

Guia de Parasitologia

Helmintos

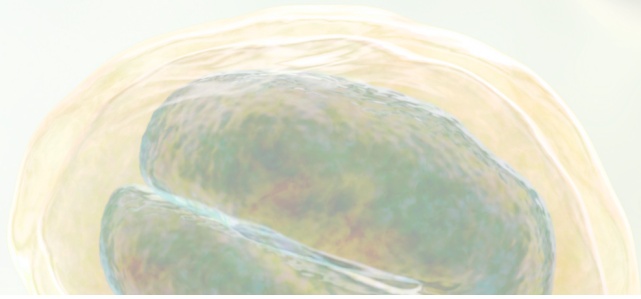




Índice

Parasitologia	01
1. Técnica de Lutz	02
2. Técnica de Hoffman, Pons & Janer	02
3. Técnica de Willis	04
Imagens de ovos, larvas e vermes em forma adulta	06
Resumo de Larvas e ovos	10
Referências	12
Referências de imagens	13

Parasitologia



A parasitologia foi estabelecida como uma ciência em meados de 1860, os parasitos foram caracterizados como agentes causadores de diversas patologias que acometiam seres humanos e animais domésticos. A partir de então, esta ciência se perpetuou e evoluiu ao longo dos anos em universidades e laboratórios.

O exame parasitológico de fezes consiste em um procedimento para a investigação das funções digestivas, seja pela metodologia microscópica ou macroscópica, possibilitando determinar possíveis síndromes coprológicas.

O estudo coproparasitológico permite a detecção dos parasitos em estágios distintos de seu desenvolvimento, sendo a sedimentação espontânea uma das principais técnicas laboratoriais utilizadas.

Existem diversos métodos de exames coprológicos descritos na literatura, com diferentes princípios e podem ser tanto qualitativos quanto quantitativos. Grande parte dessas técnicas são aprimoradas com o tempo, melhorando a identificação dos parasitas. Por apresentarem diferentes sensibilidades na detecção de ovos, larvas e cistos, geralmente é necessário o uso de mais de uma metodologia durante a análise. Descrevemos abaixo as duas principais técnicas para a identificação de ovos pesados e leves.



Técnicas

1. Técnica de Lutz

A técnica de Lutz (1919), assim chamada por ter sido desenvolvida por Adolpho Lutz é uma técnica qualitativa e de baixa sensibilidade, foi descrita primeiramente para o diagnóstico de ovos de *Schistosoma mansoni*. Posteriormente, teve melhor embasamento realizado por Hoffman, Pons & Janer (1934).

2 Técnica de Hoffman, Pons & Janer

A sedimentação espontânea é o método parasitológico mais acessível nos serviços de saúde devido ao seu amplo espectro, melhor observação dos parasitos ou dos seus ovos/larvas, facilitando a identificação das espécies, baixo custo e facilidade para execução.

O método HPJ consiste em uma técnica respaldada na lei gravitacional, com objetivo de diagnosticar parasitos intestinais, permitindo determinar a concentração de ovos e larvas, inclusive cistos e oocistos de inúmeras espécies por meio de uma amostra fecal.

Os serviços de saúde destinados ao diagnóstico adotaram a sedimentação espontânea como padrão ouro de investigação devido ao seu baixo custo e amplo espectro para identificação de espécies parasitárias.

Metodologia

Detecção de ovos pesados de helmintos

Fundamento:

Sedimentação espontânea

Aplicações práticas:

Inquéritos epidemiológicos, principalmente em áreas esquistossomóticas.

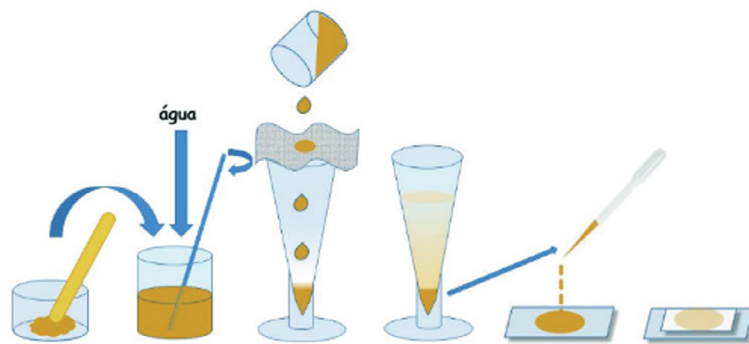
Princípio do método:

A técnica consiste na mistura das fezes com água, sua filtração por uma gaze cirúrgica (ou parasitofiltro) e manutenção em repouso, formando uma consistente sedimentação dos restos fecais no fundo do cálice (fig.1).

