

MANUAL DE TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO MICROSCÓPICO DE PARASITAS INTESTINAIS E URINÁRIOS/VESICAIS

EDIÇÃO I

VOLUME I

2022



REPÚBLICA DE MOÇAMBIQUE
MINISTÉRIO DA SAÚDE



INSTITUTO NACIONAL DE SAÚDE
MOÇAMBIQUE

MANUAL DE TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO MICROSCÓPICO DE PARASITAS INTESTINAIS E URINÁRIOS/VESICAIS

**Edição I
Volume I
2022**

INSTITUTO NACIONAL DE SAÚDE
DIRECÇÃO NACIONAL DE LABORATÓRIOS DE SAÚDE PÚBLICA

FICHA TÉCNICA

Título:

Manual de Técnicas de Diagnóstico Microscópico de Parasitas Intestinais e Urinários/Vesicais

Editor:

Instituto Nacional de Saúde

Autores:

Idalécia Cossa Moiane (INS- Laboratório de Parasitologia)

Isabel Nhavoto (INS- Laboratório de Parasitologia)

Verónica Casmo (INS- Laboratório de Parasitologia)

Revisão:

Ângelo Augusto (INS-Comité Institucional de Biossegurança)

Carla Madeira (INS-Chefe de Departamento dos Serviços Laboratoriais de Referência de Saúde Pública)

Edson Zita (INS – Chefe de Repartição de Avaliação Externa de Qualidade)

Nádia Siteo (INS – Chefe de Departamento de Plataformas Tecnológicas)

Fotografias:

Arquivo INS

Júlio Nandza (INS – Departamento de Comunicação Técnico-Científica em Saúde)

Sabino Rancho (INS – Departamento de Comunicação Técnico-Científica em Saúde)

Desenho gráfico e Maquetização:

Enoque Cardoso (INS – Departamento de Comunicação Técnico-Científica em Saúde)

Aprovação:

Sofia Omar Viegas (INS – Directora Nacional de Laboratórios de Saúde Pública)

AGRADECIMENTOS

Agradecemos a todos os parceiros de cooperação e profissionais que apoiaram na elaboração do presente documento.

LISTA DE ABREVIATURAS

| | |
|----------------------|--|
| AEQ | Avaliação Externa de Qualidade |
| EPI | Equipamento de Proteção Individual |
| INS | Instituto Nacional de Saúde |
| MSDS | Informação de Segurança de Produto Químico (<i>Material Safety Data Sheet</i>) |
| NB-2 (=BSL-2) | Nível de Biossegurança 2 (<i>Biosafety Laboratory Level 2</i>) |
| NSE | Não se encontram |
| OMS | Organização Mundial de Saúde |
| POP | Procedimento Operacional Padrão |
| SNS | Serviço Nacional de Saúde |
| U.S | Unidade Sanitária |

PREFÁCIO

Os parasitas intestinais e urinários constituem um problema de saúde pública no País afectando principalmente os menores de cinco anos e indivíduos em idade escolar. Estes, são responsáveis pela ausência dos alunos nas escolas, comprometimento no desenvolvimento cognitivo, diarreia, desnutrição, entre outros.

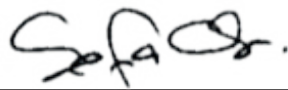
A sua presença no organismo nem sempre é visível ao olho nu, pelo que, torna-se essencial o diagnóstico laboratorial para a confirmação da infecção. Para o efeito, é necessário disponibilizar ferramentas que auxiliem no fornecimento de resultados de qualidade, correctos e fiáveis.

Com o objectivo de avaliar a qualidade da testagem, os laboratórios da rede nacional, participam de um programa pioneiro do Instituto Nacional de Saúde, para Avaliação Externa da Qualidade (AEQ) de parasitas intestinais e urinários, baseado na microscopia. Embora ainda não totalmente abrangente, este programa, aliado ao presente Manual, pretendem catapultar a testagem dos parasitas intestinais e urinários/vesicais.

O presente *Manual de Técnicas de Diagnóstico Microscópico de Parasitas Intestinais e Urinárias/Vesicais*, tem como objectivo, orientar os procedimentos técnicos e de biossegurança laboratorial, com vista a garantir resultados de qualidade no diagnóstico de Parasitas Intestinais e Urinárias/Vesicais no Serviço Nacional de Saúde.

