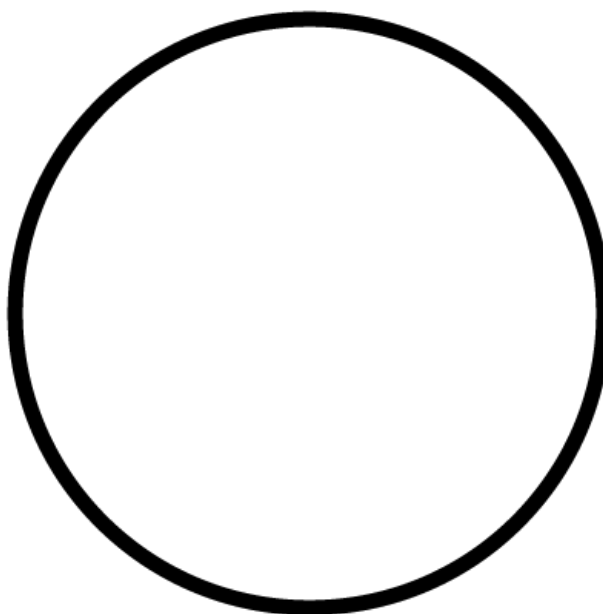
Infectante: oocisto contendo esporocistos.

Patogênica: esporozoítos.

Morfologia:

Oocistos: ao serem eliminados nas fezes, os oocistos são imaturos e possuem um esporoblasto. Após a excreção, os oocistos amadurecem, dividem-se e formam dois esporoblastos. Esses, por sua vez, segregam cada qual uma membrana resistente em volta de si, transformando-se em esporocistos, cada um contendo quatro esporozoítos em seu interior. São ovais e hialinos e apresentam as extremidades afuniladas, conhecidas como regiões polares. Quando corada pelos derivados de fucsina-fenicada, a *C. belli* exibe coloração rosa-avermelhado ou púrpura intenso. Tamanho: 20 a 33 µm de comprimento por 10 a 19 µm de largura.

Trofozoítos: não foram descritos.

Desenho:

Oocistos de
Cystoisospora belli

Diagnóstico: o diagnóstico baseia-se na detecção e identificação de oocistos não esporulados nas fezes através do exame direto a fresco, pela coloração de preparações fixadas e coradas pelo método de Sheather, derivados de fucsina-fenicada e/ou pelo método de safranina modificada (ver páginas 9, 25 e 28). Pode-se utilizar também a microscopia de fluorescência pela luz ultravioleta (UV) e a microscopia de contraste interferencial de Nomarski (DIC). Caso o resultado do exame das fezes seja negativo, é necessário realizar o exame de amostras do duodeno, coletadas pela biópsia ou pesquisa do conteúdo duodenal - *Entero Test* – (De Carli, 2014).

Exames:**Método de Sheather – flutuação no açúcar - (1923).**

O método de Sheather possui como princípio a flutuação em solução saturada de sacarose, isso aumenta a sensibilidade e diminui os artefatos fecais. A técnica é utilizada principalmente para a pesquisa de ovos leves como de helmintos e para a pesquisa de oocistos como os de *Cystoisospora belli* e de *Toxoplasma gondii*. A primeira etapa desse método coletar 2 g de fezes e deixa-las pastosas e finas com o uso de solução fisiológica. Em seguida, filtrá-las em peneira fina ou gaze cirúrgica dobrada em quatro. Colocar em um tubo de centrífuga e 10 mL com a solução saturada de sacarose (solução de Sheather – 500g de açúcar, 320 mL de água e 6g de fenol) e centrifugar por dez minutos a 1500 rpm. Depois, a lâmina é colocada

em contato com o menisco do sobrenadante. Reverter a lâmina, e em seu conteúdo adicionar uma gota de ovoalbumina. A última etapa é fazer um esfregaço com o preparado e examinar no microscópio óptico.

Criptosporidiose

Outros nomes da doença: criptosporidíase.

Parasito: *Cryptosporidium* spp.

Classificação: Protozoa, Filo Apicomplexa – Coccídios.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

Habitat: ocorrem principalmente nas células epiteliais do trato gastrintestinal, e são menos frequentes no trato respiratório e biliar.

Formas parasitárias:

Infectante: oocistos esporulados.

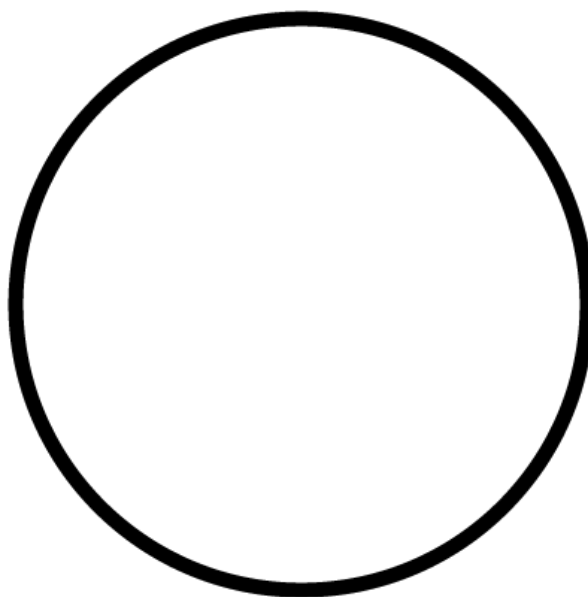
Patogênica: esporozoítos.

Morfologia:

Oocistos: são esféricos ou ovais e comumente confundidos com leveduras. Possuem membrana externa delgada, citoplasma ligeiramente granulado e são esporulados quando eliminados nas fezes. O oocisto maduro contém quatro esporozoítos livres, que aparecem como pequenas manchas em forma de “C”. Com a utilização de esfregaços permanentes, os oocistos apresentam-se com coloração rosa-avermelhado ou púrpura intenso. Tamanho: 4 a 6 µm de diâmetro.

Esporozoítos: não são visíveis.

Desenho:



Oocistos de
Cryptosporidium spp.

Diagnóstico: devido à similaridade dos oocistos de *Cryptosporidium* spp com outros componentes fecais (bactérias e principalmente fungos), técnicas de coloração diferenciais são necessárias para evitar diagnósticos falsos. É preciso profissionais especializados na identificação desse protozoário, pois o organismo pode exibir variabilidade de coloração, que depende do tempo de coleta da amostra fecal, da viabilidade e da fase de desenvolvimento em que o parasito se encontra. O diagnóstico desse coccídeo baseia-se na detecção e identificação de oocistos nas fezes, utilizando a coloração derivada da fucsina-fenicada (método de Henriksen e Pohlens – derivado de Ziehl Neelson) e/ou pelo método da safranina modificada (ver páginas 25 e 26). A microscopia de contraste interferencial de Nomarski (DIC), a imunofluorescência direta (RIFD) e a técnica de enzimmunoensaio (EIE) são métodos alternativos para o diagnóstico de *Cryptosporidium* spp.

Enterobiose (oxiurose)

Outros nomes da doença: enterobíase, infecção por oxiúro.

Parasito: *Enterobius vermicularis*.

Classificação: Helminto, Filo Nematoda - Nematoides.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

Habitat: ceco, apêndice, cólon e região anal.

Formas parasitárias:

Infectante: ovos.

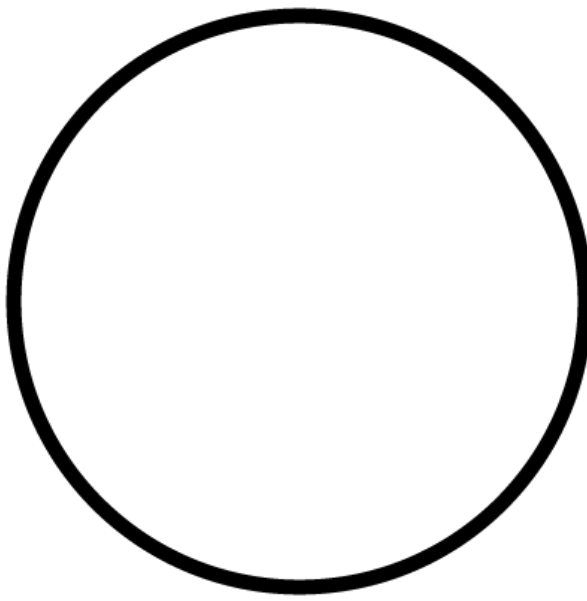
Patogênica: vermes adultos.

Morfologia:

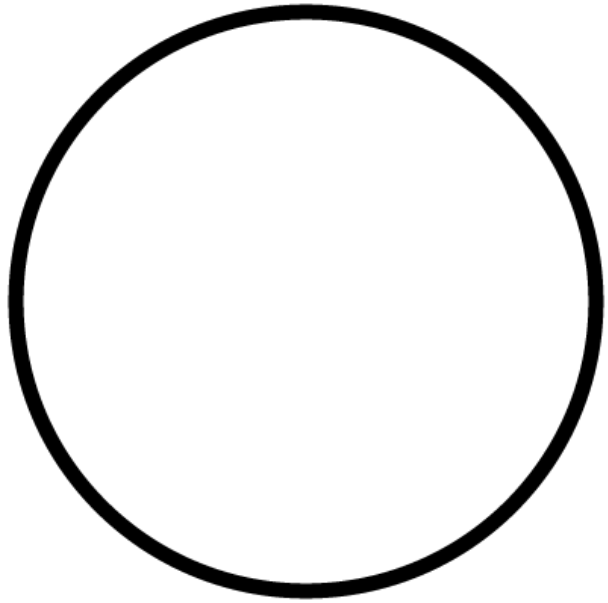
Vermes adultos: algumas características são comuns aos dois sexos: cor branco-amarelada e formato filiforme, expansões vesiculosas chamadas de “asas cefálicas” localizadas na lateral da cápsula bucal. Essa é pequena e seguida de um esôfago também característico de forma claviforme, terminando em um bulbo cefálico cardíaco. A fêmea apresenta cauda pontiaguda e longa que confere a aparência de um alfinete ao verme. A vulva abre-se na porção média anterior, seguida por uma pequena vagina que se comunica com dois úteros (cada ramo uterino se continua com o oviduto e ovário). Tamanho: 8 a 13 mm de comprimento por 0,3 a 0,5 mm de diâmetro. O macho adulto é menor, apresenta cauda fortemente recurvada em sentido ventral, com um espículo presente. Contém um único testículo. Tamanho: 2,5 mm de comprimento por 0,1 a 0,2 mm de diâmetro.

Ovos: Exibem o aspecto grosseiro de um “D”, devido um dos lados ser sensivelmente achatado e o outro convexo. São envoltos por uma membrana dupla, lisa e hialina. No momento em que são liberados pela fêmea, os ovos apresentam em seu interior uma larva (parcialmente embrionados). Tamanho: 50 a 60 µm de comprimento por 20 a 30 µm de largura.

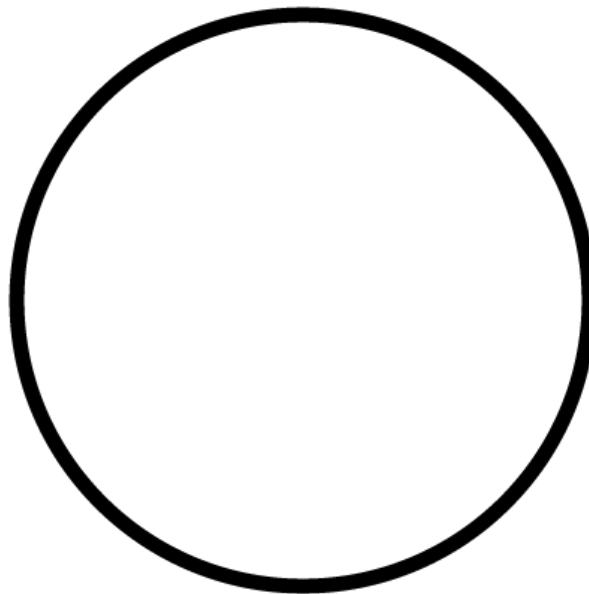
Desenhos:



Fêmea adulta de
Enterobius vermicularis



Macho adulto de
Enterobius vermicularis



Ovos de
Enterobius vermicularis

Diagnóstico: acredita-se que as fêmeas grávidas não são capazes de fazer a postura dos ovos, eles seriam eliminados pelo rompimento da fêmea, provocado por algum traumatismo ou dessecação do parasito. Assim, os exames de rotina não são indicados para essa verminose intestinal. Dessa forma, os métodos dos *swabs* anais ou da fita adesiva (método de Graham) e transparente são indicados para a detecção na região anal e perianal de ovos de *E. vermicularis*.

Exames:

Método de Graham – fita adesiva – (NEVES, 2016).

Devido ao fato de exames de fezes não serem funcionais para essa verminose intestinal, o melhor método para diagnosticar essa doença é o da fita adesiva. Corta-se um pedaço de 8 a 10 cm de fita adesiva transparente. Coloca-se esse pedaço sobre um tubo de ensaio com a parte adesiva voltada para fora. Caso não tenha um tubo de ensaio, pode-se utilizar o dedo indicador, porém o risco de contaminação por parte do executor da técnica é maior. Apor várias vezes o tubo com a fita na região anal e perianal do paciente. Em seguida colocar a fita adesiva sobre uma lâmina de vidro, como se fosse uma lamínula, comprimindo bem para evitar a formação de bolhas de ar e levar ao microscópio óptico para detectar a presença dos ovos. Esse método deve ser executado preferencialmente no período da manhã, antes do paciente tomar banho, e caso o resultado venha a ser negativo, repetições sucessivas serão necessárias. Se não for possível examinar a lâmina no mesmo dia da coleta, cobrir ela com papel alumínio e armazenar na geladeira.

Swab anal.

Essa técnica é semelhante ao método de Graham, só que em vez de utilizar fitas adesivas, usa-se bastonetes (ou espátulas) cedidos pelo laboratório que irá trabalhar no diagnóstico da doença. Colher o material preferencialmente a noite ou pela manhã, antes do paciente defecar ou se banhar. Os ovos aderem-se aos bastonetes e são observados ao microscópio óptico.

Esquistossomose mansônica

Outros nomes da doença: esquistossomíase, febre do pântano.

Parasito: *Schistosoma mansoni*.

Classificação: Helminthos, Filo Platyhelminthes - Trematódeos.

Distribuição geográfica: América do Sul, África, Caribe, Península Arábica e Porto Rico.

Habitat: luz de vasos sanguíneos, sistema porta hepático, vênulas da parede do intestino e plexo hemorroidário do ser humano.

Formas parasitárias:

Infectante: cercárias.

Patogênica: esquistossômulos, vermes adultos e ovos.

Morfologia:

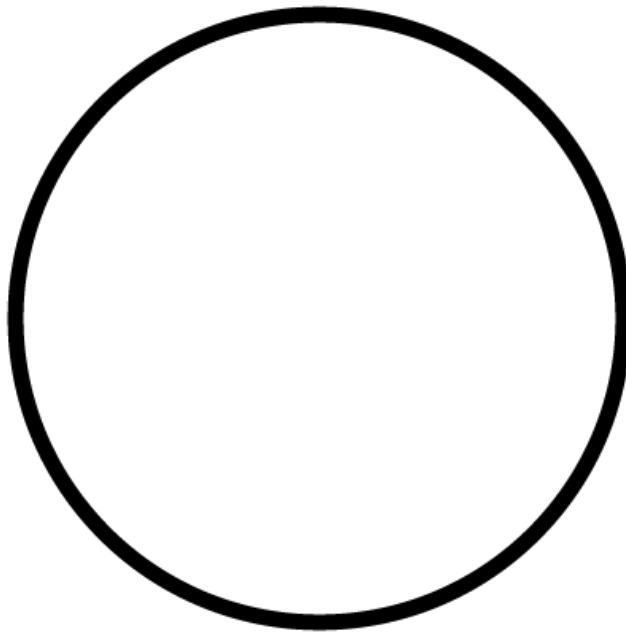
Vermes adultos: o macho apresenta coloração esbranquiçada e tegumento recoberto de minúsculas projeções denominadas tubérculos. O corpo é dividido em duas porções, anterior e posterior. Na primeira, encontram-se as ventosas oral e a ventral ou acetabular. Na segunda, que se inicia logo após o acetábulo, está presente o canal ginecóforo, uma fenda longitudinal útil para albergar a fêmea e fecundá-la. Seguinte à ventosa oral, existe o esôfago, que se bifurca no nível do acetábulo e funde-se, formando em ceco único que termina na extremidade posterior. Atrás da ventosa ventral, localizam-se entre seis a nove massas testiculares que se abrem no canal ginecóforo. Medidas: 6,4 a 12mm de comprimento. A fêmea, por sua vez, tem cor esbranquiçada, com tegumento liso, e, assim como o macho, divide-se em porções anterior e posterior. Na parte anterior, encontram-se a ventosa oral e o acetábulo, a vulva, o útero, com um ou dois ovos, e o ovário. A parte posterior constitui-se das glândulas vitelogênicas ou vitelínicas e do ceco. Tamanho: 7,2 a 17 mm de comprimento, sendo, geralmente, maior que o macho.

Ovos: formato oval, não possuem opérculo, e, na parte mais alongada, próximo à extremidade posterior, apresentam um espículo voltado para trás. O ovo maduro é caracterizado pela presença de um miracídio formado, visível pela transparência da casca e é, de modo geral, a forma encontrada nas fezes. Os ovos abrigam um miracídio quando excretados nas fezes. Tamanho: 114 a 175 µm por 45 a 75 µm.

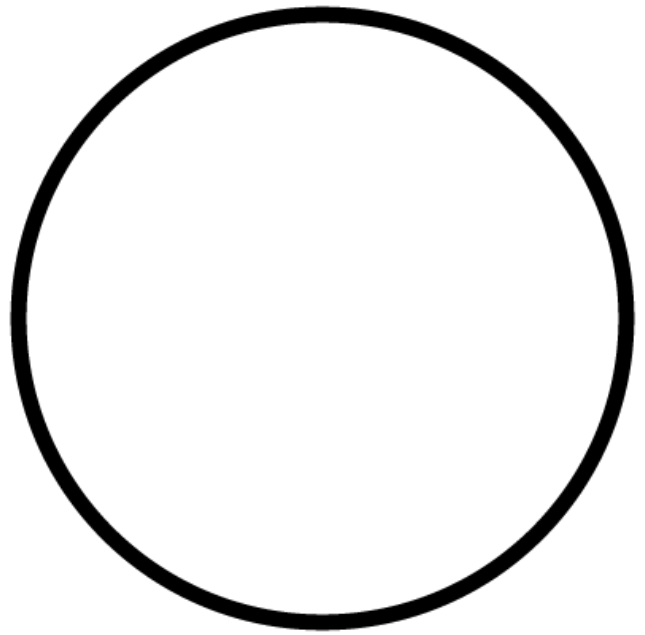
Cercária: apresentam duas ventosas na parte anterior do corpo. A ventosa oral possui as terminações das glândulas de penetração, constituída por quatro pares pré-acetabulares e uma abertura que se liga com o intestino primitivo. A ventosa ventral, também chamada de acetábulo, é maior e apresenta uma

musculatura bem desenvolvida. É por ela que a cercária se fixa no hospedeiro no processo de penetração. Na parte posterior, existe uma cauda bifurcada, que não possui órgãos definidos, pois ela é perdida após a penetração, servindo apenas para auxiliar o organismo na movimentação em meio líquido. Tamanhos: 500 μm de comprimento, corpo cercariano com 190 por 70 μm .

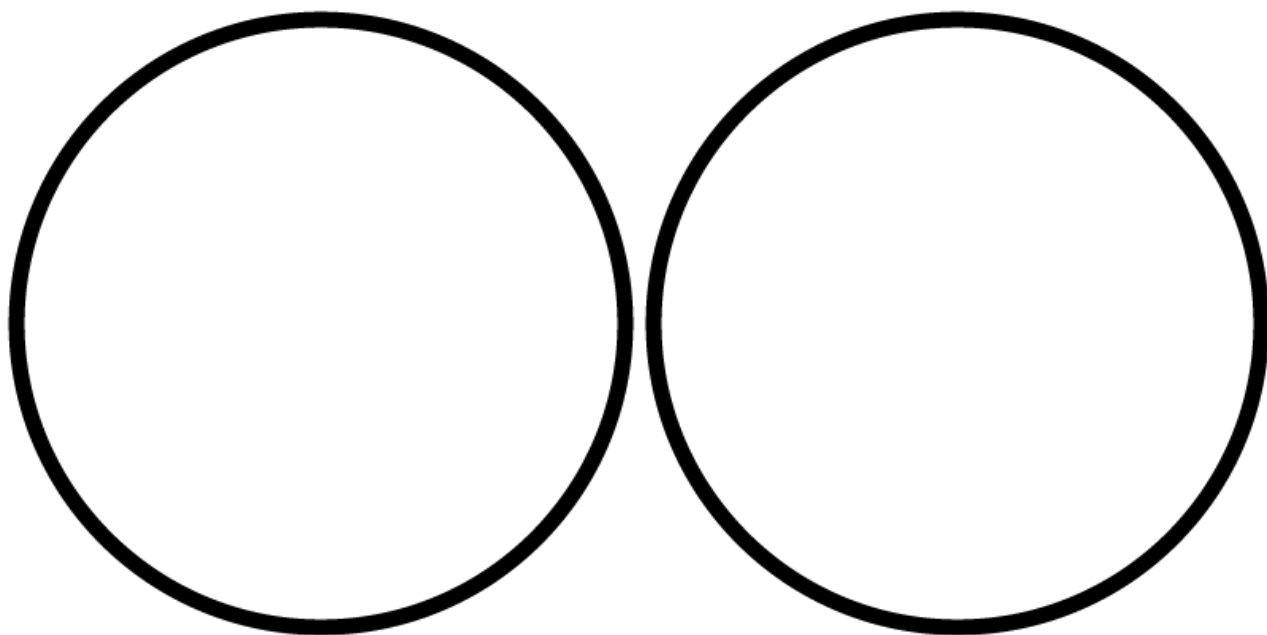
Desenhos:



Macho adulto de
Schistosoma mansoni



Fêmea adulta de
Schistosoma mansoni



Ovo de *Schistosoma mansoni*

Cercária de *Schistosoma mansoni*

Diagnóstico: Presença de ovos característicos nas fezes observados através da realização do método de Kato-Katz (ver página 18) ou de exames histopatológicos, principalmente na mucosa retal do ser humano.

Exames:

Raspagem da mucosa retal

Trata-se da retirada de um fragmento da mucosa retal, e pelo microscópico óptico analisar se há a presença de ovos. A desvantagem desse exame se dá pelo desconforto causado ao paciente e a demanda de profissionais para a sua realização.

Estrongiloidiose

Outros nomes da doença: anguilulose, estrongiloidíase, infecção por *Strongyloides stercoralis*.

Parasito: *Strongyloides stercoralis*.

Classificação: Helminto, Filo Nematoda - Nematóides.

Distribuição geográfica: cosmopolita, porém mais frequente em áreas tropicais.

Habitat: intestino delgado.

Formas parasitárias:

Infectante: larva filarióide L3.

Patogênica: verme fêmea adulta (patenogenética).

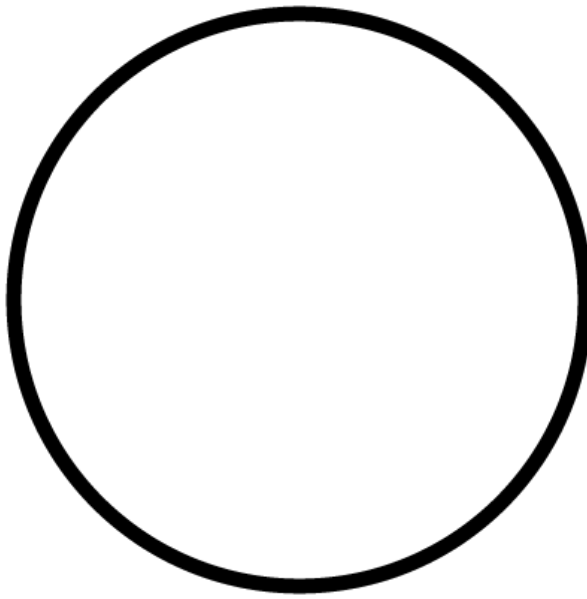
Morfologia:

Vermes adultos: essa espécie não possui macho parasita, apenas a fêmea adulta foi descrita parasitando humanos. O macho de vida livre tem aspecto fusiforme. Tamanho: 700 µm de comprimento por 40 µm de largura. A fêmea de vida livre também possui formato fusiforme, entretanto, apresenta a extremidade anterior arredondada e a posterior afilada. Tamanho: 0,8 a 1,2 mm de comprimento por 50 a 70 µm de largura. A fêmea parasita (partogenética) mede 2,1 a 2,7 mm de comprimento por 30 a 40 µm de largura.

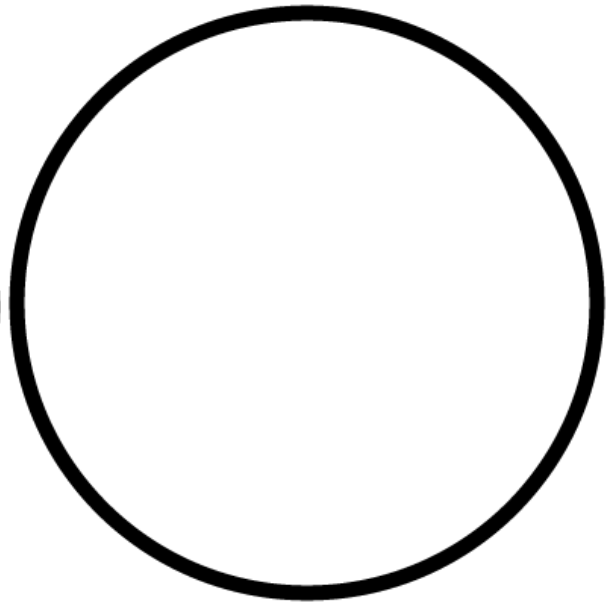
Larvas rabditóides (L1): é o primeiro estágio larval, apresentam esôfago rabditoide (dilatado em suas extremidades e constrito na região mediana) e possuem duas características que as distinguem das larvas rabditóides dos ancilostomídeos: cavidade bucal curta e primórdio genital nítido e grande (nos ancilostomídeos a cavidade bucal é longa e o primórdio genital é pouco desenvolvido e pouco visível). Tamanho: 180 a 380 µm de comprimento por 14 a 20 µm de largura.

Larvas filarióides (L3): terceiro estágio larval, com esôfago filarióide (cilíndrico e retilíneo). Tamanho: 600 µm de comprimento por 16 µm de largura. As larvas filarióides de *S. stercoralis* diferem das larvas filarióides dos ancilostomídeos em dois aspectos: possuem um longo esôfago longo e a cauda entalhada, ao contrário da dos ancilostomídeos, que a cauda é pontiaguda e o esôfago curto.

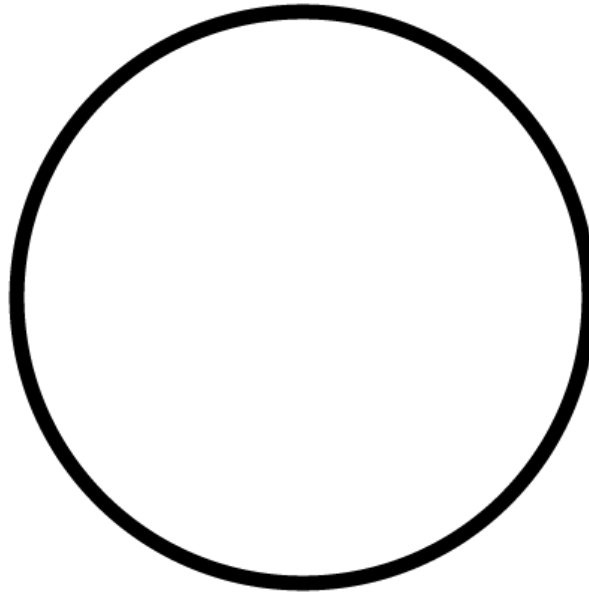
Ovos: este estágio normalmente não é visualizado em amostras clínicas, uma vez que os ovos embrionam e eclodem na mucosa do intestino delgado. Os ovos possuem a mesma aparência que a dos ancilostomídeos e são encontrados nas fezes somente em situações graves de diarreia ou após o uso de laxante. Tamanho: 50 a 58 µ por 30 a 34 µm.

Desenhos:

Fêmea adulta (partenogenética)
de *Strongyloides stercoralis*



Larva rabditoide de
Strongyloides stercoralis



Larva filarioide de
Strongyloides stercoralis

Diagnóstico: detecção de larvas rabditoides (primeiro estágio) nas fezes. Os exames coproparasitológicos convencionais (Lutz ou Hoffmann, Pons e Janer, MIFC, Faust e centrifugação-flutuação) não são recomendados para a confirmação parasitológica de infecção, pelo pequeno número de larvas liberadas nas

fezes (cerca de 25 larvas/g de fezes). Assim, há necessidade de aplicação de métodos específicos para a pesquisa de larvas, como o método de Baermann-Moraes e de Rugai. Resultados parasitológicos negativos podem não indicar ausência de infecção.

Exames:

Método de Rugai, Mattos e Brisola (1954).

Esse método baseia-se no hidro e termotropismo positivo das larvas. Para a sua execução é necessário que as fezes sejam colhidas no dia do exame, pois a refrigeração diminui a viabilidade dos organismos parasitas. Não se aplica em fezes diarreicas ou mantidas em conservadores. Inicialmente, deve-se colocar a amostra fecal em um recipiente, e envolve-lo com uma gaze dobrada em quatro, fazendo uma espécie de “trouxa”. Colocar o material num cálice de sedimentação, com água aquecida a 45°C, numa quantidade suficiente para entrar em contato com as fezes. Deixar em repouso durante 60 minutos. Após, com a ajuda de uma pipeta, coletar o sedimento que ficou no fundo do cálice e examinar no microscópio óptico com a objetiva de 10x.

Método de Baermann-Moraes (NEVES, 2016).

O método utiliza o termotropismo e hidrotropismo positivos das larvas para concentrá-las em um pequeno volume. A primeira etapa é coletar de 8 a 10 g de fezes e colocar numa gaze dobrada em quatro ou em uma peneira. Transferir o material preparado para um funil de vidro, contendo um tubo de borracha conectado à extremidade inferior da sua base. Raspar o tubo de borracha com o auxílio de uma pinça e adicionar, ao funil, água aquecida a 45°C em quantidade suficiente para entrar em contato com as fezes. Deixar em repouso durante o período de 60 minutos. Ao término do repouso, adicionar 5 a 7 mL da água e centrifugar a 1000 rpm por um minuto. Finalmente, colhe-se o sedimento sem desprezar o líquido sobrenadante, cora-se as larvas com lugol e observa-se com o maior aumento no microscópio óptico, para identificação.

Giardiose

Outros nomes da doença: diarreia do viajante.

Parasito: *Giardia duodenalis* (sinonímia: *Giardia lamblia* e *Giardia intestinalis*).

Classificação: Protozoa, Filo Sarcomastigophora – Flagelado.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

Habitat: intestino delgado.

Formas parasitária:

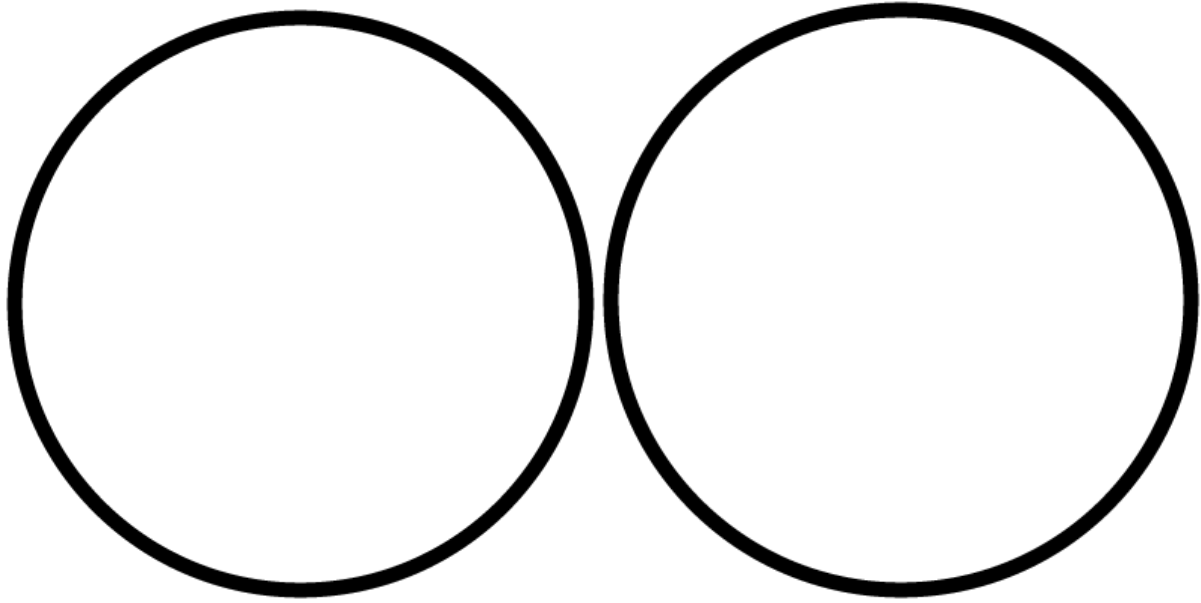
Infectante: cistos.

Patogênica: trofozoítos.

Morfologia:

Trofozoítos: são organismos piriformes, convexos dorsalmente, e côncavos ventralmente. Os trofozoítos possuem simetria bilateral, contendo estruturas celulares duplas na fase vegetativa (dois núcleos, dois axonemas e oito flagelos). Utilizando a coloração de hematoxilina férrica, o citoplasma apresenta-se em tom cinza-azulado, alveolar e granular, já os núcleos e outras estruturas exibem coloração mais escura. Em sua superfície ventral, nota-se uma concavidade ovoide, conhecida como disco adesivo, também há uma ou duas estruturas paralelas com formato de vírgula ou bastonetes, chamadas de corpos medianos. Os núcleos são redondos ou ovais, cada um com um cariossoma grande e central, sem cromatina periférica. Esses protozoários possuem quatro pares de flagelos, sendo dois pares centrais, dois pares caudais e quatro laterais. Não é possível visualizar o movimento dos flagelos dos trofozoítos nas preparações coradas, somente quando eles estão vivos ou utilizando colorações específicas. O movimento dos trofozoítos se assemelha a uma folha caindo. Tamanho: cerca de 10 a 20 µm de comprimento por 5 a 15 µm de largura

Cistos: com forma ovoide ou elipsoide. Quando corados, mostram uma fina membrana destacada do citoplasma (parede cística). Dentro dessa membrana, estão os núcleos, fibrilas e os corpos medianos. Os cistos contêm dois núcleos e dois corpos medianos. Cistos maduros contêm quatro núcleos e quatro corpos medianos. Essas estruturas podem ser observadas em preparações a fresco com lugol e com colorações permanentes. Os cistos maduros possuem o dobro de estruturas flagelares internas. Tamanho: varia de 8 a 19 µm de comprimento por 7 a 10 µm de largura

Desenhos:Trofozoíto de *Giardia duodenalis*Cisto maduro de *Giardia duodenalis*

Diagnóstico: a amostra fecal é a de escolha para a detecção de trofozoítos e cistos de *Giardia duodenalis*. Os cistos são encontrados na maioria dos indivíduos com giardiose, já os trofozoítos são menos frequentes, associados às infecções sintomáticas. Recomenda-se a utilização do método de flutuação pelo sulfato de zinco - método de Faust e cols. (ver o capítulo “Doenças parasitárias do trato gastrointestinal e urogenital – Amebíase intestinal”). Amostras do fluído duodenal obtido por aspiração ou biópsia da porção alta do intestino também podem demonstrar trofozoítos. Diversas outras técnicas diagnósticas estão disponíveis para a identificação desse protozoário. Entre elas: detecção de antígeno fecal pelo teste de enzimmunoensaio (EIA) e ensaio imunossorvente ligado à enzima (ELISA).

Microsporidiose

Outros nomes da doença: microsporidíase, infecção por microsporídeos.

Parasito: Microsporídios (*Enterocytozoon bienersi* e *Encephalitozoon ssp.*)

Classificação: os microsporídios eram considerados organismos eucarióticos primitivos por apresentarem ribossomos similares aos de procariotos e ausência de complexo de Golgi, mitocôndria e peroxissomos. Porém, esses organismos foram recentemente classificados como fungos, devido a diversas características moleculares.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

Habitat: trato intestinal humano e outros tecidos.

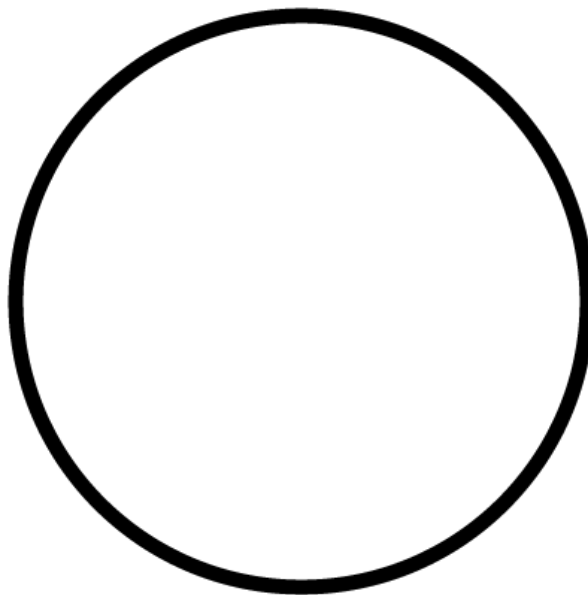
Formas parasitárias:

Infectante e patogênica: esporos.

Morfologia:

Esporos: os esporos são muito pequenos, medem de 1,5 a 5,0 μm de largura e 2,0 a 7,0 μm de comprimento, ovais, uni ou binucleados. Apresentam filamentos (túbulos) polares extruídos, os quais iniciam a infecção pela injeção do esporoplasma (material infectante) na célula hospedeira.

Desenho:



Esporos de microsporídios

Diagnóstico: há diversos métodos de diagnóstico laboratorial para os microsporídios, entre eles: (1) microscopia de luz de esfregaços clínicos corados de amostras fecais. As colorações tricrômicas são as mais utilizadas, entretanto, não permitem a identificação dos microsporídios ao nível de espécie; (2) microscopia eletrônica de transmissão (MET). Permite a identificação ao nível de espécie, porém, é uma técnica com custo alto e processo de diagnose demorado, não sendo de fácil execução para a diagnose rotineira; (3) reação de imunofluorescência (RIF); (4) métodos moleculares, como a PCR. Outro método alternativo é o emprego de agentes quimiofluorescentes, como o calcoflúor branco 2MR, fungiflúor e Uvitex 2B, são úteis para a identificação rápida de esporos em esfregaços fecais e outros fluidos corporais.

Exames:

Coloração tricrômica – coloração pelo Gram – Chromotrope a Quente de Moura et al. (1997).

Esse método distingue esporos de microsporídios de outros componentes fecais do fundo da preparação. A combinação de Gram com Chromotrope permite diminuir o tempo de coloração e os esporos apresentam-se com a cor violeta. O primeiro procedimento é preparar um esfregaço delgado diretamente com as fezes (conservadas em formalina) centrifugadas ou não. Deixar secar e fixar pelo calor (passar o esfregaço por três vezes, um segundo, a chama baixa ou deixar por cinco minutos a 60°C) ou pelo éter. Esperar a lâmina esfriar a temperatura ambiente antes de corar. A primeira coloração é a de Gram. Então, aplica-se solução de violeta de genciana por um minuto. Tirar o excesso de corante e adicionar solução de iodo por um minuto também. Gotejar solução descorante até que a lâmina fique límpida. Por fim, lavar a lâmina com água corrente para remover o excesso do descorante. Em seguida, acrescenta a solução tricrômica durante 60 segundos a 50°C. Após isso, o esfregaço passa por três lavagens com álcool – (1) álcool-etílico a 90% por três segundos; (2) álcool-etílico a 95% por 30 segundos e; (3) álcool-etílico absoluto por 30 segundos (2x). Deixar secar e examinar o esfregaço no microscópio óptico em imersão (1000x).

Coloração tricrômica - Chromotrope a quente de Kokoskins et al. (1994).

Esse método permite uma coloração de maior intensidade nos esporos e melhor destaque com as outras estruturas no campo microscópico. Os esporos exibem cor rosa ou avermelhada e uma área mais clara. Procedimentos: utilizar alíquota de 5 µL de fezes previamente centrifugadas (pelo método de sedimentação por centrifugação). Preparar um esfregaço com a amostra fecal e deixar secar a temperatura ambiente. Fixar com álcool etílico por dez minutos e esperar secar novamente. Em seguida, corar a lâmina

com *chromotrope* 2R durante dez minutos. Ao término do tempo, drenar o excesso do corante e lavar com a solução ácido-álcool por dez minutos. A próxima etapa é imergir o preparado de três a quatro vezes em álcool etílico a 95%. Lavar com álcool etílico a 95% por cinco minutos e depois com álcool etílico a 100% pelo dobro do tempo. Adicionar xilol e esperar mais dez minutos. Montar a resina sintética e observar o esfregaço no microscópio óptico na objetiva de imersão (1000x).

Teniose

Outros nomes da doença: teníase, infecção pela tênia do boi ou pela tênia do porco.

Parasito: *Taenia saginata*.

Classificação: Helminto, Filo Platyhelminthes - Cestoides.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

Habitat: intestino delgado humano.

Formas parasitárias:

Infectante: cisticerco presente na carne bovina.

Patogênica: vermes adultos.

Morfologia: a *T. saginata* é dividida morfológicamente em três partes: escólex ou cabeça, colo ou pescoço e estróbilo ou corpo. O escólex é um órgão cuja função é fixar o parasita na mucosa do intestino delgado do hospedeiro. Contém quatro ventosas arredondadas, proeminentes e constituídas de tecido muscular. O colo, localizado logo abaixo do escólex, é uma região não segmentada, na qual ocorre a formação das proglotes. E o estróbilo é formado pela união de proglotes (segmentos), ou seja, é o corpo do cestóide.

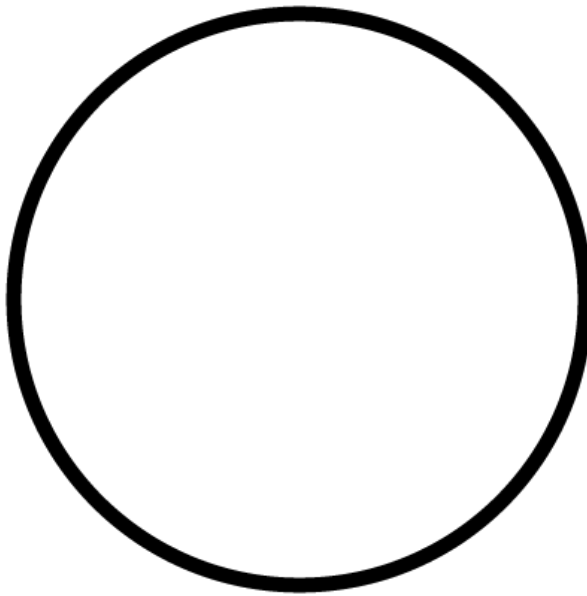
Vermes adultos: apresentam um pequeno escólex quadrangular, sem rostro (tênia não armada), com quatro ventosas bem desenvolvidas. O colo, localizado logo abaixo do escólex, não é segmentado. O estróbilo pode conter mais de mil proglotes e alcançar 4 a 8 m de comprimento.

Proglotes: Há diferenças entre proglotes jovens e grávidas. As proglotes jovens são mais curtas do que largas e exibem o início do desenvolvimento dos órgãos genitais masculinos. Já as proglotes grávidas são mais longas do que largas, com cerca de 20 mm de comprimento por 7 mm de largura, com o útero formado em média por 18 ramificações uterinas dicotômicas, podendo haver até 160 mil ovos. Na margem lateral das proglotes está localizado o poro genital do helminto.

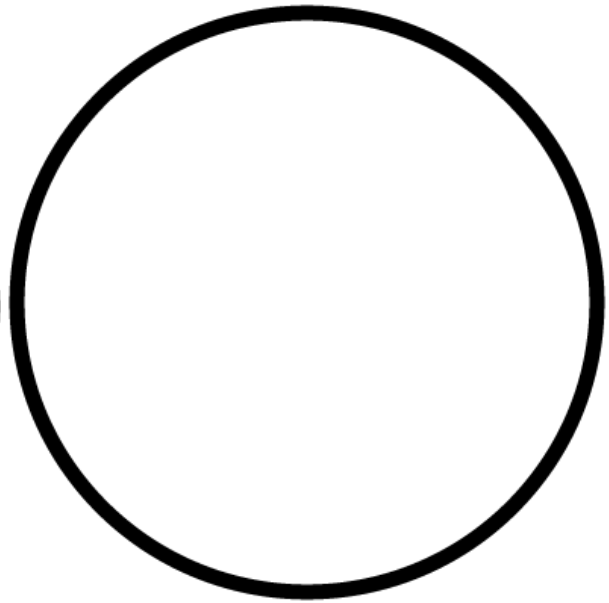
Ovos: os ovos da *T. saginata* são esféricos e protegidos por uma casca denominada embrióforo. Ela é espessa, estriada e formada por prismas truncados inteiramente unidos entre si. Internamente ao embrióforo, está o embrião (ou oncosfera) hexacanto com uma membrana dupla e três pares de acúleos. Tamanho: cerca de 31 a 43 µm de diâmetro

Cisticerco: o estágio larval, nomeado *Cysticercus bovis*, possui forma ovoide e ausência de rostro, característica que distingue sua larva da forma larvária da *Taenia solium*. Apresenta o excólex com quatro ventosas. O cisticerco é encontrado apenas em animais herbívoros, nunca em humanos.

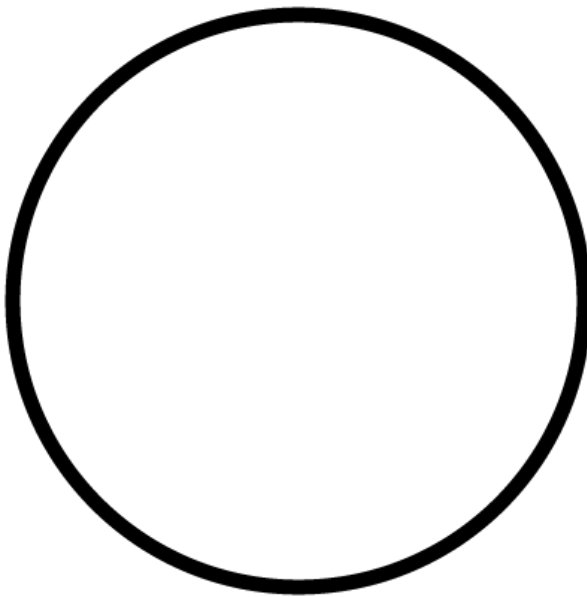
Desenhos:



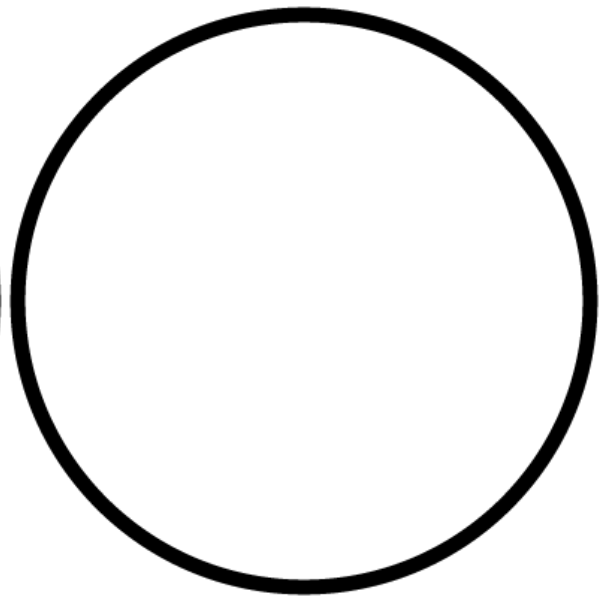
Verme adulto de
Taenia saginata



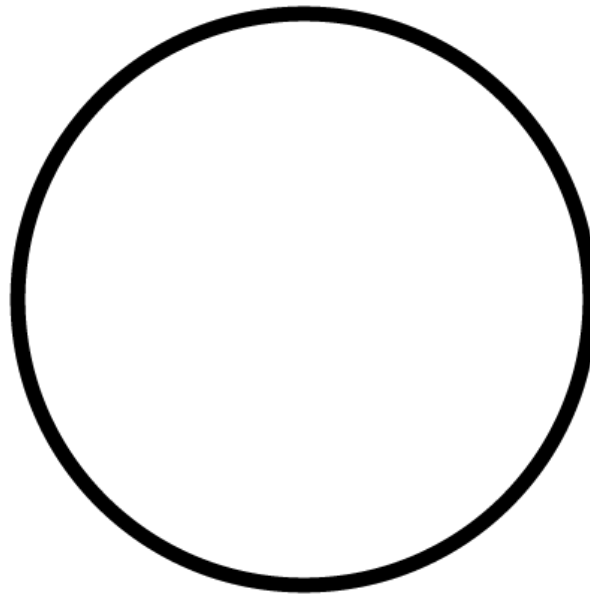
Proglote jovem de
Taenia saginata



Proglote grávida de
Taenia saginata



Ovos de *Taenia saginata*



Cisticerco de
Taenia saginata

Parasito: *Taenia solium*.

Classificação: Helminto, Filo Platyhekminthes, Cestoides.

Distribuição geográfica: cosmopolita, mais abundante nos países da América Latina, China, Europa Central, Índia e México.

Habitat: intestino delgado humano.

Formas parasitárias:

Infectante: cisticerco presente na carne suína.

Patogênica: vermes adultos.