Uma alíquota do sedimento é pipetada sobre lâmina, coloca-se um marcador, chamado lugol, e assim a lâmina está pronta para ser analisada em microscópio. Este método detecta a presença de ovos nas fezes, em especialmente os pesados.

Diversas variações são realizadas nessa técnica a fim de promover a visualização de mais formas evolutivas, dada a praticidade da técnica. Após 24 horas de sedimentação, cistos de protozoários e larvas de helmintos também podem ser encontradas com maior facilidade.

Figura 1 - Técnica de Hoffman, a mais utilizada em laboratórios clínicos.

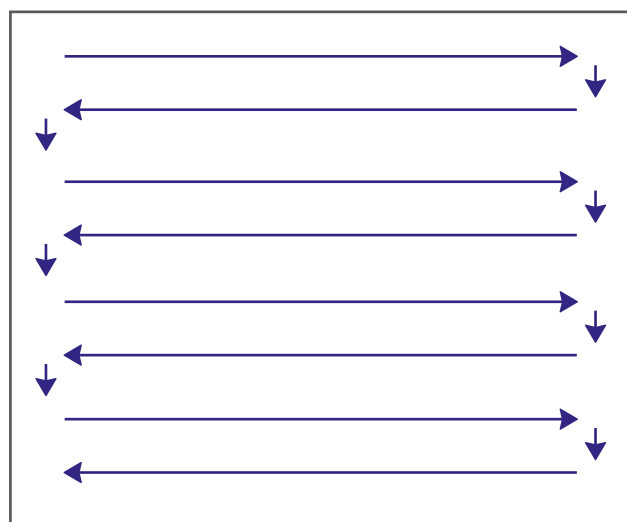


Fonte: JUNIOR; CALVÃO, 2020

Para análise microscópica:

- Pinga-se uma gota do sedimento na lâmina com pipeta pasteur;
- Acrescenta-se uma gota de lugol;
- Faz-se a homogeneização com a lamínula;
- Lê-se em microscópio óptico em objetiva de 10x. Se houver suspeita da presença de parasitos deve-se confirmar a morfologia destes na objetiva de 40x.

Fig.2 - Sentido de leitura da lâmina



3. Técnica de Willis

A técnica de Willis baseia-se em duas características dos ovos a serem analisados. A primeira é a densidade, pois corpos menos densos tendem a flutuar sobre uma solução salina densa. Sendo assim, quanto menos densos os ovos, melhor sua separação por meio dessa técnica, que utiliza uma solução saturada de cloreto de sódio de densidade alta para induzir a flutuação dos ovos até a superfície.

Os ovos na superfície entrarão em contato com a face inferior de uma lâmina de vidro, devido a outra característica desses ovos, o tigmotropismo. Corpos com esta propriedade tendem a aderir a superfícies sólidas após um contato físico com elas. Juntando essas duas características a técnica de Willis permite fixar ovos pouco densos de uma amostra fecal em uma lâmina, por meio de sua flutuação sobre uma solução muito densa. Esses ovos são então observados microscopicamente.

Metodologia

Princípio: Detecção de ovos leves de helmintos

Fundamento: Flutuação

Substância enriquecedora: Solução saturada de Cloreto de sódio

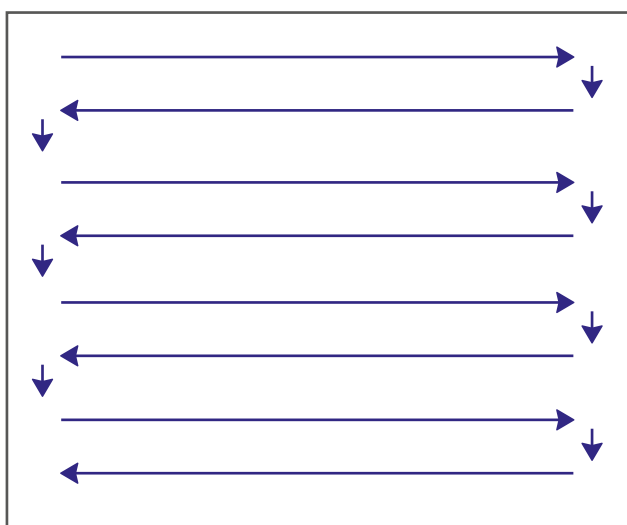
Princípio do método:

- 1- Colocar 10g de fezes na tampa do frasco de Borrel ou no próprio recipiente onde estão as fezes.
- 2- Homogeneizá-las com um pouco de solução saturada de sal (NaCl).
- 3- Completar o volume até a borda do frasco.
- 4- Colocar na boca do frasco uma lâmina, que deverá estar em contato com o líquido.
- 5- Deixar em repouso por 10 minutos.
- 6- Findo esse tempo, retirar rapidamente a lâmina, deixando a parte molhada voltada para cima.
- 7- Marcar com Lugol, cobrir com lamínula e examinar com objetiva 10x.

Para análise microscópica:

- Pingar uma gota do sedimento do pool de fezes humanas na lâmina.
- Acrescentar uma gota de lugol.
- Homogeneizar com a lamínula.
- Ler no microscópio na objetiva de 10x e confirmar a morfologia dos parasito na de 40x.

Fig.3 - Sentido de leitura da lâmina



Para a análise e confirmação morfológica dos parasitos a Firstlab disponibiliza esse guia com imagens dos principais parasitos classificados como helmintos.

A **FirstLab** está com você no diagnóstico rápido e assertivo! Dispomos em nosso portfólio: coletor universal opaco de fabricação própria, pipeta pasteur, lâminas, lamínulas e centrífugas.



Clique abaixo e acesse:

[Confira nossa portfólio completo](#)

Imagens de ovos ou larvas e vermes em forma adulta

Enterobius vermicularis



Fig.3 - Ovo de *E. vermicularis*.



Fig.4 - *E. vermicularis* adulto.

Trichuris trichiura



Fig.5 - Ovo de *T. trichiura*.

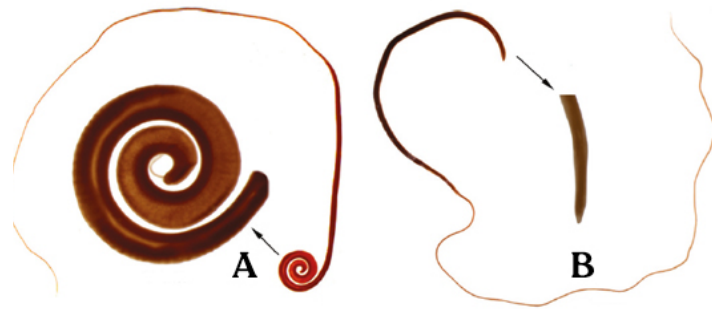


Fig.6 - *T. trichiura* adulto macho (A) e fêmea (B).

Ascaris lumbricoides

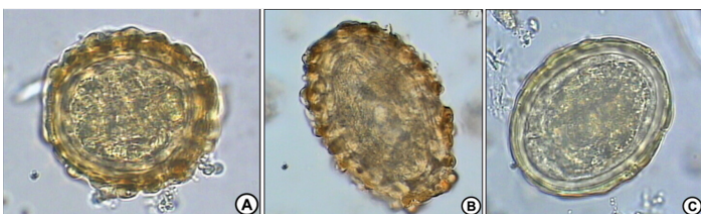


Fig.7 - Ovo fértil embrionado (A), ovo infértil (B) e ovo sem membrana mamilonada (C) de *A. lumbricoides*.