Morfologia: a *T. solium* é dividida morfológicamente em três partes: escólex ou cabeça, colo ou pescoço e estróbilo ou corpo. O escólex é um órgão cuja função é fixar o parasita na mucosa do intestino delgado do hospedeiro. Contém quatro ventosas arredondadas, proeminentes e constituídas de tecido muscular. O colo, localizado logo abaixo do escólex, é uma região não segmentada, na qual ocorre a formação das proglotes. E o estróbilo é formado pela união de proglotes (segmentos), ou seja, é o corpo do cestóide.

Vermes adultos: apresentam o excólex globuloso pequeno (cerca de 1 mm de diâmetro), com quatro ventosas arredondadas e pouco desenvolvidas. Diferente do excólex da *T. saginata*, a *T. solium* possui excólex com rostro, posicionado centralmente entre as ventosas e armado com uma dupla coroa de acúleos

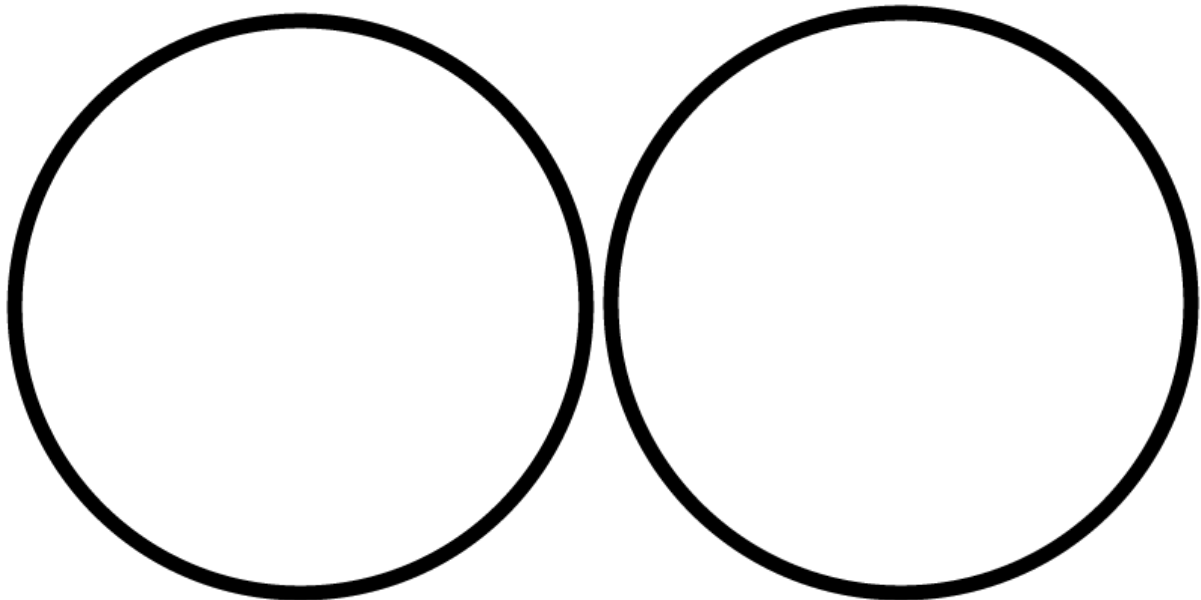
(geralmente 26 acúleos, sendo metade grande e metade pequeno). O colo não é segmentado e o estróbilo é formado por 800 a 1000 proglótes e pode atingir até 7 m de comprimento.

Proglotes: Há diferenças entre proglotes jovens e grávidas. As proglotes jovens são mais curtas do que largas e exibem o início do desenvolvimento dos órgãos genitais masculinos. Já as proglotes grávidas são mais longas do que largas (11 por 5 mm), com o útero formado em média por 9 ramificações dendríticas, contendo aproximadamente 80 mil ovos. Na margem lateral das proglotes está localizado o poro genital do helminto.

Ovos: é impossível diferenciar os ovos das duas tênias. Assim, os ovos da *T. solium* apresentam as mesmas características escritas para a *T. saginata*.

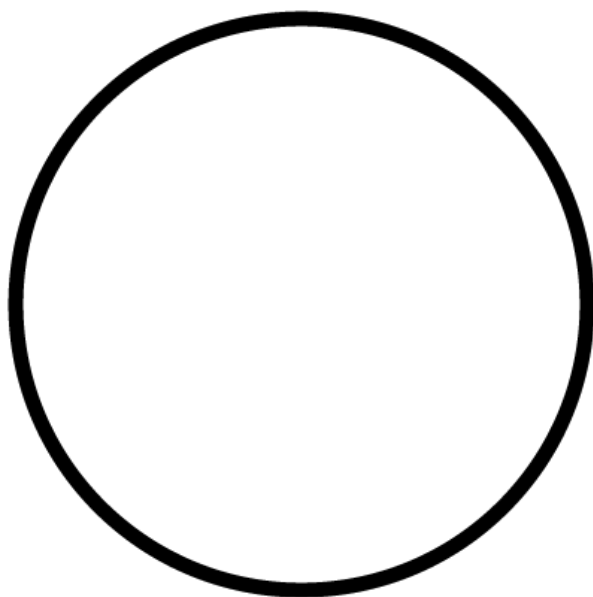
Cisticerco: denominado *Cysticercus cellulosae*, é redondo ou ovoide, contém uma vesícula hialina com líquido claro, invaginação no seu interior e excólex com quatro ventosas. Possui rostro com uma coroa de ganchos e colo com saliências e vilosidades características. Os cisticercos dessa espécie são encontrados nos suínos (hospedeiro intermediário) e, também, nos humanos. Tamanho: cerca de 3,5 a 10 mm de comprimento por 4 a 5 mm de largura.

Desenhos:

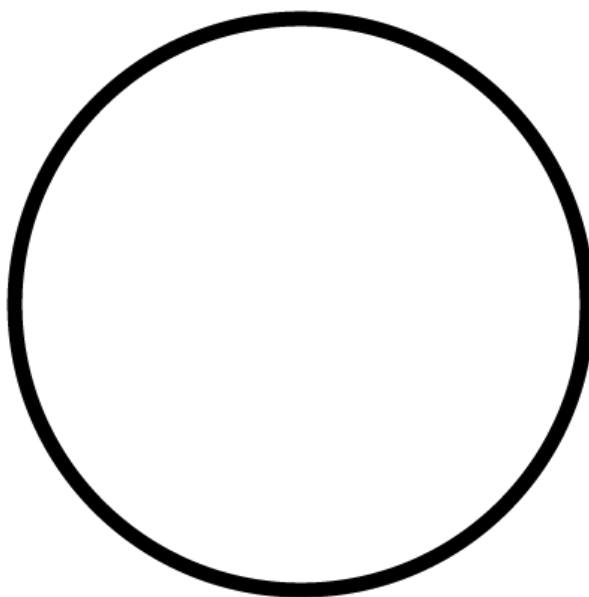


Verme adulto de
Taenia solium

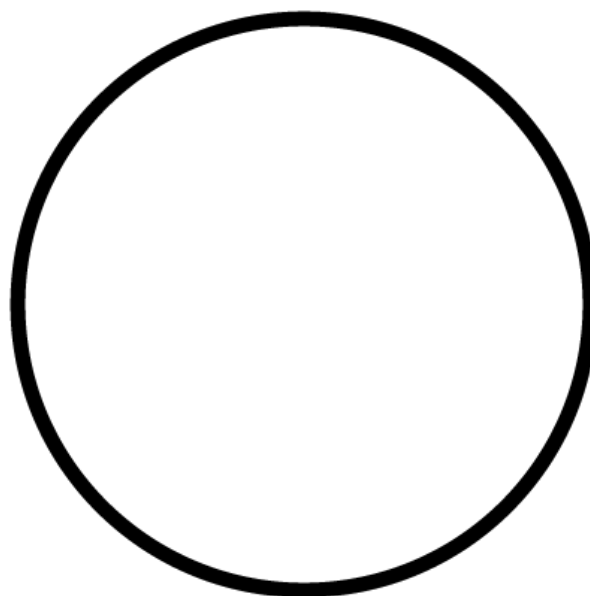
Proglote jovem de
Taenia solium



Proglote grávida de
Taenia solium



Ovos de *Taenia solium*



Cisticerco de
Taenia solium

Diagnóstico: detecção de ovos nas fezes utilizando os métodos rotineiros, como o de sedimentação espontânea ou de Faust (ver páginas 8 e 9), ou pelo encontro de proglotes grávidas que são eliminadas por meio da região anal. Nesse caso, o método da fita adesiva é indicado para a pesquisa de ovos do cestóide na região anal e perianal (ver página 33).

Tricomonose urogenital

Outros nomes da doença: tricomoníase, vaginite por *Trichomonas*, uretrite.

Parasito: *Trichomonas vaginalis*.

Classificação: Protozoa, Sarcomastigophora – Flagelados.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

Habitat: trato genital feminino e na uretra e próstata do trato genital masculino.

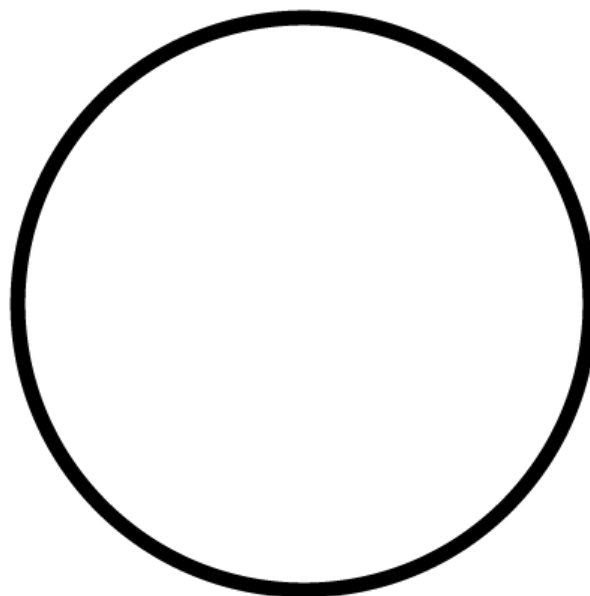
Formas parasitárias:

Infectante e patogênica: trofozoíto.

Morfologia: o parasito não apresenta a forma cística, apenas a trofozoítica.

Trofozoítos: o trofozoíto típico de *T. vaginalis* tem formato oval ou elipsoide, é um organismo muito plástico, possui a capacidade de formar pseudópodes para capturar os nutrientes e se fixar em partículas sólidas. O núcleo vesicular único e ovoide contém diversos grânulos de cromatina, está situado na região anterior central do parasito. Apresenta cinco flagelos que se originam na extremidade anterior, quatro deles projetam-se anteriormente e um projeta-se posteriormente. O trofozoíto tem uma membrana ondulante que cobre cerca de dois terços do seu corpo, um axóstilo espesso que atravessa o toda a extensão do corpo e um citóstoma pequeno, localizado do lado oposto à membrana ondulante. Tamanho: mede de 5 a 14 µm de comprimento.

Desenho:



Trofozoíto de
Trichomonas vaginalis

Diagnóstico: o exame microscópico convencional de preparações a fresco e de esfregaços fixados, em conjunto dos métodos de cultivo, são os procedimentos laboratoriais mais utilizados no diagnóstico da tricomonose urogenital. Métodos alternativos: imunodiagnóstico mediante reações de aglutinação direta (AD), hemaglutinação indireta (HA), fixação do complemento (RFC), imunofluorescência indireta (RIFI), imunofluorescência direta (IFD), técnicas imunoenzimáticas (EIE) e o teste imunocromatográfico OSOM.

Exames:

Colheita da amostra (NEVES, 2016).

Homens: para obter sucesso no diagnóstico, o homem possivelmente infectado deve comparecer ao local de colheita pela manhã, sem ter urinado no dia ou ter sido tomado algum fármaco tricomonicida no período de duas semanas. A amostra uretral é colhida com uma alça de platina ou um *swab* de algodão não absorvente. O trofozoíto é mais comumente encontrado no sêmen do que na urina ou esfregaços uretrais. Portanto, colhe-se uma amostra fresca do sêmen e coloca-se em um recipiente limpo e estéril para examinação. Também são utilizados como materiais de eleição o sedimento centrifugado dos primeiros 20 mL da urina matinal e a secreção prostática e subprepucial.

Mulheres: para a colheita, a mulher não deve ter realizado higiene íntima durante período de 18 a 24 horas anterior a análise, e não ter feito administração de fármacos tricomonicidas, seja vaginal (cremes) ou oral, há 15 dias. A vagina é o local mais infectado e os trofozoítos são mais abundantes no início da menstruação. Colhe-se o corrimento vaginal com o auxílio de um *swab* de algodão não absorvente.

Exames direto a fresco (NEVES, 2016).

Preparações não-coradas: nesse tipo de preparação, utiliza-se a secreção vaginal ou prostática para análise microscópica. O trofozoíto perde sua motilidade quando as amostras colhidas são colocadas a temperatura ambiente fria, portanto, é necessário realizar imediatamente a observação no microscópico.

Preparações coradas: tem por objetivo aumentar a sensibilidade do exame direto. O trofozoíto de *T. vaginalis* não se cora com os corantes usualmente empregados (safranina, verde de malaquita, azul de metileno, azul cresil brilhante), entretanto, os elementos celulares das amostras colhidas absorvem esses corantes e contrastam com os organismos vivos não-corados. Somente trofozoítos mortos são corados.

Preparações fixadas e coradas: o exame microscópico direto possui limitações, e por isso, várias técnicas de coloração são indicadas para o diagnóstico de *T. vaginalis*. Entre elas, estão: ácido periódico de Schiff, alaranjado de acridina, Diff-Quick, Fontana, Giemsa, hematoxilina férrica e imunoperoxidase.

Meios de cultura (NEVES, 2016).

Diversos meios de cultura, líquidos ou semi-sólidos, são indicados para isolamento e manutenção da forma trofozoítica de *Trichomonas vaginalis*. Os principais meios de cultivo empregados são: Johnson e Trussel, 1943 (CPLM), Kupferberg, Johnson e Sprince e o de Diamond, 1957.

Tricurose

Outros nomes da doença: tricuríase, infecção por tricurio (verme-chicote).

Parasito: *Trichuris trichiura*.

Classificação: Helminto, Filo Nematoda - Nematoides.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

Habitat: ceco, cólon, apêndice e últimas porções do íleo.

Formas parasitárias:

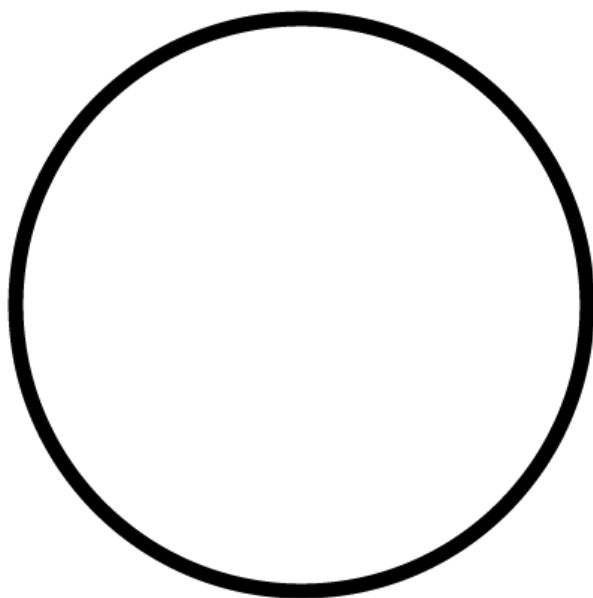
Infectante: ovos embrionados.

Patogênica: vermes adultos.

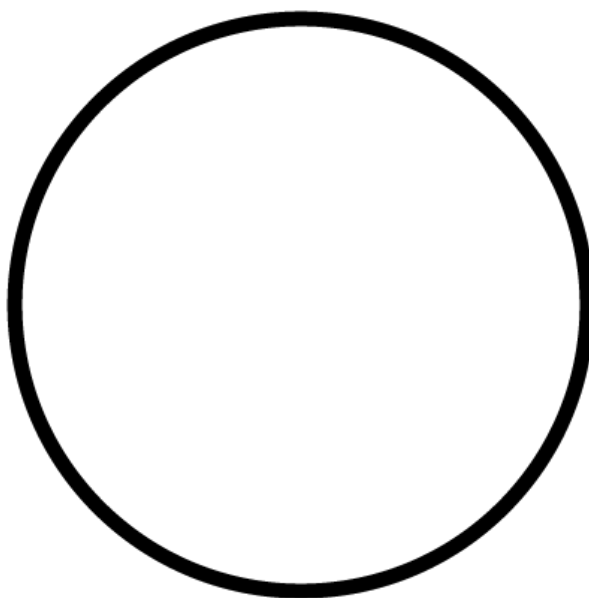
Morfologia:

Vermes adultos: os vermes adultos de *T. trichiura* possuem nítido dimorfismo sexual. O macho é menor do que a fêmea, mede aproximadamente 30 a 45 mm de comprimento, com a extremidade posterior fortemente recurvada ventralmente, a qual contém um espículo protegido por bainha. A fêmea tem de 35 a 50 mm de comprimento com a extremidade posterior robusta e reta. A parte posterior e anterior dos vermes adultos apresentam diferenças morfológicas características. A região anterior é bem delgada, longa e contém o esôfago. Já a posterior é mais dilatada, possui o intestino e os órgãos genitais. Essas duas características morfológicas lembram a forma de um “chicote” e são responsáveis pelo nome comum do verme em inglês (*whipworm*).

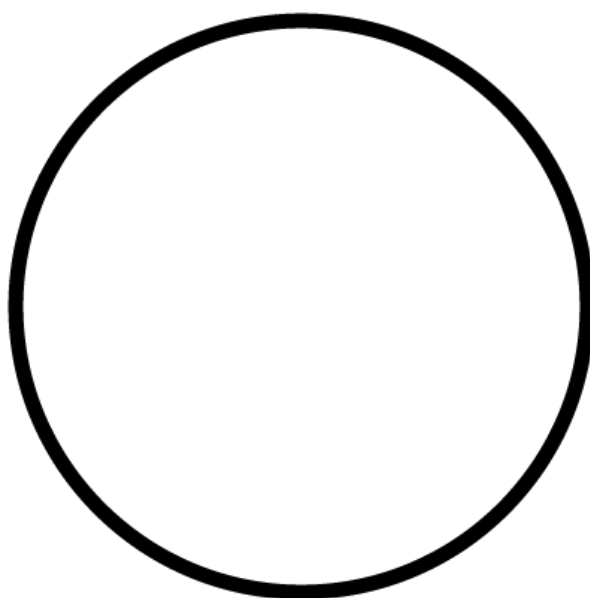
Ovos: o ovo tem aspecto semelhante a um pequeno barril (também considerado como em forma de bola de futebol americano ou de bandeja), “tampado” nos dois polos por uma massa mucoide transparente (opérculo). Exibe coloração castanha e contém uma casca formada por duas membranas que circunda o embrião unicelular. Tamanho: cerca de 50 a 55 µm por 25 µm.

Desenhos:

Fêmea adulta de
Trichuris trichiura



Macho adulto de
Trichuris trichiura



Ovos de *Trichuris trichiura*

Diagnóstico: detecção de ovos característicos nas fezes. Os ovos são facilmente recuperáveis de amostras infectadas, principalmente se processadas pelo método de Faust ou pelo exame direto a fresco (ver páginas 8 e 9).

DOENÇAS PARASITÁRIAS DO SANGUE

Doença de Chagas

Outros nomes da doença: Tripanossomíase americana.

Parasito: *Trypanosoma cruzi*.

Classificação: Protozoa, Filo Sarcomastigophora – Flagelados.

Distribuição geográfica: continente americano.

Habitat: os estádios, amastigota e tripomastigota, habitam o sangue e músculos lisos e cardíacos humano, respectivamente. Já a fase epimastigota (forma multiplicativa do protozoário) ocorre no intestino do triatomíneo (vetor biológico).

Formas parasitárias:

Infectante: tripomastigotas metacíclicos presentes nas fezes do barbeiro.

Patogênica: amastigotas e tripomastigotas.

Morfologia:

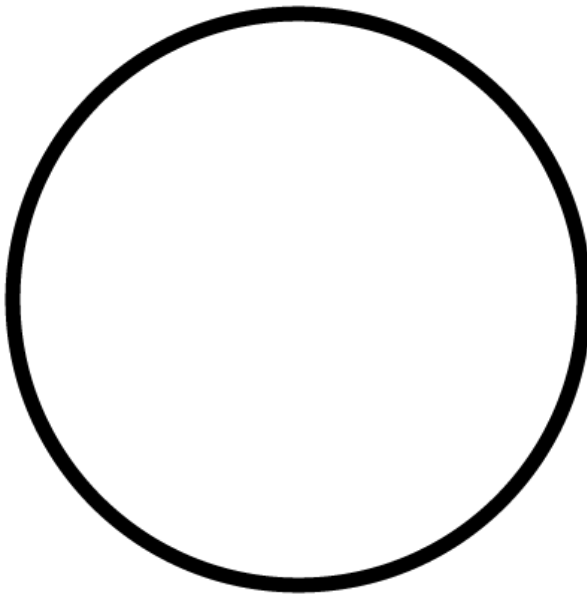
Amastigota: compõem os estádios de proliferação intracelular no hospedeiro humano. Caracterizam-se pelo tamanho pequeno do corpo celular (aproximadamente 4µm), de aspecto esférico ou ovoide, com um núcleo grande e cinetoplasma em forma de bastão. Os amastigotas não possuem motilidade nem flagelo livre.

Epimastigota: encontrados apenas no intestino do mosquito barbeiro ou em meio de cultura. São alongadas, com 15 a 35 µm de comprimento. Quando coradas com Giemsa, o citoplasma das células cora-se de azul claro. O núcleo tem forma arredondada e situa-se na região central da célula. Próximo ao núcleo está o cinetoplasto, com formato de bastão. Tanto o cinetoplasto quanto o núcleo coram-se de vermelho pela técnica de Giemsa. Os epimastigotas apresentam flagelo livre (cerca de 12 µm de comprimento) e a membrana ondulante é pouco visível.

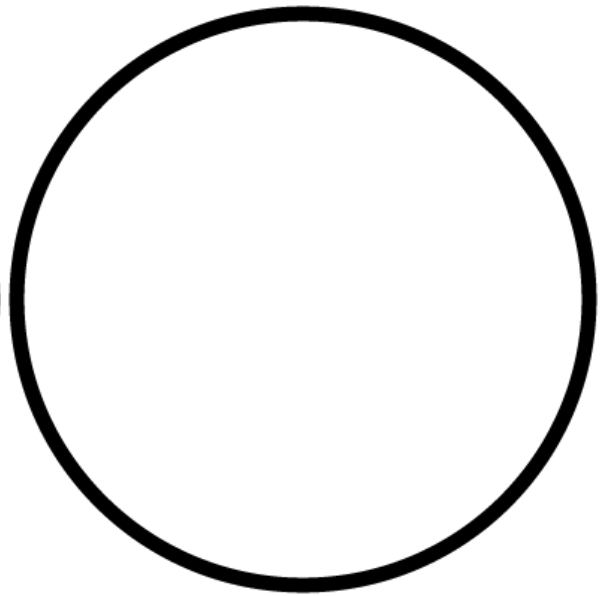
Tripomastigota: estágio infectante do protozoário. Contém cerca de 20 µm de comprimento, aspecto fusiforme e alongado, com a extremidade afilada, núcleo localizado na porção central da célula, cinetoplasto grande situado próximo ao núcleo. Possuem um flagelo que emerge da bolsa flagelar (fica entre núcleo e a parte posterior do tripomastigota). A membrana ondulante mantém esse flagelo aderido

ao corpo do organismo, ela é pouco “pregueada” e mede cerca de um terço do tamanho do parasito. Quando coradas com Giemsa, o citoplasma cora-se de azul, o núcleo de vermelho e o cinetoplasto de púrpuro.

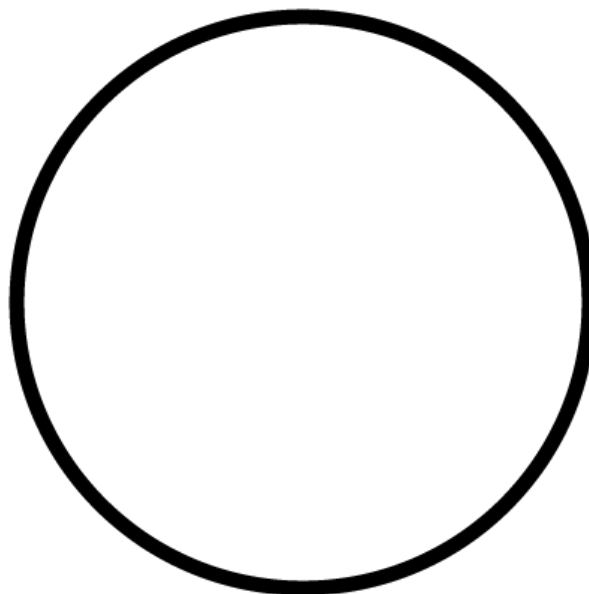
Desenhos:



Forma amastigota de
Trypanosoma cruzi



Forma epimastigota de
Trypanosoma cruzi



Forma tripomastigota de
Trypanosoma cruzi

Diagnóstico:

Métodos diretos: na fase aguda da infecção (dois primeiros meses), as formas tripomastigotas podem ser encontradas no sangue periférico do paciente. Os métodos diretos comumente utilizados são o exame direto a fresco, método de Strout modificado e preparações coradas (ex: Giemsa).

Métodos indiretos: xenodiagnóstico, xenocultura e hemocultura. Esses métodos de diagnóstico são indicados para pacientes na fase crônica da Doença de Chagas.

Métodos sorológicos: métodos recomendados para enfermos na fase crônica. Entre as técnicas, estão: detecção de anticorpos anti-*T.cruzi* das classes IgM e IgG no soro do paciente; teste de hemaglutinação (HA); reação de imunofluorescência indireta (RIFI) e ensaio imunoenzimático (ELISA).

Métodos moleculares: reação em cadeia de polimerase (PCR).

Exames:**Exame de sangue direto a fresco (NEVES, 2016).**

O exame direto a fresco, possibilita a visualização de parasitos vivos, movimentando-se, caso estejam presentes no sangue do paciente. Coleta-se uma gota de sangue do possível enfermo, e coloca no centro de uma lâmina de vidro, coberta por lamínula. A observação ao microscópio óptico pode ser realizada logo em seguida, pois a coagulação do sangue é rápida. Caso seja necessário retardar a coagulação do sangue, utiliza-se uma ou duas gotas de solução fisiológica de salina.

Esfregaço sanguíneo em gota espessa (NEVES, 2016).

O esfregaço sanguíneo em gota espessa é mais eficaz na detecção do parasito em relação ao método direto a fresco, pelo fato de concentrar maior quantidade de sangue em um mesmo espaço. Deve-se separar duas lâminas. Em uma delas, colocar 5 mm de sangue e com o canto da outra, espalhar a gota de sangue numa área de 1 cm². Secar a temperatura ambiente entre 6 a 36 horas. Entre esse período, é feito a coloração com Giemsa* (uma gota de solução-estoque por mL de solução-tampão). Deixar a lâmina em repouso por meia hora, lavar e examinar no microscópio óptico.

* A coloração com Giemsa permite observar a morfologia do parasito, entretanto, só é possível em casos de parasitismo muito elevado.

Método de Strout modificado (NEVES, 2016).

É um método de concentração e apresenta os melhores resultados na detecção da parasitemia. A técnica é realizada através da coleta de 5 a 10 mL de sangue, e espera ele coagular. Os parasitos são retirados do coágulo a medida que esse se retrai. Após a retração do coágulo, o soro coletado é centrifugado em alta rotação juntamente com o sobrenadante. Uma gota desse sedimento é analisada entre a lâmina e lamínula no microscópio óptico para a observação de tripomastigotas.

Xenodiagnóstico (NEVES, 2016).

O xenodiagnóstico é método indireto mais empregado quando se quer detectar o parasito na fase crônica da doença de Chagas. Há dois tipos de xenodiagnóstico: o natural, e o artificial. Normalmente, utiliza-se nos pacientes a técnica natural, colocando-se o mosquito vetor para sugar o braço do enfermo. O xenodiagnóstico artificial é recorrido quando o paciente é sensível a picada do barbeiro ou quando se deseja fazer estudos com os triatomíneos e o *Trypanosoma cruzi* fora do hospedeiro.

Xenodiagnóstico natural: as espécies de triatomíneos empregadas são: *Triatoma infetans*, *Panstrongylus megistus*, *T. brasiliensis* e *T. pseudomaculata*. Esses barbeiros são criados em laboratórios e alimentados em aves (para assegurar que os insetos não sejam infectados com o *T. cruzi*). Separam-se quatro grupos de dez ninfas de terceiro, quarto ou quinto estágio (conforme o tamanho da espécie de barbeiro utilizada), e coloca-se cada grupo em uma caixa apropriada tampada com filó, adaptada ao antebraço do paciente. O paciente fica em repouso pelo período de 30 minutos para que as ninfas se alimentem. Depois dos triatomíneos estarem ingurgitados de sangue do humano, eles são mantidos em condições adequadas para seu desenvolvimento (temperatura a 26°C, umidade de 70%). O conteúdo intestinal dos barbeiros é examinado após 30 dias do repasto sanguíneo. Para a coleta, prende-se o barbeiro pelo tórax com uma pinça e com uma outra aperta-se a ampola retal para obter as gotas de fezes. Essas são transferidas para uma lâmina de vidro, adiciona-se uma gota de salina homogeneizada e observa-se no microscópio. A presença de epimastigotas ou tripomastigotas indica resultado positivo.

Xenodiagnóstico artificial: nesta modalidade, a única diferença é que não há mais contato entre o vetor e o paciente: retira-se uma amostra de sangue do paciente e coloca-se em bolsa de látex (preservativos), com sistema de aquecimento externo que simula a temperatura do corpo humano, onde os barbeiros livres de infecção são postos para alimentarem-se. Os triatomíneos são mantidos em condições adequadas para seu

desenvolvimento e após 30 dias do repasto sanguíneo, é colhido o material intestinal desses insetos para verificar a presença de formas epimastigotas e tripomastigotas de *T. cruzi*.

Hemocultura (NEVES, 2016).

A hemocultura é um método indicado para o diagnóstico da fase crônica da doença de Chagas e pode ser realizado paralelamente ao xenodiagnóstico, aumentando a sensibilidade do diagnóstico. Nessa técnica, é coletado 30 mL de sangue do paciente e trata-se com heparina, para aumentar o tempo de coagulação. O plasma da amostra é desprezado após a centrifugação (3000 rpm por 30 minutos) e o sedimento lavado com meio LIT para retirar anticorpos e outros elementos do sangue ainda presentes. Em seguida, o sedimento é distribuído em seis tubos de rosca com 6 mL do meio LIT. O material deve ser mantido em condições adequadas, homogeneizado a cada 2 dias e examinado a cada 15 dias (até completar 60 dias ou mais) para detectar a presença das formas epimastigota e tripomastigota do parasito.

Elefantíase (filariose linfática)

Outros nomes da doença: filariose bancroftiana.

Parasito: *Wuchereria bancrofti*.

Classificação: Helminto, Filo Nematoda - Nematoides.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

Habitat: os vermes adultos habitam no sistema linfático, enquanto que as microfilárias circulam no sangue.

Formas parasitárias:

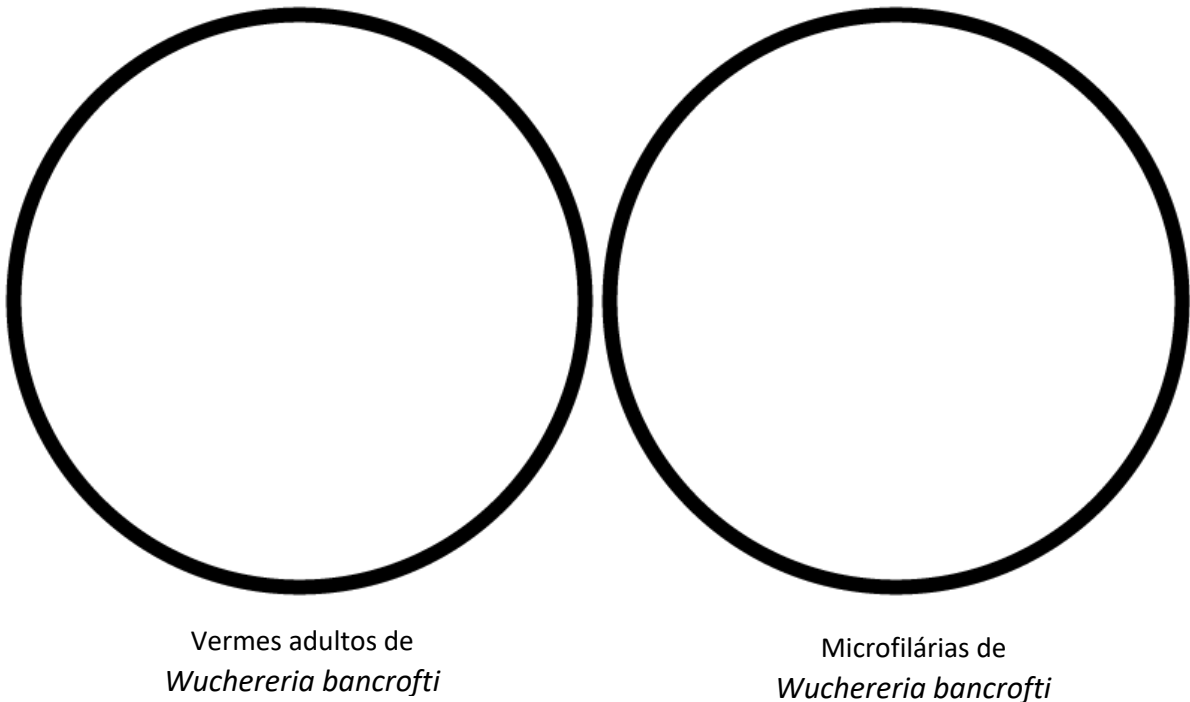
Infectante: larvas de terceiro estágio.

Patogênica: vermes adultos e microfilárias.

Morfologia:

Vermes adultos: os vermes adultos de *W. bancrofti* são brancos e têm aspecto filiforme. As fêmeas são maiores do que os machos, medindo de 8 a 100 mm de comprimento por 0,25 mm de diâmetro. Os machos medem 40 mm de comprimento por 0,1 de diâmetro.

Microfilárias: as microfilárias são envoltas por uma fina e delicada bainha. Quando corados, numerosos núcleos celulares são encontrados no corpo. A extremidade anterior, ou cefálica, é arredondada. A região posterior, ou cauda, é pontiaguda, livre de núcleos pois constitui apenas a bainha. Tamanho: possuem 260 µm de comprimento por 7,5 a 10 µm de diâmetro.

Desenhos:

Diagnóstico: o diagnóstico parasitológico clássico é feito pela detecção de microfilarías em sangue periférico. A técnica mais empregada é o método de gota espessa corado por Giemsa, no qual usasse sangue capilar. Entretanto, as microfilarías podem também ser encontradas em aspirados de medula óssea, esfregaços de secreção vaginal contaminados com sangue, urinas quílosa e normal, líquido quilocélico e biópsia de aspiração de linfonodos. Em casos de infecções leves, o método de concentração de Knott torna-se uma alternativa. Para esses dois métodos, a amostra sanguínea deve ser coletada durante a noite pois as microfilarías exibem periodicidade noturna. O horário de pico para a coleta é entre 21h e 4h da manhã, período que coincide com o aparecimento do mosquito vetor.

Exames:**Esfregaço sanguíneo em gota espessa (NEVES, 2016).**

Método mais utilizado em diagnóstico epidemiológico. Deve-se separar duas lâminas. Em uma delas, colocar 5 mm de sangue e com o canto da outra, espalhar a amostra numa área de 1 cm². Secar a temperatura ambiente entre 6 a 36 horas. Entre esse período, é feito a coloração com Giemsa (uma gota de solução-estoque por mL de solução-tampão). Deixar a lâmina em repouso por meia hora, lavar e examinar no microscópio óptico.

Método de Knott (NEVES, 2016).

Técnica utilizada em casos de infecções leves por *Wuchereria bancrofti*. Consiste em homogeneizar 5 mL de sangue em 10 mL de solução de formalina a 2% (a qual lisa as hemácias) e centrifugar. Asx microfilárias estarão no sedimento, que será analisado microscopicamente após o preparado do esfregaço sanguíneo em gota espessa e coloração com Giemsa.

Leishmaniose tegumentar e visceral

Outros nomes da doença: leishmaníase tegumentar e visceral, leishmaniose mucocutânea, úlcera do chiclero, espúndia, calazar, febre de dundun.

Parasito: *Leishmania* spp.

Classificação: Protozoa, Filo Sarcomastigophora – Flagelados.

Distribuição geográfica: regiões tropicais e subtropicais.

Habitat: sistema reticuloendotelial.

Formas parasitárias:

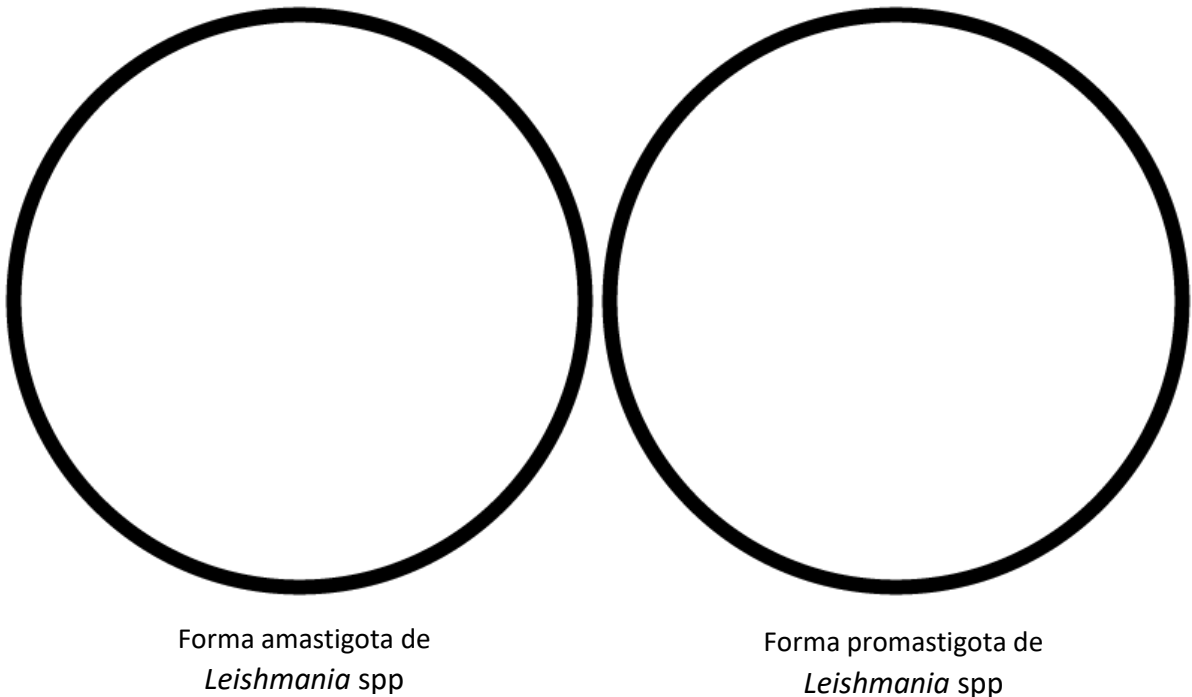
Infectante: promastigotas metacíclicos.

Patogênica: amastigotas.

Morfologia:

Amastigota: são organismos com formato esférico ou ovoide encontrados no interior de macrófagos. Quando corados com Giemsa, o citoplasma cora-se de azul claro, o núcleo e o cinetoplasto de vermelho-púrpura. O núcleo é grande e arredondado e o cinetoplasto possui forma característica de bastonete. Esse estágio não apresenta flagelos livres e, geralmente, é possível visualizar pequenos vacúolos citoplasmáticos. Tamanho: de 4 a 6 μm de diâmetro

Promastigotas: são organismos alongados, com um flagelo emergindo do corpo do parasito em sua extremidade anterior. O flagelo livre comumente é maior do que o corpo do parasito. Apresentam um núcleo arredondado a oval, localizado na porção mediana do corpo. Entre o núcleo e a região anterior da célula está o cinetoplasto, com formato típico de bastão. Tamanho: varia de 10 a 40 μm de comprimento por 1,5 a 3 μm de largura.

Desenhos:**Diagnóstico:**

Leishmaniose tegumentar americana: detecção das formas amastigotas da *Leishmania* spp. por esfregaços permanentes de preparados histopatológicos de biópsias das bordas das úlceras, corados com Giemsa, Leishmann e Wright.

Leishmaniose visceral: o diagnóstico parasitológico consiste na visualização direta do parasito em amostras de tecidos obtidas por punção do baço, fígado e medula óssea. As amostras são coradas com Giemsa e inoculadas em meio de cultura NNN (Novy, Nicolle e McNeal) ou até mesmo em animais de laboratório, como camundongos, ratos ou hamsters. Métodos sorológicos também são utilizados para a detecção da infecção: ensaio imunoenzimático (ELISA); intradermoreação de Montenegro (IDRM). imunofluorescência indireta (RIFI). A reação em cadeia da polimerase (PCR) é comumente empregada também.

Exames:**Exame direto de esfregaços corados (NEVES, 2016).**

O exame direto de esfregaços corados é um dos métodos de rotina mais utilizados. Depois de anestesiarmos a região lesionada, é retirado um fragmento do bordo da lesão. Em seguida, é feito um esfregaço

em lâmina por aposição e cora-se o preparo pela técnica de Giemsa, Leishmann ou Wright. Observa-se no microscópio óptico e o encontro de amastigotas ou de um infiltrado inflamatório pode definir o diagnóstico.

Biópsia de vísceras - baço, fígado e medula óssea – (NEVES, 2016).

São técnicas pouco usadas na rotina da prática clínica, mas servem como alternativa para o diagnóstico da doença parasitária. A biópsia medular é o método mais simples e que causa menos riscos para o paciente. As amostras avaliadas variam de acordo com a idade do enfermo. Em adultos, é realizado a punção da medula do esterno, já em crianças, retira-se da crista ilíaca. O aspirado é corado com Giemsa cultivado meio de cultura NNN (Novy, Nicolle e McNeal) ou até mesmo em animais de laboratório, como camundongos, ratos ou hamsters e examinado microscopicamente. Todavia, o crescimento do parasito pode levar dias ou até mesmo semanas, assim, o método é raramente utilizado. A biópsia dos outros órgãos segue a mesma metodologia. A biópsia hepática não é geralmente empregada devido à baixa expressão do parasitismo no fígado. A punção do baço é a mais perigosa, pois pode causar a ruptura do órgão, e consequentemente, hemorragias fatais.

Cultivo (NEVES, 2016).

Como citado acima, os fragmentos de tecidos e as punções de vísceras são cultivadas em meios específicos ou em animais. O meio de cultivo mais utilizado para o diagnóstico de *Leishmania* spp. é o meio NNN (Novy, Nicolle e McNeal), pelo fato de aumentar a probabilidade do isolamento do parasito. Ele é suplementado com antibióticos e o material deve ser repicado a cada dez dias, por três vezes. Entretanto, o isolamento do parasito obtido de culturas provindas das biópsias é facilmente contaminado, por conta de haver grande quantidade de microrganismos que coabitam nos tecidos. Dessa forma, é mais seguro fazer o inóculo em animais. O *hamster* é o mais indicado para o isolamento do *Leishmania*. O inóculo é feito via intraderme, no focinho ou nas patas, ou a amostra é triturada e administrada com solução fisiológica. Porém, o ponto negativo dessa técnica é o alto custo para a manutenção desses animais, ficando restrito às instituições científicas.

Malária

Outros nomes da doença: malária terça benigna, malária quartã.

Parasito: *Plasmodium vivax*.

Classificação: Protozoa, Filo Apicomplexa - Plamódios.

Habitat: fígado e sangue (eritrócitos).

Distribuição geográfica: Cosmopolita. Encontrado em climas temperados e em áreas tropicais.

Formas Parasitárias:

Infectante: esporozoítos.

Patogênica: os estádios de desenvolvimento dos parasitos no sangue são responsáveis pelas manifestações clínicas da malária (esquizonte imaturo e maduro; trofozoítos jovem e maduro; merozoítos; gametócitos).

Morfologia:

Aspectos dos eritrócitos infectados: aumentados e distorcidos, com frequentes granulações de Schüffer.

Trofozoíto jovem: o parasito assume a forma de um delicado anel, localizado na região periférica ou marginal do eritrócito, ocupando cerca de um terço do diâmetro da célula hospedeira. Núcleo com cromatina única e interna. Raro poliparasitismo.

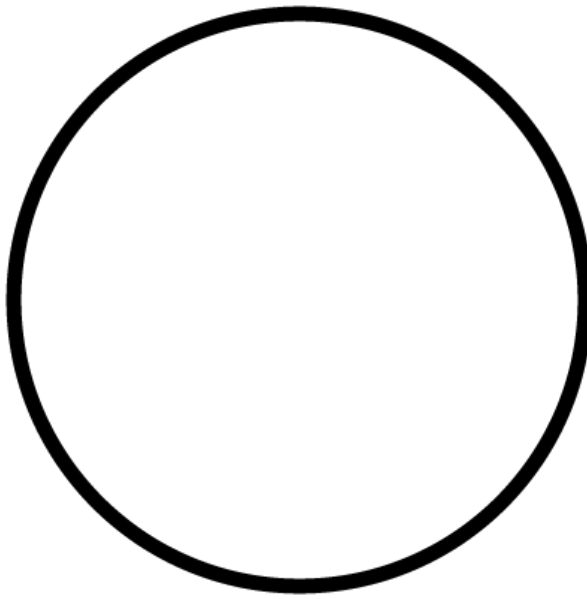
Trofozoíto maduro: nesse estágio, o parasito apresenta o citoplasma irregular, com aspecto ameboide. Um único ponto grande de cromatina está presente junto com o material citoplasmático.

Esquizontes imaturos: o esquizonte imaturo possui forma ameboide e é caracterizada pela presença de múltiplos pontos de cromatina que surgem a partir da sua divisão.

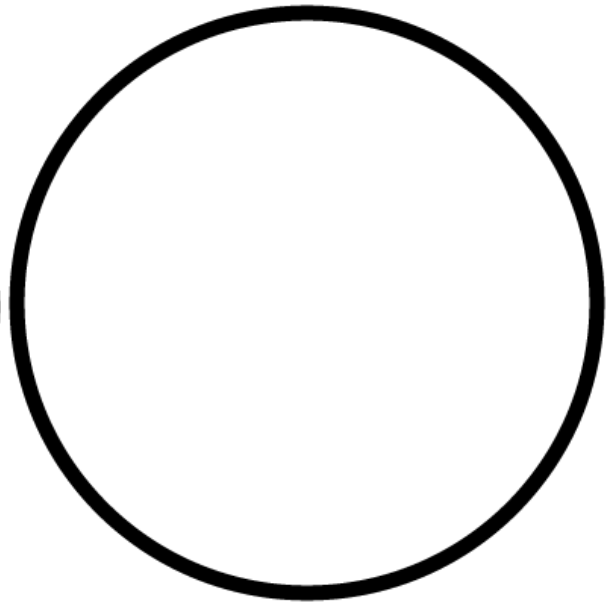
Esquizontes maduros: a divisão gradual da cromatina resulta em 12 a 24 (média de 16) merozoítos, que estão envoltos por material citoplasmático.

Microgametócito: consiste em uma massa de cromatina grande, que ao ser corado com Giemsa, apresenta um citoplasma azul-pálido e cromatina frouxa.

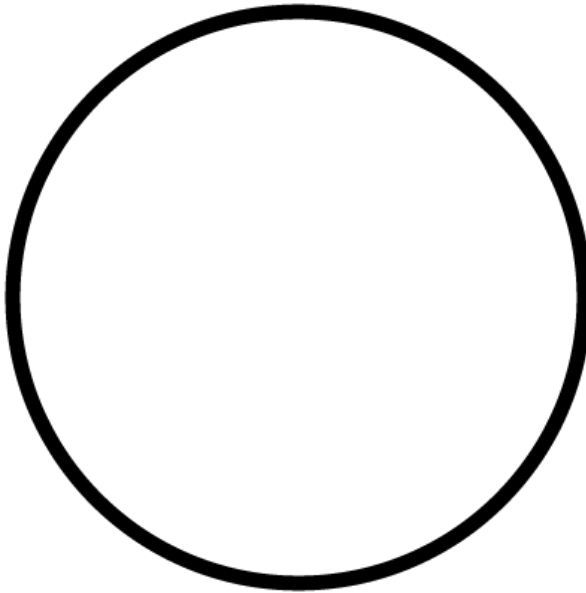
Macrogametócito: caracterizado por um citoplasma homogêneo, com formato arredondado ou oval, e uma massa de cromatina excêntrica. Ocupa quase todo o volume do eritrócito. O citoplasma cora-se de azul.

Desenhos:

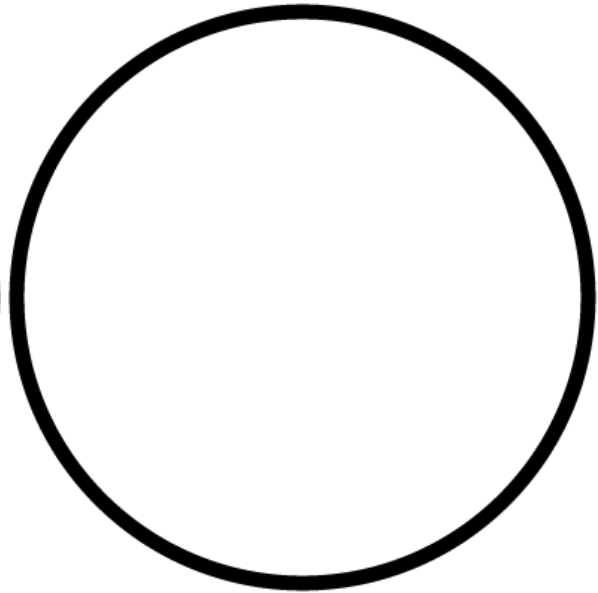
Trofozoíto jovem de
Plasmodium vivax



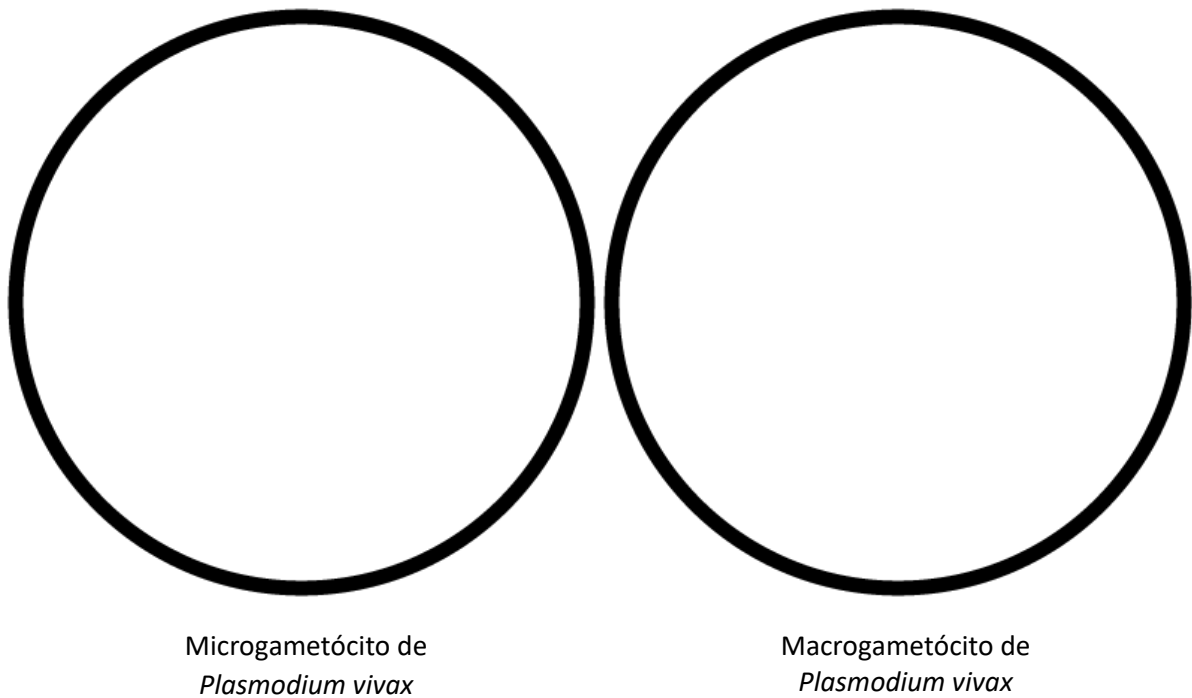
Trofozoíto maduro de
Plasmodium vivax



Esquizonte imaturo de
Plasmodium vivax



Esquizonte maduro de
Plasmodium vivax



Parasito: *Plasmodium falciparum*.

Classificação: Protozoa, Filo Apicomplexa - Plasmódios.

Distribuição geográfica: Distribuído nas regiões tropicais e subtropicais (África e Ásia).

Habitat: fígado e sangue (eritrócitos).

Formas Parasitárias:

Infectante: esporozoítos.

Patogênica: esquizonte imaturo e maduro; trofozoítos jovem e maduro; merozoítos; gametócitos.

Morfologia:

aspectos dos eritrócitos infectados: pode infectar tantos eritrócitos jovens quanto maduros, entretanto, os eritrócitos jovens infectados não aumentam de tamanho ou sofrem distorções. Também não possuem granulações de Schüffer. Em casos raros, pode ocorrer granulações citoplasmáticas de coloração negra, conhecidas como granulações de Maurer, cuja forma assemelhasse a uma vírgula, servindo como uma característica para a identificação da espécie causadora da malária.

Trofozoíto jovem: o parasito assume a forma de um anel pequeno e delicado, citoplasma delgado e com um ou dois pequenos pontos de cromatina (semelhante a um *headfone*). Frequente poliparasitismo.

Trofozoíto maduro: formato ameboide, com um ou dois anéis citoplasmático e apresenta o citoplasma mais espesso em relação a forma anterior. Este estágio é dificilmente observado no sangue periférico.

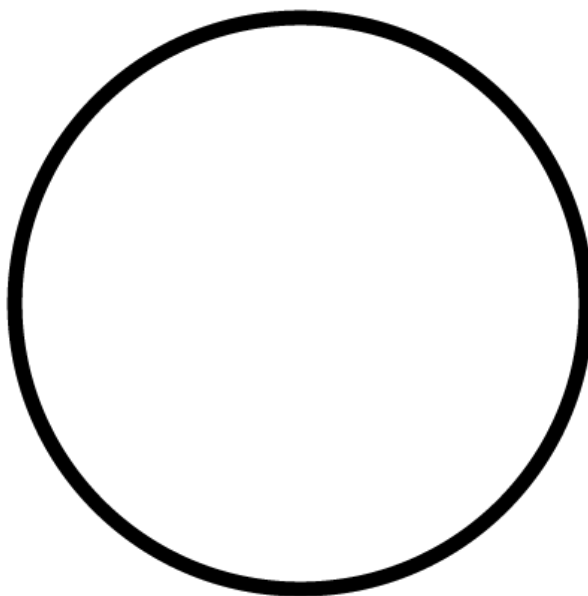
Esquizontes imaturos: caracterizado por múltiplos corpos de cromatina envoltos por citoplasma. Somente é visível em infecções severas.

Esquizontes maduros: a divisão gradual da cromatina resulta em 6 a 32 (média de 23) merozoítos, que estão envoltos por material citoplasmático. Assim como o esquizonte imaturo, essa forma só é observada em pacientes com infecções severas.

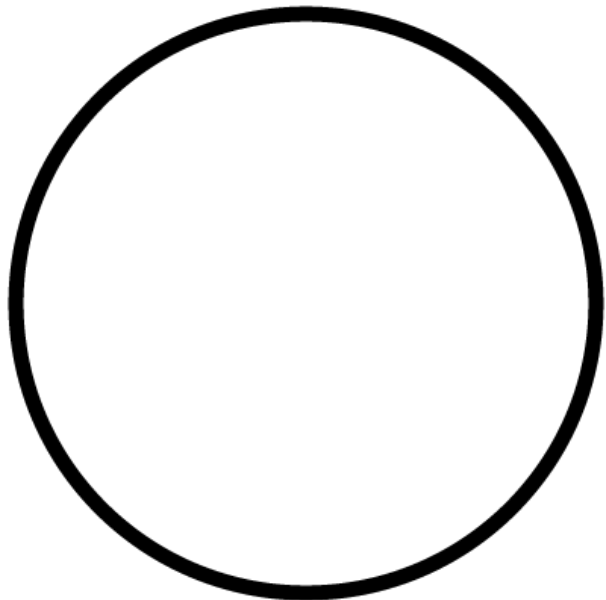
Microgametócito: o microgametócito de *P. falciparum* tem formato similar a uma salsicha ou de uma lua crescente. Apresenta cromatina escura e dispersa, citoplasma fracamente corado e pigmento malárico disseminado.

Macrogametócito: também possui formato de salsicha ou de lua crescente, mas são mais alongados e curvos em relação ao microgametócito. Citoplasma azul intenso e apresenta a cromatina mais compacta, cercada de pigmento malárico.

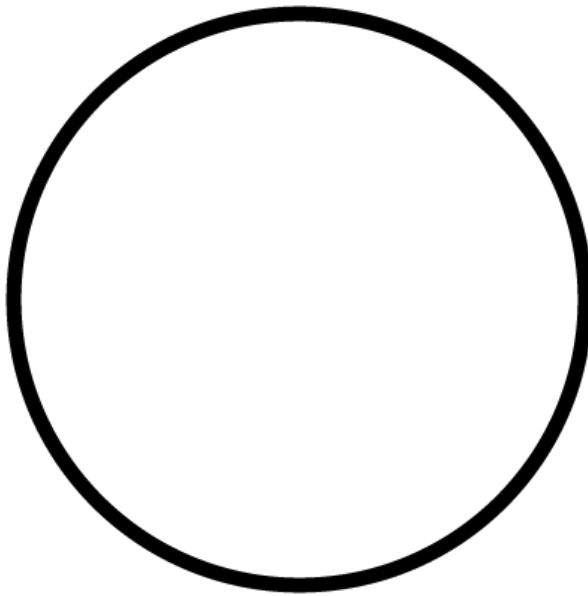
Desenhos:



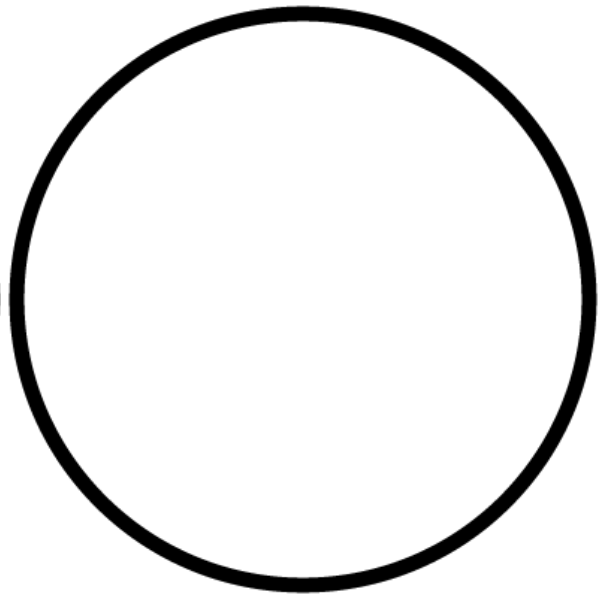
Trofozoíto jovem de
Plasmodium falciparum



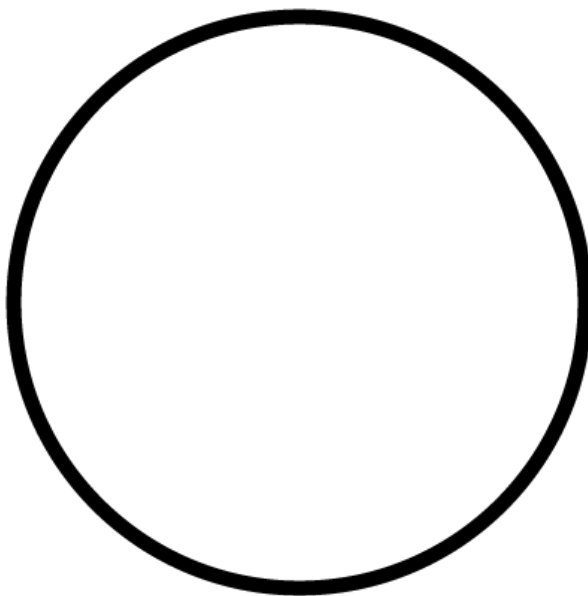
Trofozoíto maduro de
Plasmodium falciparum



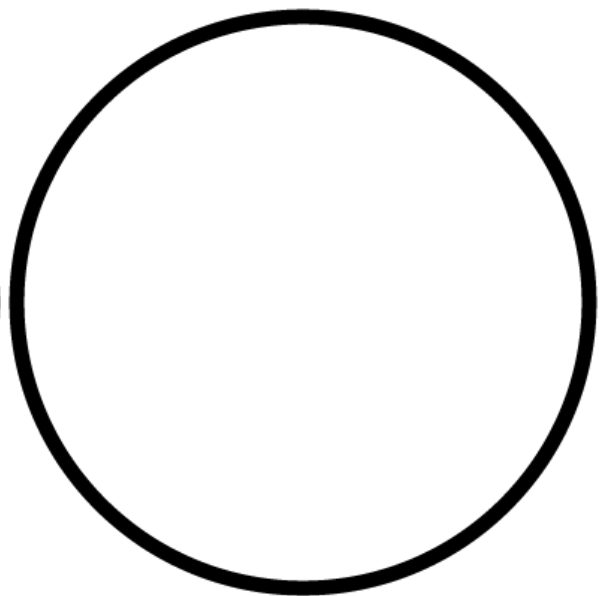
Esquizonte imaturo de
Plasmodium falciparum



Esquizonte maduro de
Plasmodium falciparum



Microgametócito de
Plasmodium falciparum



Macrogametócito de
Plasmodium falciparum

Diagnóstico: os diferentes estádios de desenvolvimento do parasito nos eritrócitos podem ser observados por meio de coloração permanente em esfregaço sanguíneo delgado ou gota espessa. Todavia, esfregaços delgados são mais adequados para o diagnóstico de espécie.

Exames:**Esfregaço sanguíneo delgado (NEVES, 2016).**

Este método é utilizado mais para a identificação da forma e espécie de vários parasitos. Inicialmente, coloca-se uma gota da amostra sanguínea (1 μ L, aproximadamente) na extremidade direita de uma lâmina, a qual deve estar apoiada sobre a mesa. Em seguida, pegar uma outra lâmina, preferencialmente biselada, encostar na gota de sangue formando um ângulo de 45° e espalhar o sangue com um movimento rápido para formar uma camada delgada (se possível uma única camada de células) sem atingir a outra extremidade da lâmina. Secar a lâmina por agitação vigorosa, afim de evitar a hemólise das hemácias e corar com Giemsa ou Leishman.

Esfregaço sanguíneo em gota espessa (NEVES, 2016).

Método mais utilizado em diagnóstico epidemiológico. Deve-se separar duas lâminas. Em uma delas, colocar 5 mm de sangue e com o canto da outra, espalhar a gota de sangue numa área de 1 cm². Secar a temperatura ambiente entre 6 a 36 horas. Entre esse período, é feito a coloração com Giemsa (uma gota de solução-estoque por mL de solução-tampão). Deixar a lâmina em repouso por meia hora, lavar e examinar no microscópio óptico.

DOENÇAS PARASITÁRIAS DO FÍGADO, PULMÃO, DA PELE E DE OUTROS ÓRGÃOS PRINCIPAIS

Doença de Chagas

Outros nomes da doença: Tripanossomíase americana.

Parasito: *Trypanosoma cruzi*.

Classificação: Protozoa, Filo Sarcomastigophora – Flagelados.

Distribuição geográfica: continente americano.

Habitat: os estádios, amastigota e tripomastigota, habitam o sangue e músculos lisos e cardíacos humano, respectivamente. Já a fase epimastigota (forma multiplicativa do protozoário) ocorre no intestino do triatomíneo (vetor biológico).

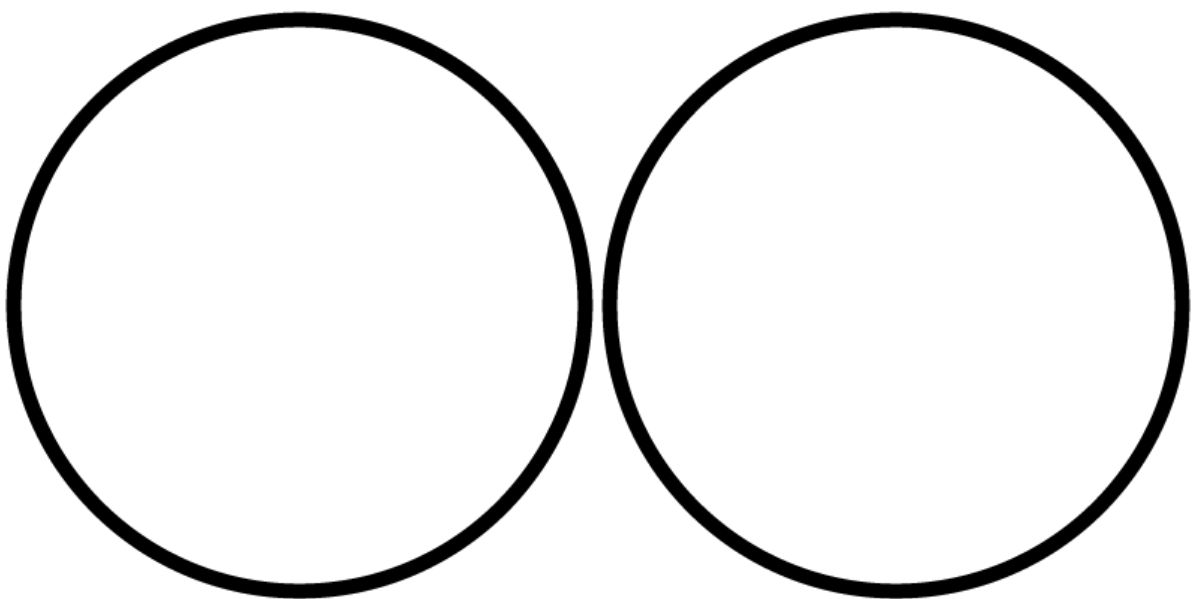
Formas parasitárias:

Infectante: tripomastigotas metacíclicos presentes nas fezes do barbeiro.

Patogênica: amastigotas e tripomastigotas.

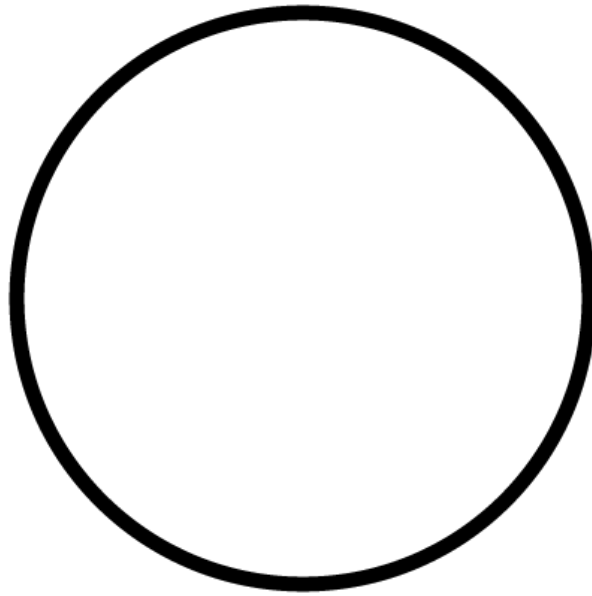
Morfologia e diagnóstico: ver tópico “Doenças parasitárias do sangue – Doença de Chagas”.

Desenhos:



Forma amastigota de
Trypanosoma cruzi

Forma epimastigota de
Trypanosoma cruzi



Forma tripomastigota de
Trypanosoma cruzi

Esquistossomose mansônica

Outros nomes da doença: esquistossomíase, febre do pântano.

Parasito: *Schistosoma mansoni*.

Classificação: Helminthos, Filo Platyhelminthes - Trematódeos.

Distribuição geográfica: América do Sul, África, Caribe, Península Arábica e Porto Rico.

Habitat: luz de vasos sanguíneos, sistema porta hepático, vênulas da parede do intestino e plexo hemorroidário do ser humano.

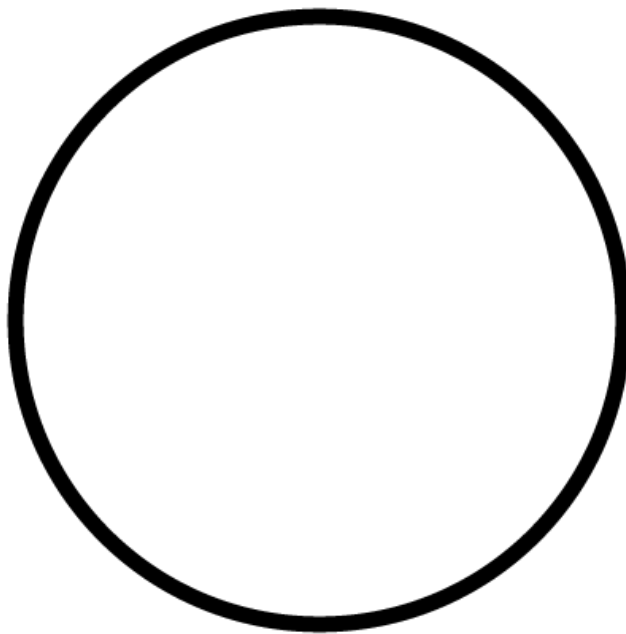
Formas parasitárias:

Infectante: cercárias.

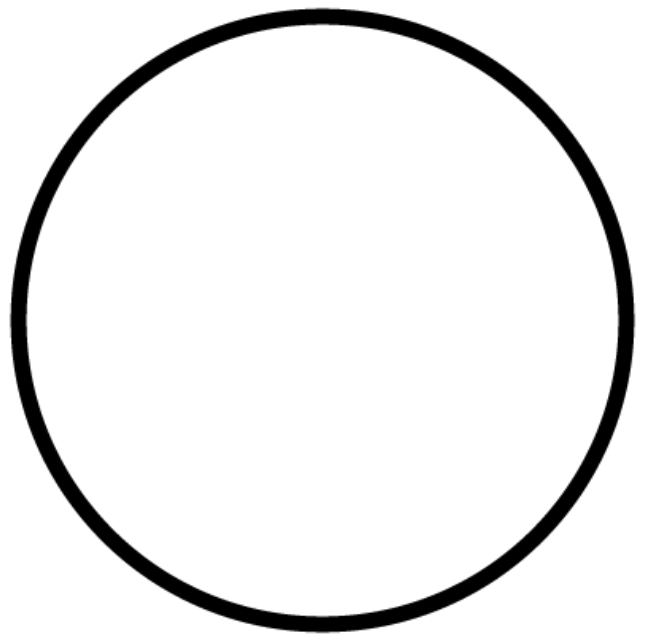
Patogênica: esquistossômulos, vermes adultos e ovos.

Morfologia e diagnóstico: descritos no tópico “Doenças parasitárias do trato gastrointestinal e urogenital – Esquistossomose mansônica”.

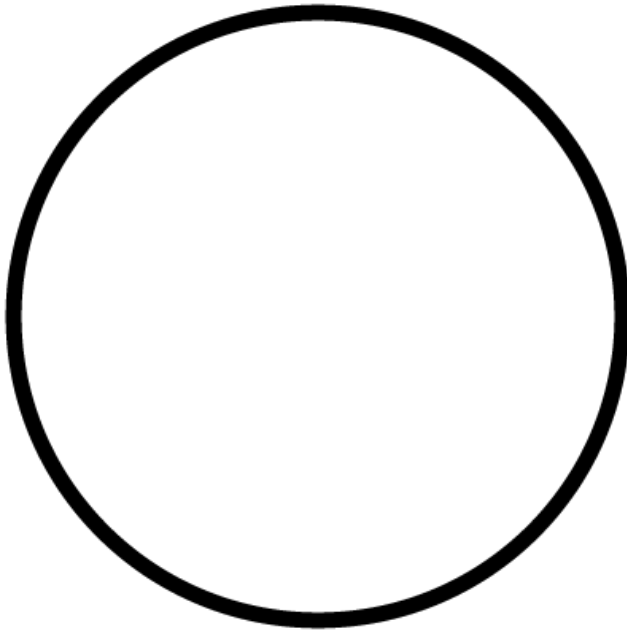
Desenhos:



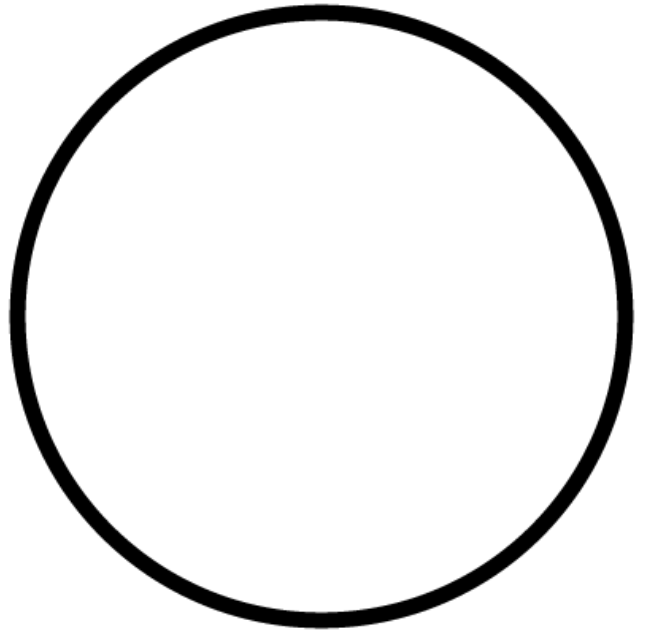
Macho adulto de
Schistosoma mansoni



Fêmea adulta de
Schistosoma mansoni



Ovo de *Schistosoma mansoni*



Cercária de *Schistosoma mansoni*

Larva de *migrans* visceral

Outros nomes da doença: toxocaríase.

Parasito: *Toxocara canis*.

Classificação: Helminto, Filo Nematoda - Nematoides.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

Habitat: apenas o estágio larval ocorre nos tecidos humanos, especialmente no fígado.

Formas parasitárias:

Infectante: ovos embrionados com larva de segundo estágio.

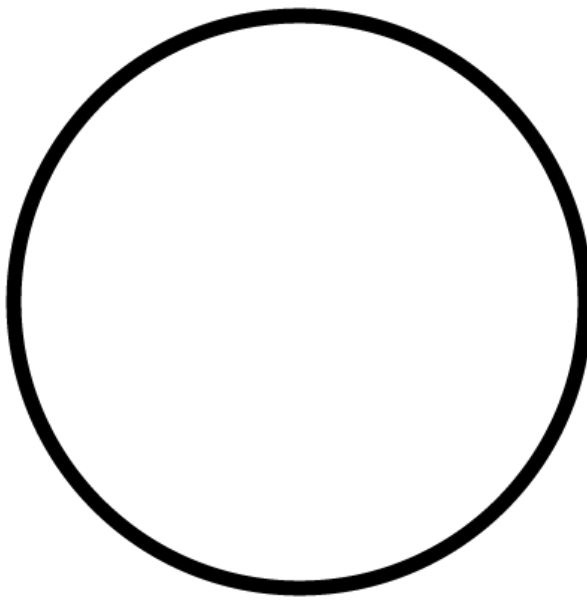
Patogênica: larva de segundo estágio.

Morfologia:

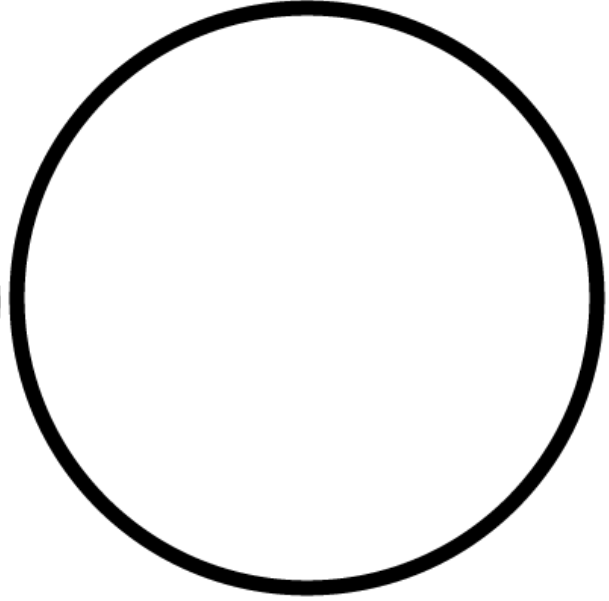
Vermes adultos: o dimorfismo sexual é bem evidente. As fêmeas de *T. canis* são maiores, com 6 a 10 cm de comprimento, já os machos medem de 4 a 6 cm. As características principais desse helminto são: boca constituída de três lábios e expansões laterais cuticulares na extremidade anterior, conhecidas também como aletas cervicais.

Ovos: possuem formato subesférico e são envoltos por uma casca espessa e ondulada, que confere resistência aos ovos. Tamanho: média de 75 a 85 µm por 60 a 75 µm

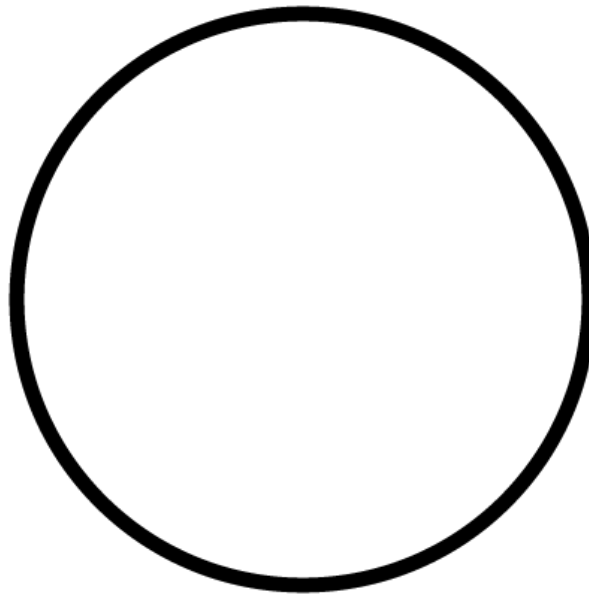
Larvas: a larva de segundo estágio que parasita o tecido humano tem 290 a 350 µm de comprimento por 14 a 20 µm de largura.

Desenhos:

Vermes adultos de
Toxocara canis



Larvas de
Toxocara canis



Ovos de
Toxocara canis

Diagnóstico: o diagnóstico da larva de *migrans* visceral (LVM) consiste na identificação do parasito nos tecidos humanos através de biópsias. Entretanto, os exames histopatológicos comumente são inconclusivos, devido à dificuldade de detectar a presença das larvas. Assim, é necessário levar em consideração a história do paciente, sintomas, bem como o emprego de testes sorológicos, para a confirmação da infecção. Entre os

testes sorológicos, utiliza-se a eosinofilia persistente, hipergamaglobulinemia (IgM e IgE) e isso-hemaglutininas anti-A e anti-B. Contudo, o teste sorológico mais indicado para o diagnóstico da LVM é a imunoenzimática (ELISA) utilizando antígenos de secreção e excreção das larvas. A hepatomegalia e anamnese do paciente (idade, contato com cães e gatos e histórico de geofagia) são critérios que permitem ao médico diagnosticar a LVM.

Leishmaniose tegumentar e visceral

Outros nomes da doença: leishmaníase tegumentar e visceral, leishmaniose mucocutânea, úlcera do chiclero, espúndia, calazar, febre de dundun.

Parasito: *Leishmania* spp.

Classificação: Protozoa, Filo Sarcomastigophora – Flagelados.

Distribuição geográfica: regiões tropicais e subtropicais.

Habitat: sistema reticuloendotelial.

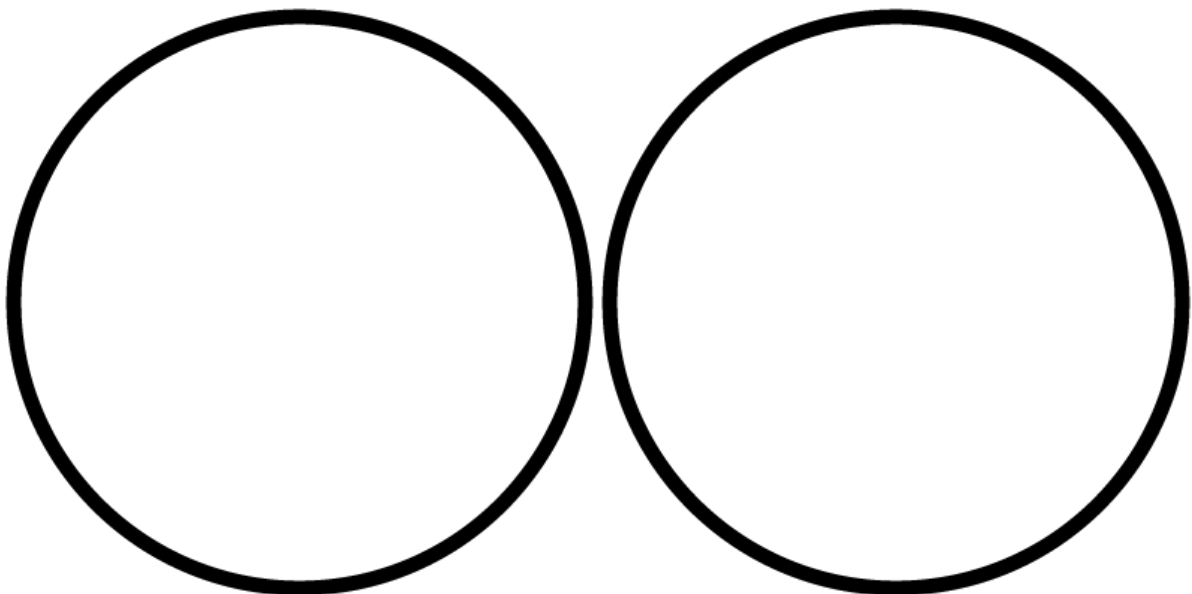
Formas parasitárias:

Infectante: promastigotas metacíclicos.

Patogênica: amastigotas.

Morfologia e diagnóstico: ver tópico “Doenças parasitárias do sangue – Leishmaniose tegumentar e visceral”

Desenhos:



Forma amastigota de
Leishmania spp

Forma promastigota de
Leishmania spp

DOENÇAS PARASITÁRIAS DO GLOBO OCULAR

Ceratite por *Acanthamoeba* spp.

Parasito: *Acanthamoeba* spp.

Classificação: Protozoa, Filo Sarcomastigophora – Amebas de vida livre.

Distribuição geográfica: Cosmopolita.

Habitat: sistema nervoso central e globo ocular.

Formas parasitárias:

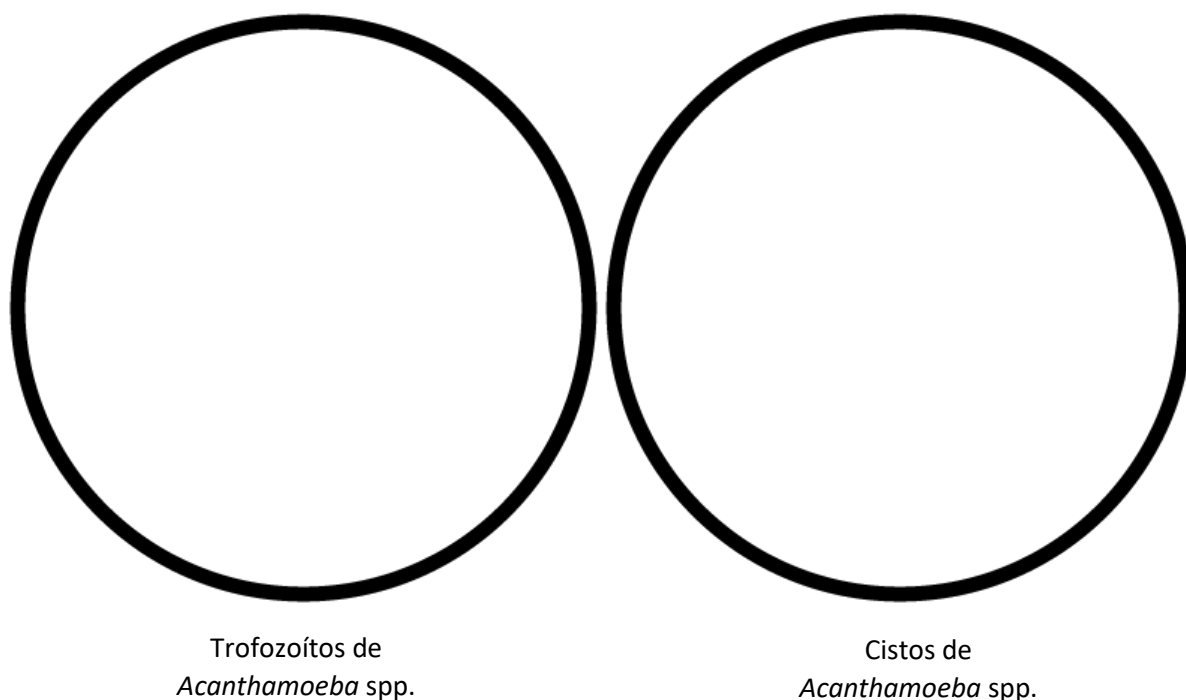
Infectante: cistos e trofozoítos.

Patogênica: trofozoítos.

Morfologia:

Trofozoítos: os trofozoítos de *Acanthamoeba* têm formato ameboide e motilidade lenta, por meio de pseudópodes em forma de espinhas, conhecidos como acantopódios. Contêm um núcleo simples, com um cariossoma grande e central, e cromatina periférica envolta pela membrana nuclear. O citoplasma tem aparência granular e possui vacuolada (água e nutrientes). Tamanho: medem de 15 a 45 µm de diâmetro.

Cistos: os cistos podem exibir diversas formas, podem ser hexagonais, esféricos, forma de estrela ou poligonais. O núcleo é semelhante em aparência à forma trofozoítica correspondente, simples e com cariossoma grande e central. A membrana cística é dupla, sendo a interna lisa e circundada pela externa de aspecto irregular. Tamanho: medem de 13 a 25 µm de diâmetro.

Desenhos:

Diagnóstico: o método indicado para diagnosticar cistos e trofozoítos de *Acanthamoeba* spp. presentes no globo ocular é o exame histológico de raspados da córnea.

Exames:**Exames histológico de raspados de córnea (NEVES, 2016).**

Raspados da córnea são amostras de eleição para detectar infecções do globo ocular causado pela *Acanthamoeba* spp. O material coletado deve ser colocado em um recipiente hermético. É de suma importância manter o conteúdo úmido, assim, utiliza-se uma solução de salina estéril para umidificar a amostra. Pode-se testar também lentes de contatos e a solução de preservação dessas lentes para verificar a presença das formas morfológicas da ameba. Os raspados podem ser processados de diversas maneiras. Eles podem ser cultivados em placa de ágar não nutriente semeada com *Escherichia coli*. Essa bactéria é fonte de nutriente para as amebas, e quando elas se alimentam, formam rastros característicos na placa de Petri, que indicam a presença do parasito. Também podem serem transferidos para lâminas de microscopia e corados utilizando-se a coloração de calcoflúor branco, seguida de exame em microscopia fluorescente. Nessa técnica de coloração, os cistos exibem cor verde e os trofozoítos não são corados.

Oncocercose

Outros nomes da doença: oncocercíase, cegueira do rio, mal do garimpo.

Parasito: *Oncocerca volvulus*.

Classificação: Nematelminthes, Filo Nematoda – Filária.

Distribuição geográfica: está presente principalmente na região da África equatorial, América Central, extremo norte do Brasil e partes da Venezuela.

Habitat: tecido cutâneo e globo ocular:

Formas parasitárias:

Infectante: microfilárias.

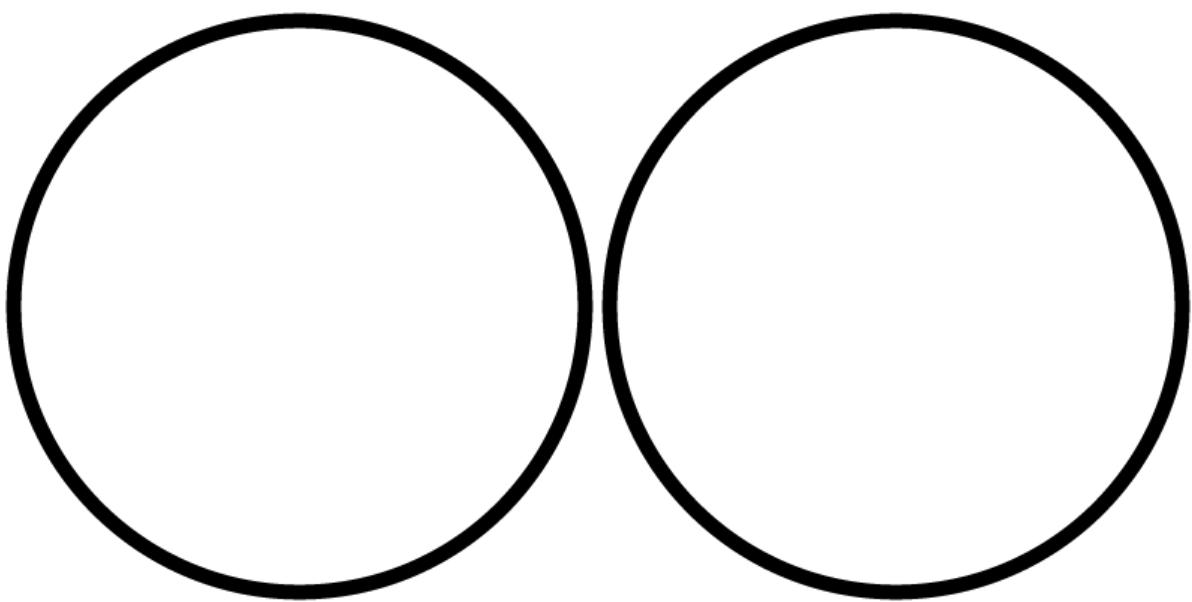
Patogênica: vermes adultos.

Morfologia:

Vermes adultos: os vermes adultos possuem formato filiforme e são delgados. A fêmea adulta é maior, podendo medir até 500 mm de comprimento, já os machos adultos têm de 25 a 50 mm de comprimento.

Microfilárias: o corpo possui diversos núcleos que se distribuem da região anterior arredonda até antes da cauda, essa tem formato pontiagudo. A principal característica que distingue a microfilária de *O. volvulus* das demais é a ausência de bainha. Tamanho: varia de 150 a 355 µm.

Desenhos:



Vermes adultos de
Onchocerca volvulus

Microfilárias de
Onchocerca volvulus

Diagnóstico: o diagnóstico baseia-se em biópsias cutâneas, coletadas de áreas que aparentam estar infectadas por *O. volvulus*, exames oftalmológicos e na sintomatologia e anamnese do paciente (particularmente relacionado com viagens e residência). A PCR pode ser empregada como uma alternativa para a identificação do parasito, uma vez que ela detecta níveis baixos de parasitismo. Quando não é possível detectar o parasito pelos métodos rotineiros, pode-se recorrer ao teste de Mazzotti.

Exames:

Biópsia cutânea (NEVES, 2016).

As microfilárias de *O. volvulus* não são geralmente visualizadas no sangue, portanto, não recomendasse o emprego do exame de gota espessa para diagnóstico da oncocercose. O método mais eficaz é a remoção de um fragmento superficial da pele da região escapular ou do quadril. O retalho cutâneo é incubado por 30 minutos em gotas de solução fisiológica sobre uma lâmina de microscopia e coberto com uma lamínula. Essa solução faz com que as microfilárias deixem o fragmento de pele, sendo assim, possível visualiza-las movimentando-se ativamente quando observadas no microscópio.

Exames oftalmológicos (NEVES, 2016).

Com exceção do cristalino, todos os tecidos do olho são infectados pelas microfilárias. Utiliza-se uma lâmpada de fenda para auxiliar na identificação do parasito no humor aquoso e na câmara anterior do olho. Pontos esbranquiçados, esparsos pelo órgão indicam a presença das microfilárias. Somente paciente com nível muito alto de parasitismo apresenta a lesão no globo ocular.

Teste de Mazzotti (NEVES, 2016).

Como citado anteriormente, o teste de Mazzotti serve como uma alternativa para o diagnóstico da oncocercose quando os métodos rotineiros não são suficientes para a confirmação do parasitismo. O método baseia-se na administração, por via oral, do fármaco dietilcarbamazina (50 mg) ao paciente. Depois de algumas horas, deve-se verificar se ocorreu a formação de pruridos, dermatites e edemas, essas reações alérgicas são causadas pela morte das microfilárias na pele, o que indica que o paciente estava infectado pelo parasito. Após 24 horas, essas lesões geralmente somem. Esse teste só pode ser realizado em indivíduos que não aparentam estar infectados, e principalmente, se indicado pelo clínico.

Toxoplasmose Ocular

Parasito: *Toxoplasma gondii*.

Classificação: Protozoa, Filo Apicomplexa – Coccídios.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

Habitat: sistema nervoso central (SNC), musculatura esquelética e cardíaca, órgãos viscerais e nos tecidos (ex: globo ocular).

Formas parasitárias:

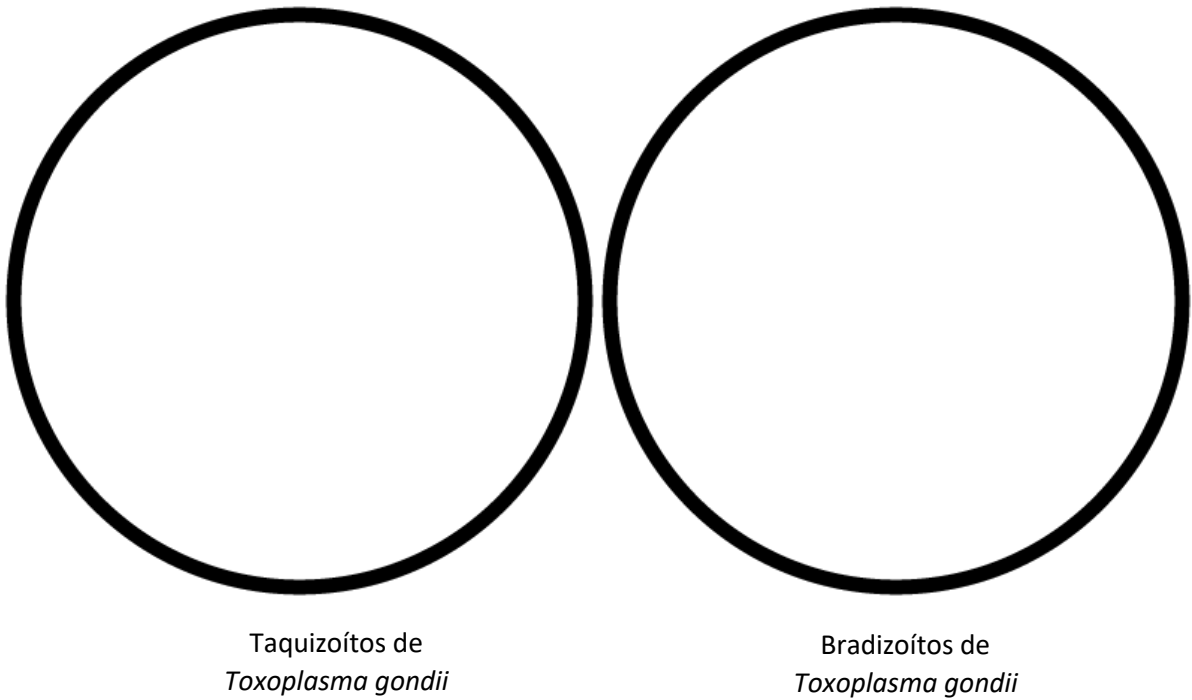
Infectante: bradizoítos, oocistos e taquizoítos.

Patogênica: bradizoítos e taquizoítos.

Morfologia:

Taquizoítos: os taquizoítos de *T. gondii*, em preparações coradas, exibem formato de meia-lua, com uma extremidade arredondada e a outra filiforme. O núcleo tem aparência granular e está situada na região central do organismo. Quando corados com Giemsa, apresentam citoplasma azul e o núcleo vermelho. Os taquizoítos são também chamados de trofozoítos ou formas proliferativas. Tamanho: medem cerca de 4 a 8 mm de comprimento e 2 a 3 mm de largura.

Bradizoítos: os bradizoítos eliminados nas fezes dos gatos e de outras espécies de felinos são esféricos e pequenos, medem de 10 a 12 μm de diâmetro. Já aqueles que infectam os tecidos humanos variam em tamanho, podem ser pequenos (aproximadamente 5 a 10 μm de diâmetro) a grandes (50 μm). A forma também difere dependendo do tecido infectado: nos tecidos cerebrais são esféricos e nos músculos cardíacos e do esqueleto são alongados.

Desenhos:

Diagnóstico: pelo fato de oocistos de *Toxoplasma* serem encontrados somente nas fezes dos gatos e outros felinos, o diagnóstico de infecções humana consiste apenas nas manifestações clínicas do paciente e nos testes imunológicos em amostras de soro sanguíneo. Os métodos mais utilizados são: técnica de enzimaímunoensaio (EIA), imunofluorescência indireta (IFI), hemaglutinação indireta (HAI) e o ELISA. Essas técnicas verificam as variações dos níveis de IgM e IgG em soros suspeitos.

DOENÇAS PARASITÁRIAS DO SISTEMA NERVOSO CENTRAL

Cisticercose

Outros nomes da doença: infecção pela tênia do porco.

Parasito: *Taenia solium*.

Classificação: Helminto, Filo Platyhelminthes - Cestoides.

Distribuição geográfica: cosmopolita, mais abundante nos países da América Latina, China, Europa Central, Índia e México.

Habitat: tecido cerebral.

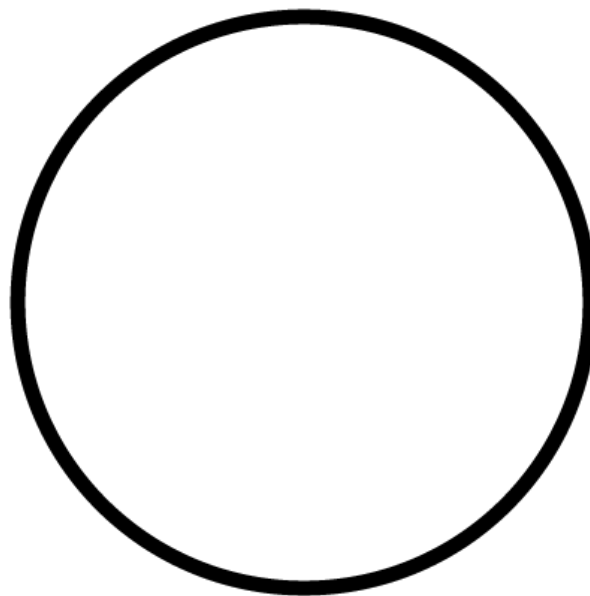
Formas parasitárias:

Infectante: ovos eliminados nas fezes humanas

Patogênica: cisticerco.

Morfologia: ver tópico “Doenças parasitárias do trato gastrointestinal e urogenital - Teniose”.