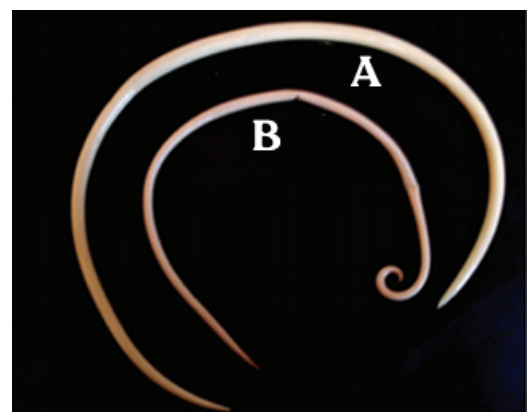


Fig.8 - *A. lumbricoides* adultos, fêmea (A) e macho (B).

Ancilostomídeos

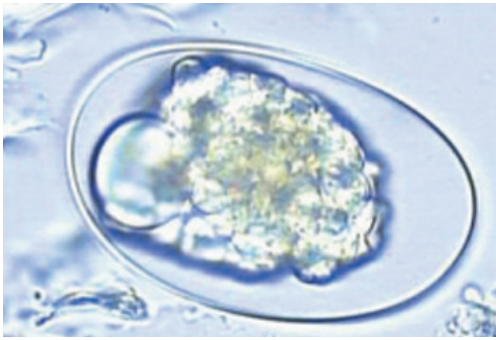


Fig.9 – Ovo de ancilostomídeos.



Fig.11 - *Ancylostoma duodenale* adulto.

Strongyloides stercoralis



Fig.12 – Larva de *S. stercoralis*.

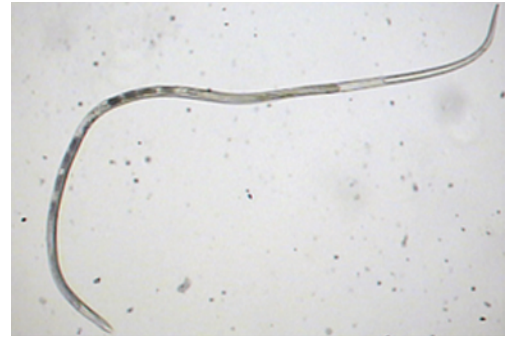


Fig.13 – *S. stercoralis* adulto.

Wuchereria bancrofti



Fig.14 – Microfilária (embrião desenvolvido de *W. bancrofti*).

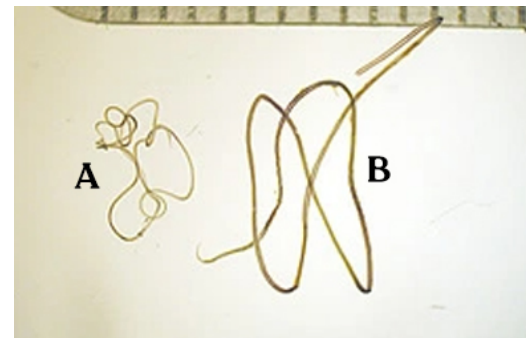


Fig.15 – *W. bancrofti* adultos, macho (A) e fêmea (B).

Taenia sp.



Fig.16 - Ovo de *Taenia sp.*



Fig.17 - *Taenia sp.*

Hymenolepis nana

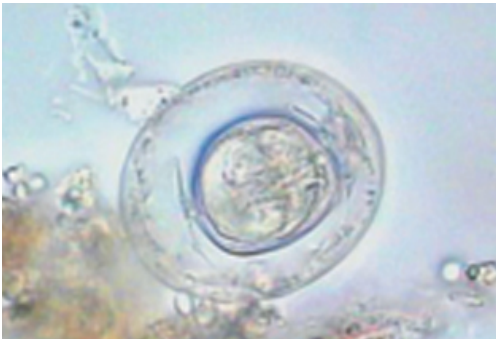


Fig.18 - Ovo de *H. nana*.

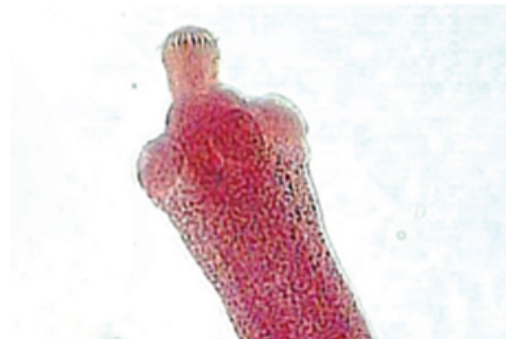


Fig.19 - *H. nana* adulto.

Schistosoma mansoni

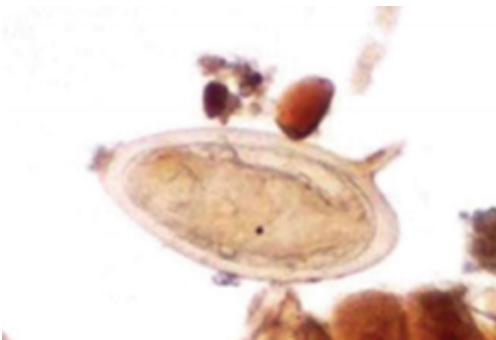


Fig.20 - Ovo de *S. mansoni*.

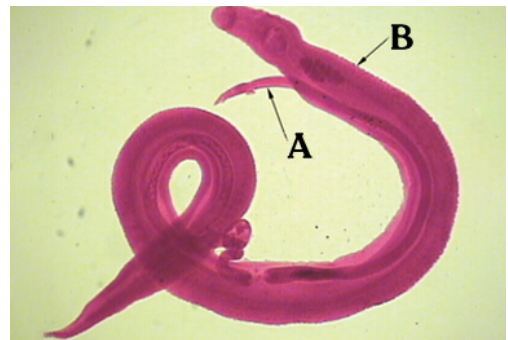


Fig.21 - *S. mansoni* adultos, fêmea (A) e macho (B).

Echinococcus granulosus

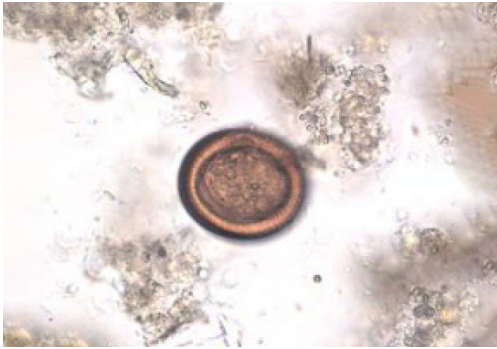


Fig.22 – Ovo de *E. granulosus*.



Fig.23 – *E. granulosus* adulto.

Fasciola hepatica



Fig.24 – Ovo de *F. hepatica*.



Fig.25 – *F. hepática* adulta.

Resumo de larvas e ovos

Enterobius vermicularis



Fig.3 - Ovo de *E. vermicularis*.

Trichuris trichiura



Fig.5 - Ovo de *T. trichiura*.

Ascaris lumbricoides

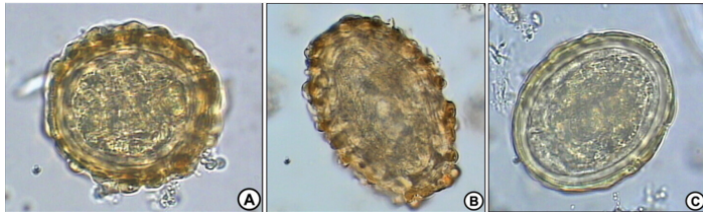


Fig.7 - Ovo fértil embrionado (A), ovo infértil (B) e ovo sem membrana mamilonada (C) de *A. lumbricoides*.

Ancilostomídeos

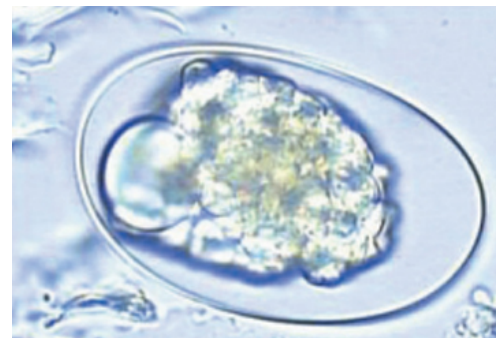


Fig.9 - Ovo de ancilostomídeos.

Strongyloides stercoralis



Fig.12 - Larva de *S. stercoralis*.

Wuchereria bancrofti



Fig.14 - Microfilária (embrião desenvolvido de *W. bancrofti*).

Taenia sp.