Desenho:



Cisticerco de
Taenia solium

Diagnóstico: o diagnóstico da cisticercose humana baseia-se em três quesitos: aspectos clínicos do paciente, epidemiológicos e laboratoriais. Assim, deve-se levar em consideração questões como o hábito higiênico do paciente, se há criação suína inadequada, ingestão de carne de porco malcozida ou com “pipoquinhas”, saneamento básico do local em que reside, qualidade da água ingerida e utilizada para irrigar hortas, e se há casos de teniose em algum membro da família ou até mesmo no próprio indivíduo. Já o diagnóstico laboratorial consiste na pesquisa do parasito, seja por observações anatomopatológicas (obtidas através de biópsias, necropsias e cirurgias) ou por meio direto - exames oftalmoscópio de fundo de olho e presença de nódulos subcutâneos. Testes imunológicos como o de hemaglutinação indireta e ensaio imunossorvente ligado a enzima (ELISA) também são indicados para o diagnóstico da cisticercose, bem como as análises de neuroimagens.

Exames:

Neuroimagens (NEVES, 2016).

A tomografia computadorizada (TC) e a ressonância nuclear magnética (RNM) do cérebro são os métodos de neuroimagens mais indicados para detectar a presença do cisticerco de *T. solium*. Eles fornecem informações a respeito da localização, do número, à fase de desenvolvimento e à involução do parasito. A RNM do cérebro é mais sensível, pois detecta cisticercos menores, entretanto, ela não evidencia microcalcificações características da neurocisticercose crônica. Portanto, para pacientes com epilepsia e que há suspeita de ser infecção por cisticerco, recomenda-se o emprego da tomografia computadorizada.

Encefalite amebiana granulomatosa (EAG)

Parasito: *Acanthamoeba* spp.

Classificação: Protozoa, Filo Sarcomastigophora – Amebas de vida livre.

Distribuição geográfica: Cosmopolita.

Habitat: sistema nervoso central e globo ocular.

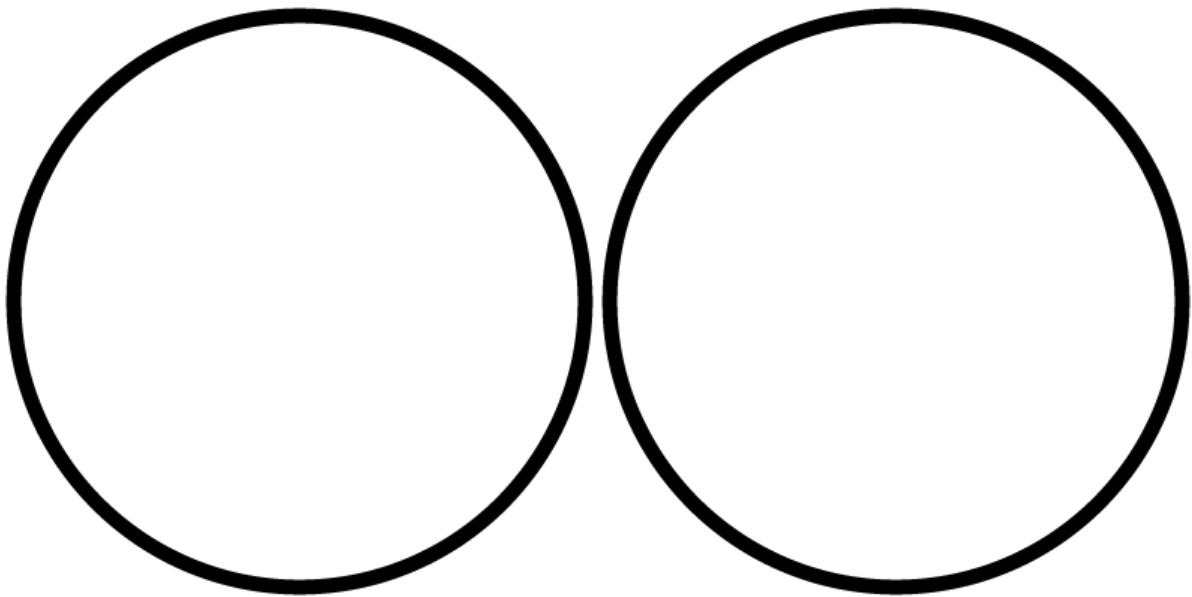
Formas parasitárias:

Infectante: cistos e trofozoítos.

Patogênica: trofozoítos.

Morfologia: ver tópico “Doenças parasitárias do globo ocular - Ceratite por *Acanthamoeba* spp.”.

Desenhos:



Trofozoítos de
Acanthamoeba spp.

Cistos de
Acanthamoeba spp.

Diagnóstico: o método indicado para diagnosticar cistos e trofozoítos de *Acanthamoeba* spp. presentes no SNC é o LCR (líquido cefalorraquidiano).

Exames:**LCR - líquido cefalorraquidiano – (ZEIBIG, 2014).**

Amostras de líquido cefalorraquidiano são utilizadas para diagnosticar doenças provocadas por algumas espécies de amebas de vida livre. Com as amostras, pode ser realizado uma preparação direta a fresco para pesquisar a presença de cistos ou trofozoítos ou empregar colorações especiais, como Giemsa, Gram, hematoxilina férrica, tricrômico e tricrômico modificado. Caso haja suspeita de infecção por *Acanthamoeba* spp. é recomendável, também, cultivar a amostra coletada em Agar não nutriente semeado com *Escherichia coli*, a qual serve de alimento para a ameba. O LCR é inoculado no meio e incubado a 35°C. À medida que as amebas se alimentam da bactéria, forma-se rastros característicos na placa, o que indica a presença do parasito.

Meningocefalite amebiana primária (MAP)

Parasito: *Naegleria fowleri*.

Classificação: Protozoa, Filo Sarcomastigophora – Amebas de vida livre.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

Habitat: sistema nervoso central (SNC), olhos, pele, pulmão e outros fluídos orgânicos.

Formas parasitárias:

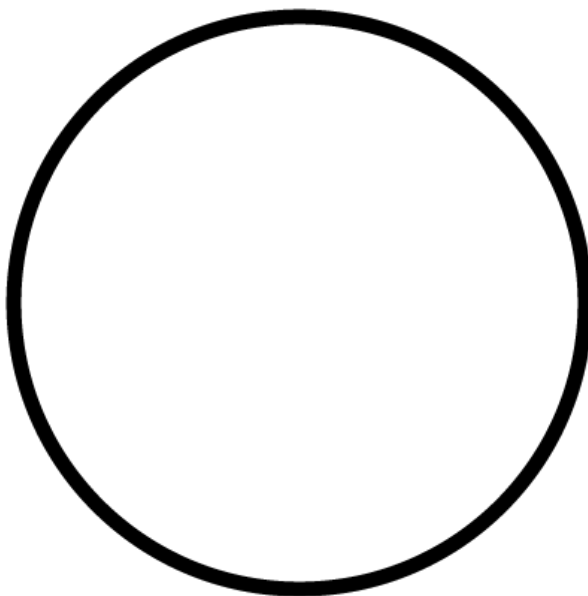
Infectante e patogênica: trofozoítos ameboides.

Morfologia:

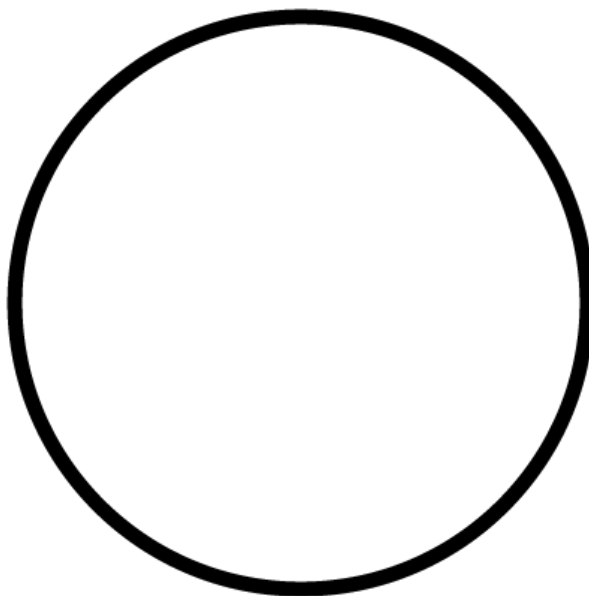
Trofozoítos ameboides: os trofozoítos ameboides são alongados e medem de 8 a 22 μm de comprimento. A extremidade anterior é larga e a posterior é afilada. Possuem pseudópodes do tipo lobópode, que confere movimentação lenta. O núcleo contém um cariossomo grande e central, sem cromatina periférica. O citoplasma tem aparência granulosa e frequentemente vazularizado.

Trofozoítos flagelados: os trofozoítos flagelados têm forma piriforme, com 7 a 15 μm de comprimento. Os flagelos possuem forma de chicote, projetam-se da extremidade anterior (larga) e auxiliam na locomoção do organismo. O núcleo e o citoplasma são idênticos ao do trofozoíto ameboide.

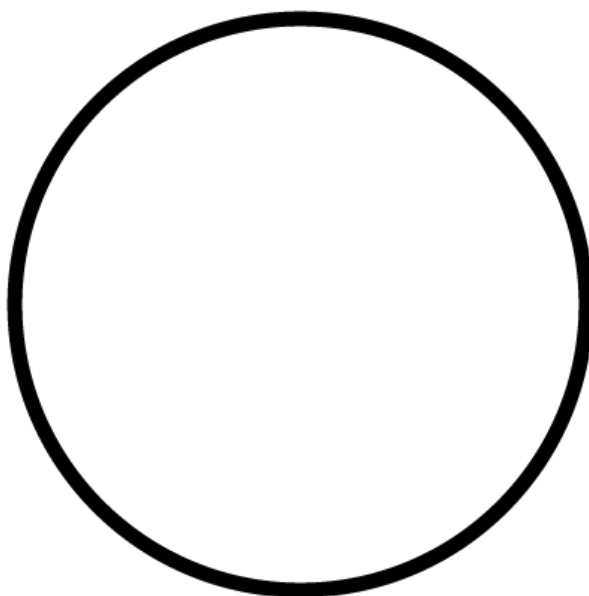
Cistos: os cistos não são encontrados nos tecidos humanos. São redondos e lisos, medem de 9 a 12 μm de diâmetro e possuem uma dupla parede cística. O núcleo e o citoplasma assemelham-se ao da forma trofozoítica.

Desenhos:

Trofozoítos ameboides de
Naegleria fowleri



Trofozoítos flagelados de
Naegleria fowleri



Cistos de *Naegleria fowleri*

Diagnóstico: o exame microscópico de líquido cefalorraquidiano (LCR) é o método indicado para detectar trofozoítos ameboides de *N. fowleri* (ver página 91). Amostras de tecidos e secreção nasal também podem ser empregadas.

Toxoplasmose cerebral

Parasito: *Toxoplasma gondii*.

Classificação: Protozoa, Filo Apicomplexa – Coccídios.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

Habitat: sistema nervoso central (SNC), musculatura esquelética e cardíaca, órgãos viscerais e nos tecidos (ex: globo ocular).

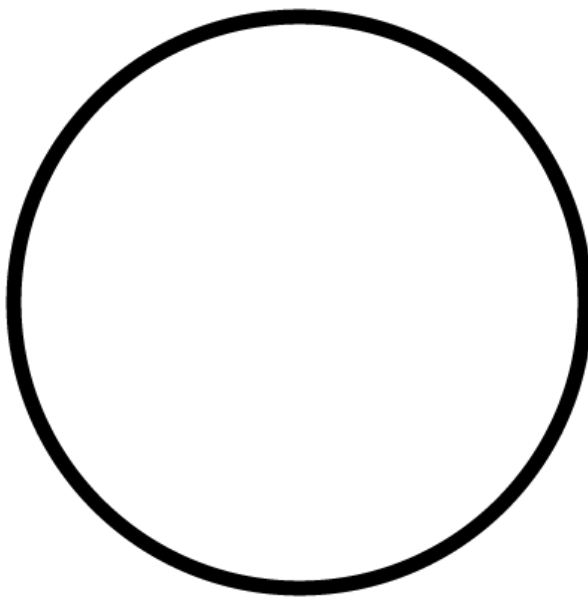
Formas parasitárias:

Infectante: bradizoítos, oocistos e taquizoítos.

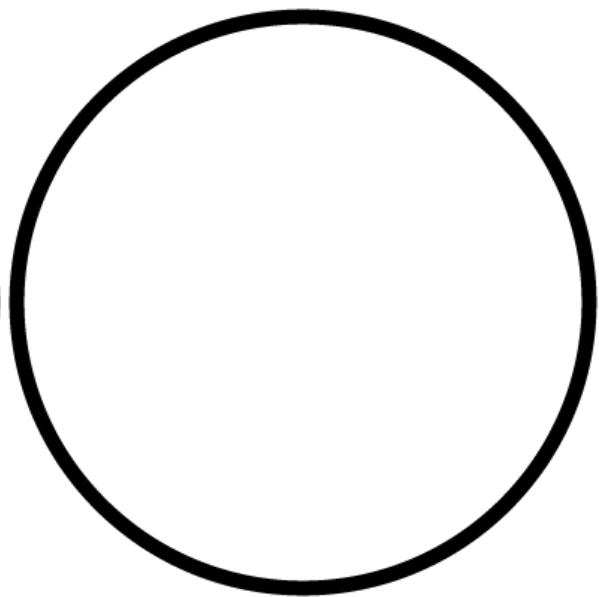
Parasitária: bradizoítos e taquizoítos.

Morfologia: ver tópico “Doenças parasitárias do globo ocular – Toxoplasmose ocular”.

Desenhos:



Taquizoítos de
Toxoplasma gondii



Bradizoítos de
Toxoplasma gondii

Diagnóstico: pelo fato de oocistos de *Toxoplasma* serem encontrados somente nas fezes dos gatos e outros felinos, o diagnóstico de infecções humana consiste apenas nas manifestações clínicas do paciente e nos testes imunológicos em amostras de soro sanguíneo. Os métodos mais utilizados são: técnica de enzimaímunoensaio (EIA), imunofluorescência indireta (IFI), hemaglutinação indireta (HAI) e o ELISA. Essas técnicas verificam as variações dos níveis de IgM e IgG em soros suspeitos.

DOENÇAS PARASITÁRIAS ZONÓTICAS

Anisaquiose

Outros nomes da doença: anisaquíase humana.

Parasito: *Anisakis* spp.

Classificação: Helminto, Filo Nematoda - Nematoides.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

Habitat: trato gastrointestinal.

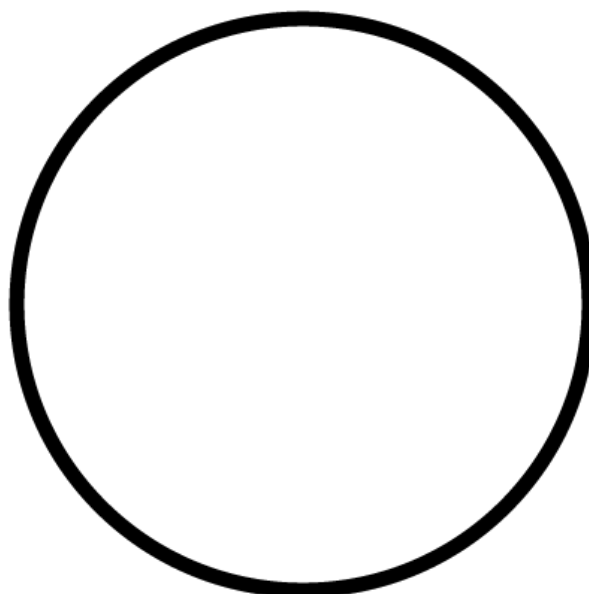
Formas parasitárias:

Infectante e patogênica: larva L₃.

Morfologia:

Larva L₃: As larvas de terceiro estágio de *Anisakis* spp. têm formato filiforme e exibem uma pequena mancha esbranquiçada alargada situada no terço anterior do corpo, que corresponde ao ventrículo. No extremo anterior da larva encontra-se o dente de penetração oral entre os lábios ventrolaterais, e o poro excretor na base desses lábios. A cauda é caracterizada pela presença do mucron. Tamanho: podem atingir até 50 mm de comprimento e um diâmetro de 1 a 2 mm.

Desenhos:



Larva L₃
Anisakis spp.

Diagnóstico: o exame de fezes não é útil diagnosticar essa parasitose. Deve-se levar em consideração a anamnese do paciente, se ingeriu, recentemente, peixe cru ou imprópriamente preparado. Para o diagnóstico definitivo, o método utilizado baseia-se na demonstração das larvas obtidas por gastroscopia, à cirurgia, ou vomitadas pelo paciente. Caso as larvas encontradas estejam em ótimas condições de preservação, elas podem ser clarificadas em glicerina para identificação.

Exames:

Clarificação em glicerina (MARKELL & VOGEL, 2003).

A clarificação em glicerina é usada, geralmente, para a identificação de pequenos nematoides, como os anisacídeos. As larvas devem ser fixadas por imersão em álcool a 70% aquecido a 75°C ou em formalina antes de serem transferidas para a glicerina. Se fixados em formalina, podem ser transferidos para uma mistura de partes iguais de formalina e álcool a 70%, permanecendo cerca de 3 horas ou mais. Após esse processo, a amostra é colocada em um recipiente raso contendo um volume relativamente grande de glicerina a 10% em álcool a 70%, o qual deve ser mantido descoberto por vários dias para que o álcool evapore. Depois, o material é montado sobre uma lâmina em glicerina e coberto com uma lamínula para exame microscópico, todavia, caso haja desejo de obter preparações permanentes, é necessário utilizar gelatina de glicerina.

Fasciolose hepática

Outros nomes da doença: fasciolíase, distomíase hepática.

Parasito: *Fasciola hepatica*.

Classificação: Helminto, Filo Platyhelminthes - Trematódeos.

Distribuição geográfica: África, América do Sul, Ásia, Europa e Oceania.

Habitat: vesícula e canais biliares do fígado.

Formas parasitárias:

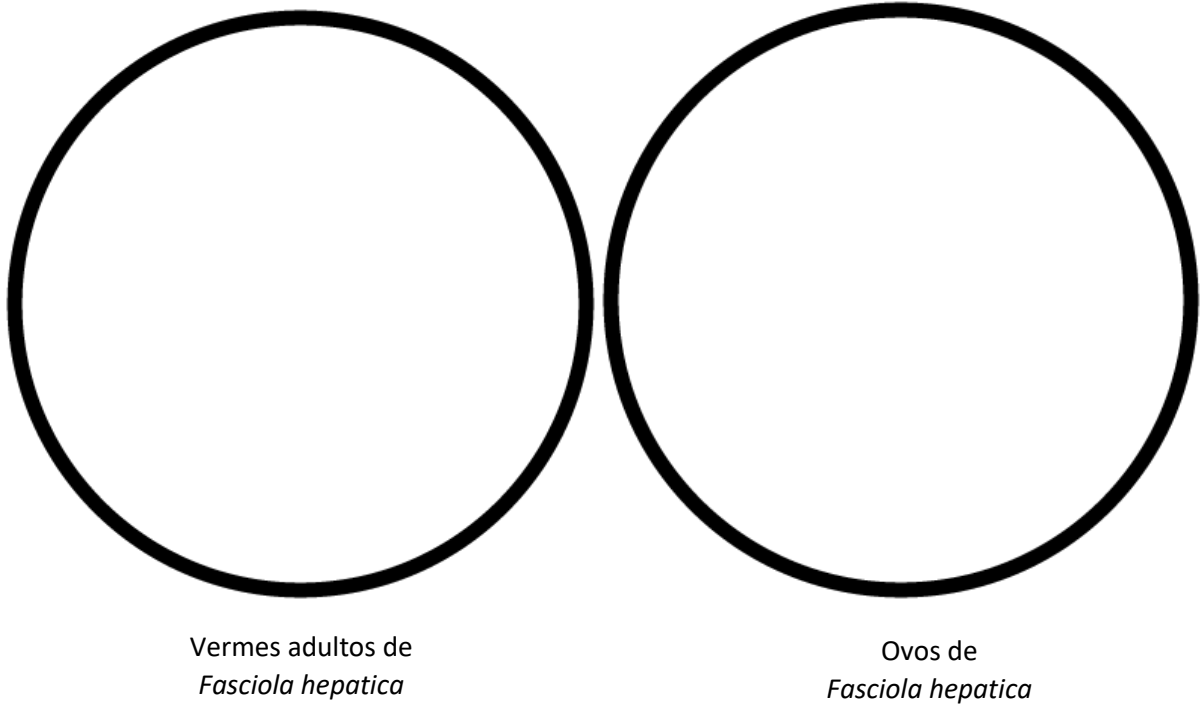
Infectante: metacercárias.

Patogênica: vermes adultos.

Morfologia:

Vermes adultos: são hermafroditas, possuem formato de folha, contendo na extremidade anterior uma projeção cônica de 4 a 5 mm de comprimento, conhecida como cone cefálico. Apresentam corpo revestido por escamas, faringe musculo e esôfago curto, do qual projetam-se dois cecos bem ramificados. Na região mediana do corpo estão situados os testículos e o ovário. Os testículos são muito ramificados e posicionam-se um atrás do outro. Já o ovário é menos ramificado do que os testículos e localiza-se à direita da linha mediana. A bolsa do cirro é bem desenvolvida, contendo a vesícula seminal e as glândulas prostáticas. Tamanho: medem de 20 a 30 mm de comprimento por 15 mm de largura.

Ovos: os ovos têm formato oblongo, são grandes, de cor parda e apresentam um opérculo que mede 130 a 150 µm de comprimento por 63 a 90 µm de largura. Quando são eliminados com as fezes do hospedeiro, os ovos ainda não possuem o miracídio. Essa fase se desenvolve aproximadamente 9 a 15 dias após os ovos entrarem em contato com a água doce (22 a 25°C).

Desenhos:

Diagnóstico: o diagnóstico se dá pela pesquisa de ovos nas fezes, utilizando os exames coproparasitológicos de rotina (Faust, sedimentação espontânea), ou na bile (tubagem). Entretanto, uma vez que a produção de ovos nos humanos é baixa, pode haver um falso negativo, mesmo que o indivíduo esteja infectado pelo parasito. Portanto, exames sorológicos oferecem maior segurança na detecção da doença. Os métodos sorológicos mais indicados são: ELISA; imunofluorescência; intradermoreação e reação de fixação do complemento.

Hidatidose

Outros nomes da doença: hidatidose unilocular.

Parasito: *Echinococcus granulosus*.

Classificação: Helmintho, Filo Platyhelminthes - Cestoides.

Distribuição geográfica: alta endemicidade em regiões rurais relacionadas com a economia pastoril (criação de bovinos e ovinos). Ocorre em países da América do Norte (Estados Unidos, Canadá, Alasca), Europa (Escandinávia, Rússia e Ucrânia), Ásia, Oceânia (Austrália, Nova Zelândia) e na África. Na América do Sul, essa helmintose é prevalente na Argentina, Chile e Uruguai. No Brasil, a hidatidose está presente principalmente nas regiões que fazem fronteiras com seus vizinhos citados acima, contudo, há casos isolados em outras áreas do país.

Habitat: tecidos e órgãos, principalmente fígado e pulmões, e menos frequente nos ossos e cérebro.

Formas parasitárias:

Infectante: ovos embrionados presentes nas fezes de cães e outros canídeos.

Patogênica: estágio larval.

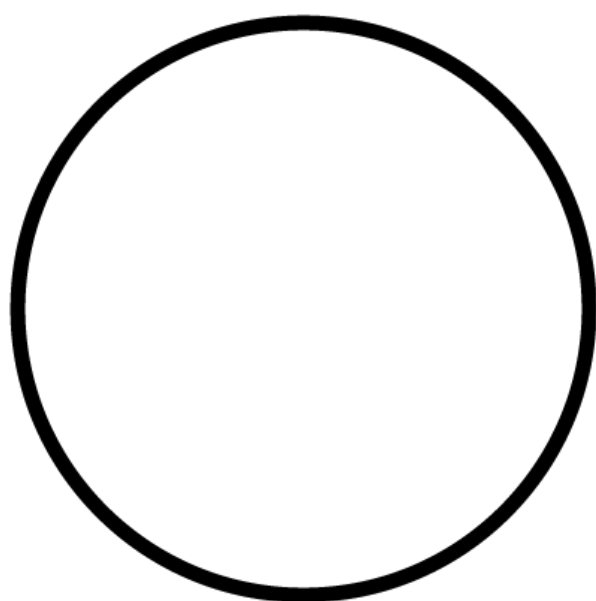
Morfologia:

Vermes adultos: o verme apresenta um escólex globoso, com quatro ventosas e um rostro com 28 a 50 acúleos. O colo é pequeno e o corpo é composto por três a quatro proglotes, sendo uma ou duas imaturas, uma madura e outra grávida. A proglote grávida tem forma mais longa do que larga e cheia de ovos. Tamanho: de 3 a 6 mm de comprimento.

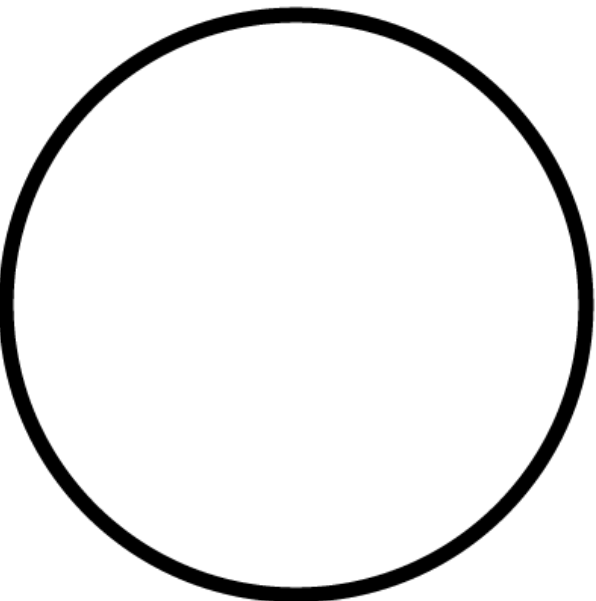
Ovos: os ovos desse helminto são morfologicamente idênticos aos ovos da *Taenia*. Têm formato esférico, com embrióforo espesso e embrião hexacanto no seu interior. Tamanho: de 31 a 43 µm de diâmetro.

Estágio Larval: o cisto hidático que parasita o tecido humano é uma vesícula que possui uma cavidade, podendo ser única ou múltipla, redonda ou oval. É envolta por três membranas, uma externa e duas produzidas pelo parasito – uma mediana ou laminar e uma interna ou germinativa. A membrana germinativa é que dá origem às formas reprodutivas assexuadas, denominadas vesículas prolíferas, as quais geram em seu interior os protoescóleces, com cerca de 100 µm de tamanho, com ventosas, ganchos, e são invaginados ou não. Tamanho: os cistos, em geral, têm alguns centímetros de diâmetro, mas há registros de cistos com 20 cm contendo 1L de líquido hidático.

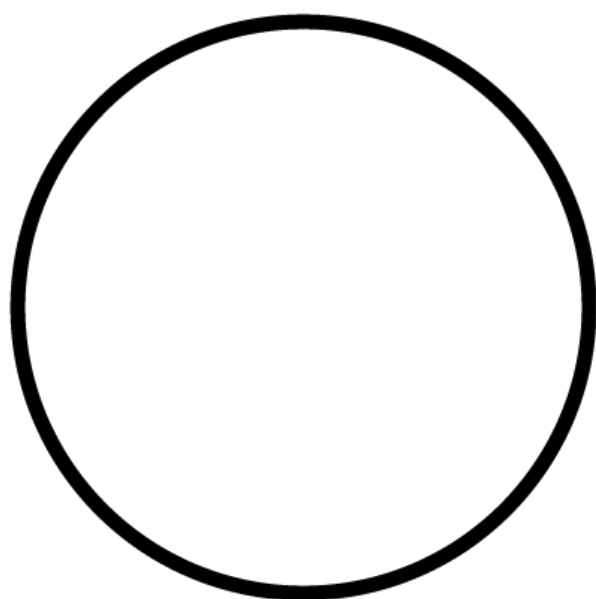
Desenhos:



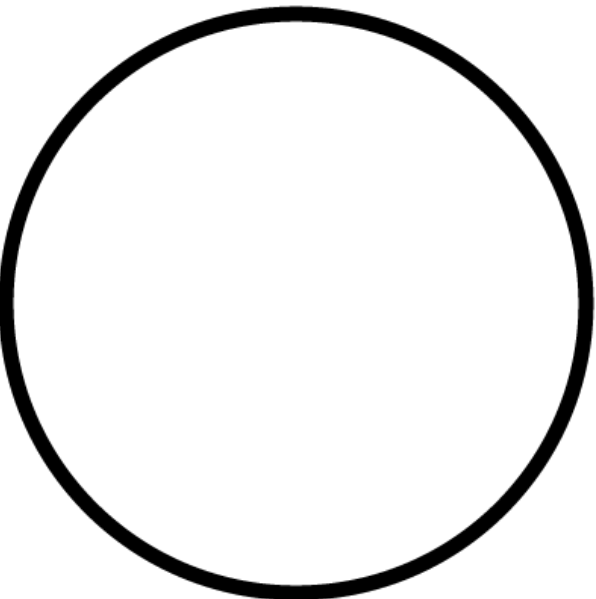
Vermes adultos de
Echinococcus granulosus



Ovos de
Echinococcus granulosus



Protoescóleces evaginados
Echinococcus granulosus



Protoescóleces invaginados
Echinococcus granulosus

Diagnóstico: o diagnóstico da hidatidose é realizado por meio de exames de imagem, por ultrassonografia ou ressonância magnética, testes imunológicos para pesquisa de anticorpos contra antígenos do líquido hidático, além dos dados clínicos-epidemiológicos. Entre os testes imunológicos, os mais utilizados nos laboratórios são o ELISA e a contraimunoeletroforese, também conhecida como *imunoblot*, para confirmar a especificidade dos peptídeos reativos. Alguns métodos sorológicos servem como alternativa, como a hemaglutinação, fixação do complemento e imunofluorescência indireta.

Himenolepiose

Outros nomes da doença: himenolepiose diminuta, himenolepiose nana.

Parasito: *Hymenolepis nana*.

Classificação: Helminto, Filo Platyhelminthes - Cestoides.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

Habitat: intestino delgado humano.

Formas parasitárias:

Infectante: larva cisticercóide.

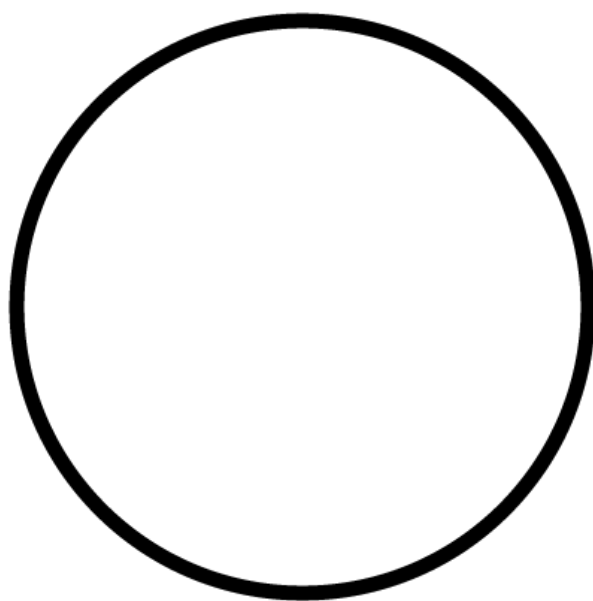
Patogênica: verme adulto.

Morfologia:

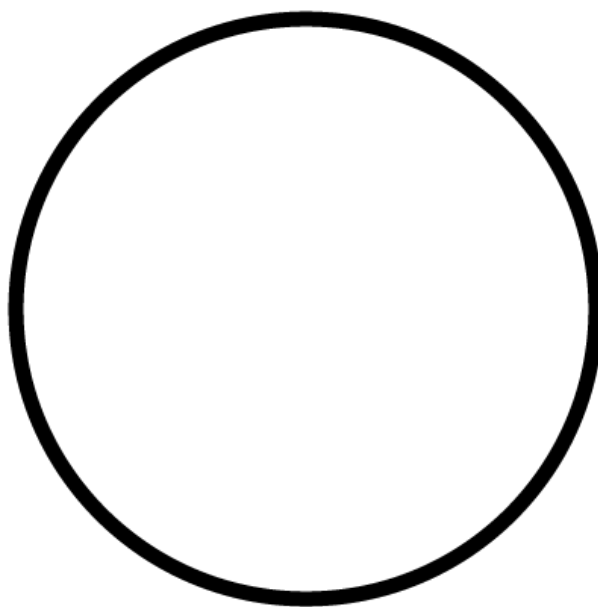
Vermes adultos: as formas adultas possuem escólex com quatro ventosas e rostro curto, contendo uma coroa de 20 a 30 acúleos. O colo é bem longo, continuado por 100 a 200 proglotes, com formato mais largo do que comprido e apresentam poros genitais na parte lateral. Tamanho: 2,5 a 4 cm de comprimento.

Ovos: os ovos de *H. nana* assemelham-se com um “chapéu mexicano” quando observados de cima. São ovóides ou elípticos, incolores e hialinos. Contém uma membrana externa delgada que envolve um espaço claro e mais adentro outra membrana envolvendo o embrião hexacanto, com três pares de acúleos (oncosfera). A membrana interna é composta por dois espessamentos polares (mamelões) claros em posições opostas, e delas partem quatro a oito filamentos longos. Tamanho: 30 a 47 µm de diâmetro.

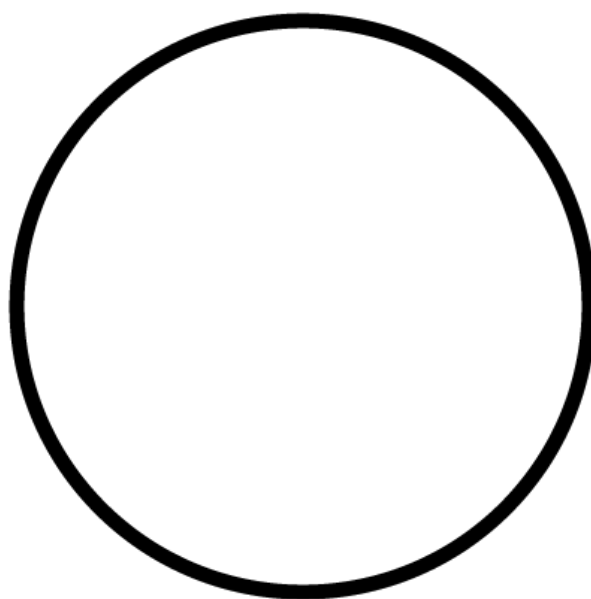
Desenhos:



Escólex do verme adulto de
Hymenolepis nana



Proglotes de
Hymenolepis nana



Ovos de
Hymenolepis nana

Parasito: *Hymenolepis diminuta*.

Classificação: Helminto, Filo Platyhelminthes - Cestoides.

Distribuição geográfica: cosmopolita.

Habitat: intestino delgado humano.

Formas parasitárias:

Infectante: larva cisticercóide.

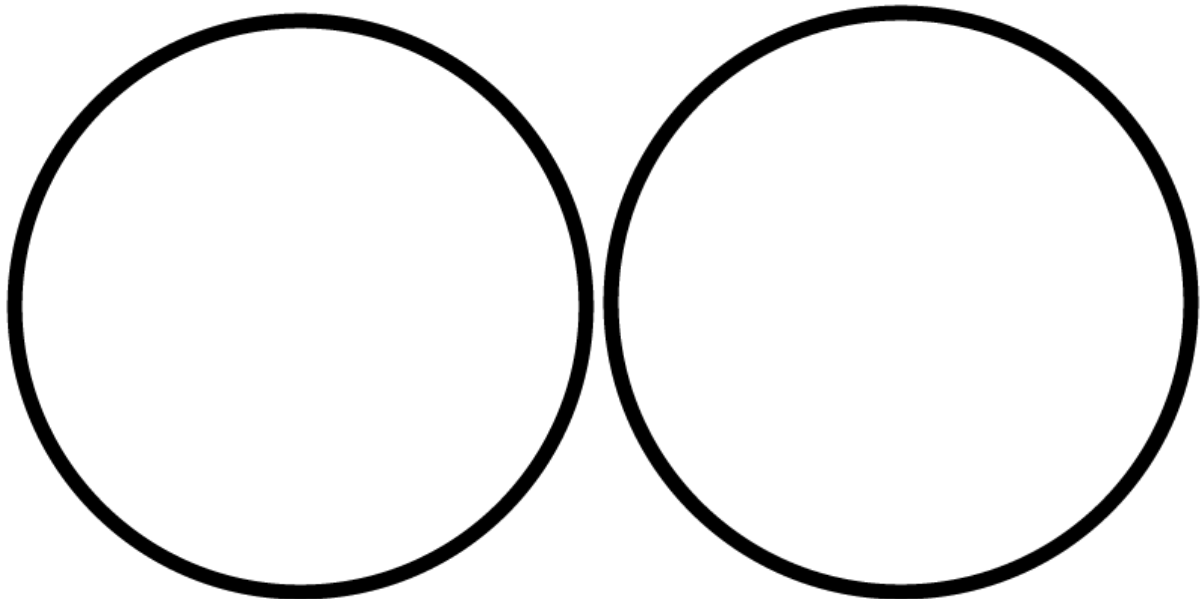
Patogênica: verme adulto.

Morfologia:

Vermes adultos: esse helminto é parasito de ratos, camundongos, e outros roedores silvestres, a infecção em humanos é menos frequente. Os vermes adultos também possuem escólex com quatro ventosas e um rostro curto, entretanto, desprovido de acúleos. As proglotes são mais largas do que longas. Tamanho: 20 a 60 cm de comprimento.

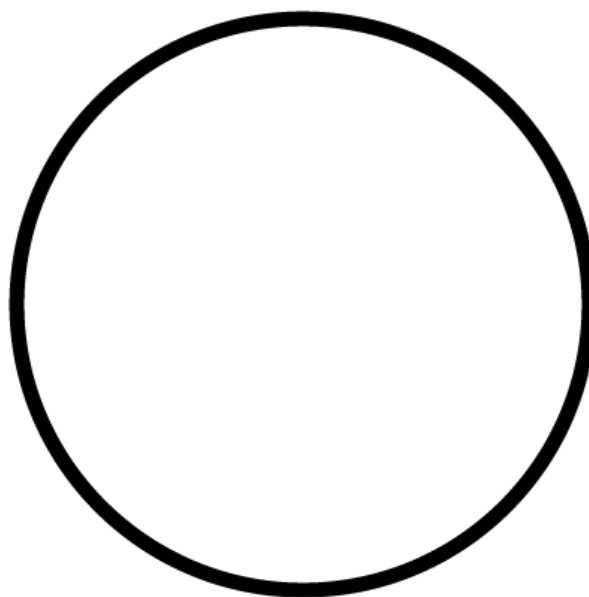
Ovos: os ovos de *H. diminuta* distinguem-se dos de *H. nana* por serem maiores, quase o dobro do tamanho. São subsféricos, exibem coloração amarelada e envoltos por uma membrana externa transparente e mais espessa. A membrana interna não é mamilonada e envolve a oncosfera (três pares de acúleos). Não há filamentos polares entre as duas membranas. Tamanho: 60 a 80 µm de diâmetro.

Desenhos:



Escólex do verme adulto de
Hymenolepis diminuta

Proglotes de
Hymenolepis diminuta



Ovos de
Hymenolepis diminuta

Diagnóstico: o diagnóstico de himenolepíose é pouco útil e difícil. Entretanto, em casos de crianças com quadro epiléptico, deve-se suspeitar primeiramente de alguma verminose, a qual será confirmada ou não, através dos exames coproparasitológicos de rotina, como o exame direto à fresco, sedimentação em sulfato de zinco ou sedimentação espontânea (ver páginas 8 e 9).

Larva de *migrans* cutânea

Outros nomes da doença: bicho geográfico.

Parasito: *Ancylostoma braziliense*.

Classificação: Helminto, Filo Nematoda - Nematoides.

Habitat: tecido subcutâneo.

Distribuição geográfica: cosmopolitas, porém ocorrem com maior frequência em regiões tropicais e subtropicais.

Formas parasitárias:

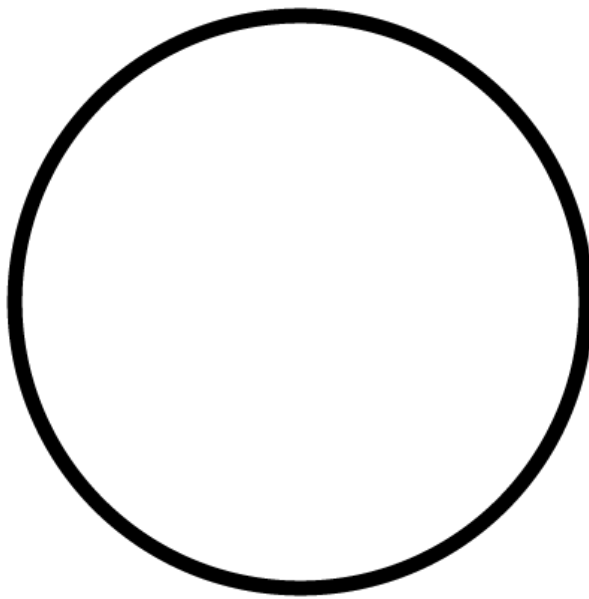
Infectante: larva infectante L₃.

Patogênica: vermes adultos.

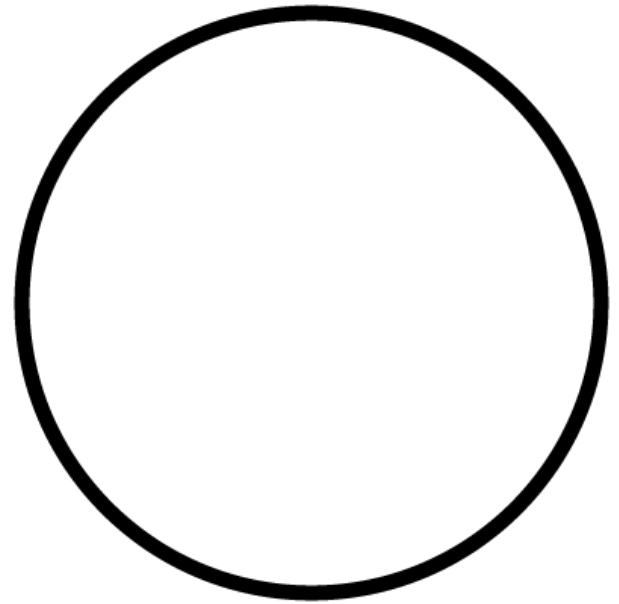
Morfologia:

Vermes adultos: os machos medem de 8 a 11 mm de comprimento. Na extremidade posterior, possuem uma bolsa copuladora bem desenvolvida com lóbulos laterais grandes, espículos iguais, longos e delgados e a presença do gubernáculo. As fêmeas são maiores, com cerca de 10 a 13 mm de comprimento e apresentam a cauda com formato cônico. A boca desse verme tem dois pares de dentes na face ventral, sendo um par grande e outro pequeno, cápsula infundibular e com um par de dentes triangulares no fundo.

Ovos: os ovos de *A. braziliense* possuem forma oval, não segmentada e membrana delgada de aspecto hialino. No interior, dependendo da fase de desenvolvimento do ovo, é possível visualizar dois, quatro oito ou mais blastômeros, terminando pela formação da larva. Tamanho: 40 a 60 µm de diâmetro.

Desenhos:

Vermes adultos de
Ancylostoma braziliense



Ovos de
Ancylostoma braziliense

Parasito: *Ancylostoma caninum*.

Classificação: Helminto, Filo Nematoda - Nematoides.

Habitat: tecido subcutâneo.

Distribuição geográfica: cosmopolitas, porém ocorrem com maior frequência em regiões tropicais e subtropicais.

Formas parasitárias:

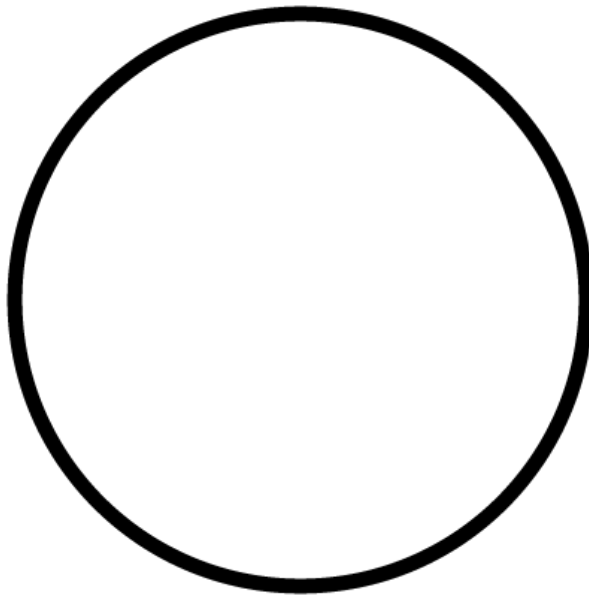
Infectante: larva infectante L₃.

Patogênica: vermes adultos.

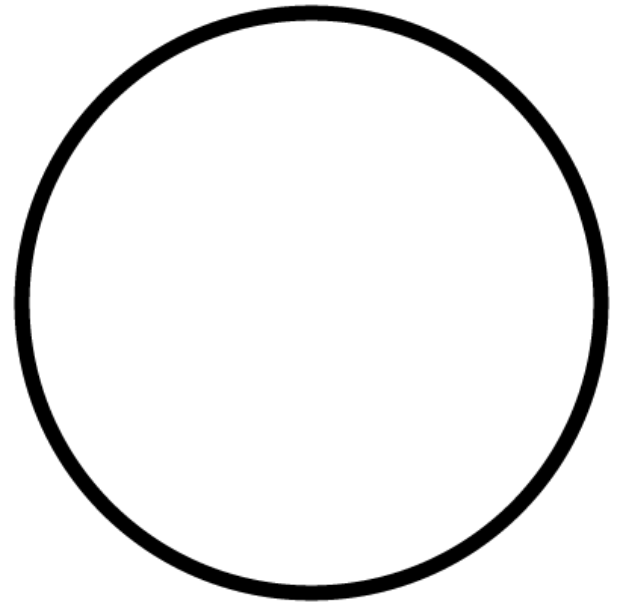
Morfologia:

Vermes adultos: os vermes adultos de *A. caninum* exibem as mesmas características morfológicas que a fase adulta de *A. braziliense*, distinguindo-se deste por apresentar um par a mais de dentes na boca.

Ovos: os ovos de *A. caninum* são bem ovalados e envoltos por uma casca fina, transparente e simples. No interior, dependendo da fase de desenvolvimento do ovo, é possível visualizar dois, quatro oito ou mais blastômeros, terminando pela formação da larva. Tamanho: 40 a 60 µm de diâmetro.

Desenhos:

Vermes adultos de
Ancylostoma caninum



Ovos de
Ancylostoma caninum

Diagnóstico: o diagnóstico da larva de *migrans* cutânea (LMC) consiste na anamnese (idade do paciente, geofagia, contato com cães e gatos), sintomas e principalmente pelo aspecto da lesão cutânea, que forma uma erupção linear e tortuosa na pele.

CASOS CLÍNICOS

CASO CLÍNICO 1

A.D., 40 anos de idade, sexo masculino, residente no município de Patos de Minas, Minas Gerais. Procurou o pronto atendimento do Hospital Regional Antônio Dias apresentando dor abdominal difusa e intensa, e diarreia mucosa por duas semanas. Há dois meses, foi examinado em duas consultas no Posto de Saúde, com os mesmos sintomas, mas com episódios esporádicos. Houve perda de peso, mas não soube quantificar. Ele também contou trabalhar como zelador em uma escola localizada na área periférica do mesmo município que habita. O exame físico demonstrou abdômen sem ruídos hidroaéreos e sensibilidade rebote difusa, o que levou ao diagnóstico de peritonite aguda. Foi orientado ao paciente como coletar amostra fecal para a realização do exame parasitológico de fezes (EPF). Para o EPF foi empregado o método de Faust (concentração em flutuação em sulfato de zinco), o sobrenadante foi corado com solução de lugol e examinado no microscópio óptico. Foram visualizadas as seguintes estruturas (observar o MICROSCÓPIO 1). Uma laparotomia emergencial foi solicitada. O exame revelou múltiplas e pequenas perfurações e peritonite grave, efetuou-se uma hemicolectomia à direita, com drenagem de mucosa do íleo e intraperitonal. O resultado do exame histopatológico do intestino removido foi de extensas áreas de ulceração provocadas por uma forma parasitária (observar o MICROSCÓPIO 2). O paciente foi tratado com metronidazol, ertapeném e teclozona durante a internação na unidade de terapia intensiva. Após um mês, recebeu alta sem manifestar outras complicações (adaptado de *Revista Brasileira de Reumatologia*, 2014. P 483-485).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: <http://www.scielo.br/pdf/rbr/v54n6/0482-5004-rbr-54-06-0483.pdf>

CASO CLÍNICO 2

Mulher de 55 anos, trabalhadora rural, procedente do município de Petrolina, Pernambuco. Procurou assistência médica com queixas de dor epigástrica, sangue nas fezes e astenia com três semanas de evolução, culminando com um episódio de lipotímia (desmaio, perda de consciência) o que levou ao seu internamento. A paciente relatou não ter realizado viagens a outras cidades e residir em habitação com condições sanitárias precárias. Pelo hemograma, foi diagnosticado anemia ferropênica (Hb 5,7 g/dl, VGM 78 fl, fórmula leucocitária normal, ferro sérico 22mg/dl e ferritina 12 ng/ml), sem outras anormalidades. Em seguida, realizou-se endoscopia digestiva alta e colonoscopia que não evidenciaram alterações. Ela recebeu

orientações de como obter amostra de fezes para o exame coproparasitológico. Nesse caso, foi empregado o método de sedimentação espontânea. O preparado foi corado com lugol e examinado ao microscópio fotônico. Observou-se as seguintes estruturas (observar o MICROSCÓPIO 1). O médico solicitou a videoenteroscopia por cápsula, que identificou no íleo vários parasitas filiformes com aproximadamente 6 mm (observar o MICROSCÓPIO 2) ancorados a mucosa e com conteúdo hemático no seu interior. Foi iniciado o tratamento com o anti-helmíntico albendazol que resultou no aumento progressivo e normalização do valor da hemoglobina e desaparecimento dos sintomas iniciais (adaptado de *GE Port J Gastroenterol vol.21 no.6 Lisboa dez.2014*).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações:

http://www.scielo.mec.pt/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2341-45452014000600008

CASO CLÍNICO 3

M.P.S., 60 anos, sexo feminino, negra, natural de São José do Norte (RS), em situação de importante fragilidade social. Buscou atendimento no Hospital Municipal da cidade por queixa de dor epigástrica forte, acompanhada de febre de 40°C, náuseas, vômitos, desidratação e desnutrição. Febre acompanhada de calafrios, tremores e suores intensos. Os vômitos de aspecto esverdeado e acompanhado de restos alimentares. Há alguns anos começaram os sintomas, entretanto, após ter administrado uma droga anti-helmíntica, teve episódios de vômitos com presença de uns “bichos”. Ao exame físico, a paciente demonstrou bom estado geral. Eritrograma com valores dentro da referência e o leucograma mostrava 9.300 leucócitos com 5% de bastonetes e 2% de eosinófilos. Foram coletadas três amostras fecais para análise. O exame coproparasitológico de Kato-Katz revelou as seguintes estruturas (observar o MICROSCÓPIO). A ecografia abdominal indicou fígado, pâncreas, baço e os dois rins de aspecto ecográfico normal e intestino com a presença de vários organismos formando um emaranhado, semelhante ao “miolo de um pão”. Após a ecografia, a paciente foi submetida à cirurgia de colecistectomia e coledocotomia, por onde foi feita a extração dos parasitos (ver PEÇA). A paciente permaneceu internada durante o período de uma semana, sendo tratada com um anti-helmíntico (adaptado de *RBM Revista Brasileira de Medicina* 2013).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: http://www.moreirajr.com.br/revistas.asp?id_materia=362&fase=imprime

CASO CLÍNICO 4

Mulher, 70 anos, natural e procedente de zona rural de Uberaba, Minas Gerais. Foi admitida no Hospital Escola da Faculdade de Medicina do Triângulo Mineiro com histórico de 10 dias de diarreia, dor abdominal intensa, vômitos e perda de peso. As fezes eram liquefeitas, amareladas e sem presença de sangue. A anamnese revelou que a paciente vivia em precárias condições sanitárias, trabalhava com criação suína, o que obrigava manter contato constante com esses animais, 50 anos de tabagismo que desencadeou uma doença pulmonar crônica. O exame físico mostrou péssimo estado de nutrição, palidez intensa, desidratação e abdômen distendido, com presença de ruídos aéreos. O tratamento inicial se deu com a administração de soro de hidratação oral e orientação alimentar com dieta obstipante. Os exames laboratoriais realizados foram o hemograma e o exame parasitológico de fezes (método da sedimentação espontânea). O hemograma evidenciou anemia hipocrômica e microcítica. O exame coproparasitológico constatou a presença de um parasito sem identificação definida. Assim, foi necessário o encaminhamento de uma lâmina para a identificação do patógeno (observar o MICROSCÓPIO). A paciente foi tratada com metronidazol (20 mg/kg/dia), via oral, durante dez dias. Posteriormente, empregou-se mais EPFs em três amostras de fezes, para controle do parasita e após oito dias, não foi detectada a presença do organismo intruso em todos espécimes fecais (adaptado de *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 1991, 173-175; *RBM Revista Brasileira de Medicina* 2013).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: http://www.moreirajr.com.br/revistas.asp?id_materia=2620&fase=imprime

<http://www.scielo.br/pdf/rsbmt/v24n3/09.pdf>

CASO CLÍNICO 5

M.G., 33 anos, sabidamente portador do vírus HIV há 5 anos, com transmissão através de sexo sem proteção. O paciente foi admitido no Instituto de Infectologia Emílio Ribas com histórico de duas semanas de diarreia, de aspecto semilíquida, esverdeada e com uma frequência de 6 vezes ao dia. O exame físico de entrada, constatou desidratação, febre e avaliação abdominal sem alteração notória. Com análise do quadro inicial, foi solicitado a coleta de suas fezes para exame, afim de pesquisar a presença de algum parasito. As técnicas utilizadas foram o método direto e de sedimentação espontânea, e o material foi corado com colorações específicas. Diagnosticou-se a seguinte forma parasitária em abundância: (observar o MICROSCÓPIO).

Também, notou-se a presença de leucócitos nas fezes. É importante destacar que a lâmina foi examinada e confirmada por dois especialistas diferentes. Administrou-se nitazoxanida, via oral, na dose convencional de 1 g/dia, de 12 em 12h, por três dias consecutivos. O paciente evoluiu satisfatoriamente após o tratamento, com remissão completa do quadro diarreico. Foram realizados mais três EPFs para confirmar a eliminação total do parasito (adaptado de *Revista Brasileira de Medicina Tropical* vol.36/2003).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações:

http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0037-86822003000300016

CASO CLÍNICO 6

Estudante, 25 anos, do sexo feminino, natural e residente no município de Mafra, Santa Catarina. Procurou assistência médica no Hospital São Vicente de Paulo com quadro diarreico prolongado (4 semanas), náusea, vômitos, dor abdominal, perda de peso e flatulência. As fezes eram aquosas, desprovidas de sangue. A anamnese revelou que a paciente mora em local com condições ótimas de saneamento básico, não fumante e não possui nenhuma doença crônica. Ela contou que fez um intercâmbio em Lima, Peru. Lá, visitou uma feira de frutas e verduras orgânicas, e comprava alguns espécimes para suas refeições diárias. O exame físico inicial indicou desidratação, abdômen com ruídos aéreos e ausência de febre. Foi realizado o exame parasitológico de fezes para detectar a presença de algum parasito. No primeiro teste, foi utilizado o método de Faust, dando resultado negativo. Com isso, foi necessário o emprego de técnicas específicas para o diagnóstico do patógeno. As amostras fecais, então, foram submetidas ao método de coloração de Ziehl-Neelsen modificado e a coloração de safranina modificada. A técnica de Ziehl-Neelsen diagnosticou a presença de um parasito, o qual se corou de vermelho intenso (observar o MICROSCÓPIO 1), já pela safranina modificada, exibiu cor laranja sobre um fundo azul esverdeado (observar o MICROSCÓPIO 2). As lâminas foram avaliadas e confirmadas por 3 especialistas diferentes. O tratamento proposto foi a administração via oral de trimetoprim (TMP) 160 mg/dia e sulfametoxazol 800 mg/dia pelo tempo de uma semana. Após o tratamento, o indivíduo não apresentou mais os sintomas do quadro inicial e os EPFs feitos para verificar se ainda havia contaminação, deram todos negativos (adaptado de *Revista da Associação Médica Brasileira*, 1999, vol.45, n.4).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0104-42301999000400011

CASO CLÍNICO 7

Paciente, sexo masculino, 39 anos, soropositivo para o vírus HIV. Foi admitido no Serviço de Atendimento especializado (SAE) no município de Porto Velho, Roraima, com quadro de diarreia aquosa, contínua, com evacuações diárias de seis a sete vezes ao dia, acompanhada de cólicas abdominais, vômito e mal-estar. A anamnese constatou que o paciente não faz uso regular da TARV (terapia antirretroviral), e em sua residência não há saneamento básico. Foram coletadas duas amostras diarreicas e encaminhadas ao laboratório de microbiologia médica da Fiocruz/CEPEM-RO. Em uma das amostras, foi aplicado o exame direto a fresco, que detectou a presença de uma forma parasitária ovalada, de parede lisa e hialina (observar o MICROSCÓPIO 1). A outra amostra recebeu a coloração de Ziehl-Neelsen modificado, que também identificou a mesma forma parasitária (observar o MICROSCÓPIO 2), evidenciando alta parasitemia. Foi coletado a água para consumo na casa do paciente e foi identificado contaminação por coliformes fecais. O enfermo foi tratado com sulfametoxazol + trimetopim 800/160 mg de 6 em 6 horas, durante 11 dias. Ao término do tratamento, mais duas amostras de fezes foram examinadas, tendo como resultado uma drástica redução na parasitemia, e o paciente não apresentava mais os sintomas do quadro inicial (adaptado de *MEDTROP – Sociedade Brasileira de Medicina Tropical, 52º congresso, 2015*).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: <http://www.sbmt.org.br/medtrop2016/wp-content/uploads/2016/11/10448-Relato-de-Caso-Isospori%CC%81ase-intestinal-cro%CC%82nica...pdf>

CASO CLÍNICO 8

Mulher, 45 anos, procedente de Curitiba, Paraná. Buscou atendimento na Unidade de Pronto Atendimento do bairro Boa Vista, com queixa de diarreia prolongada, náuseas, febre, astenia e perda de peso. As fezes eram aquosas e desprovidas de sangue. A paciente relatou sofrer de insuficiência renal, o que lhe obriga fazer sessões de hemodiálise constantemente. Ela recebeu soro de hidratação via intravenosa e paracetamol para controle da febre. Após 3h em observação, foi liberada. Dois dias depois, retornou ao estabelecimento com os mesmos sintomas, e foi encaminhada ao Hospital de Clínicas do Paraná. O médico solicitou o exame de ecografia abdominal, o qual foi normal. Assim, a paciente foi instruída a como coletar amostras fecais para

aplicação do exame parasitológico de fezes. Utilizou-se os métodos de Faust e de sedimentação espontânea, os quais evidenciaram grande quantidade de leveduras nas fezes, e a coloração de Ziehl Neelsen modificado, que detectou a presença de um parasito (observar o MICROSCÓPIO). Encaminhada para o setor de infectologia, iniciou tratamento com nitazoxanide 1000 mg/dia durante duas semanas, com melhora do quadro diarreico e negatificação dos exames coproparasitológicos (adaptado de *Revista Brasileira de Reumatologia*, vol.50 no.3, 2010).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0482-50042010000300012

CASO CLÍNICO 9

D.G., masculino, 30 anos, procedente de Belo Horizonte, Minas Gerais. Deu entrada no setor de emergência do Hospital Universitário Risoleta Tolentino Neves com cólicas abdominais, mais intensa na região da fossa ilíaca direita. Durante a anamnese, o paciente relatou não ter ocorrido episódios diarreicos, nem vômitos ou alteração da temperatura corporal. Também não foi observado presença de prurido anal. No primeiro exame físico, apresentava-se hidratado, mucosas normocoradas, eupneia, frequência cardíaca e pressão arterial em condições normais. Entretanto, o abdômen exibia contratura involuntária da musculatura sobre a fossa ilíaca direita, com dor a palpação profunda e à descompressão (sinal de Blumberg positivo), indicando irritação peritoneal. O resultado dos exames laboratoriais foram: contagem de leucócitos de 18.000 células/mm³ com 3% de bastonetes e exame de urina sem alterações. Foi submetido à apendicectomia por incisão de Babcock. Durante o procedimento cirúrgico, constatou-se que o apêndice cecal demonstrava sinais de apendicite aguda, coberto com material fibrinopurulento. Após 48 horas, o paciente recebeu alta. A biópsia do apêndice cecal mostrou infiltrado inflamatório neutrofílico difuso, congestão e edema. Também detectou que o lúmen estava dilatado e continha alguns parasitos, na forma adulta medindo 14 mm de comprimento por 0,5 mm de diâmetro (observar o MICROSCÓPIO 1) e ovos que lembram grosseiramente a letra “D” (observar o MICROSCÓPIO 2). Com esse diagnóstico, o enfermo foi tratado com o antiparasitário albendazol. Decorridos doze dias da operação, o paciente encontrava-se assintomático (adaptado de *Revista Med Minas Gerais* 2009, 19(2): 180-183.)

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: <http://rmmg.org/exportar-pdf/472/v19n2a13.pdf>

CASO CLÍNICO 10

Mulher, 42 anos de idade, natural do Piauí e residente no Rio de Janeiro há 25 anos, procurou auxílio médico no Hospital Geral do Rio de Janeiro com queixa de dores abdominais e manchas na pele espalhadas pelo corpo iniciadas há 2 dias. O primeiro exame revelou dor abdominal difusa, sem dor acentuada com a palpação profunda e a descompressão no flanco direito (sinal de Blumberg negativo), baço palpável até a cicatriz umbilical e fígado palpável na topografia de lobo esquerdo. Foi realizado ultrassonografia do abdômen que diagnosticou hepatoesplenomegalia, hiperecogenicidade periportal e indícios de circulação colateral. Os exames laboratoriais demonstraram redução nos níveis de hemácias, leucócitos e plaquetas no sangue, sorologia para hepatites virais e HIV negativos, função hepática normal, endoscopia sugestiva alta com pequenas varizes esofagianas, o que reforça sinais de esplenomegalia e hipertensão portal. Suspeitando-se de uma parasitose, foi realizado o exame parasitológico de fezes, utilizando a técnica de Kato-Katz, e também foi feita análise histopatológica da mucosa retal do paciente. Detectou-se a presença de ovos de um parasito que está associado aos sinais clínicos (observar o MICROSCÓPIO). A paciente recebeu tratamento quimioterápico com oxamniquina, dose oral única (15 mg/kg). Após 3 dias do tratamento, retornou com manifestações neuropsíquicas, sendo assim, o tratamento foi trocado pela administração via oral de praziquantel (60 mg/kg) por três dias consecutivos.

Discuta o caso clínico acima:

CASO CLÍNICO 11

Homem, 50 anos, ambulante, natural de Caruaru – PE, foi internado no Hospital Regional Jesus Nazareno. O paciente contou que os sinais clínicos iniciaram por volta de um ano atrás, com dores abdominais semelhantes a cólicas, localizadas principalmente na região superior do abdômen e acompanhadas de fezes ora diarreicas, muco-sanguinolentas com diversas evacuações diárias, e ora de aspecto pastoso, de cor cinzenta e de odor butiroso, com duração de 10 dias, aproximadamente. Tomou, por automedicação, antiespasmódicos, que amenizaram os sintomas. Simultaneamente, começou a sentir fragilidade, tonturas, palidez progressiva, perda de peso (11 kg), zumbidos e aumento do volume abdominal. Procurou assistência média no posto de saúde 24 horas, e foi recomendado que ficasse em repouso no leito, dieta hipossódica, e medicado com diuréticos, vitaminas e antiespasmódicos, que lhe proporcionou melhora significativa. Todavia, os sintomas reapareceram há cerca de três meses, o que levou ao seu internamento, pois apresentava-se muito debilitado. A esposa do paciente contou que tinha alimentação deficiente, qualitativa e

quantitativamente, sendo “normal” ficar vários dias sem alimentação por falta de recursos financeiros. Moram em uma residência de taipa, sem privada, banham-se em rios próximos a qualquer hora do dia, desde a infância, e não houve ocorrências de pruridos. O exame físico demonstrou que o paciente estava em estado geral e de nutrição precários, caquético, mucosas visíveis e pele descoradas. Foram realizados diversos exames laboratoriais, entre eles o exame parasitológico de fezes pelo método da sedimentação espontânea. O resultado mostrou diversas larvas parasitárias presentes nas fezes, porém, estavam degeneradas. Assim, empregou-se o exame de Baerman-Moraes, que recuperou numerosas larvas rabditoides (observar o MICROSCÓPIO 1), e cultivo das fezes pela técnica de Harada-Mori, sendo observado outra forma larvária (observar o MICROSCÓPIO 2). O tratamento aplicado foi dieta hipossódica, diurético (furmenisida), antiespasmódicos, vitamanas associadas a lisado proteico, tiabendazol (1.5 g/dia/três dias consecutivos, repetindo-se a mesma dose em três ocasiões com intervalo de sete dias) e transfusão sanguínea. Obteve evolução no quadro clínico, com o desaparecimento das dores abdominais, diarreias, fragilidade, tonturas, e teve alta hospitalar após o ganho de peso. Decorridos cinco meses após a saída do hospital, apresentou-se totalmente curado, e os exames parasitológicos de fezes foram negativos (adaptado de *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, vol. V nº3, 1971).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: <http://www.scielo.br/pdf/rsbmt/v5n3/06.pdf>

CASO CLÍNICO 12

Paciente, do sexo feminino, 34 anos, natural e residente de Sorocaba, São Paulo. Retornou de uma viagem de 2 semanas à região rural da Índia, e foi à Instituição Hospitalar mais próxima de sua residência relatando sofrer com diarreias intermitentes e inconstantes há cerca de dez dias. A consistência das fezes era ora líquida e ora pastosa, mas desacompanhadas de muco ou sangue, com 4 a 5 episódios de evacuação por dia. Conta que quando apresentava diarreia, esta era precedida por cólicas abdominais de intensidade moderada. Perguntado sobre o que comeu durante sua viagem, a paciente disse que provou algumas receitas vegetarianas de pequenos agricultores. Também falou que passou um fim de semana na casa de um deles, a qual era desprovida de saneamento básico, e localizada próxima a um rio. O exame físico mostrou que ela estava em condições gerais adequadas, afebril, hidratada, e o abdômen estava flácido e discretamente doloroso à palpação profunda do mesogástrio e do hipogástrio. Com base na história clínica, a hipótese diagnóstica é de uma parasitose intestinal. Assim, a paciente foi instruída a como realizar a coleta de material

fecal para análise laboratorial. Foi utilizado o exame parasitológico de fezes pelo método de Faust. O sobrenadante foi transferido para uma lâmina, corado com lugol e observado no microscópio óptico. A análise microscópica identificou a seguinte estrutura parasitária (observar o MICROSCÓPIO). Com base no diagnóstico, a paciente foi medicada inicialmente com Rebecadotril, via oral, 100 mg de 8/8 horas, até parar o quadro diarreico; antiespasmódicos em caso de dores abdominais, e Tinidazol 2,0 g, em dose única via oral. Foram coletadas três amostras de fezes para averiguar a presença do parasito, e ambas deram negativas. Após 15 dias, a paciente retornou ao estabelecimento, totalmente recuperada (adaptado de *Revista da Faculdade de Ciências Médicas de Sorocaba*, v.3, n.2, p. 31-33, 2001).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: <https://revistas.pucsp.br/index.php/RFCMS/article/viewFile/279/pdf>

CASO CLÍNICO 13

M.A.G., do sexo feminino, com 40 anos de idade, casada com 3 filhos, atividade doméstica, escolaridade ensino fundamental completo, foi levada à Unidade de Pronto Atendimento de Telêmaco Borba – PR, por estar apresentando diarreia intermitente e acelerada perda de peso. As fezes eram aquosas, com cerca de 4 evacuações diárias. A paciente referiu ser sabidamente portadora do vírus da síndrome da imunodeficiência adquirida (AIDS) há 3 anos. O exame físico indicou que a paciente estava afebril, pálida, desnutrida, e com ligeira dor abdominal à palpação e descompressão. Foi solicitado a ela que colhesse três amostras fecais para exame parasitológico de fezes. Utilizou-se, inicialmente, os métodos rotineiros (exame direto a fresco e Faust). Ambas amostras deram resultados negativos. Com isso, foi necessário o emprego de técnicas de coloração especiais, como a coloração tricrômica *Chromotrope 2R*. O preparado foi analisado microscopicamente, e constatou a presença de uma estrutura parasitária que se corou de rosa (observar o MICROSCÓPIO). A paciente ficou em observação durante três dias, até que o quadro diarreico cessasse. Ela foi tratada com albendazol (1200 mg/dia durante 10 dias), e solicitou-se retorno ao término do tratamento para realizar novos exames parasitológicos de fezes.

Discuta o caso clínico acima:

CASO CLÍNICO 14

E.D.S, 30 anos, masculino, branco, procedência remota São Paulo e procedência atual, Marília-SP. Procurou o pronto atendimento do Hospital Universitário da Faculdade de Medicina e Enfermagem da Universidade de Marília (UNIMAR) com quadro clínico sugestivo de apendicite aguda. Referia dor epigástrica semelhante a cólica com localização no quadrante inferior direito que teve início seis horas antes da internação. Negava febre, anorexia, vômito ou diarreia. O exame físico revelou um paciente em bom estado geral, afebril, acianótico, anictérico, hidratado e eupneico; os sinais vitais eram normais. O exame físico do abdômen apresentava dor à palpação superficial. O hemograma e o exame de urina tipo I estavam sem alteração. O diagnóstico foi feito baseado na história clínica e no exame físico compatível com peritonite no quadrante inferior direito. Foi indicada a laparotomia por meio da incisão de McBuney. No intra-operatório o apêndice cecal apresentava-se hiperemiado e edemaciado sem evidência de secreção ou pus intra-cavitário. Foi realizada a apendicectomia pela técnica clássica sem maiores problemas. A evolução pós-operatória foi satisfatória. O paciente recebeu dieta no 1º dia pós-operatório e teve de alta 48 horas após a operação. O exame anatomopatológico do apêndice cecal mostrou "infiltrado neutrofílico na lâmina própria e na camada muscular e também revelou a presença de determinadas estruturas (observar o MICROSCÓPIO 1) na camada muscular do órgão. Além disso, foi encontrado uma forma parasitária dentro da luz apendicular (observar o MICROSCÓPIO 2). No retorno ambulatorial uma semana após a apendicectomia, o paciente estava assintomático e foi prescrito praziquantel, 10 mg/Kg em dose única oral, para tratamento (VER PEÇA 1). (adaptado de *Revista do Colégio Brasileiro de Cirurgiões*, 2008, 35(1): 66-68).

Discuta o caso clínico acima:

CASO CLÍNICO 15

Mulher, 29 anos, casada, foi ao ginecologista queixando-se de prurido vaginal intenso, corrimento constante e dor ao praticar relações sexuais com seu parceiro e ao urinar. Referiu que já consultou outras duas vezes com clínico geral do posto de saúde do seu bairro, o qual suspeitou infecção por bactérias (*Gardenerella* spp) e receitou tratamento com antibióticos, para ela e para o marido. Ele se recusou a aderir ao medicamento, pois dizia que não apresentava nenhuma anormalidade em seu órgão genital. Ela conta que obteve uma discreta melhora após o tratamento. Durante a anamnese, relatou que não utiliza preservativos com o marido, única pessoa com quem mantinha relações sexuais, e utilizava o dispositivo intrauterino (DIU) como método anticoncepcional. Ao exame clínico foram observadas escoriações na região pubiana, eritema de

vulva e vagina, presença de corrimento vaginal amarelo-esverdeado, fétido e cervicite. Foi colhido uma amostra da secreção vaginal para exame laboratorial (Papanicolau) e foi detectado a presença de um organismo parasitário (observar o MICROSCÓPIO). Ela recebeu tratamento com metronidazol 500 mg via oral, de 12 em 12 horas, durante sete dias. Recomendou-se ao marido aderir também ao tratamento.

Discuta o caso clínico acima:

CASO CLÍNICO 16

Criança, 7 anos, sexo masculino, natural e residente do município de Pinhal da Serra, Rio Grande do Sul. Foi internado no Hospital Santo Antônio, em Esmeralda, cidade vizinha, com quadro diarreico intermitente, presença abundante de muco, em alguns episódios, diarreia com sangue, dor abdominal com tenesmo e desnutrição grave. A responsável pelo paciente relatou que os episódios diarreicos começaram a mais de um mês, que seu filho estava muito sonolento e apático, e tratou ele com um chá caseiro, receita comum entre os habitantes de sua cidade. O histórico do paciente revela que ele mora em uma casa de madeira antiga, sem saneamento básico, seus pais criam bovinos e ovinos, tanto para consumo próprio quanto para gerar renda, costuma jogar bola descalço nas redondezas de sua casa e banha-se em um açude diariamente. O exame físico geral mostrou ausência de febre, palidez acentuada, dores abdominais à palpação, severo grau de desnutrição caracterizada por peso e altura abaixo do nível aceitável para sua idade, e prolapso retal. A mãe foi orientada em como obter amostras fecais para exame laboratorial. Utilizou-se métodos de Faust (qualitativo) e de Kato-Katz (quantitativo) para a confirmação de infecção parasitária. O preparado foi analisado microscopicamente, e detectou-se ovos de um parasito (observar o MICROSCÓPIO). Através do método de Kato-Katz, confirmou infecção intensa (o enfermo elimina mais de 10000 ovos/g de fezes). A criança permaneceu internada sob observação até o reestabelecimento do quadro nutritivo e foi tratada com mebendazol 100 mg, duas vezes ao dia, após as refeições, durante o período de três dias (adaptado de *RBM Revista Brasileira de Medicina* 2013).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: http://www.moreirajr.com.br/revistas.asp?fase=r003&id_materia=2110

CASO CLÍNICO 17

L.C., sexo feminino, 42 anos, de Araguaína – TO, foi admitida no Hospital de Doenças Tropicais de Araguaína, apresentando febre com calafrios há mais de 15 dias, perda de peso (3kg), tosse seca, dores no peito e náuseas. Ela recém tinha chegado de uma viagem à Belém – PA, com relato de picada de inseto. Também contou que durante uma parada do ônibus, na volta, tomou açaí de um vendedor de beira de estrada. A avaliação física diagnosticou a presença de chagoma de inoculação em membro inferior esquerdo, edema periorbital, hepatomegalia, ausculta cardíaca com ritmo cardíaco regular em três tempos. O hemograma detectou anemia discreta. Foi realizado esfregaço sanguíneo de gota espessa para pesquisa de um possível parasito. O preparado foi corado pelo método de Giemsa e também pela hematoxilina-eosina e examinado no microscópio fotônico. Na observação microscópica, visualizou-se a seguinte estrutura (observar o MICROSCÓPIO 1). Para confirmar a infecção parasitária, empregou-se o xenodiagnóstico (com 40 ninfas de quarto estágio do *Triatoma infestans*) e hemocultura em meio apropriado, ambos também evidenciaram o parasito (observar o MICROSCÓPIO 2). A ultrassonografia demonstrou esplenomegalia discreta, eletrocardiograma com taquicardia sinusal e no ecocardiograma pequeno derrame pericárdico. Iniciou-se tratamento com benzonidazol 5 mg/kg/dia, via oral, duas vezes ao dia, durante o período de dois meses (adaptado de *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, vol.30, p.61-63, 1997).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: <http://www.sbmt.org.br/medtrop2016/wp-content/uploads/2016/10/9353-Relato-de-caso-de-Doenca-Chagas-agudo-por-transmissao-vetorial-em-paciente-com-reacao-cruzada-para-leishmaniose-visceral.pdf>

<http://www.scielo.br/pdf/rsbmt/v30n1/0662.pdf>

CASO CLÍNICO 18

Mulher, 38 anos, procedente de Olinda (PE) deu entrada em um hospital em Recife, com um quadro de febre, dor e inflamação nos linfonodos. Relatou que durante alguns dias apresentava náuseas e vômitos. Em um primeiro momento foi medicada com antibiótico, antiemético e analgésicos. Depois de medicada, visando tratar a sintomatologia, voltou para casa, com retorno programado para 1 semana após a primeira consulta. Após 3 meses e com redução do quadro acima exposto, porém agora com inchaço dos membros inferiores foi atendida onde foi detectado linagiectasia, linfangite e linfadenite. Durante a anamnese a paciente

declarou ter negligenciado a segunda consulta e após aqueles meses a doença pareceu ter progredido. Foi solicitado hemograma completo, exame de urina onde desse último foi detectada quilúria. O hemograma, embora alterado, não foi indicativo de doença específica. O médico solicitou um esfregaço sanguíneo. O mesmo foi realizado pelo laboratorista às 14:00 do mesmo dia. No resultado não foi constatado nada relevante. Encaminhada para casa a paciente aguardou a terceira consulta a qual compareceu 4 dias após. Foi orientada de que, o laboratorista iria comparecer em sua casa por volta das 23:00 para uma nova coleta de sangue para um novo esfregaço. Durante a visita o profissional notou que a paciente vivia em um ambiente com esgoto a céu aberto, próxima a um córrego e que, mesmo com o pouco tempo no interior da residência, notava-se o incômodo por mosquitos (pernilongos). Diante do diagnóstico o laboratorista foi até o médico e solicitou a internação e acompanhamento da paciente.

Discuta o caso clínico acima:

CASO CLÍNICO 19

S.P.C., sexo masculino, 48 anos, lavrador, procedente do município de Barreiras, Maranhão, foi internado no Hospital Regional de Barreirinhas. O paciente informou que há uns 5 meses começou a apresentar sensações de calafrio acompanhado de mal-estar (náuseas, vômitos, astenia) e dores generalizadas pelo corpo que o impediam de trabalhar. Após um mês, começaram a surgir nódulos subcutâneos, com secreção purulenta e ulceração com crostas centrais e bordas elevadas, apareceram inicialmente nos pés e depois disseminou-se ao longo do corpo, inclusive na face. Buscou assistência médica em Barreirinhas, MA, e realizou o exame V.D.R.L., o qual resultado foi não reagente. O médico que o consultou solicitou tratamento com penicilina benzatina por oito dias, mas não houve melhora no quadro. Segundo ele, perdeu cerca de 5 kg desde o início da doença. O exame físico mostrou estado geral regular, sem febre, com 11 lesões nodulares subcutâneas, de característica gomosa, localizadas nos membros inferiores. Contou-se 45 lesões ulcero-crostosas, de diversos tamanhos e com bordas elevadas, espalhadas por todo corpo. Aplicou-se uma bateria de exames laboratoriais: intradermoreação de Montenegro; esfregaços das bordas das úlceras; cultura em meios LIT/NNN com material da lesão e inoculação em hamster (*Mesocricetus auratus*). Todos os testes deram positivos para o seguinte parasito (observar o MICROSCÓPIO), o qual foi caracterizado pela técnica de anticorpos monoclonais. Após o diagnóstico, iniciou-se tratamento com um antimonial pentavalente (Glucantine 20 mg/kg/dia durante 40 dias). Houve melhora das lesões, com cicatrização parcial das feridas localizadas na face, o que obrigou dar continuidade ao tratamento por mais 20 doses. O paciente recebeu

alta hospitalar, e encontra-se clinicamente curado (adaptado de *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, vol.26, p. 121-123, 1993).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: <http://www.scielo.br/pdf/rsbmt/v26n2/08.pdf>

CASO CLÍNICO 20

J.D.C, 7 anos, sexo feminino, natural de Campo Grande - MS, residente de Imbituba - SC. Paciente foi encaminhado de outro serviço de saúde para o setor de emergência do Hospital Infantil Joana de Gusmão, para averiguação de esplenomegalia por suspeita de doença hemato-oncológica. Os genitores da criança revelaram que há duas semanas ela começou a apresentar picos febris esporádicos de 38 a 39°C. Há uma semana, queixou-se de fragilidade muscular e perda de apetite. Ainda, há quatro dias surgiram manchas vermelhas no corpo, além de queixar-se de dores de cabeça moderadas e desconforto abdominal esporádico. Ao exame físico inicial, o paciente mostrou-se em bom estado geral, palidez cutânea e estava com quadro febril. A ausculta cardíaca e pulmonar eram normais. Ao examinar o abdômen, o fígado era palpável a cinco centímetros do rebordo costal direito e o baço, palpável a cinco centímetros do rebordo costal oposto. Não foi identificado irritação peritoneal. A paciente foi internada para investigação. Foram solicitados radiografia de tórax, hemograma e sumário de urina. O raio x de tórax e o sumário de urina não demonstraram alterações. O hemograma revelou: hemácias 3,8 milhões; hemoglobina 8,8 g/dL; hematócrito 26%; leucócitos globais 3900 mm³; plaquetas 145.000 mm³. A partir desses resultados, foi necessário melhorar os dados da anamnese, e durante a investigação, revelou-se que a criança viajou com seus pais para sua cidade natal há cerca de duas semanas atrás, e os sintomas iniciaram logo após o término da viagem. Aplicou-se, então, os exames sorológicos: reação de imunofluorescência indireta (RIFI) e PCR a partir de aspirado de medula óssea (retirado da crista ilíaca). Ambos deram positivos para determinada doença parasitária. O aspirado de medula óssea foi transferido a uma lâmina de microscopia e corado pela técnica de Giemsa, identificou-se a seguinte forma parasitária (observar o MICROSCÓPIO). Iniciou-se tratamento com antimonial pentavalente (Gllucantine 20 mg/kg/dia) durante 14 dias. A paciente apresentou melhora do estado geral, após o início do tratamento, mantendo-se afebril, sem quaisquer outras queixas, recebendo alta hospitalar ao fim dos 14 dias (adaptado de *Citadin. R. F.; L.V.: relato de três casos e revisão de literatura. Universidade Federal de Santa Catarina, 2008*).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações:

<https://repositorio.ufsc.br/bitstream/handle/123456789/119482/263022.pdf?sequence=1>

CASO CLÍNICO 21

Homem, 34 anos, biólogo, procedente de Porto Alegre – RS, e vindo de viagem à Porto Velho - RO. Procurou ajuda médica no Hospital de Clínicas de Porto Alegre, por estar apresentando febre há mais de um mês. Relata que os sintomas iniciaram dois meses após ter voltado de viagem e que nas primeiras duas semanas a febre era diária, acompanhada de calafrios. Depois, tinha episódios de febre a cada 48 horas, com início abrupto de intenso calafrio, seguido de período de intenso calor, culminando em sudorese excessiva. Se automedicou com antitérmicos, via oral (dipirona 1 g), mas não houve melhora significativa. O exame físico mostrou estado geral regular do indivíduo, febre de 39°C, desidratado e abatido. Foram solicitados hemograma, exame parasitológico de gota espessa e pesquisa de anticorpos IgG e IgM pela técnica da imunofluorescência indireta. O resultado do hemograma encontra-se dentro dos valores de referência. O teste imunológico confirmou a suspeita de parasitose e através do esfregaço em gota espessa foi possível detectar a presença de um organismo nos eritrócitos do paciente (observar o MICROSCÓPIO). A identificação da espécie foi realizada por um laboratório terceirizado. Foi iniciado tratamento com 4 comprimidos de cloroquina 150 mg/dia, via oral durante três dias, acompanhado de 1 comprimido de primaquina 15 mg/dia, via oral por sete dias. O paciente evoluiu com melhora clínica e desaparecimento da febre no terceiro dia de tratamento. Recebeu alta hospitalar após dez dias do início da terapia, em bom estado geral, assintomático e com normalização dos exames laboratoriais (adaptado de *Revista Ciência e Saúde*, 2018).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: <http://www.fsf.com.br/cienciaesaude/sites/default/files/artigo-infeccao-grave-por-plasmodium-vivax-em-individuo-nao-residente-de-area-endemica.pdf>

CASO CLÍNICO 22

Mulher, 35 anos, arquiteta, natural de Foz do Iguaçu - PR e passava férias em Florianópolis. Paciente aparentemente sadia relata que surgiram lesões de pele pruriginosas, inicialmente na região periumbilical, com rápida disseminação em poucos dias, acometendo outras áreas do corpo, como o tórax, abdômen e os ombros. Os membros, face, região anogenital e mucosas não apresentaram lesões. Negava uso de

medicações e outros sinais e sintomas. Ao exame físico inicial, percebeu-se diversas irritações eritematosas, formando placas papulosas de bordas bem delimitadas. Ela foi submetida a uma bateria de exames laboratoriais: glicemia; bioquímica hepática e renal; VHS; sorologia para colagenoses; parcial de urina e exame parasitológico de fezes pelo método de sedimentação espontânea (três amostras de fezes em dias alternados). Todos esses exames se mostraram inalterados. Também, realizaram-se o raio X do tórax e ultrassonografia abdominal, que não evidenciaram anormalidades. Assim, uma amostra da pele foi coletada para biópsia. O exame histopatológico detectou dermatite perivascular superficial com predomínio de eosinófilos, bem como espongiose com formação de veículas contendo linfócitos eosinófilos. Para identificar a causa dessas lesões procedeu-se a pesquisa sorológica pelo técnica imunoenzimática (ELISA) e apurado a anamnese da paciente, que contou ter frequente contato com cães e gatos e que a praia em que estava visitando apresenta-se bastante suja. O teste de ELISA foi reagente para determinado organismo (observar o MICROSCÓPIO). Iniciou-se imediatamente tratamento com ivermectina 12 mg/dia (200 mg/dia/kg) durante três dias consecutivos, obtendo melhora imediata da eosinofilia e das lesões cutâneas. Recomendou-se sorologia de controle 30 dias após o tratamento, tendo resultado negativo para a presença do parasito (adaptado de *An. Bras. Dermatol. vol.78 no.2, Rio de Janeiro 2003*).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: <http://www.scielo.br/pdf/abd/v78n2/16368.pdf>

CASO CLÍNICO 23

G.R., sexo masculino, 22 anos, usuário de lente de contato em ambos os olhos desde os 16 anos de idade. Procurou ajuda médica com queixas de intensa dor ocular no olho direito há três semanas, acompanhada de fotofobia, hiperemia conjuntival, turvação visual e sensação de corpo estranho. O exame biomicroscópico do olho direito demonstrou a córnea com infiltrado estromal, de aspecto granuloso, cor branco-acinzentada, edema epitelial moderado e algumas erosões ponteadas na região paracentral. O olho esquerdo não apresentou nenhum tipo de lesão. Foi solicitado a coleta do material da lesão corneada para análise laboratorial, com o objetivo de identificar algum agente etiológico. As lentes de contato e a solução de preservação dessas lentes também foram verificadas. Os materiais foram cultivados em placa de ágar não nutriente contendo *Escherichia coli*. O exame de raspado de córnea acusou a presença das seguintes formas parasitárias (observar os MICROSCÓPIOS 1 e 2). Aplicou-se terapia com polihexametilbiguanida 0,02% tópica de 1/1 h, isethionato de propamidine (Brolene®) tópico de 1/1 h, neomicina tópica de 2/2 h e cetoconazole 200

mg de 12/12 h. O controle da infecção deu-se em três meses, sendo iniciada a retirada progressiva da terapêutica e introduzido o uso de dexametasona 0,005% 12/12 h entre o 3º e 5º mês. O paciente evoluiu bem ao tratamento, e foi aconselhado suspender o uso das lentes de contato (adaptado de *Arq. Bras. Oftamol. vol.66; pg. 876-80. 2003*).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: <http://www.scielo.br/pdf/abo/v66n6/18986.pdf>

CASO CLÍNICO 24

Paciente, I.S.B, sexo feminino, 18 anos de idade, residente de Minaçu - GO, apresentou-se à consulta médica no ambulatório do Hospital Samaritano de Goiás por causa de um “caroço” presente ao nível da cintura pélvica, sobre a crista ilíaca direita e dificuldade visual, principalmente em ambientes escuros. Ela conta que o “caroço” surgiu há dois meses atrás e que os problemas com a visão iniciaram nas últimas duas semanas. O nódulo foi extirpado e encaminhado para o Departamento de Patologia da Faculdade de Medicina da Universidade Federal de Goiás, para análise laboratorial. Foi realizado, também, exame oftalmológico na paciente. O material estudado constava de nódulo fibroso, com cor branco-amarronzado, consistência elástica e atingindo 5 x 2,7 cm de tamanho. Ao corte, a superfície era branca na periferia e amarelada na região central. A análise microscópica detectou intensa reação fibro-conjuntiva, com granulomas e diversas células inflamatórias presentes. Grande quantidade da seguinte estrutura parasitária (observar o MICROSCÓPIO 1) foi encontrada nos tecidos, tanto nos vasos linfáticos quanto livres no interstício. Também, foi identificada nos cortes a presença da forma adulta do parasito (observar o MICROSCÓPIO 2). O exame oftalmológico mostrou pontos esbranquiçados nos dois olhos, corroborando para confirmação da parasitose. O tratamento se deu com a administração de ivermectina (200 mg/kg) via oral, a paciente exibiu alguns sintomas colaterais, mialgia, cefaleia, náuseas e vômitos. Após um mês de tratamento, evoluiu bem aos sintomas iniciais (adaptado de *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical. vol.19, pág.105-107. 1986*).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: <http://www.scielo.br/pdf/rsbmt/v19n2/11.pdf>

CASO CLÍNICO 25

Mulher, 22 anos, gestante, natural e procedente de Maringá – PR, iniciou acompanhamento pré-natal na Unidade de Saúde Básica de Maringá. Na 10ª semana de gestação, foi encaminhada ao Hospital Universitário Regional de Maringá com quadro febril alto e intermitente, acompanhado de calafrios, cefaleia, fadiga, dores musculares e vômitos. Realizou-se hemograma e exame parasitológico de fezes, que não diagnosticaram nenhuma anormalidade. Foi submetida, então, ao teste imunológico (ELISA) para pesquisa de anticorpos IgG e IgM específico para determinado organismo e a tomografia computadorizada de crânio. O exame imunológico foi reagente e a TC do crânio revelou áreas hipodensas em núcleos de bases à direita e com discreto efeito de massa no vermix cerebelar, ainda uma pequena área hipodensa no lobo occipital. Iniciou-se terapêutica com espiamicina, apresentando melhora progressiva. Na 34ª semana de gestação, foi novamente admitida no Hospital Universitário, com a recidiva dos sintomas. Apurada a anamnese, a paciente contou que durante a gravidez manteve contato com gatos, lixo peridomiciliar e as vezes consumiu queijos frescos e vegetais *in natura*, mas não ingeriu carnes cruas ou mal processadas. O teste imunoenzimático mostrou que as imunoglobulinas permaneceram reagentes, sendo assim, necessário realizar o exame ultrassonográfico obstétrico para verificar se a criança também foi infectada. A ultrassonografia evidenciou um aumento dos ventrículos cerebrais laterais, microcalcificações encefálicas e placentomegalia. Depois, foi efetuada a amniocentese para análise laboratorial, a qual foi positiva para o mesmo agente etiológico (observar o MICROSCÓPIO), tanto na PCR quanto no cultivo biológico durante a terceira passagem sucessiva em camundongos *Swiss*. Obtidos os resultados, a paciente foi tratada com esquema tríplice (sulfadiazina, pirimetamina e ácido folínico) alternando a cada três semanas com espiamicina, até o final da gestação. A criança, concebida por parto normal com 38 semanas, quando submetida a TC de crânio, apresentou dilatação ventricular e microcalcificações cerebrais. Através do mapeamento da retina, constatou-se comprometimento ocular do recém-nascido. A lactante permanece em tratamento com sulfadiazina, pirimetamina, ácido folínico e hidrocortisona (adaptado de *Scid. Med. vol. 20; pg. 99-102. 2010*).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: <https://dialnet.unirioja.es/descarga/articulo/6268076.pdf>

CASO CLÍNICO 26

W.R.F., sexo masculino, 27 anos, natural e residente de Uniflor – PR, com histórico de deficiência visual desde a infância no olho esquerdo, diagnosticado com retinocoroidite cicatricial macular. Procurou atendimento

oftalmológico com queixa de borramento visual no olho direito, que teve início há quatro semanas. Através do exame oftalmológico, foi detectada lesão ativa de uveíte no olho esquerdo. Apurada a anamnese, o paciente conta que sempre manteve contato com gatos, desde criança é apaixonado pelos felinos, é vegetariano, ingeria água tratada e não manuseava solos e lixos. Realizou-se teste imunológico (ELISA) em amostras de soro sanguíneo para pesquisa de anticorpos IgM e IgG para determinada patologia. A sorologia resultou em IgM não reagente e IgG positivo para o seguinte agente etiológico (observar o MICROSCÓPIO 1). O paciente foi tratado com e sulfadiazina, primetamina, ácido folínico e prednisona, evoluindo bem ao tratamento logo nos primeiros dias, com melhora significativa da acuidade visual e relatando que conseguia enxergar cores novamente (adaptado de *Scid. Med. vol. 20; pg. 99-102. 2010*).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: <https://dialnet.unirioja.es/descarga/articulo/6268076.pdf>

CASO CLÍNICO 27

Homem de 39 anos de idade, procedente do bairro Vila Bandeirante, zona urbana de Teresina, Piauí. Procurou assistência médica com as queixas de vertigem, dificuldade para falar, cefaléia e parestesias no membro inferior esquerdo. Hemograma, glicose, ácido úrico, lipidograma e cálcio sérico mostraram-se normais; VDRL negativo; EEG normal. O paciente recebeu tratamento com albendazol (1200 mg por dia, por 10 dias) e prednisona (60 mg por dia por três dias, sendo reduzido para 40 mg por dia, mantida durante o uso do albendazol). Nova TC mostrou a persistência de vesículas (observar os MICROSCÓPIOS 1 e 2). Foi repetido o tratamento com albendazol e prednisona. Nova TC mostrou desaparecimento das lesões. Após seis meses, o paciente retornou apresentando convulsões. Outra TC foi realizada apresentando vesículas não viáveis (PEÇA 1) e optamos por novo tratamento com albendazol e prednisona em função da possibilidade de ser um caso de reinfestação, podendo haver até mesmo lesões não demonstradas à TC, e da impossibilidade econômica do paciente ser submetido à ressonância nuclear magnética de encéfalo; também foi iniciado o uso de carbamazepina 600 mg por dia. Uma TC de controle foi realizada no retorno do paciente 17 meses após, demonstrando o desaparecimento das lesões (adaptado de *Arquivo de Neuropsiquiatria 2006: 64(2-A):326-328*).

Discuta o caso clínico acima:

CASO CLÍNICO 29

Idosa, 66 anos, natural e procedente de Ipatinga – MG, foi admitida no setor de emergências do Hospital Márcio Cunha após ter sofrido convulsão enquanto estava em sua residência. Seus responsáveis contam que ela estava há semanas queixando-se de dores de cabeça intensas, rigidez na nuca, vômitos esporádicos e que nos últimos dias notaram rebaixamento no nível de consciência. Após a admissão hospitalar, foram realizados diversos exames laboratoriais como: hemograma; função renal; função hepática e eletrólitos; ambos evidenciaram resultado dentro dos padrões de normalidade, bem como as sorologias empregadas (anti-HIV, FTaABs, HBsAG e anti-HCV). Recorreu-se a ressonância nuclear magnética do crânio, que constatou múltiplas lesões passivas de realce pelo gadolínio, de contornos mal definidos, exibindo efeito de massa e edema distribuídos pelo encéfalo. Com isso, foi necessário coletar amostras do líquido cefalorraquidiano (LCR) para análise laboratorial. Primeiramente, efetuou-se uma preparação direta a fresco e técnicas de coloração especiais (Giemsa, hematoxilina férrica e tricrômico) em busca de algum agente etiológico, tendo resultado negativo em ambos métodos. Devido o rápido progresso da sintomatologia neurológica e rebaixamento do nível de consciência, houve a necessidade de encaminhar a paciente para a unidade de terapia intensiva (UTI), sendo realizada retirada do material da lesão cerebral para análise microbiológica e histopatológica. Diante do estado clínico neurológico desfavorável e dos resultados negativos, vários esquemas de antimicrobianos foram testados, como penicilina cristalina endovenosa, piperacilina/tazobactam, vancomicina, sulfametoxazol/trimetropim, metronidazol e fluconazol, enquanto aguardava-se o resultado oficial do estudo histológico do tecido cerebral. Decorridos 40 dias após o internamento, a paciente entrou em óbito. Somente após 20 dias do seu falecimento é que se obteve laudo oficial do estudo anatopatológico do tecido cerebral, que identificou extensas áreas de necrose, com denso infiltrado inflamatório e formação de granulomas. Detectou-se a presença de estruturas arredondadas, nucleadas, com formato ameboide (observar o MICROSCÓPIO) possivelmente responsável pelo quadro clínico da paciente (adaptado de *Revista Ciência e Saúde*. 2016).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: <http://www.fsfx.com.br/cienciaesaude/sites/default/files/encefalite-amebiana-granulomatosa-relato-de-caso.pdf>

CASO CLÍNICO 30

M.K.J., 15 anos, sexo masculino, natural e residente de Aparecida do Norte – SP, internado na Divisão de Neurologia do Hospital das Clínicas da Faculdade de Medicina da Universidade Federal de São Paulo. Os genitores relataram que há 6 dias ele começou a sentir fortes dores na região lombar, acompanhado de dificuldade para andar e para iniciar a micção. Deram anti-inflamatórios, mas houve piora do quadro, recorrendo então a ajuda médica no Pronto Socorro do mesmo Hospital. Ao exame clínico inicial, foi constatado que se encontrava em estado geral regular, eupneico, febril, taquicardia (120/min, rítmica) e pressão arterial normal (12 x 8 mm Hg). Fígado e baço não palpáveis, sinal de Lasegue bilateral, sonolento e rigidez na nuca. Paraplegia crural flácida, reflexos profundos e superficiais ausentes nas duas pernas e discreto borramento das papilas ópticas. A anamnese do paciente mostra que ele reside na zona urbana da cidade de Aparecida do Norte, em casa de alvenaria com esgoto e água encanada, cursa o ensino médio e tinha o costume de banhar-se com seus colegas em lagoas nas imediações da sua cidade. Cerca de 10 dias antes de aparecerem os sintomas tinha tomado banho em uma lagoa na qual já houve registro de contaminação por esquistossomose. Nenhum dos seus amigos apresentaram sintomas semelhantes ao seu. Diversos exames foram realizados - hemograma: 3.700.000 hemácias/mm³; 370.000 plaquetas/mm³; 12.600 leucócitos/mm³ (neutrófilos em bastonete 10%; neutrófilos segmentados 48%; eosinófilos 20%; monócitos 22%); exame parasitológico de fezes pelos métodos direto a fresco, sedimentação espontânea e Faust, negativos; reações imunológicas para leptospirose, brucelose e toxoplasmose negativas; radiografias de tórax, crânio, coluna dorsal e lombo-sacra sem anormalidades; eletroencefalograma evidenciando uma pequena e difusa desordem da atividade elétrica encefálica; reações de fixação do complemento para cisticercose e esquistossomose negativas; exame bacteriológico (direto e culturas) negativo. Decorridos 8 dias após a internação, o paciente exibiu picos febris diários, elevação da pressão arterial e comprometimento progressivo da sensibilidade dos membros inferiores, sendo necessário introduzir terapia com antibióticos (gentamicina e ampicilina) associada a hormônio airenocorticotrófico (ACTH, 50 unidades diárias). Pelo fato de não ter sido confirmado a hipótese de esquistossomose, foi coletada amostras do líquido cefalorraquidiano (LCR) para análise laboratorial. O exame do LCR, tanto na preparação direta a fresco quanto no cultivo em meio ágar não nutriente contendo *Escherichia coli*, detectou infecção pelo seguinte organismo (observar o MICROSCÓPIO). Mediante ao resultado, o paciente passou a ser medicado com anfotericina-B por via intravenosa e em doses progressivamente maiores até atingir 25 mg/diárias. Após receber um total de 1.500 mg de anfotericina-B, o tratamento foi suspenso. Depois de seis meses, o paciente recebeu alta hospital, em bom estado geral, quadro neurológico inalterado e ausência de organismos parasitários nos exames de LCR (adaptado de *Arq. Neuro.Psiquiatrai. vol. 36. nº 2. 1978*).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: <http://www.scielo.br/pdf/anp/v36n2/06.pdf>

CASO CLÍNICO 31

K.C.P., sexo feminino, 30 anos de idade, natural de Ponta Grossa -PR, residente em Caxias do Sul - RS. Deu entrada no setor de emergências do Hospital Geral de Caxias do Sul com quadro diarreico intermitente, dores abdominais intensas, náuseas e vômitos. A paciente conta que inicialmente teve cólicas abdominais e episódios de diarreia (de 3 a 4 evacuações por dia), as fezes eram líquidas e desprovidas de muco-sanguinolento. Nos últimos dias as dores abdominais se intensificaram, a diarreia passou a ter mais evacuações diárias, além do início de náuseas e vômitos, o que levou à procura médica. Os sintomas começaram cerca de 4 dias após ter ido a um restaurante de comida asiática para comemorar seu aniversário. Ao exame físico inicial, ela apresentava estado geral regular, desidratada, afebril, pressão arterial e batimentos cardíacos normais, dor abdominal a palpação e descompressão, e sinais de irritação peritoneal. Foi solicitado hemograma e exame parasitológico de fezes, que não identificarão nenhuma anormalidade. Diante desses resultados, realizou-se uma gastroscopia que detectou um organismo parasitário incrustado na parede do intestino delgado (observar o MATERIAL). O parasito foi removido por cirurgia e levado a um laboratório terceirizado para sua identificação. A paciente ficou em observação até o desaparecimento dos sintomas, recebendo alta hospital após 4 dias da internação.