Fig.16 - Ovo de *Taenia sp.*

Hymenolepis nana

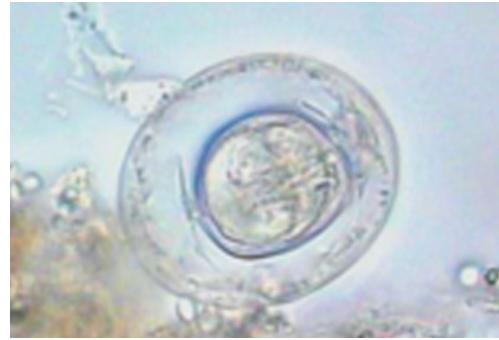


Fig.18 - Ovo de *H. nana*.

Schistosoma mansoni

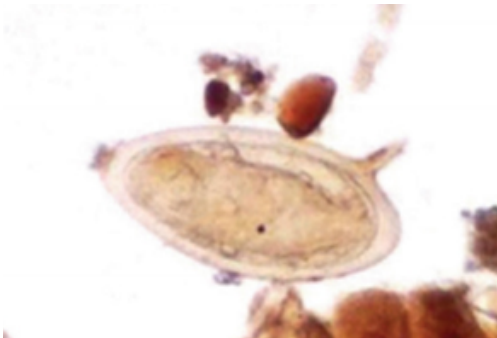


Fig.20 - Ovo de *S. mansoni*.

Echinococcus granulosus



Fig.22 - Ovo de *E. granulosus*.

Fasciola hepatica



Fig.24 - Ovo de *F. hepatica*.



Referências

SILVA, R.J. et al. Atlas de parasitologia. São Paulo. Cultura Acadêmica. Universidade Estadual Paulista, Pró-Reitoria de Graduação, 2009. 48 p. ISBN 978-85-98605-69-2.

CHIEFFI, P. P. Parasitoses intestinais: diagnóstico e tratamento. São Paulo: Lemos. Editorial, 2001.

CARLI, G. A. Parasitologia clínica: seleção de métodos e técnicas de laboratório para o diagnóstico das parasitoses humanas. 2^o ed. São Paulo: Atheneu, 2007.

REY, L. Bases da Parasitologia médica. Rio de Janeiro –2^o ed. -: Guanabara-Koogan, -1992.

VERONESI, R. Doenças Infecciosas e Parasitárias – 7.ed.- Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1982.

LIMA, F. L. O et al. Um século do exame parasitológico de Lutz e sua relevância atual. Revista Brasileira de Análises Clínicas. 2019.

NEVES, D.P. Parasitologia humana. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2005. p. 458-459.

Referências de imagens

Figura 01

JUNIOR, J. M. B. O.; CALVÃO, L. B. Ciências biológicas: campo promissor em pesquisa; v. 3. Belo Horizonte: Atena, 2020.

Figuras 02 - 03 - 04 - 05 - 06 - 07 - 08 - 09 - 11 - 13 - 14 - 16 - 17 - 18 - 19 - 20 - 21 - 25

SILVA, R.J. et al. Atlas de parasitologia. São Paulo. Cultura Acadêmica. Universidade Estadual Paulista, Pró-Reitoria de Graduação, 2009. 48 p. ISBN 978-85-98605-69-2.

Figura 10

PANTOJA, L. D. M. et al. Princípios de parasitologia. 2ª ed. Fortaleza: EdUECE, 2015

Figura 12

<https://parasitologiaclinica.ufsc.br/index.php/info/conteudo/fotografias/larvas-stercoralis/>

Figura 15

<https://estudeparasitologia.wordpress.com/2016/10/07/wuchereria-bancrofti/#jp-carousel-1156>

Figura 22

http://www.profbio.com.br/aulas/parasito2_08.pdf

Figura 24

Centers for Disease Control and Prevention (CDC), Atlanta, EUA
<http://www.icb.usp.br/~livropar/img/capitulo11/6.html>



Av. Rui Barbosa, 5525 . Bloco B . Galpão 1 e 2 . São José dos Pinhais . PR
CEP: 83.040-550 . +55 (41) 3888 0888

 [firstlab.ind](https://www.facebook.com/firstlab.ind)

 [firstlab](https://www.linkedin.com/company/firstlab)

 [@firstlab.ind](https://www.instagram.com/firstlab.ind)

www.firstlab.ind.br