Discuta o caso clínico acima:

CASO CLÍNICO 32

Mulher, 50 anos, dona de casa, procedente de Sumidouro, Rio de Janeiro. Deu entrada no Hospital Municipal Doutor João Pereira Martins, com queixa de dor abdominal, perda de peso, fadiga, febre, sudorese tontura e náuseas. A paciente conta que os sintomas começaram há 2 meses, mas não buscou auxílio médico até então. Durante a anamnese, informou que morava em um sítio, tinha o hábito de comer vegetais crus que ela mesma cultivava e que criava bovinos e outros animais. Ao exame clínico, apresentava-se febril (38°C), pele levemente amarelada, hepatomegalia e ausência de ulcerações na pele. Foi submetida a uma série de exames laboratoriais. O hemograma evidenciou eosinofilia (7000 eosinófilos/ μ L); o exame hepático detectou valores anormais de bilirrubina (17 mg/dl), aumento nos índices de AST (400 UL/L) e ALT (370 UL/L); e o exame parasitológico de fezes foi negativo para três amostras. Diante dos resultados alterados da função hepática, realizou-se uma tomografia do abdômen, pela qual foi observado que o ducto biliar estava dilatado.

Através do exame laparoscópico, um tubo foi inserido do ducto biliar comum e inúmeros organismos de aspecto foliáceo foram aspirados (observar o MATERIAL). A paciente foi tratada com triclabendazol (10 mg/Kg), via oral, em dose única. Ela mostrou uma excelente resposta clínica, com o desaparecimento da febre e normalização da função hepática (adaptado de *Medicina Interna. vol. 9. nº1, 2002*).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: <https://www.spmi.pt/revista/vol09/fascioliose.pdf>

CASO CLÍNICO 33

Homem, 44 anos, lavrador, natural e residente da área rural do município de Sena Madureira, Acre. Foi encaminhado ao Serviço de Infectologia do Hospital Geral de Clínicas de Rio Branco com quadro de fortes dores abdominais intermitentes, aumento do volume abdominal, icterícia moderada, febre, colúria, prurido generalizado, náuseas e vômitos, além de perda de peso (não quantificada). O paciente informou que há cinco meses começou a sentir um desconforto abdominal, em aperto, mas era esporádico. Passados alguns meses, as dores começaram a ser mais intensas e contínuas, notou um aumento no volume da sua “barriga”, teve episódios de febre, sua urina exibiu uma coloração mais escura e surgiram irritações na pele. Procurou, então, o serviço médico local, e disseram que estava com hepatite viral, sendo instruído a ficar em repouso domiciliar e tomar fármacos antivirais. Não houve melhora dos sintomas, o que levou o seu encaminhamento ao Hospital. A anamnese mostrou ainda que ele não tinha histórico de viagens e que gostava de caçar animais silvestres para consumo, principalmente a paca. Algumas vezes notou que o fígado e as vísceras desse animal continham pequenos cistos de cor clara e que seu cão comia essas partes. Ao exame clínico de admissão, estava febril, icterícia moderada, fígado palpável e levemente endurecido, e baço palpável apenas à inspiração profunda. Foram realizados hemograma e exame parasitológico de fezes, ambos não revelaram nenhuma anormalidade. Recorreu-se, então, a ultrassonografia abdominal e tomografia computadorizada, que detectaram hepatomegalia com a presença de cistos no lobo direito, indicando estar infectado por algum parasito. Através da técnica de contraímunoeletroforese (*imunoblot*) obteve-se sorologia positiva, confirmando a hipótese de ser uma doença parasitária provocada pelo seguinte organismo (observar o MICROSCÓPICO). O paciente recebeu tratamento com albendazol (400 mg/dia) e continuou internado com estado de saúde estável (adaptado de *Revista Brasileira de Medicina Tropical, vol. 36. pág. 97-101. 2003*).

Discuta o caso clínico acima:

Mais informações: <http://www.scielo.br/pdf/rsbmt/v36n1/15312>

CASO CLÍNICO 34

Estudante, do sexo feminino, de 19 anos de idade, originalmente de Cojaomulco, Município de Huitzilac, estado de Morelos, México. A população tem 1.776 habitantes e está a 2.650 metros de altitude acima do nível do mar. Durante sua estadia na Cidade do México (cinco dias), se instalou em um quarto. Nos fins de semana retornava ao seu lugar de origem, onde ela mora em uma casa construída com divisória com piso de taco e teto de junco galvanizado. Há ainda um galinheiro, vários cães e, frequentemente, animais sinantrópicos (roedores) são observados ao redor da casa. Foi encaminhada a um Laboratório de Parasitologia Humana por apresentar síndrome diarreica, sintomas abdominais inespecíficos, como dor abdominal localizada, náusea, hiporexia, meteorismo e flatulência. No exame físico, observou-se bom estado geral com um peso de 60 kg e 1,65 m de altura, o índice de massa corporal (IMC) dentro dos limites normais; a análise hematológica não apresentou alterações em particular. Ela recebeu indicações pertinentes de como obter uma amostra de fezes para realizar exame coproparasitológico. O exame amostra fecal macroscópica mostrou fezes pastosas, com ausência de elementos patológicos como muco ou sangue. Para o EPF foi realizado o método de concentração em flutuação em sulfato de zinco, o sobrenadante foi estudado corado com solução de lugol e examinado no microscópio fotônico. Na observação microscópica, observou-se a seguinte estrutura (observar o MICROSCÓPIO 1). Foi realizada colonoscopia e detectou-se a presença da forma parasitária (observar o MICROSCÓPIO 2). Foi administrado praziquantel 25 mg/kg/dia, aliado à repetições do exame copro 7, 14 e 21 dias de tratamento e o resultado foi negativo (*adaptado de Revista Biomédica, 2012: 23:61-64*).

Discuta o caso clínico acima:

CASO CLÍNICO 35

Criança, do sexo masculino, 6 anos de idade, procedente de Colombo - PR, foi a unidade de saúde local devido o surgimento de lesões eritematopruginosas no dorso dos pés. Segundo os genitores, essas lesões iniciaram-se durante a estadia da família na Ilha do Mel, litoral paranaense. Como não há hospital na ilha, recorreram a um farmacêutico, que efetuou o diagnóstico de “micose”, receitando tratamento tópico com o icacort em creme 30 g. Não houve melhoria dos sintomas e as lesões foram avançando formando uma espécie de “rastro” na pele do hospedeiro. Ao exame dermatológico, o enfermo apresentava inúmeras lesões cutâneas, com erupções lineares e tortuosas com bordos elevados. Diante da anamnese e do aspecto das lesões, o diagnóstico clínico constatou tratar-se de uma infecção causada pelo seguinte parasito (observar o MICROSCÓPIO). A terapêutica se deu com a administração de albendazol 400 mg/dia durante 3 dias,

combinado à aplicação tópica nos ferimentos de tiabendazol em creme a 15%. Os sintomas desapareceram cerca de sete dias após o início do tratamento.

Discuta o caso clínico acima:

REFERÊNCIAS

- Busato, M. A. et. Al. **Relação de parasitoses intestinais com as condições de saneamento básico**. Ciên. Cuid Saúde, v 13, n. 2, p. 357-363, 2014.
- De Carli, G. A. **Atlas de diagnóstico em parasitologia humana**/ Geraldo Attilio De Carli, Tiana Tasca. São Paulo. Editora Atheneu. 2014.
- Faust, E. C. et al. **Comparative efficiency of various technics for the diagnosis of rotozoa and helminths in feces**. J. Parasit., 25:241-62, 1939.
- Hoffman, W. Pons, J. A. Janer, J. L. **Sedimentation concentration method in Schistosomiasis mansoni**. Puerto Rico J. Publ. Health & Trop. Med. 9: 283-298, 1934.
- Kokoskins, E. et al. **Modifed technique for efficient detection of microsporidia**. Journal of Clinical Microbiology, Washington, DC, v. 32, p. 1074-1075, 1994.
- Markell, E. K. John, D. T. Krotoski, W. A. **Parasitologia médica**. 8ª ed. Editora Guanabara Koogan S. A. 2003
- Minami, P. S. Miche, M. P. e Yamamoto, Y. I. **Métodos laboratoriais aplicados ao diagnóstico das parasitoses**. Cultura Médica, 1998.
- Mouta, H., D. A. Schwartz, F. Bornay-Llinares, F. C. Sodre, S. Wallace, and G. S. Visvesvara. Anew and improved "quick-hot Gram-chromotrope" technique that differentially stains microsporidian spores in clinical samples including paraffin-embedded tissue sections. **Archives for Pathology in Laboratory Medicine, Chicago**, v.121, n. 8, p. 888-893, 1997
- Neves, D. P. **Parasitologia humana**. 13. ed. São Paulo: Atheneu, 2016.
- OMS. **Procedimentos laboratoriais em parasitologia médica**. 1ªed. Livraria Santos, 1994.
- Pessôa, S. B. e Martins, A. V. **Parasitologia médica**. 11ª ed. Guanabara Koogan, 1982
- Rey, L. **Bases da Parasitologia Médica**. 2ª ed., Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2010.
- Rey, L. **Parasitologia**. 4ªed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2008.
- Rugai E, Mattos T, Brizola AP. **Nova técnica para isolar larvas de nematóides das fezes; modificações do método de Baermann**. Rev Inst Adolfo Lutz 14: 5-8, 1954.
- Sheather AL. **The detection of intestinal protozoa and mange parasites by a flotoation technic**. J Comp Ther 36:266-75; 1923.
- Veronesi, R; Focaccia, R. e Dietze, R. **Doenças Infecciosas e Parasitárias**, 8ªed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1991.
- Willis, H.H. **A simple levitation method for the detection of hookworm ova**. Med J Australia, v.8, p.375-376, 1921.
- Zaman, V. **Atlas de parasitologia clínica**. 2ª ed. Balgowlah. Ed. Médica Paramericana, 1993.

Zeibig, E. A. **Parasitologia clínica: uma abordagem clínico-laboratorial**. Tradução: Adrianna Pittela Sudré. – 1. ed. – Rio de Janeiro: Elsevier, 2014.

REFERÊNCIAS DAS IMAGENS

DOENÇAS PARASITÁRIAS DO TRATO GASTROINTESTINAL E UROGENITAL

Amebiose intestinal:

- *Entamoeba histolytica/dispar*: cistos e trofozoítos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Ancilostomose:

- *Ancylostoma duodenale*: bolsa copuladora, cauda afilada, extremidade anterior do verme adulto, ovo, larva filarióide, larva rabditoide – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>; cápsula bucal e verme adulto – Universidade de São Paulo, Instituto de Ciências Biomédicas: <http://www.icb.usp.br/>;

- *Necator americanus*: extremidade anterior do adulto, larva filarióide, larva radbitóide, ovo -Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Ascaridiose:

- *Ascaris lumbricoides*: ovos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>; vermes adultos – Instituto de Biociências da Universidade Estadual Paulista, Departamento de Parasitologia: <http://www.ibb.unesp.br/Home/Departamentos/Parasitologia/>;

Balantidiose:

- *Balantidium coli*: cistos e trofozoítos ovos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Blastocistose humana:

- *Blastocystis hominis*: cistos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Ciclosporoze:

- *Cyclospora cayetanensis*: oocistos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Citoisosporoze:

- *Cytoisopora belli*: oocistos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Criptosporidiose:

- *Cryptosporidium* spp.: oocistos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Enterobiose (oxiuriose):

- *Enterobius vermicularis*: asas cefálicas – Universidade Federal do Rio Grande Do Sul, Atlas eletrônico de Parasitologia: <http://www.ufrgs.br/Imagensatlas/>; cauda pontiaguda, extremidade anterior e posterior dos vermes adultos, macho adulto, ovos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>; fêmea adulta – Department of Parasitology, Faculty of Medicine, Chiang Mai University, Chiang Mai, Tailândia: <http://www.med.cmu.ac.th/dept/parasite>;

Esquistossomose mansônica:

- *Schistosoma mansoni*: cercária 1 – Universidade Federal do Rio Grande Do Sul, Atlas eletrônico de Parasitologia: <http://www.ufrgs.br/Imagensatlas/>; cercária 2 – Universidade de São Paulo, Instituto de Ciências Biomédicas: <http://www.icb.usp.br/>; ovos e vermes adultos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Estrongiloidiose:

- *Strongyloides stercoralis*: larvas e vermes adultos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Giardiose:

- *Giardia duodenalis*: cistos e trofozoítos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Microsporidiose:

- Microsporídios (*Enterocytozoon bieneusi* e *Encephalitozoon* spp.): esporos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Teniose:

- *Taenia saginata*: escólex 1, proglote grávida corada pelo carmin clorídrico, proglote grávida corada pela tinta da Índia, ovo – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>; escólex 2, forma larvária, proglote madura, verme adulto – Department of Parasitology, Faculty of Medicine, Chiang Mai University, Chiang Mai, Tailândia: <http://www.med.cmu.ac.th/dept/parasite>;

- *Taenia solium*: escólex 1, escólex 2, ovo – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>; cisco translucido do cisticerco, cisticerco com escólex, proglote grávida, proglote madura, vermes adultos adulto – Department of Parasitology, Faculty of Medicine, Chiang Mai University, Chiang Mai, Tailândia: <http://www.med.cmu.ac.th/dept/parasite>;

Tricomonose urogenital:

- *Trichomonas vaginalis*: trofozoítos ovo – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Tricurose:

- *Trichuris trichiura*: ovos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>; vermes adultos – Department of Parasitology, Faculty of Medicine, Chiang Mai University, Chiang Mai, Tailândia: <http://www.med.cmu.ac.th/dept/parasite>;

DOENÇAS PARASITÁRIAS DO SANGUE

Doença de Chagas:

- *Trypanosoma cruzi*: amastigotas, epimastigotas, tripomastigotas – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Elefantíase (filariose linfática):

- *Wuchereria bancrofti*: microfilária corada pela hematoxilina férrica – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>; microfilárias em esfregaço sanguíneo coradas pelo Giemsa adultos – Department of Parasitology, Faculty of Medicine, Chiang Mai University, Chiang Mai, Tailândia: <http://www.med.cmu.ac.th/dept/parasite>;

Leishmaniose tegumentar e visceral:

- *Leishmania* spp.: amastigotas e promastigotas – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Malária:

- *Plasmodium vivax*: esquizonte, gametócitos, macrogametócitos, merócito, ocinete, ruptura do merócito, trofozoítos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

- *Plasmodium falciparum*: esporozoítos – Departament of Parasitology, Faculty of Medicine, Chiang Mai University, Chiang Mai, Tailândia: <http://www.med.cmu.ac.th/dept/parasite>; esquizontes, gametócitos, trofozoítos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

DOENÇAS PARASITÁRIAS DO FÍGADO, PULMÃO, PELE E OUTROS ÓRGÃOS PRINCIPAIS

Larva de *migrans* visceral:

- *Toxocara canis*: extremidade anterior do verme adulto, larvas, ovos, fêmea adulta – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

DOENÇAS PARASITÁRIAS DO GLOBO OCULAR

Ceratite por *Acanthamoeba* spp:

- *Acanthamoeba* spp: cistos e trofozoítos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Oncocercose:

- *Oncocerca volvulus*: microfilárias e vermes adultos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Toxoplasmose ocular

- *Toxoplasma gondii*: bradizoítos, oocistos, taquizoítos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>; toxoplasmose ocular – Departament of Parasitology, Faculty of Medicine, Chiang Mai University, Chiang Mai, Tailândia: <http://www.med.cmu.ac.th/dept/parasite>;

DOENÇAS PARASITÁRIAS DO SISTEMA NERVOSO CENTRAL

Cisticercose:

- *Taenia solium*: cisco translucido do cisticerco, cisticerco com escólex – Departament of Parasitology, Faculty of Medicine, Chiang Mai University, Chiang Mai, Tailândia: <http://www.med.cmu.ac.th/dept/parasite>; cisticerco em corte transversal – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Encefalite amebiana granulomatosa (EAG):

- *Acanthamoeba* spp: cistos e trofozoítos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Meningocefalite amebiana primária (MAP):

- *Naegleria fowleri*: cistos e trofozoítos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Toxoplasmose ocular

- *Toxoplasma gondii*: bradizoítos, oocistos, taquizoítos – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

DOENÇAS PARASITÁRIAS ZOONÓTICAS**Anisaquiose:**

- *Anisakis* spp: larva L₃ – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Fasciolose hepática:

- *Fasciola hepatica*: ovos e verme adulto – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Hidatidose:

- *Echinococcus granulosus*: ovo e verme adulto – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;
protoescoléx evaginado e invaginado – Department of Parasitology, Faculty of Medicine, Chiang Mai University, Chiang Mai, Tailândia: <http://www.med.cmu.ac.th/dept/parasite>;

Himenolepiose:

- *Hymenolepis diminuta*: escoléx e proglotes maduras – Department of Parasitology, Faculty of Medicine, Chiang Mai University, Chiang Mai, Tailândia: <http://www.med.cmu.ac.th/dept/parasite>; ovo – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

- *Hymenolepis nana*: escoléx e estróbilo com proglotes – Department of Parasitology, Faculty of Medicine, Chiang Mai University, Chiang Mai, Tailândia: <http://www.med.cmu.ac.th/dept/parasite>; ovo – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

Larva de *migrans* cutânea:

- *Ancylostoma braziliense*: ovo – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>; vermes adultos – Department of Parasitology, Faculty of Medicine, Chiang Mai University, Chiang Mai, Tailândia: <http://www.med.cmu.ac.th/dept/parasite>;

- *Ancylostoma caninum*: extremidade anterior do verme adulto e ovo – Center for Disease Control & Prevention, Center for Global Health (CDC), USA, DPDx. CDC's website for parasitology identification: <https://www.dpd.cdc.gov/dpdx/>;

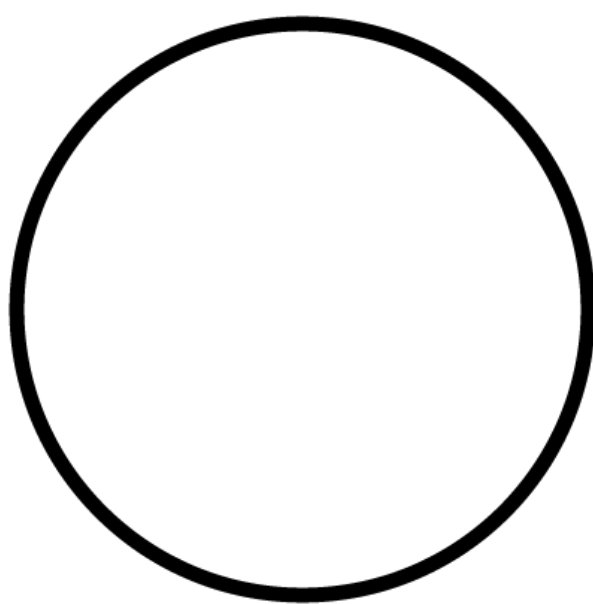
ANEXOS.

DOENÇAS PARASITÁRIAS DO TRATO GASTROINTESTINAL E UROGENITAL

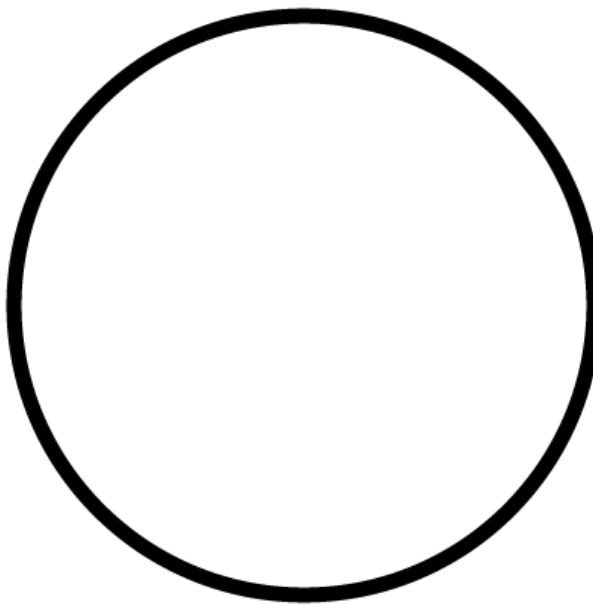
Amebiose intestinal

Parasito: *Entamoeba histolytica/dispar*.

Desenhos:



Trofozoíto de *Entamoeba histolytica/dispar*

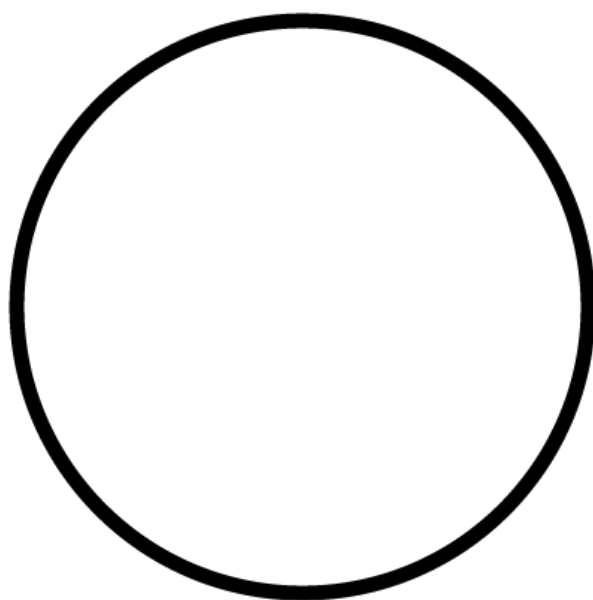


Cisto maduro de *Entamoeba histolytica/dispar*

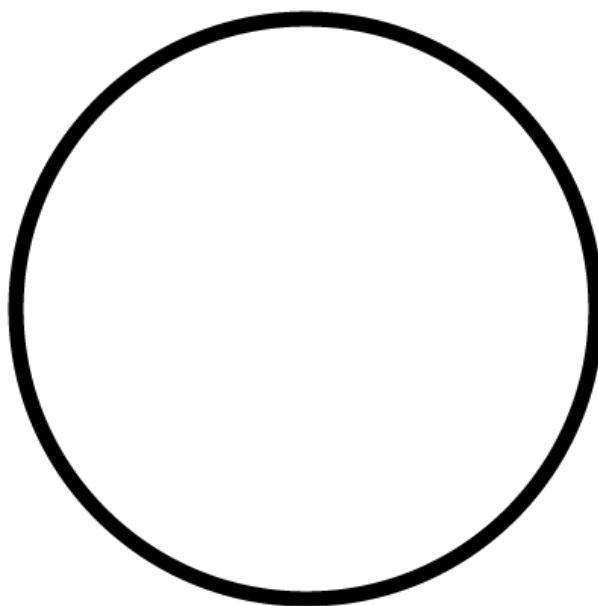
Ancilostomose

Parasito: *Ancylostoma duodenale*.

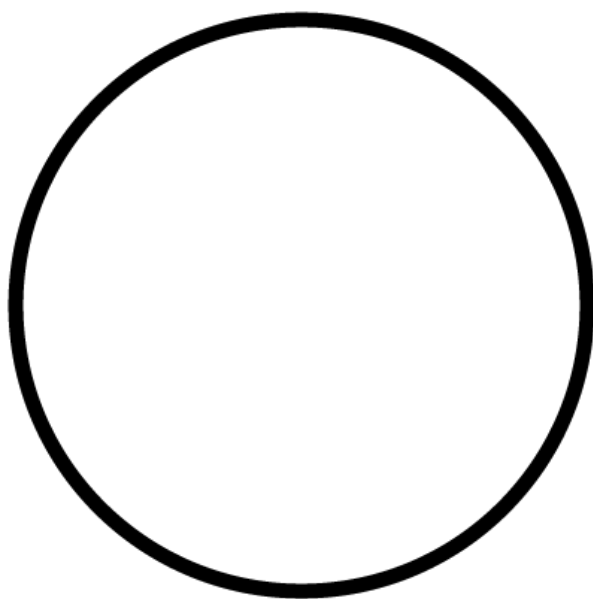
Desenhos:



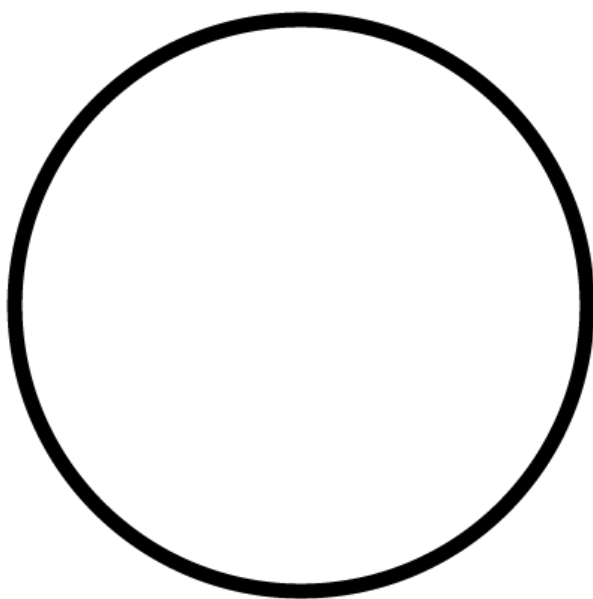
Larva filariode (L3) de
Ancylostoma duodenale



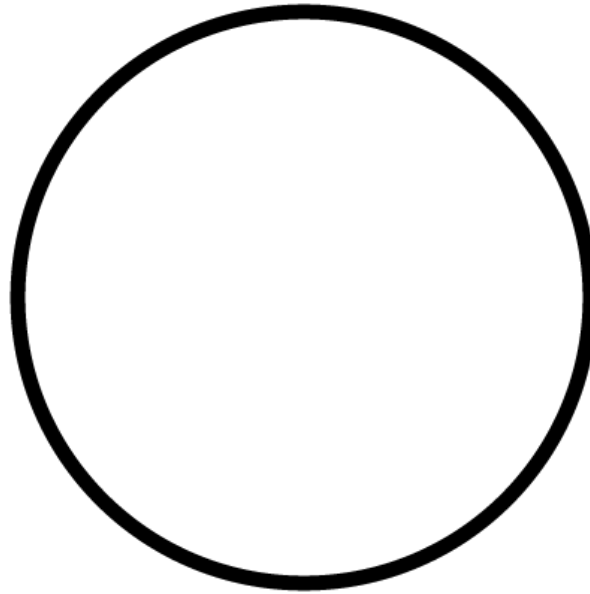
Larva rabditoide (L1) de
Ancylostoma duodenale



Macho adulto de
Ancylostoma duodenale



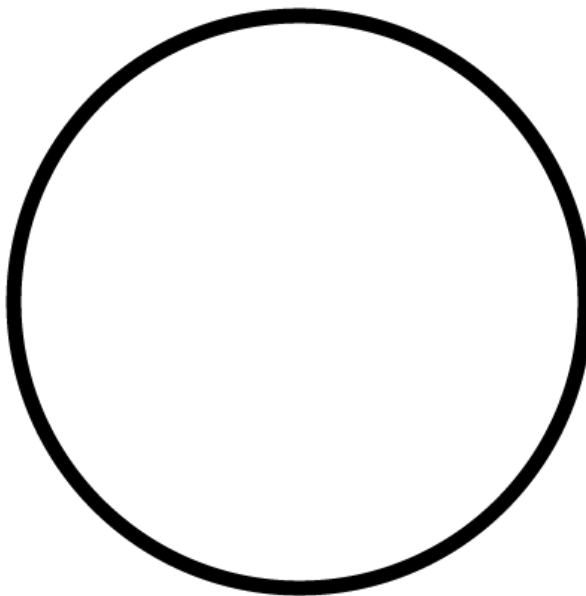
Fêmea adulta de
Ancylostoma duodenale



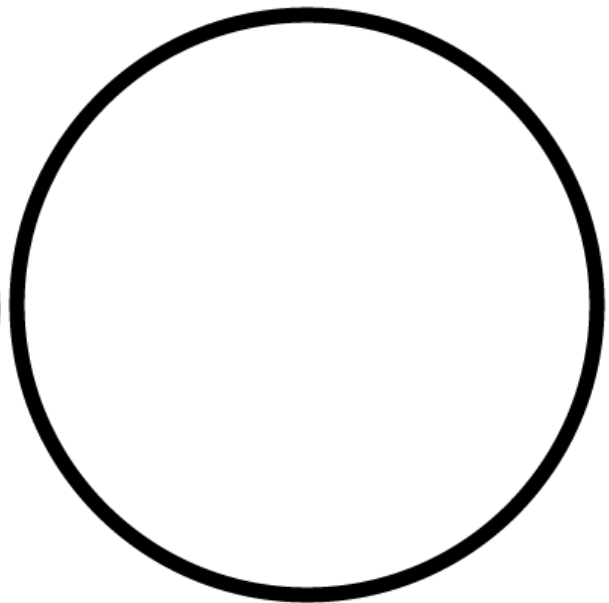
Ovo de
Ancylostoma duodenale

Parasito: *Necator americanus*.

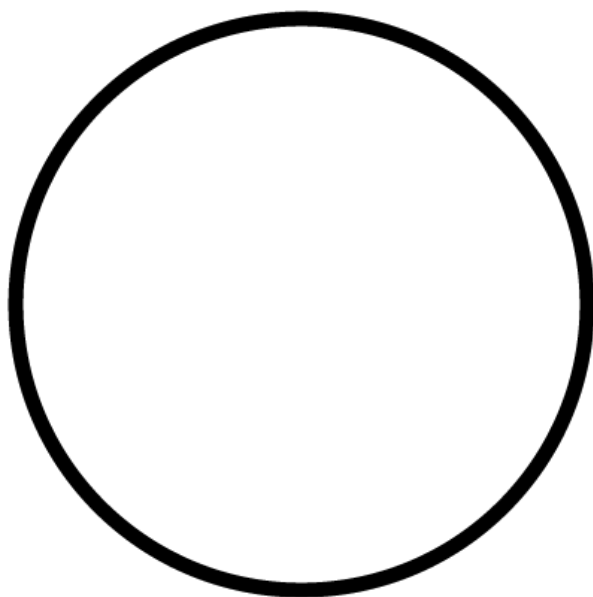
Desenhos:



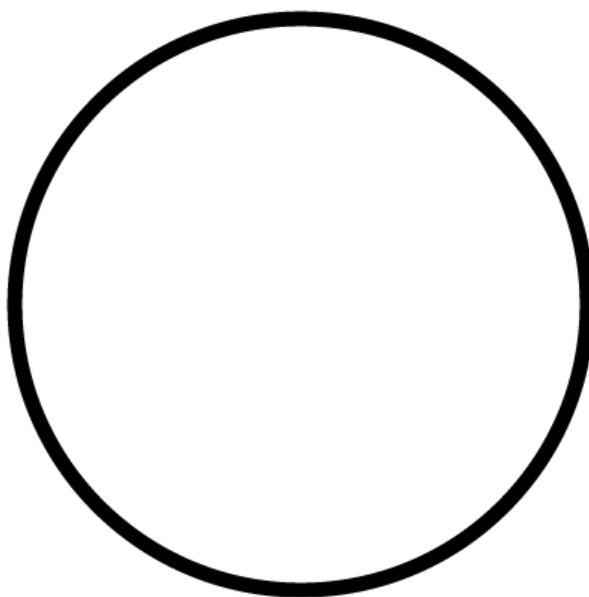
Larva filariode (L3) de
Necator americanus



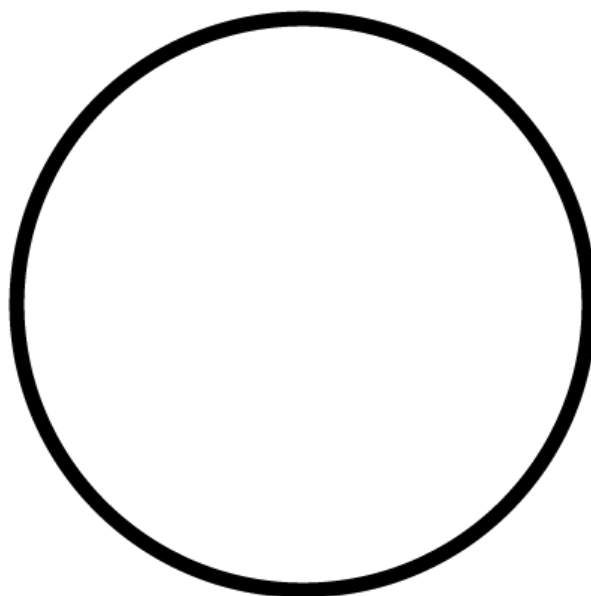
Larva rabditoide (L1) de
Necator americanus



Macho adulto de
Necator americanus



Fêmea adulta de
Necator americanus

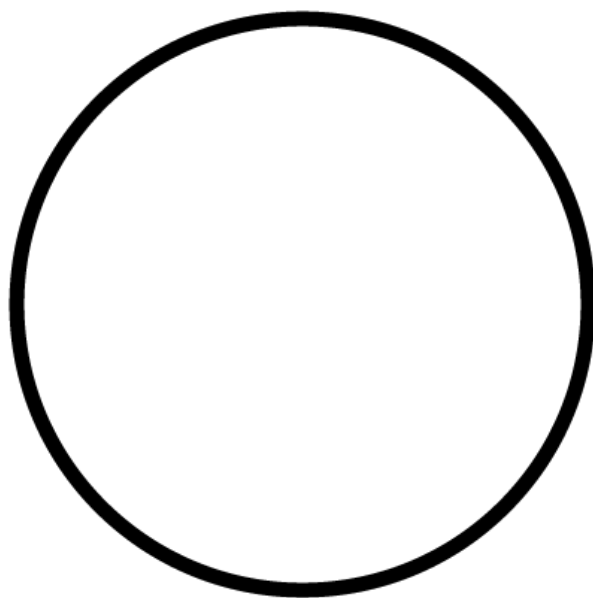


Ovo de *Necator*
americanus

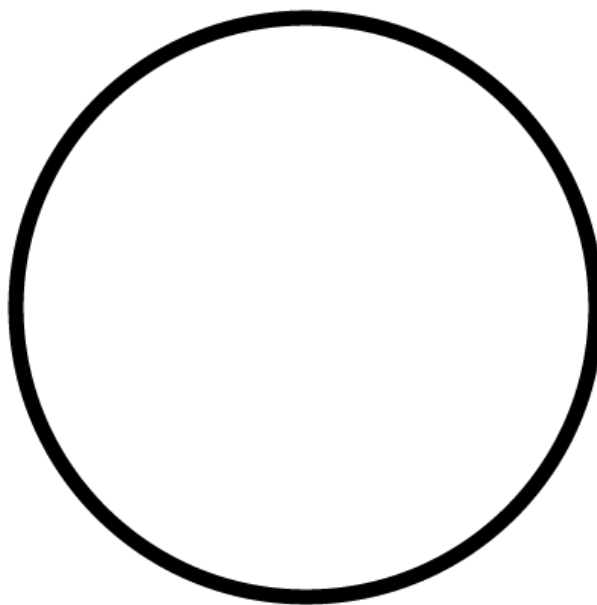
Ascaridiose

Parasito: *Ascaris lumbricoides*.

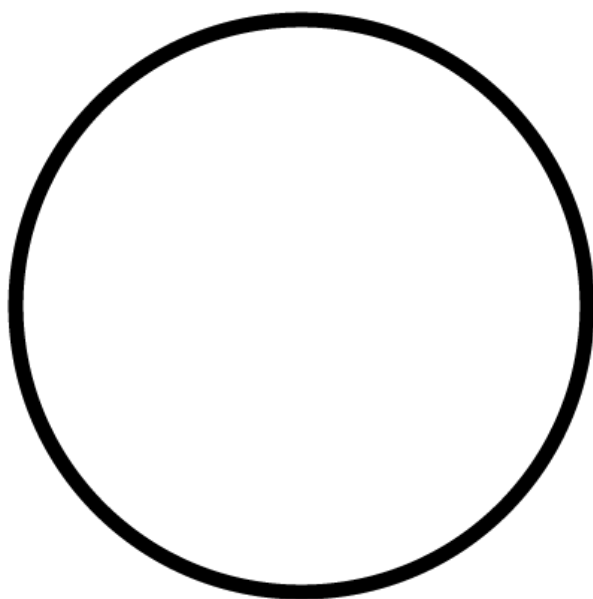
Desenhos:



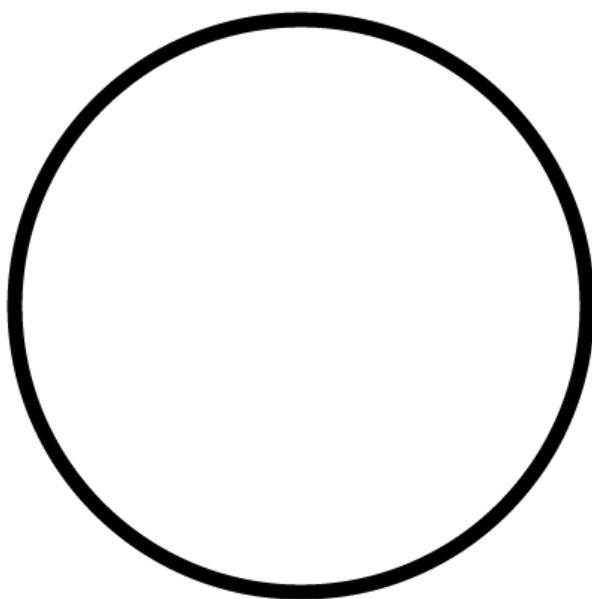
Macho adulto de
Ascaris lumbricoides



Fêmea adulta de
Ascaris lumbricoides



Ovos não fertilizados de
Ascaris lumbricoides

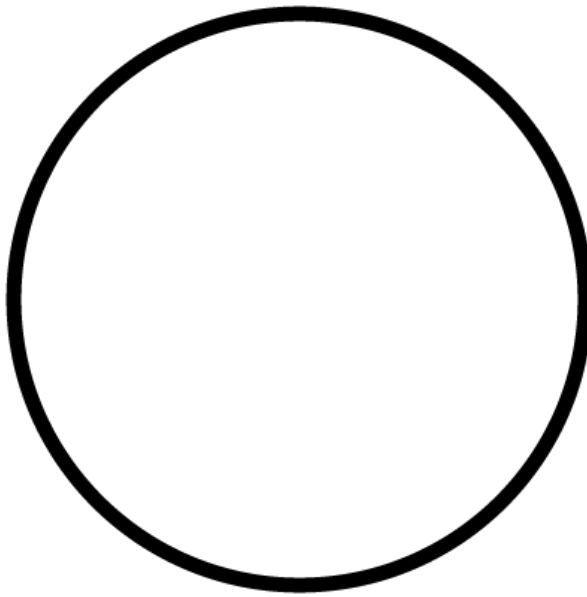


Ovos fertilizados de
Ascaris lumbricoides

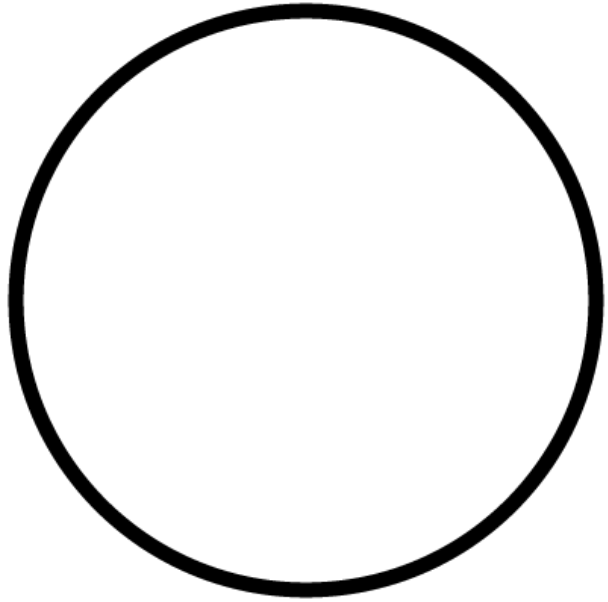
Balantidiose

Parasito: *Balantidium coli*.

Desenhos:



Trofozoíto de *Balantidium coli*

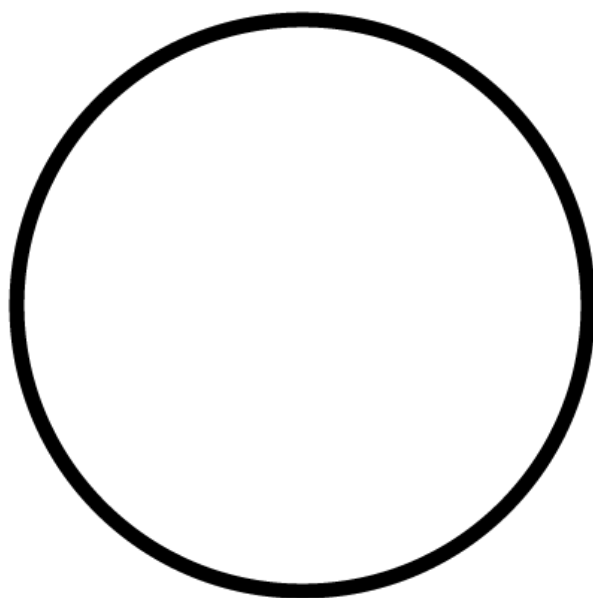


Cistos de *Balantidium coli*

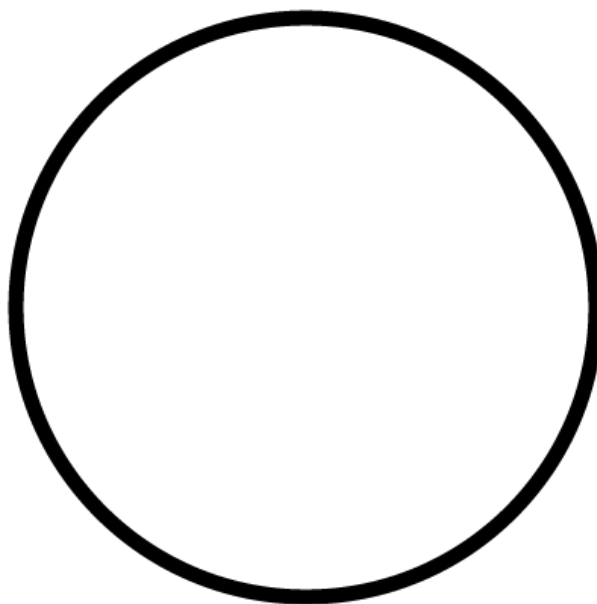
Blastocistose humana

Parasito: *Blastocystis hominis*.

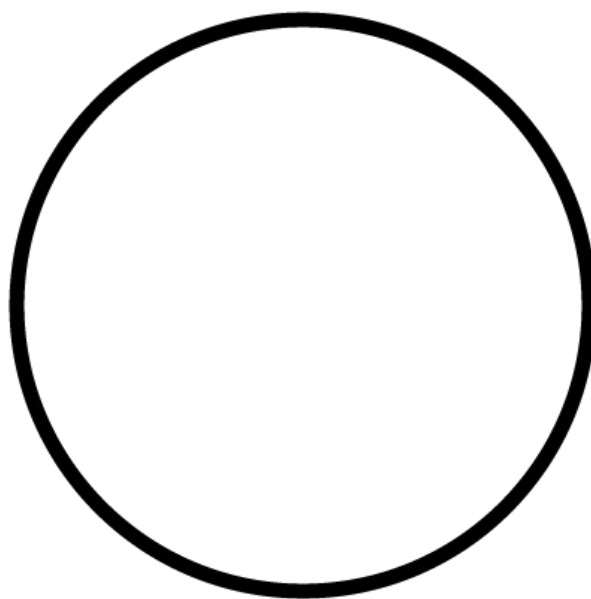
Desenhos:



Forma vacuolar de
Blastocystis hominis



Forma granular de
Blastocystis hominis

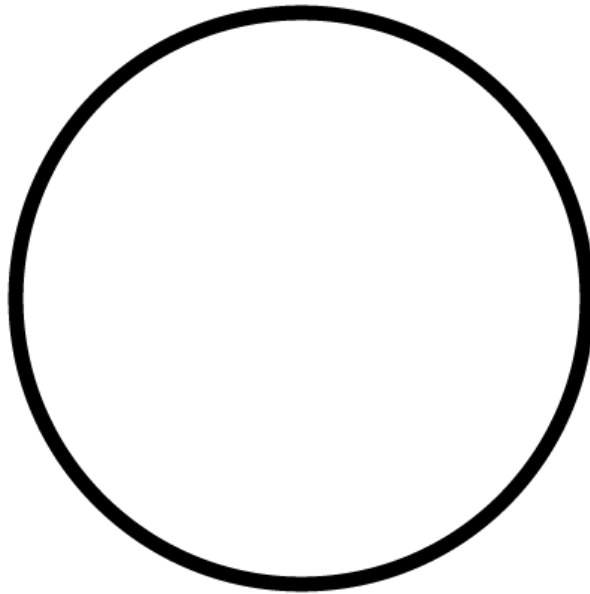


Forma ameboide de
Blastocystis hominis

Ciclosporose

Parasito: *Cyclospora cayetanesis*.

Desenho:

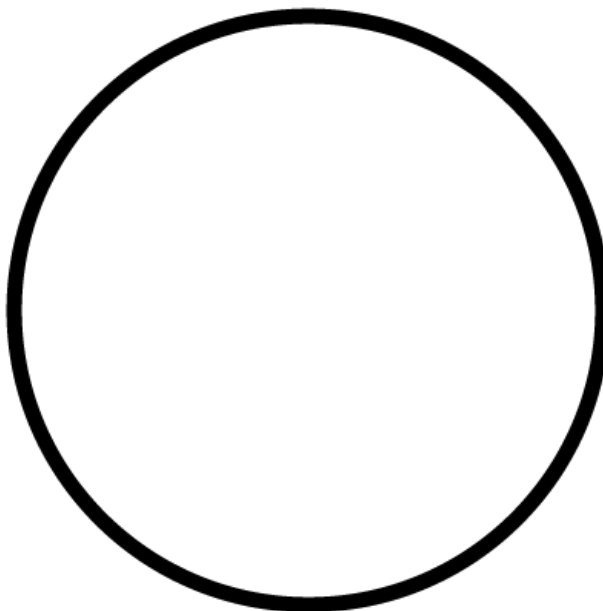


Oocistos de
Cyclopora cayetanensis

Cistoisporose

Parasito: *Cystoisospora belli* (sinonímia: *Isospora belli*).

Desenho:

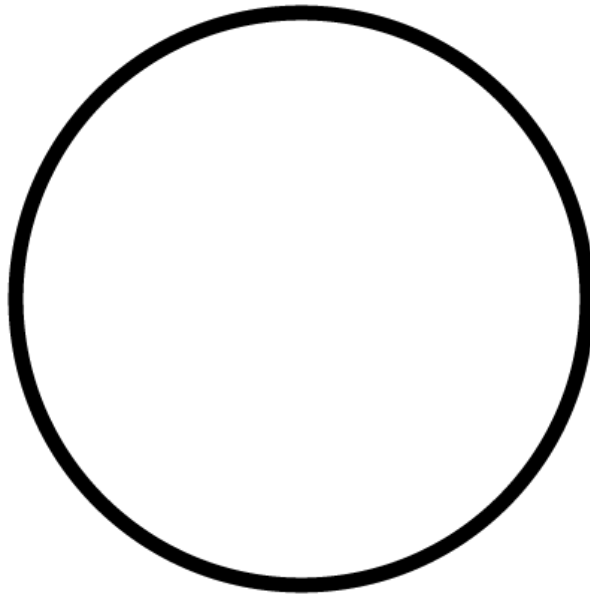


Oocistos de
Cystoisospora belli

Criptosporidiose

Parasito: *Cryptosporidium* spp.

Desenho:

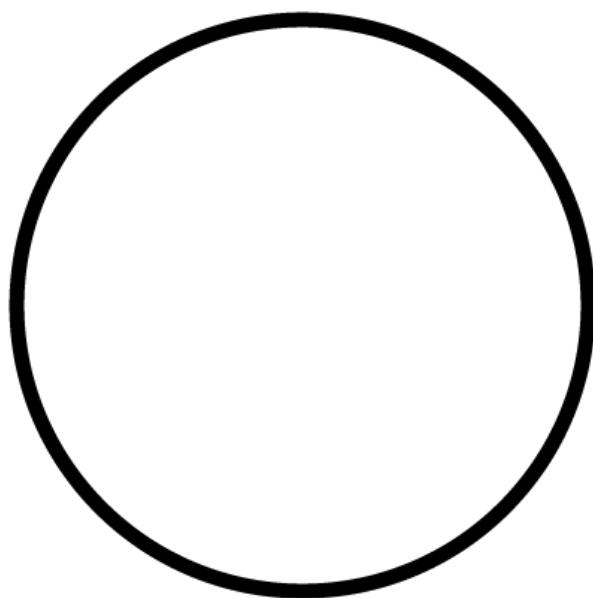


Oocistos de
Cryptosporidium spp.

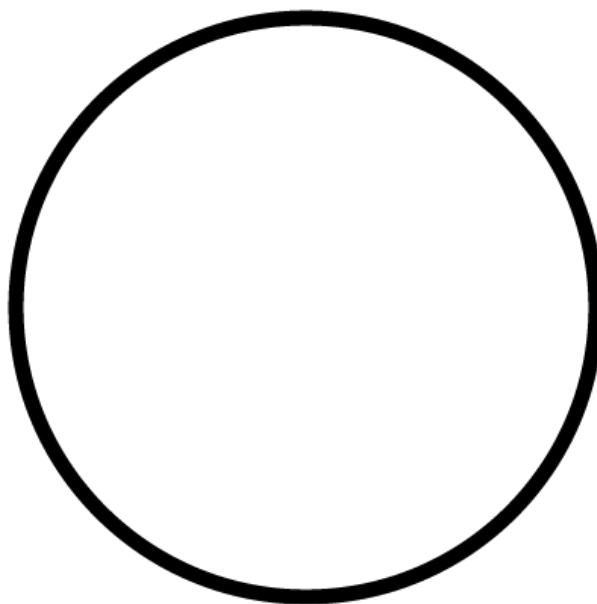
Enterobiose (oxiuriose)

Parasito: *Enterobius vermicularis*.

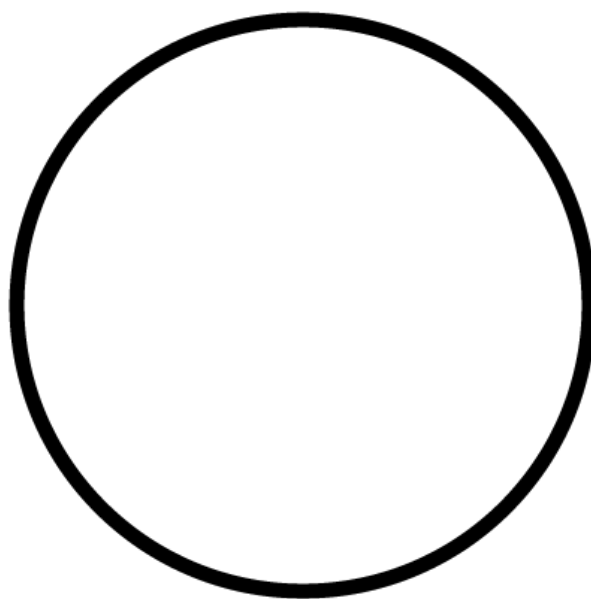
Desenhos:



Fêmea adulta de
Enterobius vermicularis



Macho adulto de
Enterobius vermicularis

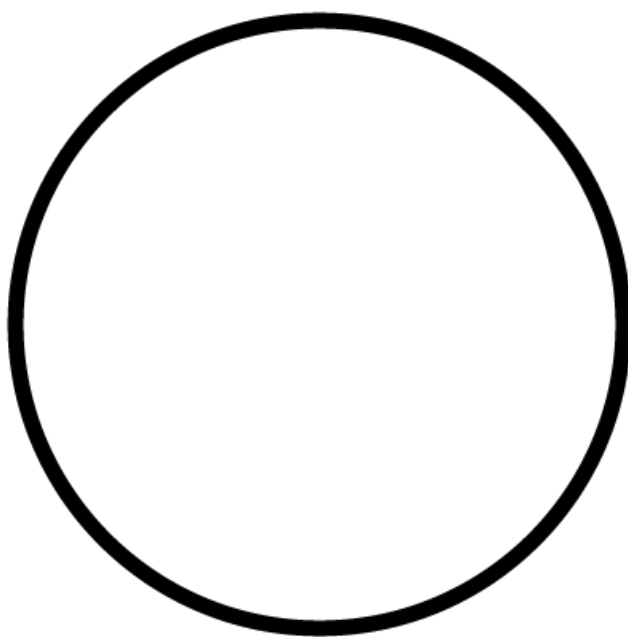


Ovos de
Enterobius vermicularis

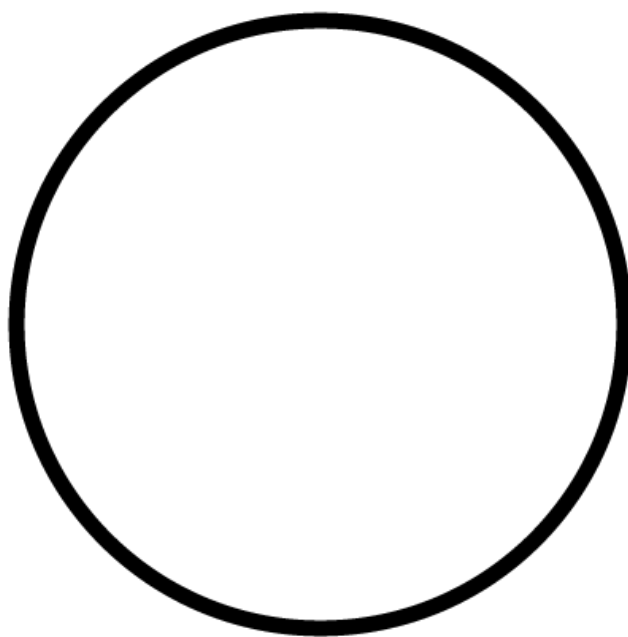
Esquistossomose mansônica

Parasito: *Schistosoma mansoni*.

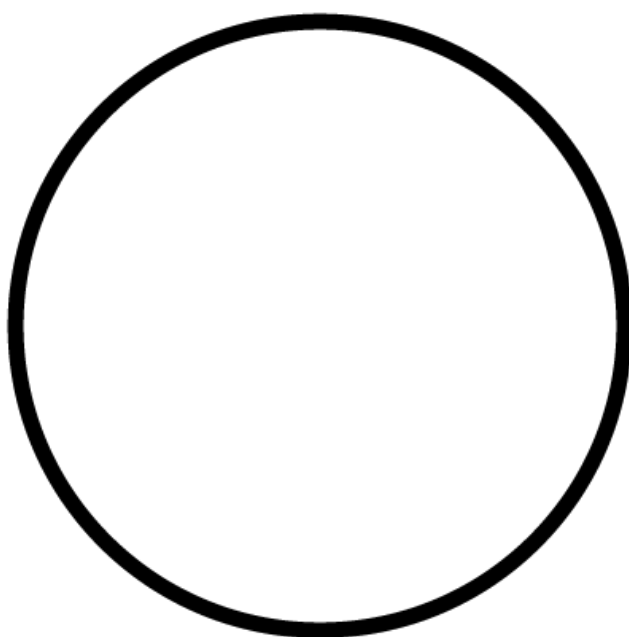
Desenhos:



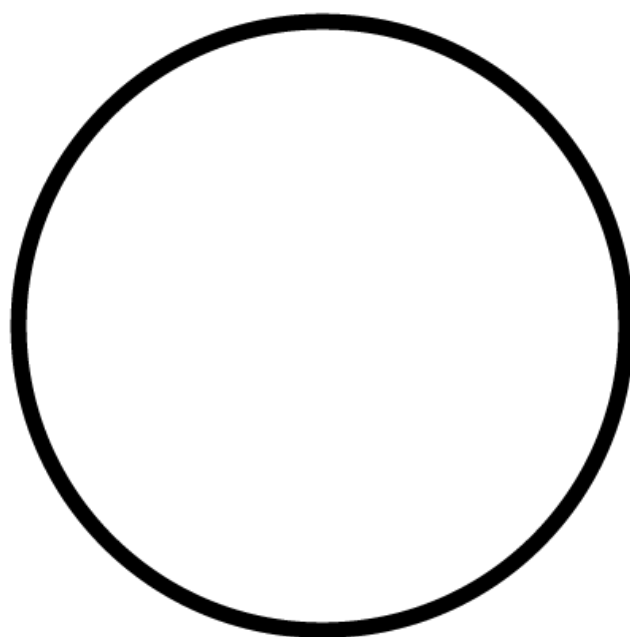
Macho adulto de
Schistosoma mansoni



Fêmea adulta de
Schistosoma mansoni



Ovo de *Schistosoma mansoni*

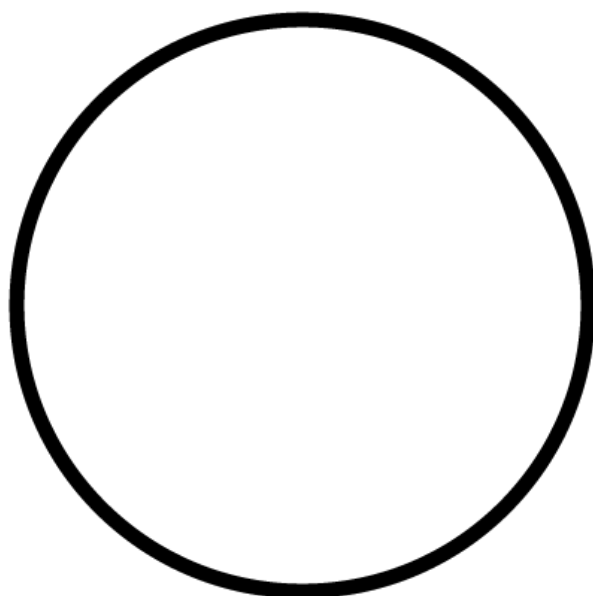


Cercária de *Schistosoma mansoni*

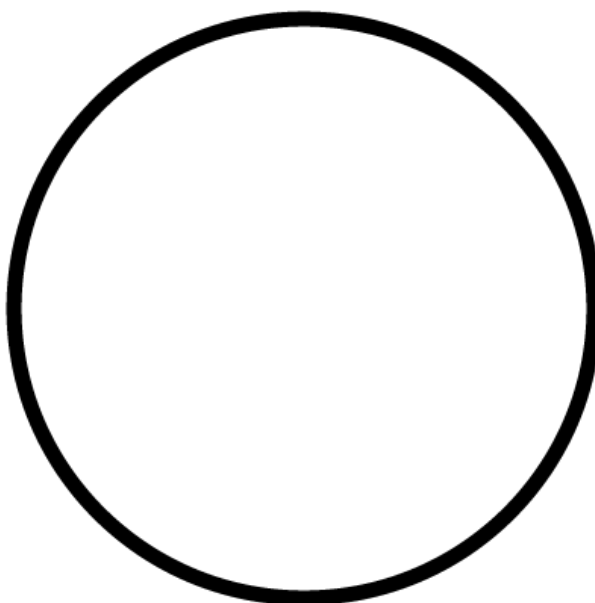
Estrongiloidiose

Parasito: *Strongyloides stercoralis*.

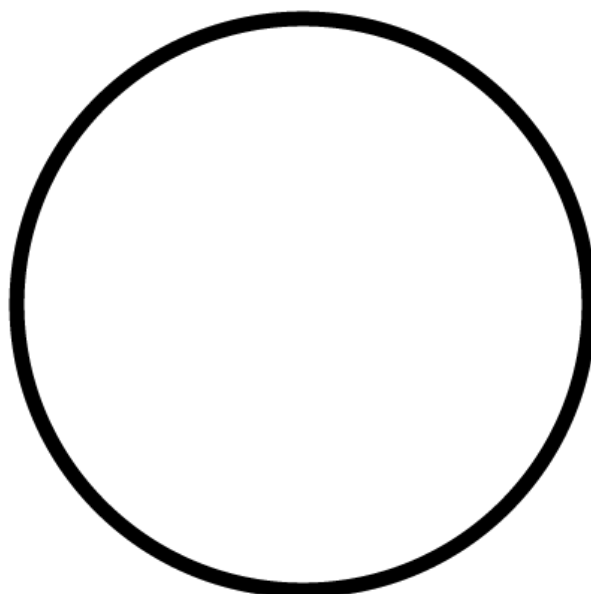
Desenhos:



Fêmea adulta (partenogenética)
de *Strongyloides stercoralis*



Larva rabditoide (L1) de
Strongyloides stercoralis

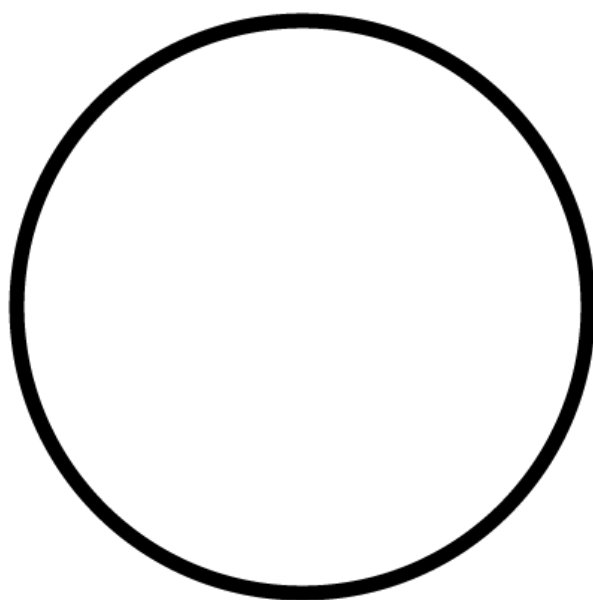


Larva filarioide (L3) de
Strongyloides stercoralis

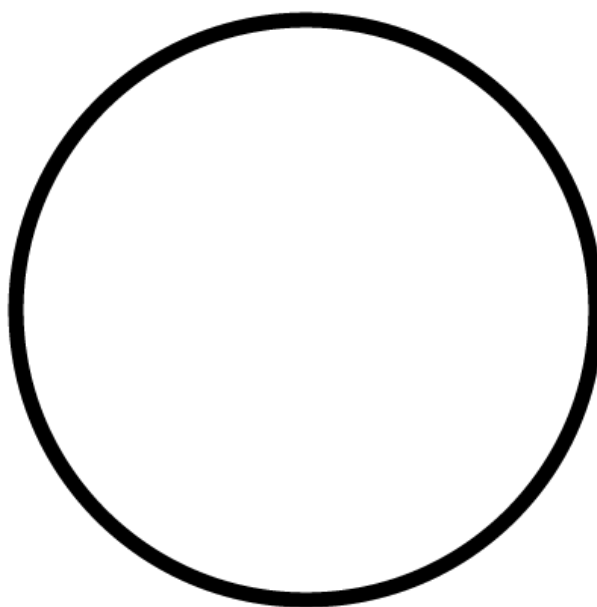
Giardiose

Parasito: *Giardia duodenalis* (sinonímia: *Giardia lamblia* e *Giardia intestinalis*).

Desenhos:



Trofozoíto de *Giardia duodenalis*

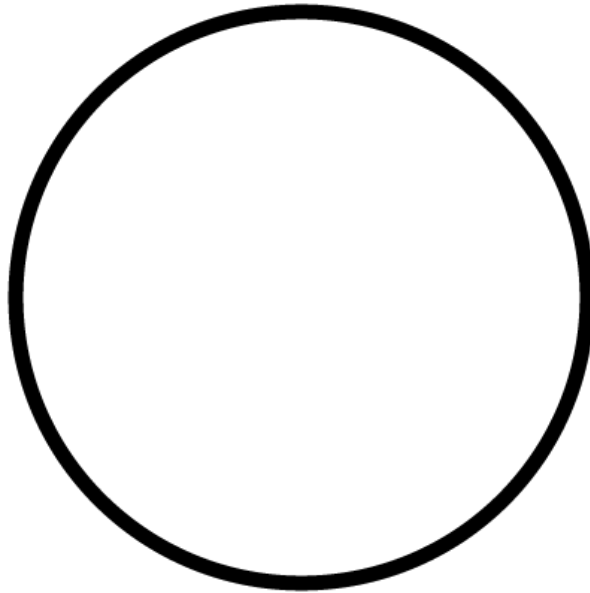


Cisto maduro de *Giardia duodenalis*

Microsporidiose

Parasito: Microsporídios (*Enterocytozoon bieneusi* e *Encephalitozoon* spp.)

Desenho:

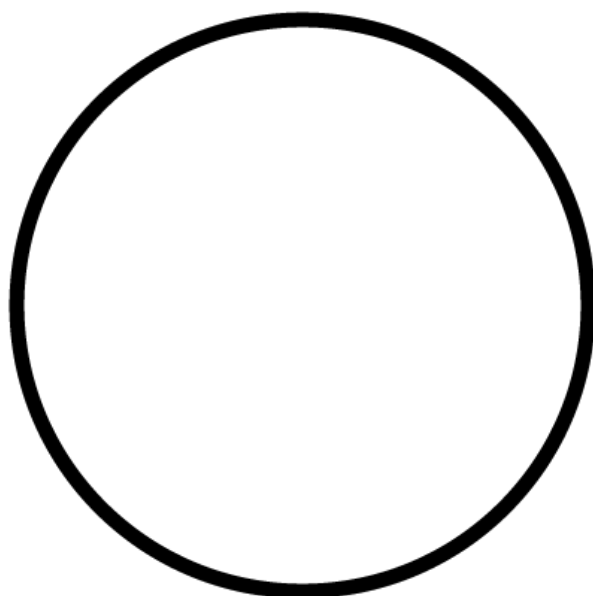


Esporos de microsporídios

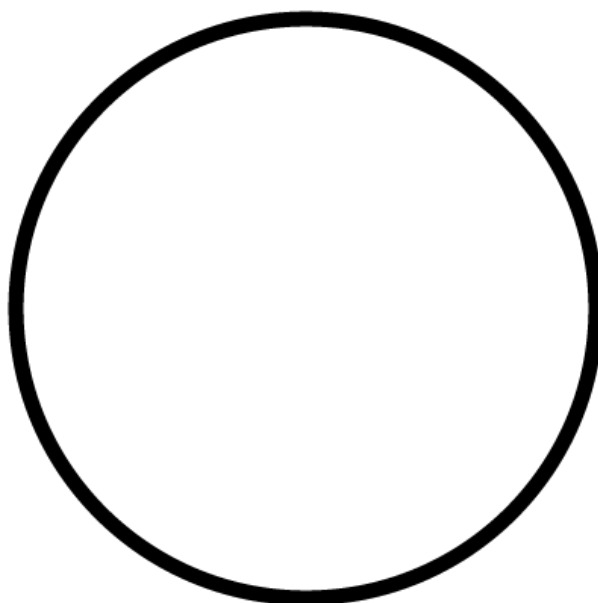
Teniose

Parasito: *Taenia saginata*.

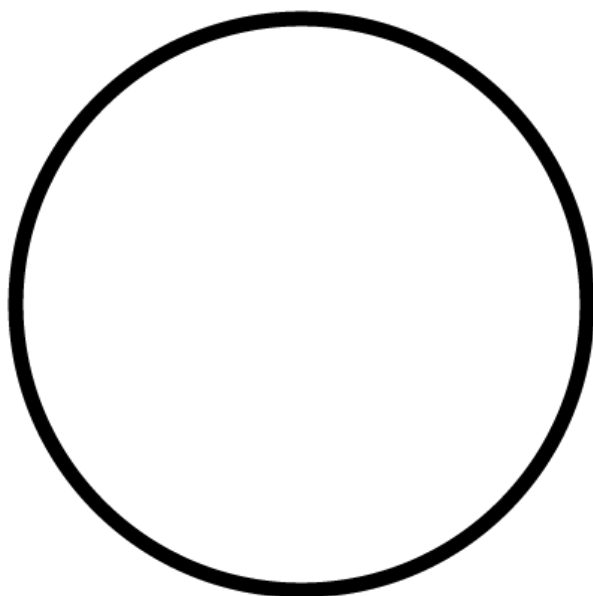
Desenhos:



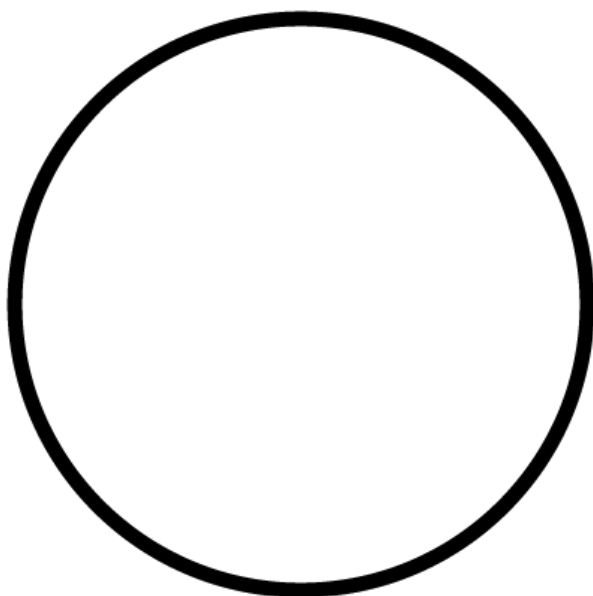
Verme adulto de
Taenia saginata



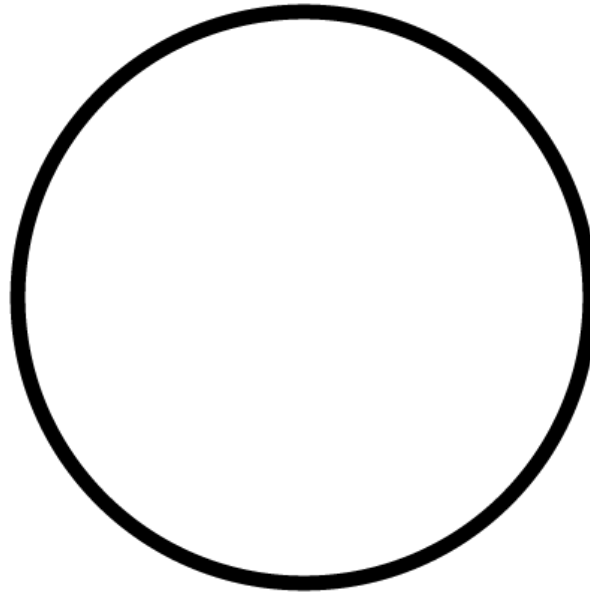
Proglote jovem de
Taenia saginata



Proglote grávida de
Taenia saginata



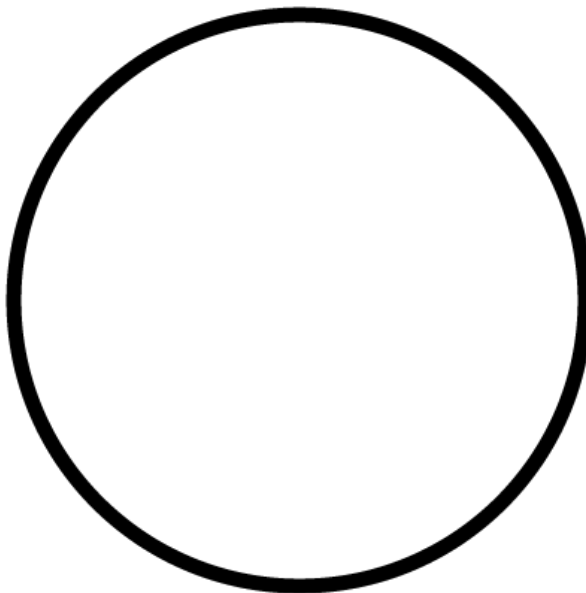
Ovos de *Taenia saginata*



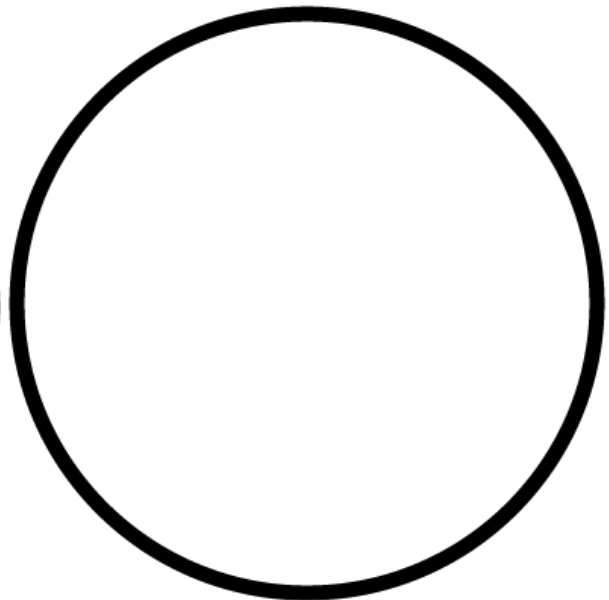
Cisticerco de
Taenia saginata

Parasito: *Taenia solium*.

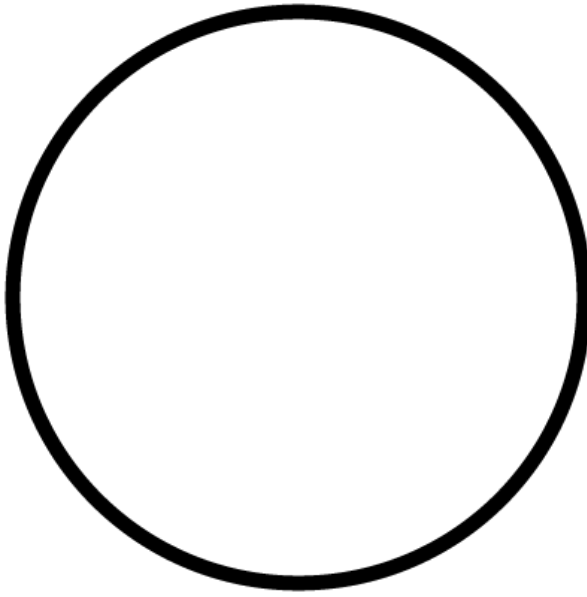
Desenhos:



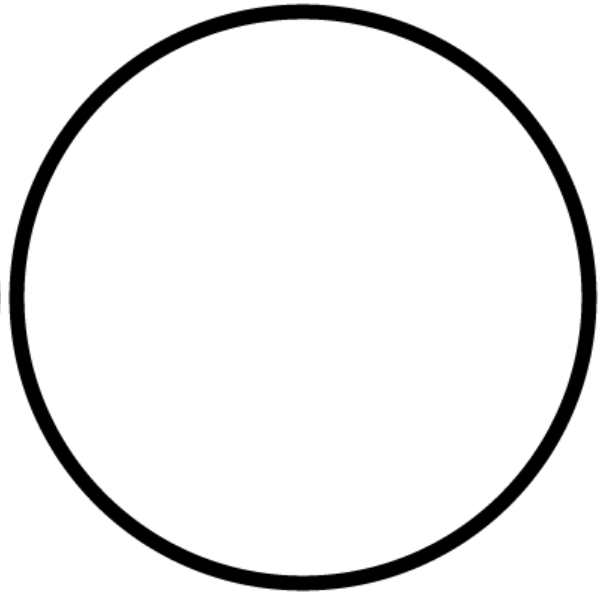
Verme adulto de
Taenia solium



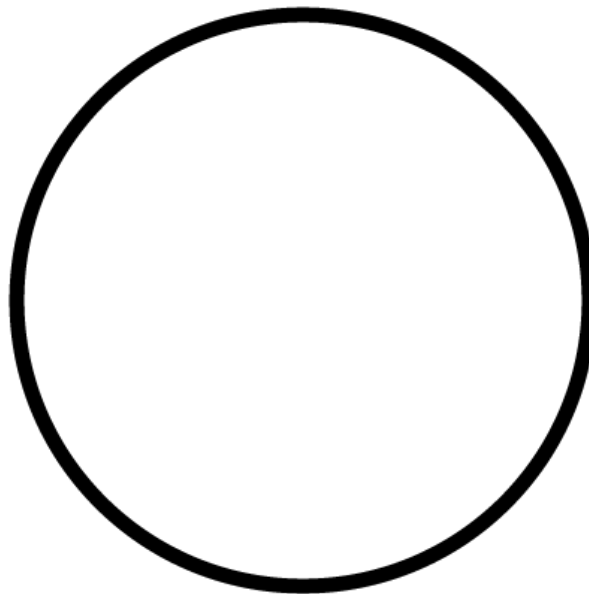
Proglote jovem de
Taenia solium



Proglote grávida de
Taenia solium



Ovos de *Taenia solium*

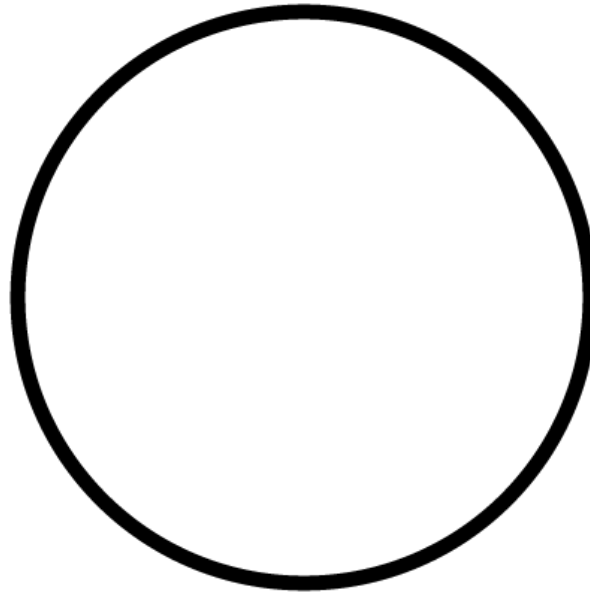


Cisticerco de
Taenia solium

Tricomoniase urogenital

Parasito: *Trichomonas vaginalis*.

Desenho:

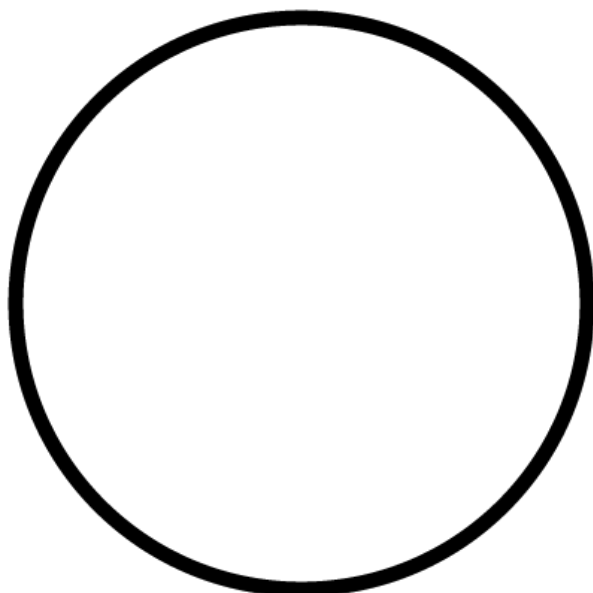


Trofozoíto de
Trichomonas vaginalis

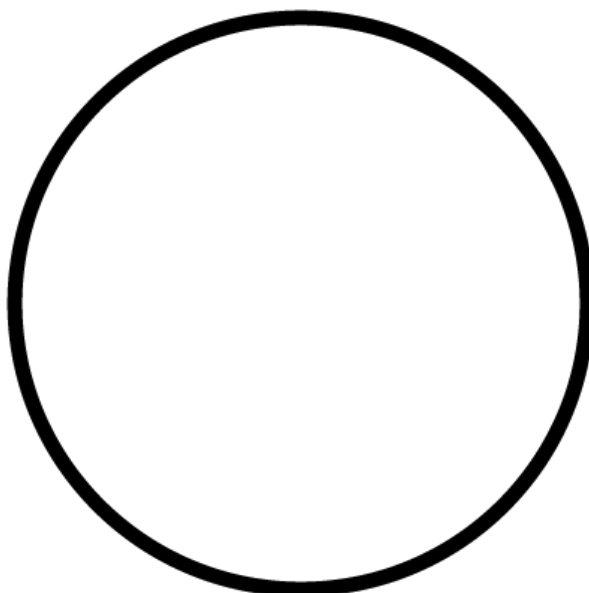
Tricurose

Parasito: *Trichuris trichiura*.

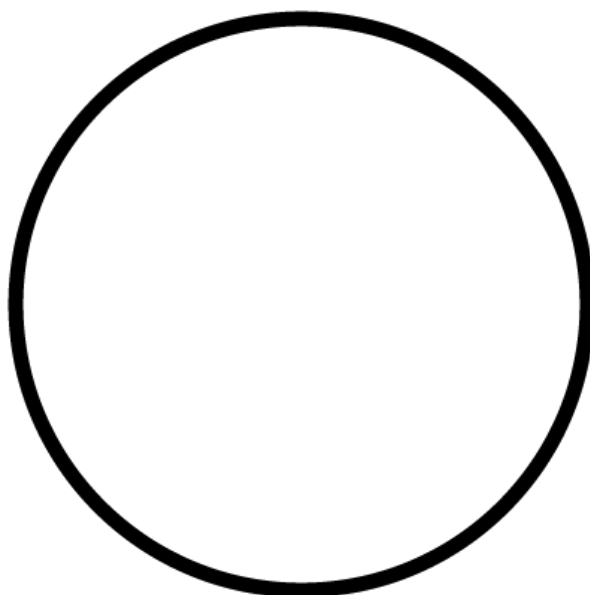
Desenhos:



Fêmea adulta de
Trichuris trichiura



Macho adulto de
Trichuris trichiura



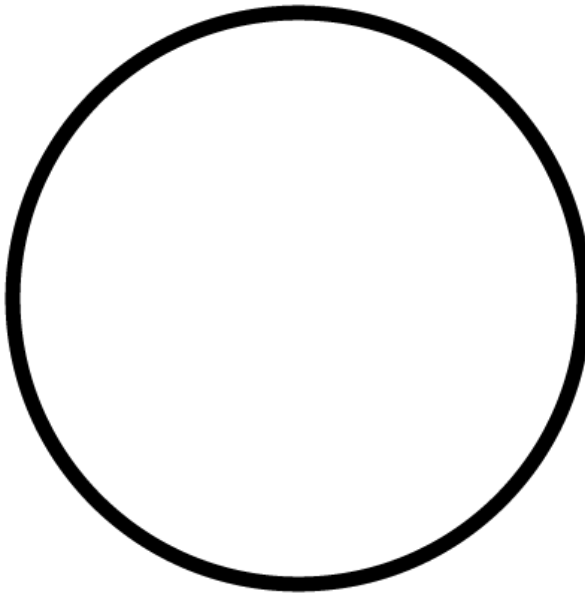
Ovos de *Trichuris trichiura*

DOENÇAS PARASITÁRIAS DO SANGUE

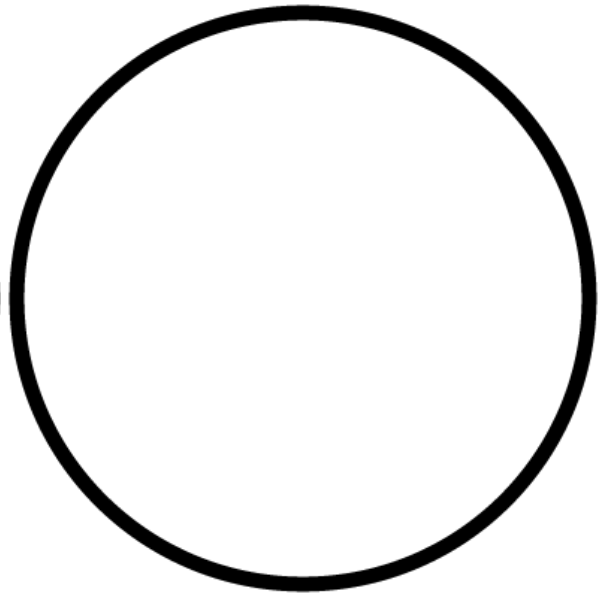
Doença de Chagas

Parasito: *Trypanosoma cruzi*.

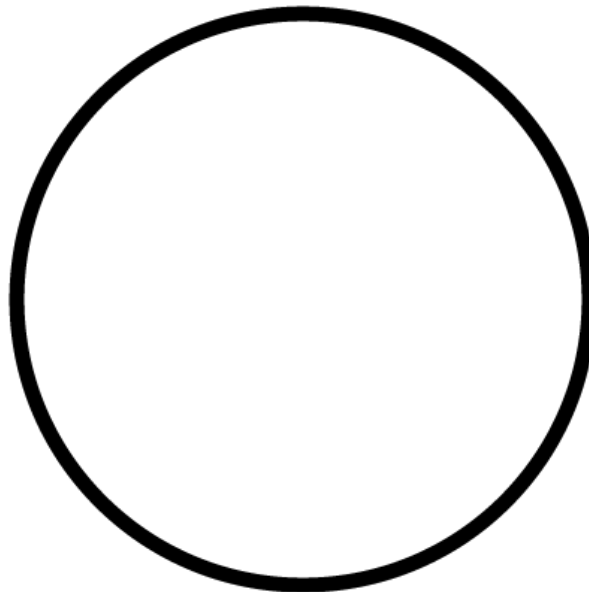
Desenhos:



Forma amastigota de
Trypanosoma cruzi



Forma epimastigota de
Trypanosoma cruzi

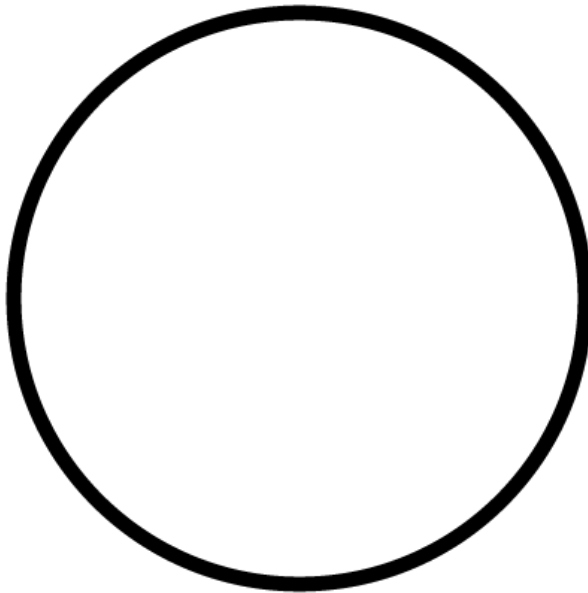


Forma tripomastigota de
Trypanosoma cruzi

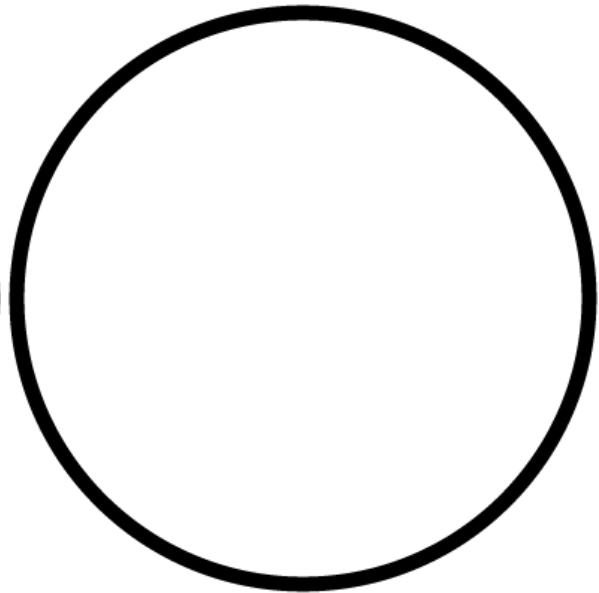
Elefantíase (filariose linfática)

Parasito: *Wuchereria bancrofti*.

Desenhos:



Vermes adultos de
Wuchereria bancrofti

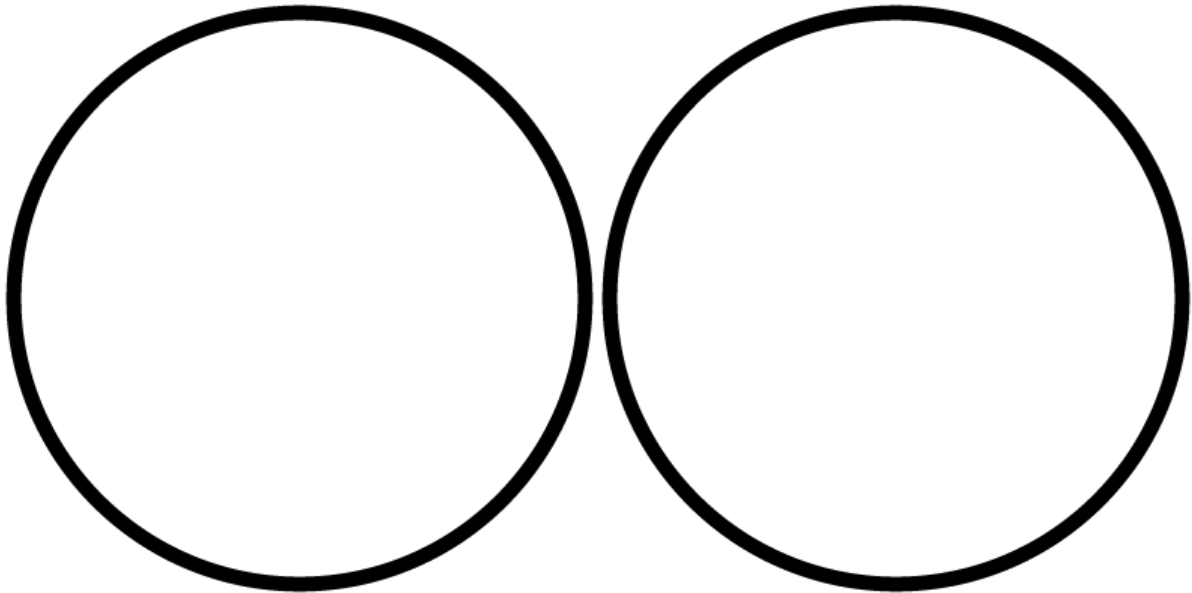


Microfilárias de
Wuchereria bancrofti

Leishmaniose tegumentar e visceral

Parasito: *Leishmania* spp.

Desenhos:



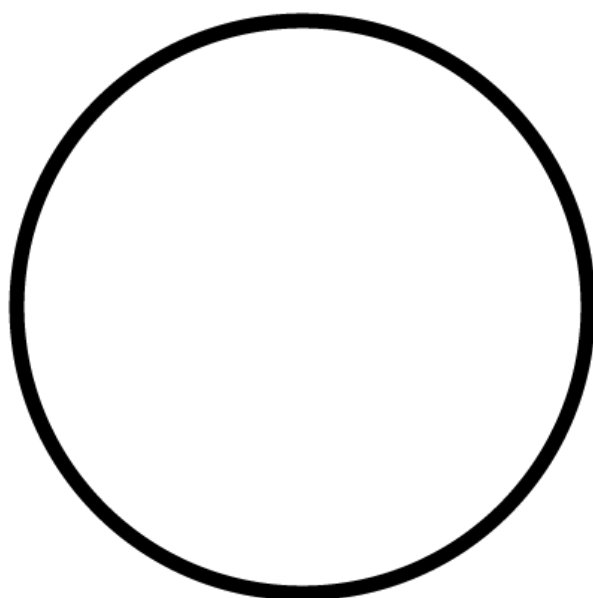
Forma amastigota de
Leishmania spp

Forma promastigota de
Leishmania spp

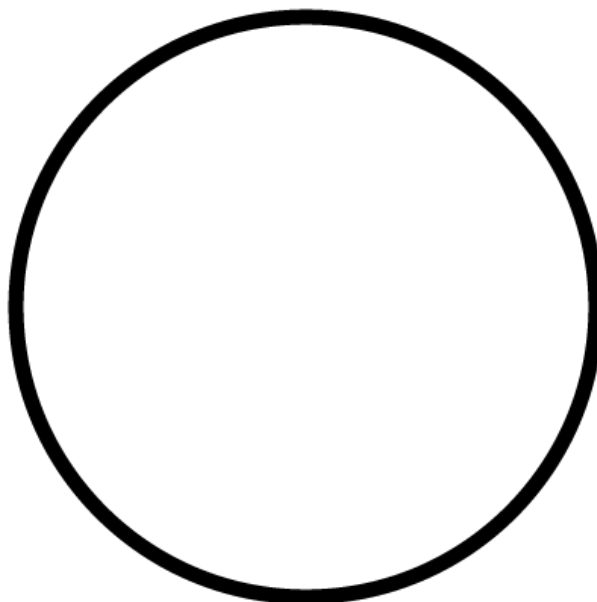
Malária

Parasito: *Plasmodium vivax*.

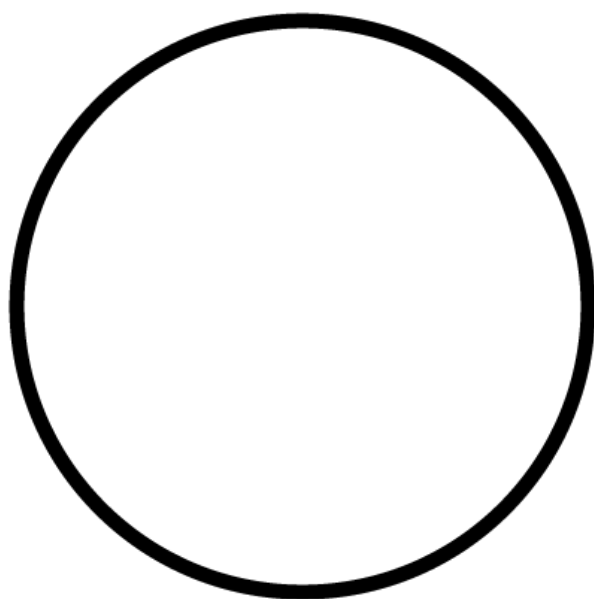
Desenhos:



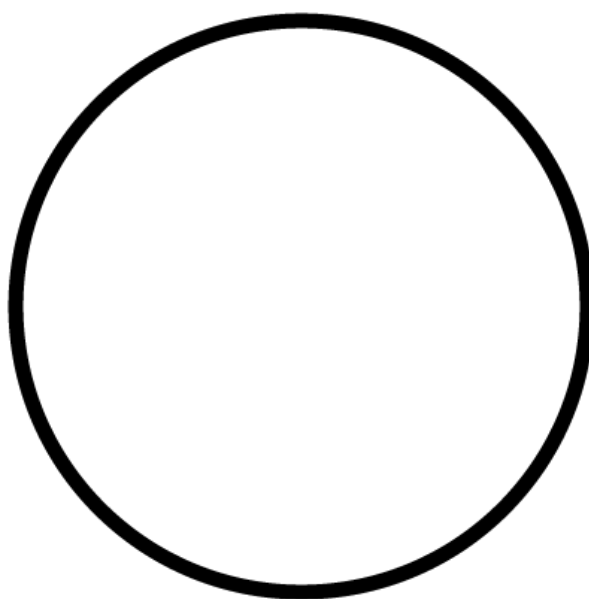
Trofozoíto jovem de
Plasmodium vivax



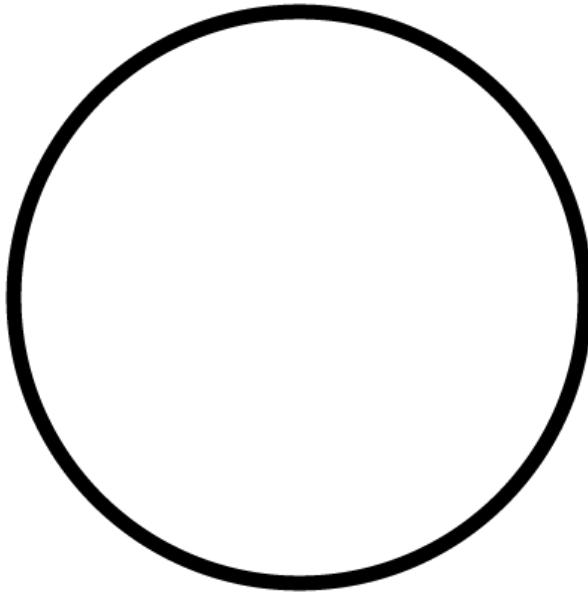
Trofozoíto maduro de
Plasmodium vivax



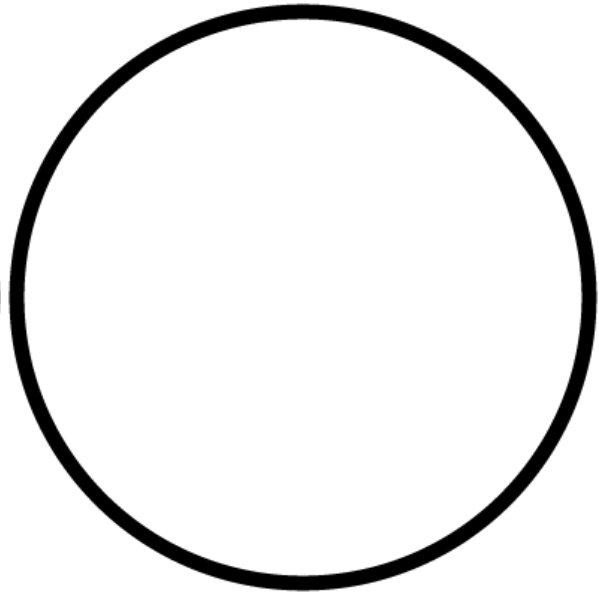
Esquizonte imaturo de
Plasmodium vivax



Esquizonte maduro de
Plasmodium vivax



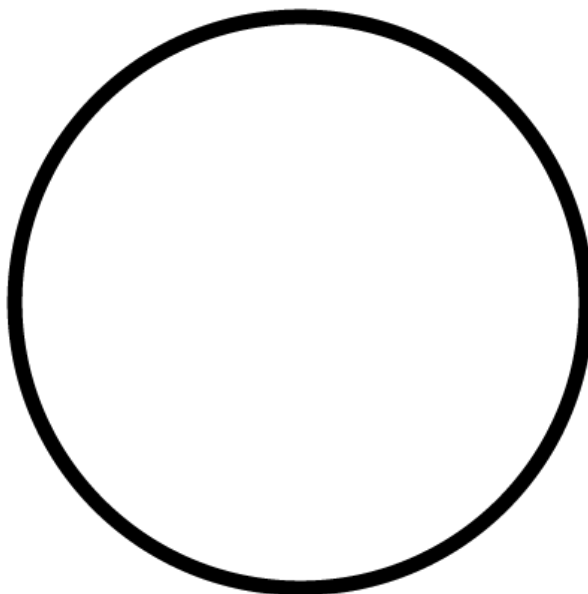
Microgametócito de
Plasmodium vivax



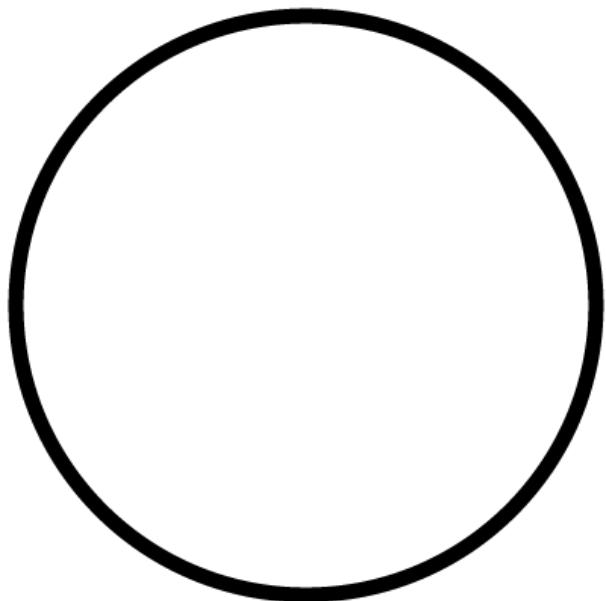
Macrogametócito de
Plasmodium vivax

Parasito: *Plasmodium falciparum*.

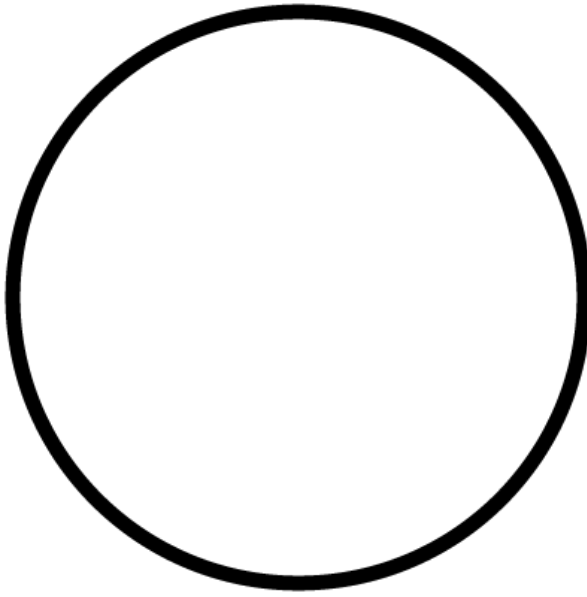
Desenhos:



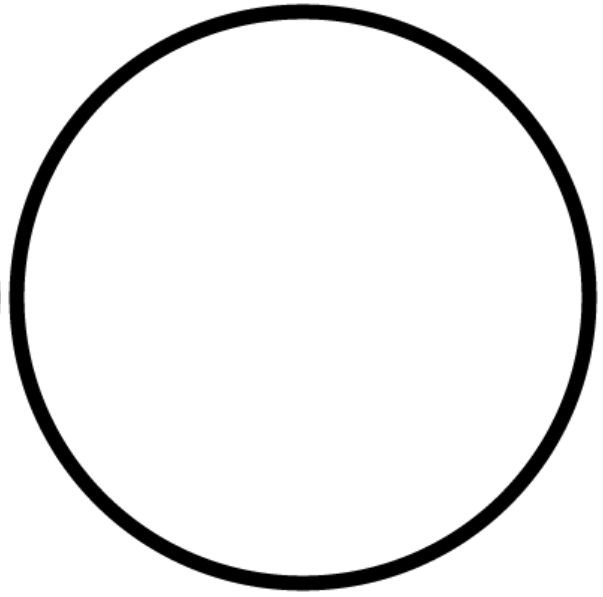
Trofozoíto jovem de
Plasmodium falciparum



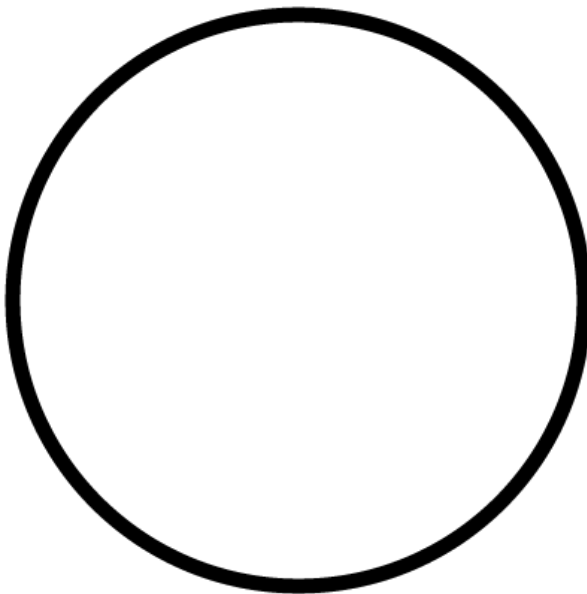
Trofozoíto maduro de
Plasmodium falciparum



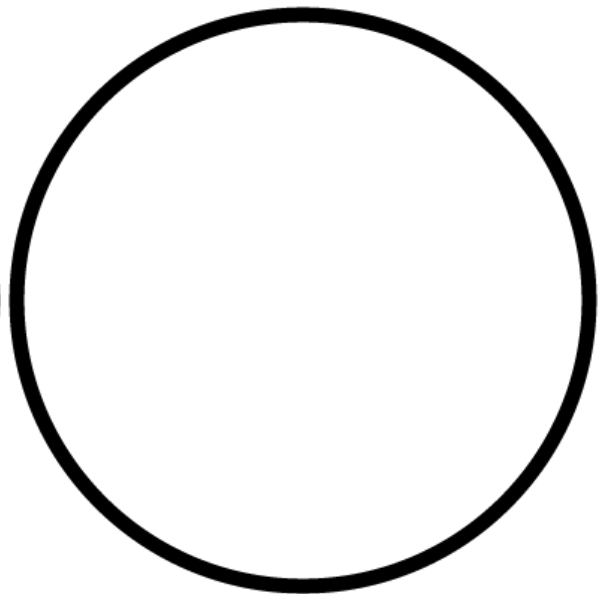
Esquizonte imaturo de
Plasmodium falciparum



Esquizonte maduro de
Plasmodium falciparum



Microgametócito de
Plasmodium falciparum



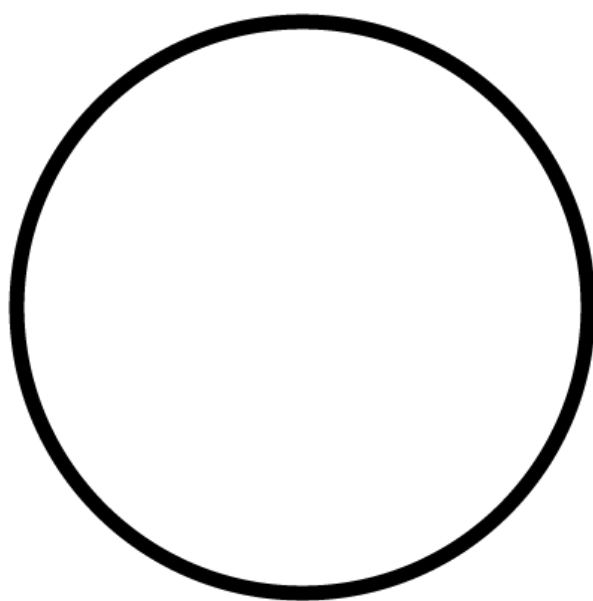
Macrogametócito de
Plasmodium falciparum

DOENÇAS PARASITÁRIAS DO FÍGADO, PULMÃO, DA PELE E DE OUTROS ÓRGÃOS PRINCIPAIS

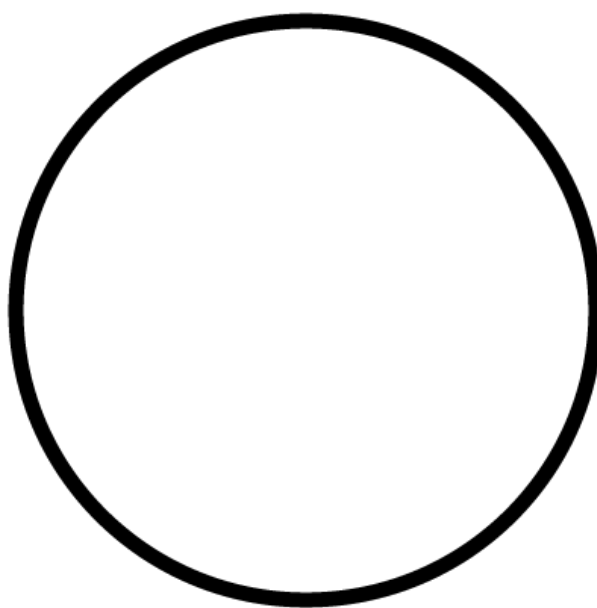
Larva de *migrans* visceral

Parasito: *Toxocara canis*.

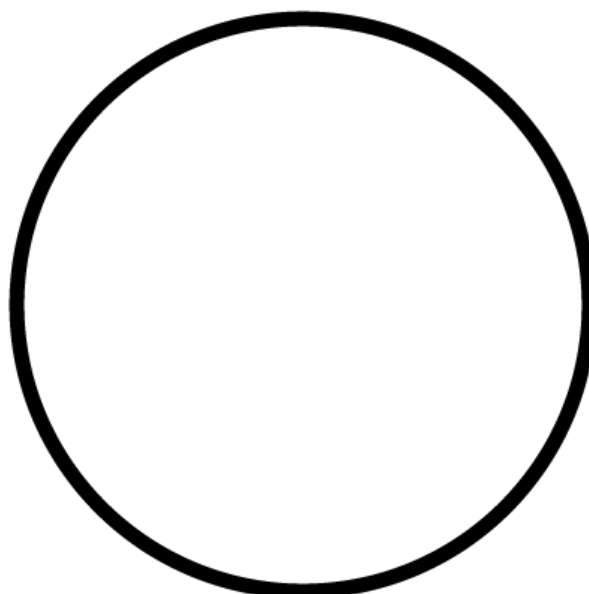
Desenhos:



Vermes adultos de
Toxocara canis



Larvas de
Toxocara canis



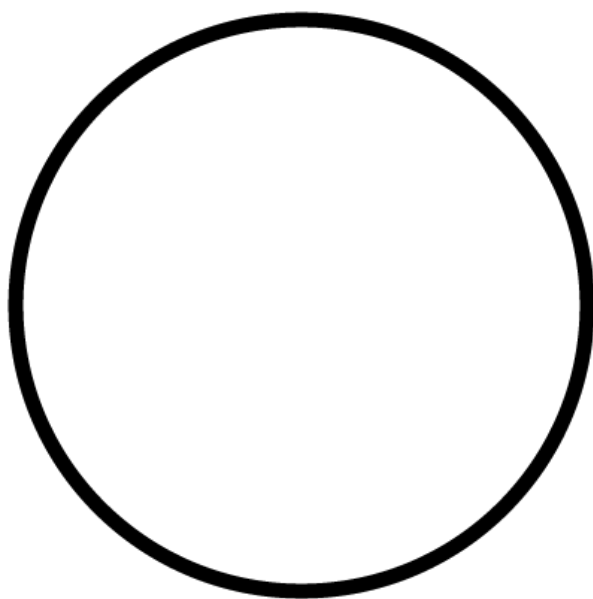
Ovos de
Toxocara canis

DOENÇAS PARASITÁRIAS DO GLOBO OCULAR

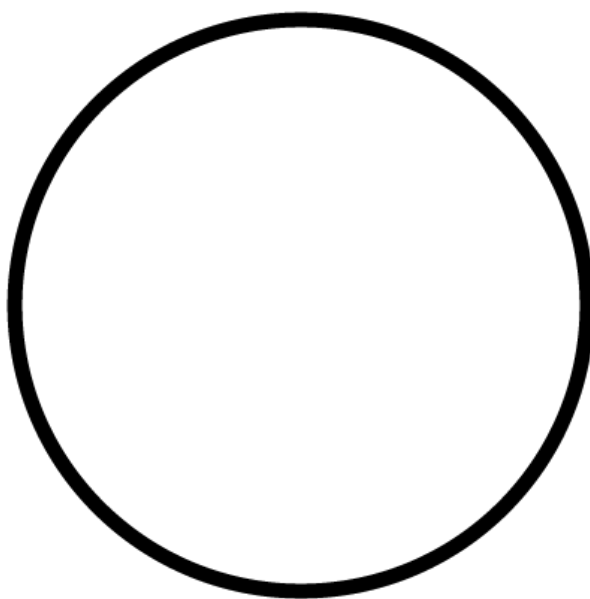
Ceratite por *Acanthamoeba* spp.

Parasito: *Acanthamoeba* spp.

Desenhos:



Trofozoístos de
Acanthamoeba spp.

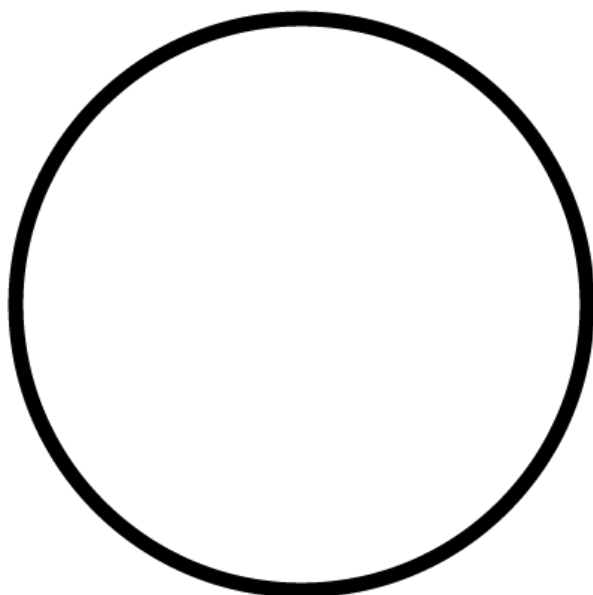


Cistos de
Acanthamoeba spp.

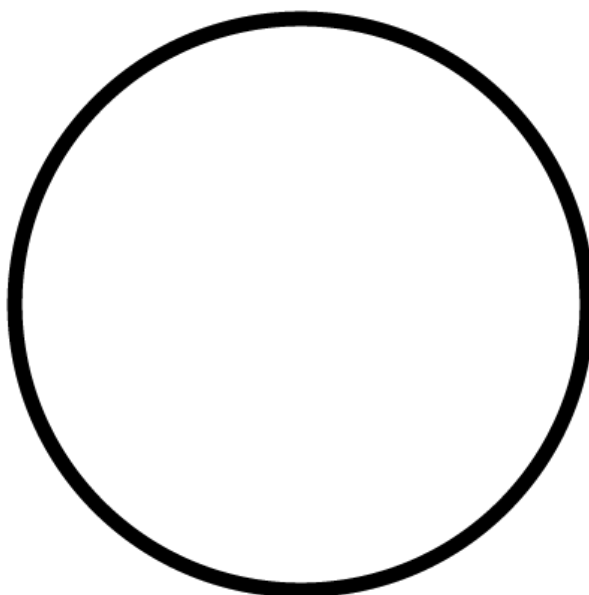
Oncocercose

Parasito: *Onchocerca volvulus*.

Desenhos:



Vermes adultos de
Onchocerca volvulus

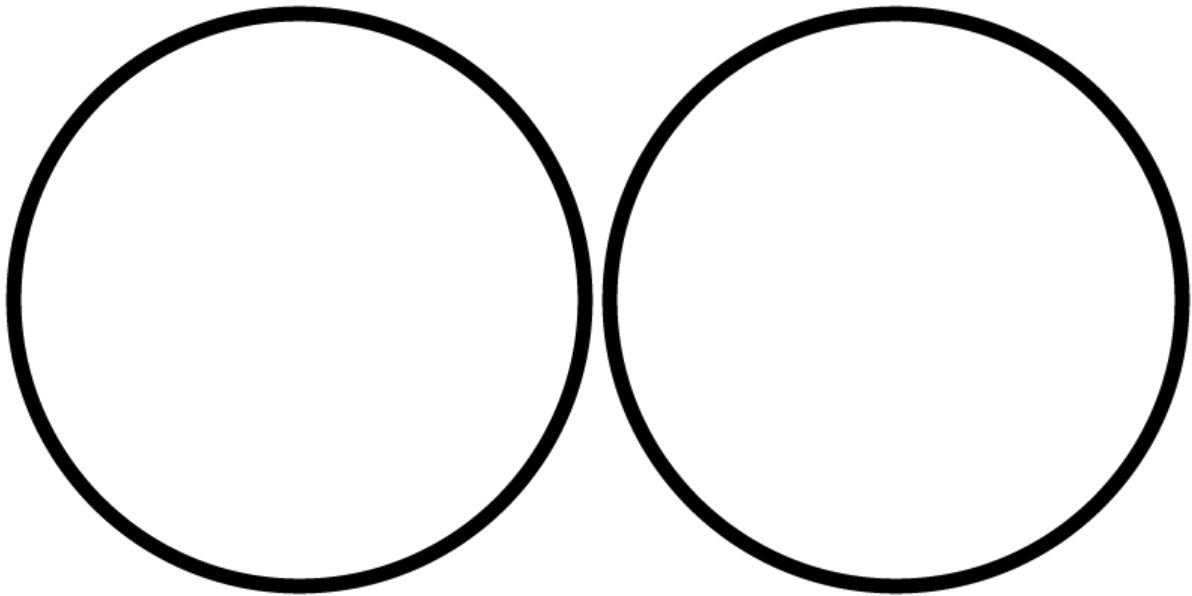


Microfilárias de
Onchocerca volvulus

Toxoplasmose ocular

Parasito: *Toxoplasma gondii*.

Desenhos:



Taquizoítos de
Toxoplasma gondii

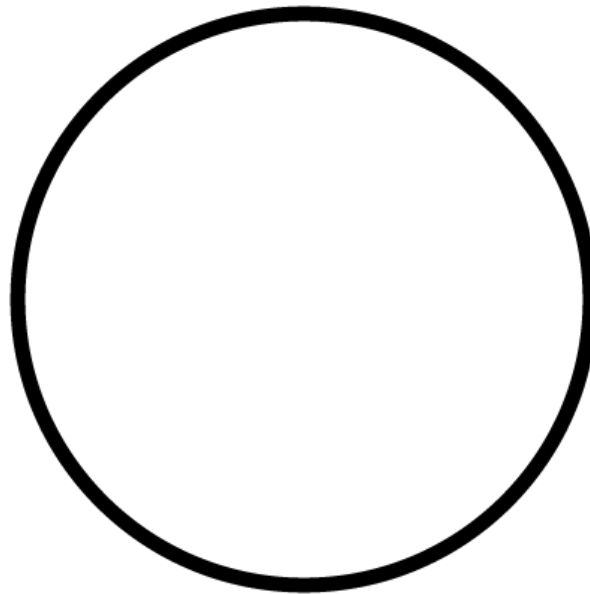
Bradizoítos de
Toxoplasma gondii

DOENÇAS PARASITÁRIAS DO SISTEMA NERVOSO CENTRAL

Cisticercose

Parasito: *Taenia solium*.

Desenho:

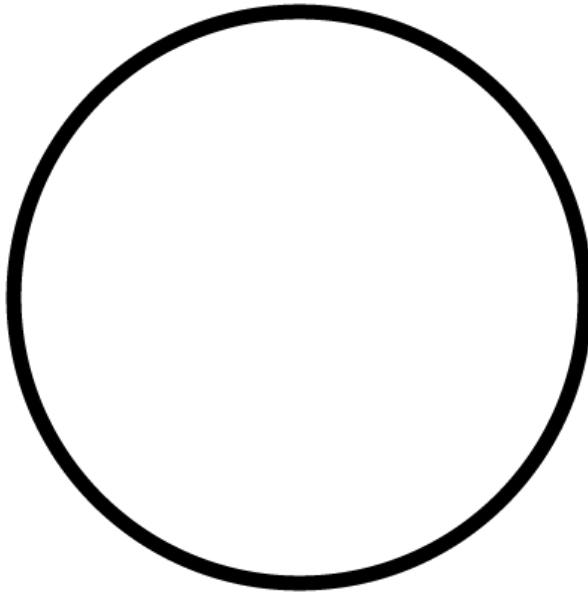


Cisticerco de
Taenia solium

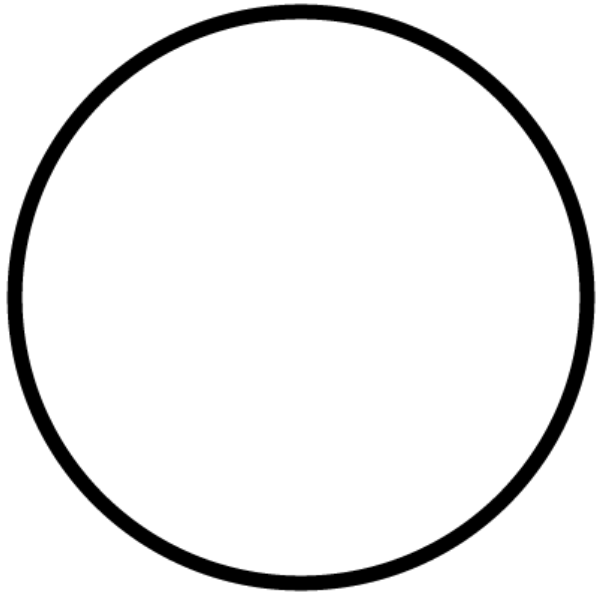
Encefalite amebiana granulomatosa (EAG)

Parasito: *Acanthamoeba* spp.

Desenhos:



Trofozoístos de
Acanthamoeba spp.

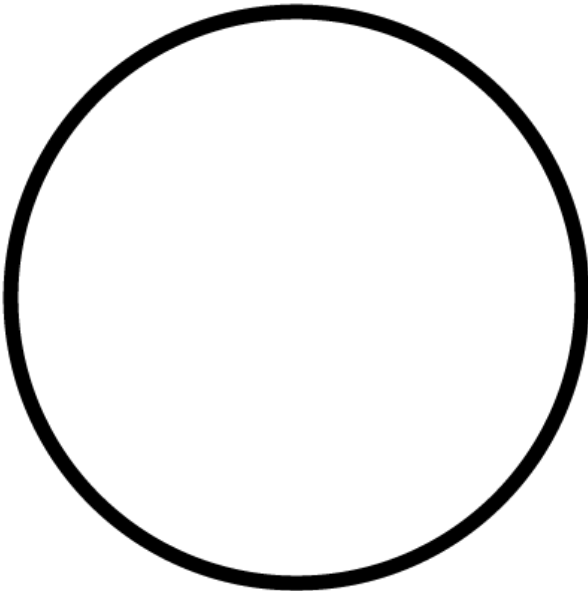


Cistos de
Acanthamoeba spp.

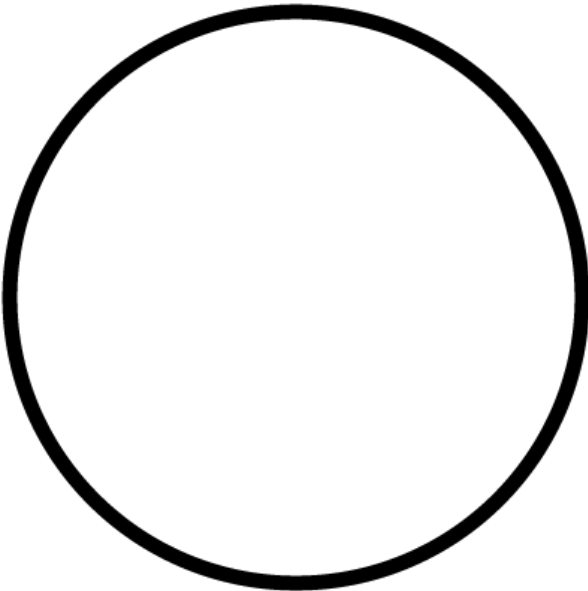
Meningocefalite amebiana primária (MAP)

Parasito: *Naegleria fowleri*.

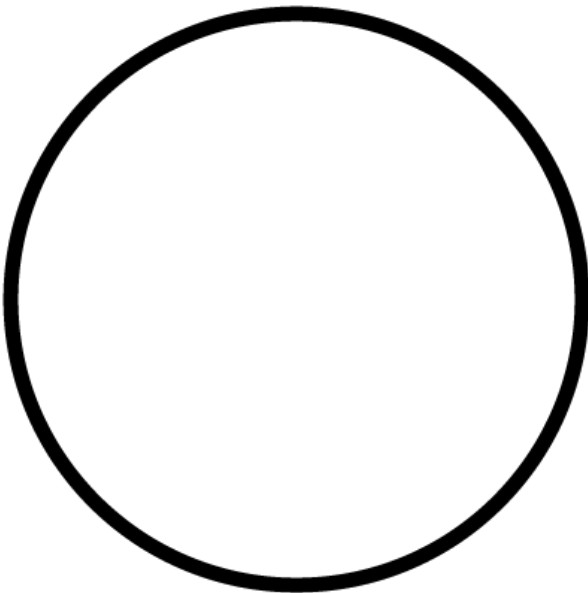
Desenhos:



Trofozoítos ameboides de *Naegleria fowleri*



Trofozoítos flagelados de *Naegleria fowleri*

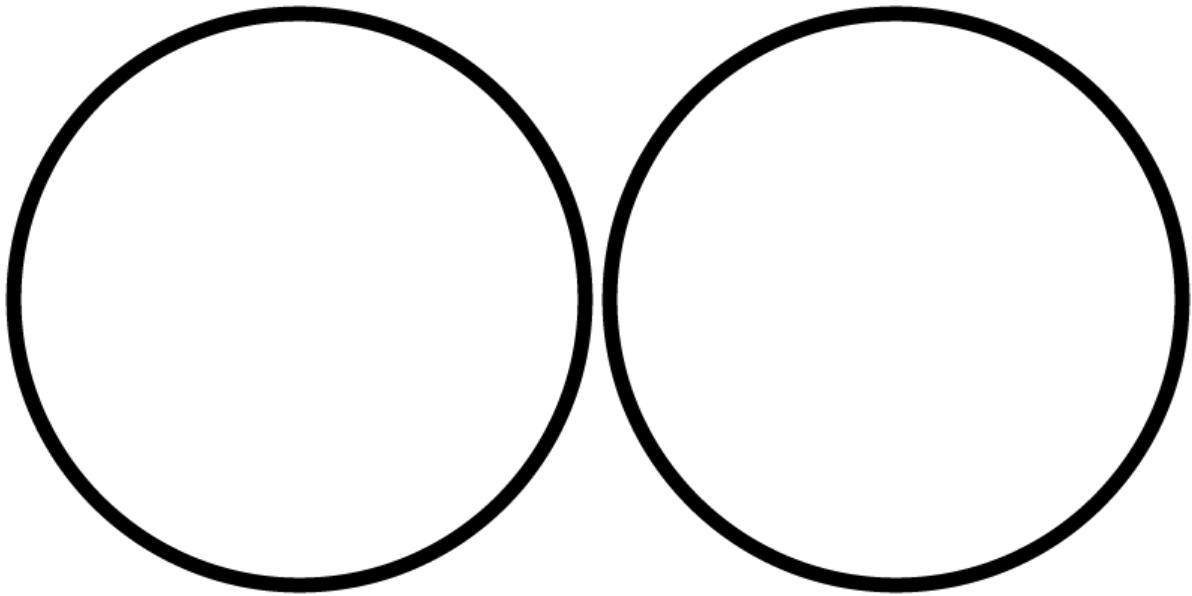


Cistos de *Naegleria fowleri*

Toxoplasmose cerebral

Parasito: *Toxoplasma gondii*.

Desenhos:



Taquizoítos de
Toxoplasma gondii

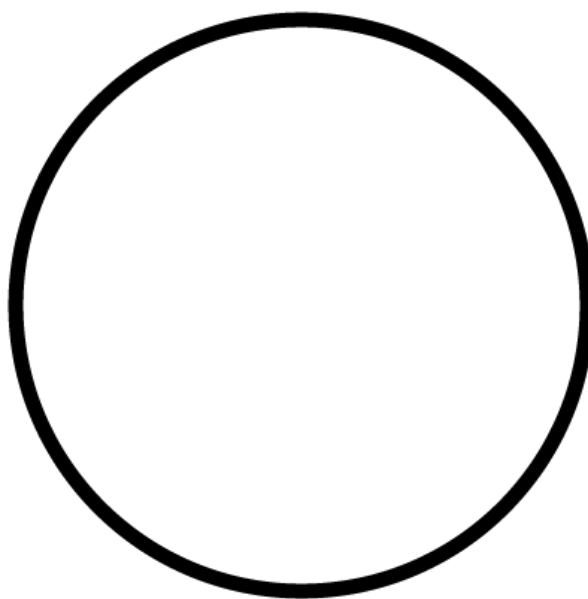
Bradizoítos de
Toxoplasma gondii

DOENÇAS PARASITÁRIAS ZOONÓTICAS

Anisaquiose

Parasito: *Anisakis* spp.

Desenhos:

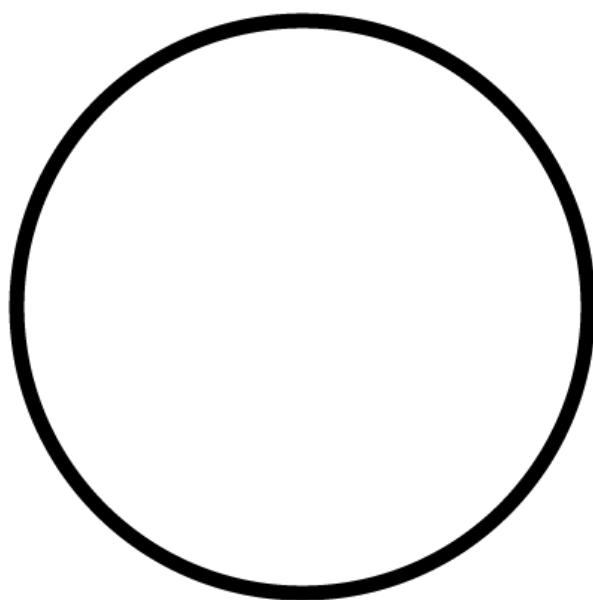


Larva L₃ de
Anisakis spp.

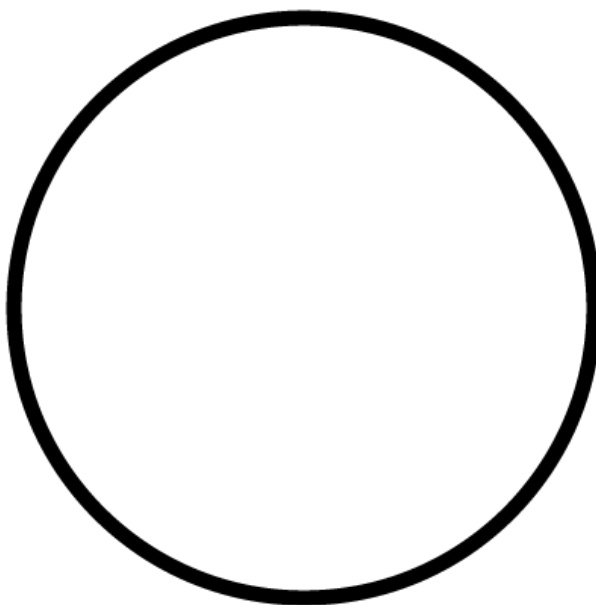
Fasciolose hepática

Parasito: *Fasciola hepatica*.

Desenhos:



Vermes adultos de
Fasciola hepatica

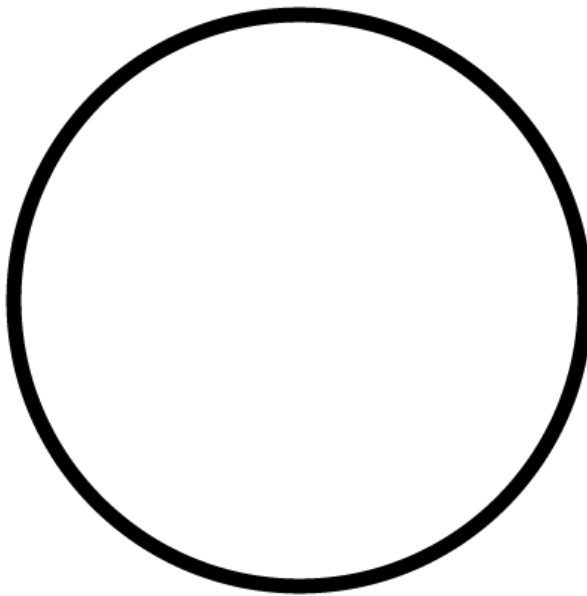


Ovos de
Fasciola hepatica

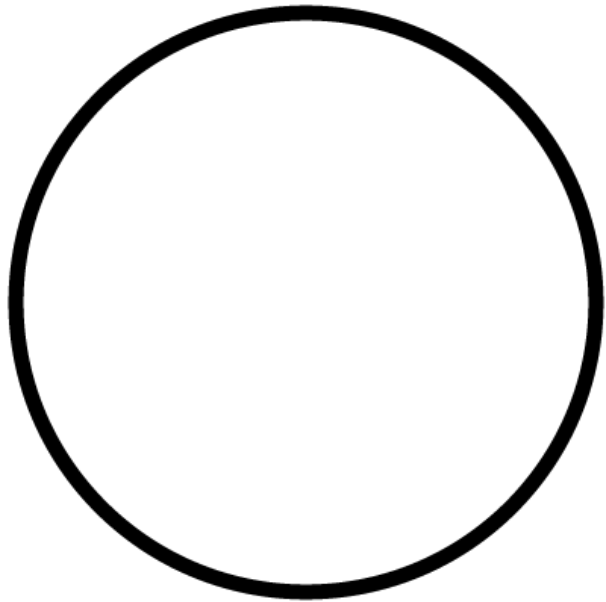
Hidatidose

Parasito: *Echinococcus granulosus*.

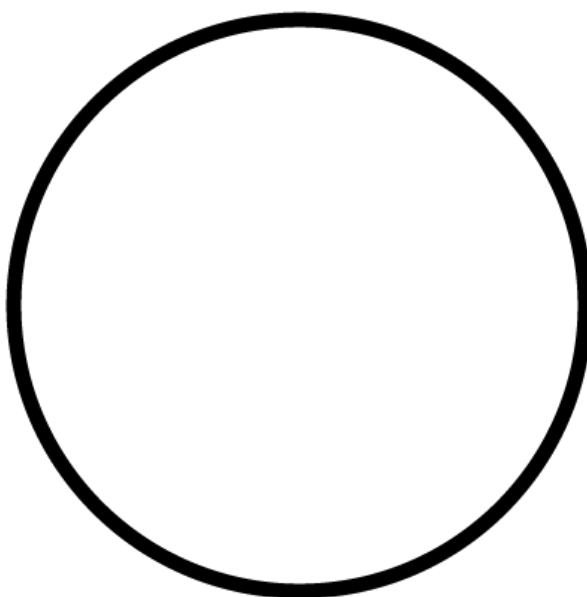
Desenhos:



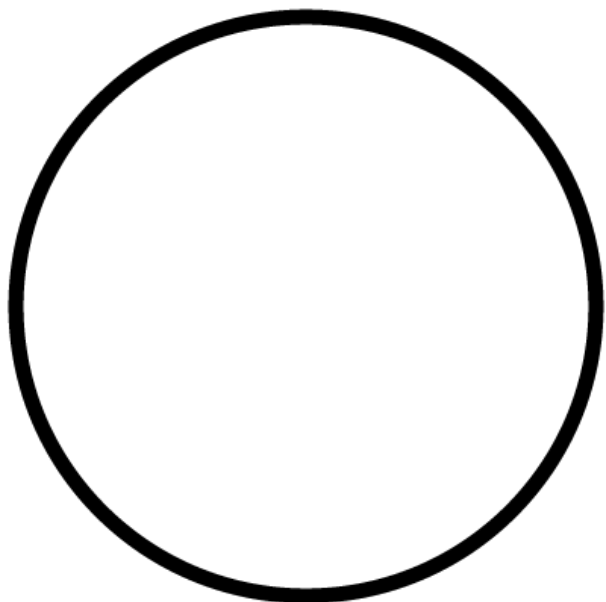
Vermes adultos de
Echinococcus granulosus



Ovos de
Echinococcus granulosus



Protoescóleces evaginados
Echinococcus granulosus

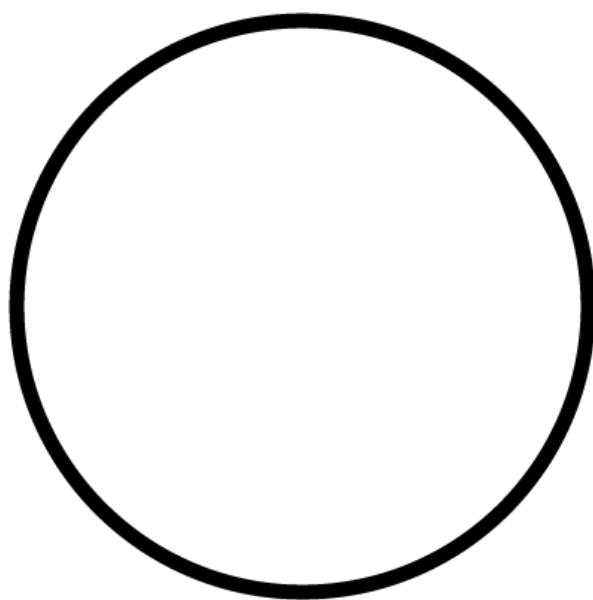


Protoescóleces invaginados
Echinococcus granulosus

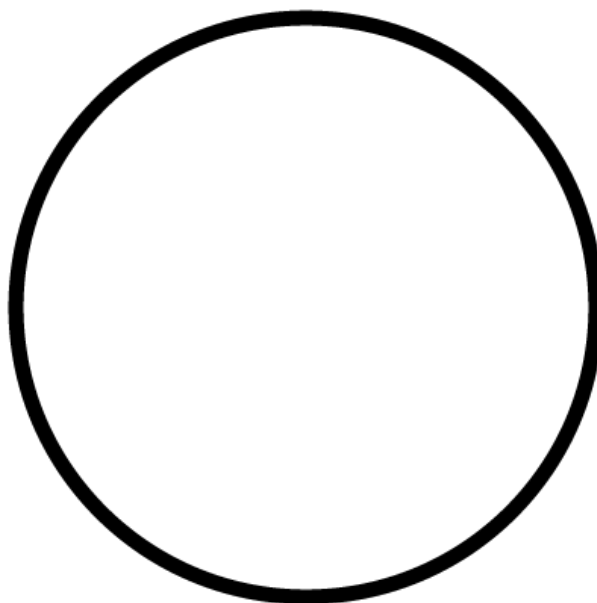
Himenolepiose

Parasito: *Hymenolepis nana*.

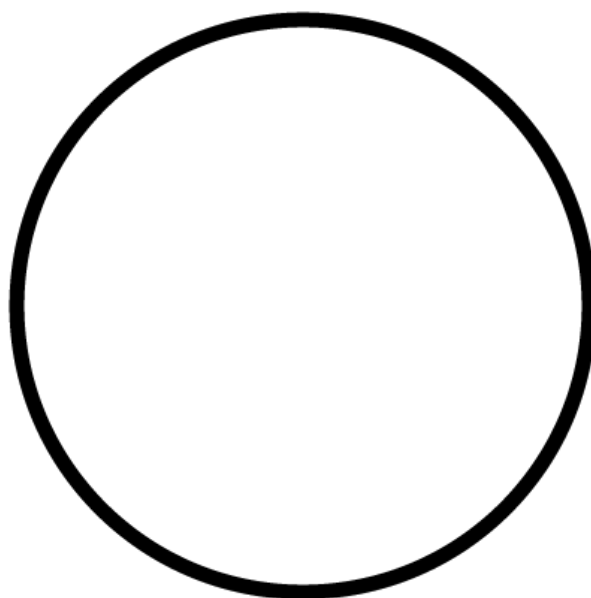
Desenhos:



Escólex do verme adulto de
Hymenolepis nana



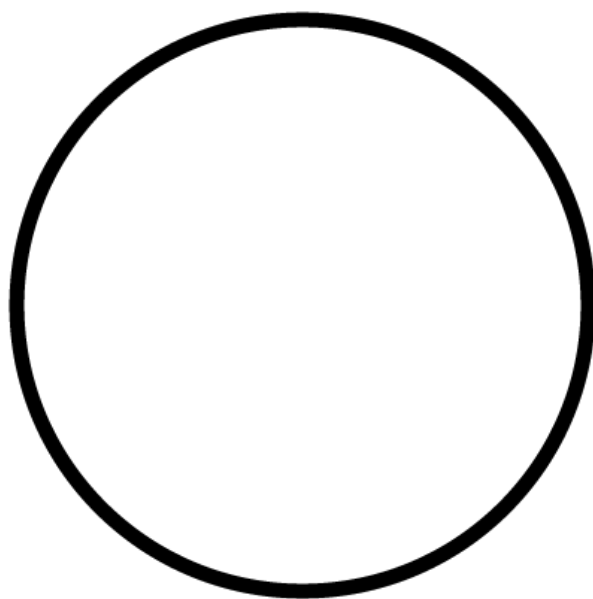
Proglotes de
Hymenolepis nana



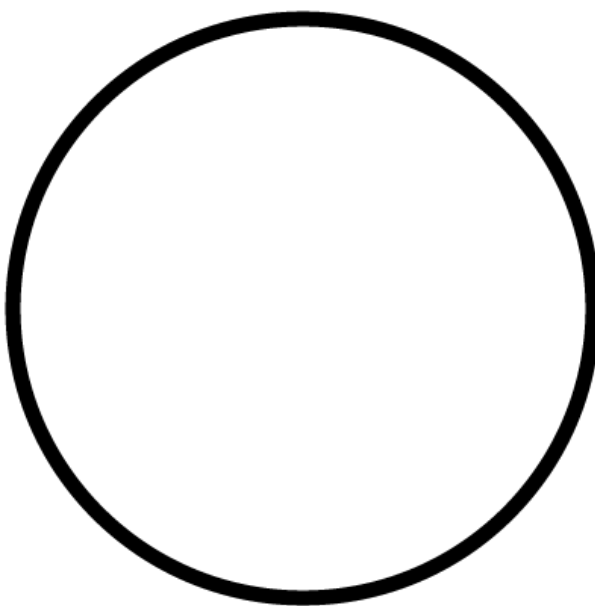
Ovos de
Hymenolepis nana

Parasito: *Hymenolepis diminuta*.

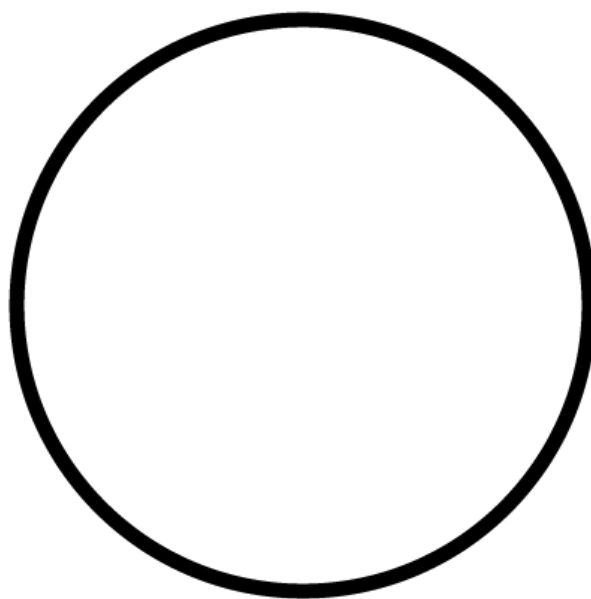
Desenhos:



Escólex do verme adulto de
Hymenolepis diminuta



Proglotes de
Hymenolepis diminuta

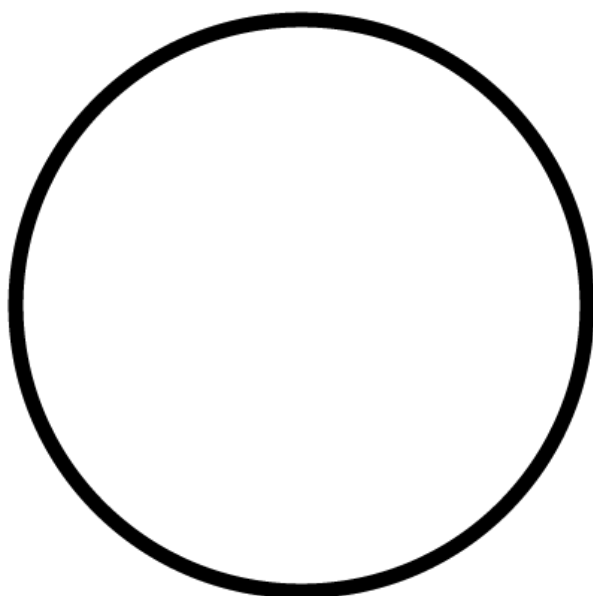


Ovos de
Hymenolepis diminuta

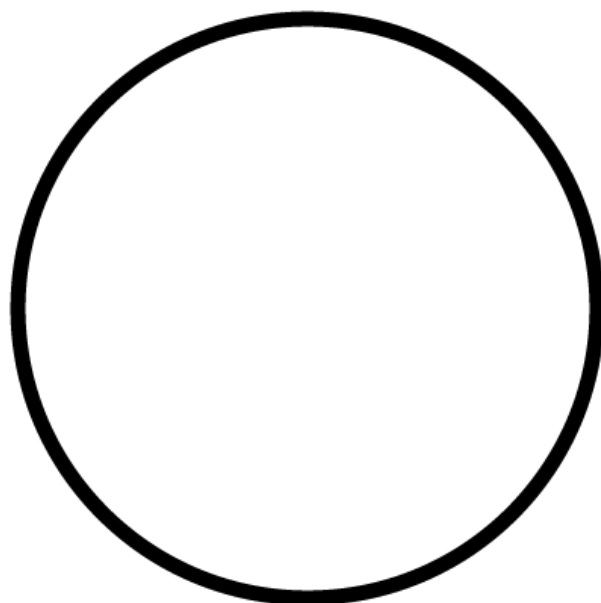
Larva de *migrans* cutânea

Parasito: *Ancylostoma braziliense*.

Desenhos:



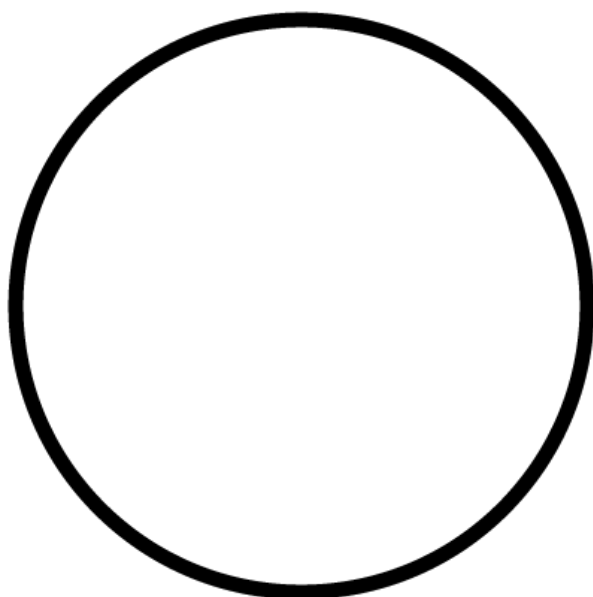
Vermes adultos de
Ancylostoma braziliense



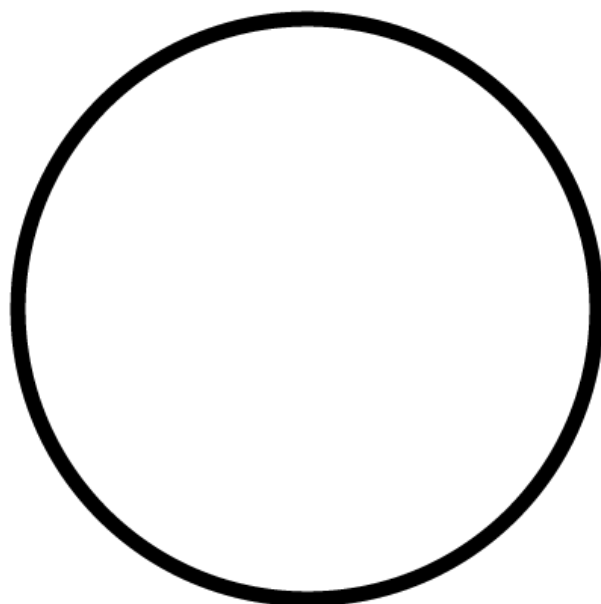
Ovos de
Ancylostoma braziliense

Parasito: *Ancylostoma caninum*.

Desenhos:



Vermes adultos de
Ancylostoma caninum



Ovos de
Ancylostoma caninum