Maputo, Abril de 2022

A Directora Nacional para a Área de Laboratórios de Saúde Pública



Dra. Sofia Omar Viegas, MSc. PhD.
(Especialista de Saúde, Classe C)

| | |
|--|-----------|
| LISTA DE ABREVIATURAS..... | 7 |
| PREFÁCIO..... | 8 |
| 1. ENQUADRAMENTO..... | 11 |
| 2. OBJECTIVO DO MANUAL..... | 11 |
| CAPÍTULO 1: ORGANIZAÇÃO E BIOSSEGURANÇA LABORATORIAL..... | 13 |
| 1. REAGENTES E EQUIPAMENTOS..... | 13 |
| 1.1. REAGENTES..... | 13 |
| 1.2 EQUIPAMENTOS..... | 13 |
| 1.2.3 Balança..... | 14 |
| 2. BIOSSEGURANÇA LABORATORIAL..... | 19 |
| CAPÍTULO 2: CRITÉRIOS DE ACEITAÇÃO E REJEIÇÃO DE AMOSTRAS..... | 21 |
| 1. COLHEITA..... | 21 |
| 2. TRANSPORTE..... | 22 |
| 3. ARMAZENAMENTO..... | 22 |
| CAPÍTULO 3: DIAGNÓSTICO EM AMOSTRA DE URINA (S. HAEMATOBIIUM)..... | 24 |
| 1. COLHEITA, TRANSPORTE, CONSERVAÇÃO E CARACTERIZAÇÃO DE AMOSTRAS DE URINA..... | 24 |
| 1.1 COLHEITA..... | 24 |
| 1.2 TRANSPORTE..... | 24 |
| 1.3 CONSERVAÇÃO E ARMAZENAMENTO..... | 24 |
| 1.4 CARACTERÍSTICAS DA URINA (AVALIAÇÃO MACROSCÓPICA)..... | 25 |
| 2. PROCEDIMENTOS DE TESTAGEM..... | 26 |
| 2.1 CONCENTRAÇÃO E SEDIMENTAÇÃO DE URINA..... | 26 |
| 2.1.1 Consumíveis, Materiais e Reagentes..... | 26 |
| 2.1.2 Preparação de reagentes..... | 26 |
| 2.1.3 Equipamento..... | 26 |
| 2.1.4 Passo a passo..... | 26 |
| 2.1.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)..... | 27 |
| 2.2 FILTRAÇÃO DE URINA..... | 28 |
| 2.2.1 Consumíveis, Materiais e Reagentes..... | 28 |
| 2.2.2 Preparação de reagentes..... | 28 |
| 2.2.3 Equipamento..... | 28 |
| 2.2.4 Procedimento..... | 28 |
| 2.2.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)..... | 29 |
| 2.2.6 Interferentes..... | 29 |
| CAPÍTULO 4: DIAGNÓSTICO EM AMOSTRA DE FEZES..... | 31 |
| 1. COLHEITA, TRANSPORTE, CONSERVAÇÃO E CARACTERIZAÇÃO DE AMOSTRAS DE FEZES..... | 31 |
| 1.1 COLHEITA..... | 31 |
| 1.2 TRANSPORTE..... | 31 |
| 1.3 CARACTERÍSTICAS DAS FEZES (AVALIAÇÃO MACROSCÓPICA)..... | 31 |
| 1.4 CONSERVAÇÃO E ARMAZENAMENTO..... | 32 |
| 2. PROCEDIMENTOS DE TESTAGEM..... | 33 |
| 2.1 EXAME DIRECTO..... | 34 |
| 2.1.2 Consumíveis, Materiais e Reagentes..... | 34 |
| 2.1.2 Preparação de reagentes..... | 34 |

| | |
|--|-----------|
| 2.1.3 Equipamento..... | 34 |
| 2.1.4 Procedimento..... | 34 |
| 2.1.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)..... | 34 |
| 2.2 KATO-KATZ..... | 34 |
| 2.2.1 Consumíveis, Materiais e Reagentes..... | 35 |
| 2.2.2 Preparação de reagentes..... | 35 |
| 2.2.3 Equipamento..... | 35 |
| 2.2.4 Procedimento..... | 35 |
| 2.2.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)..... | 36 |
| 2.3 CONCENTRAÇÃO FORMOL-ÉTER (TAMBÉM DESIGNADO RITCHIE)..... | 37 |
| 2.3.1 Consumíveis, Materiais e Reagentes..... | 37 |
| 2.3.2 Preparação de reagentes..... | 37 |
| 2.3.3 Equipamento..... | 37 |
| 2.3.4 Procedimento..... | 38 |
| 2.3.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)..... | 38 |
| 2.4 COLORAÇÃO POR ZIEHL-NEELSEN MODIFICADO..... | 39 |
| 2.4.1 Consumíveis, Materiais e Reagentes..... | 39 |
| 2.4.2 Preparação de reagentes..... | 39 |
| 2.4.3 Equipamento..... | 39 |
| 2.4.4 Procedimento..... | 40 |
| 2.4.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)..... | 40 |
| 2.5 SEDIMENTAÇÃO TÉCNICA HARADA-MORI..... | 42 |
| 2.5.1 Consumíveis, Materiais e Reagentes..... | 42 |
| 2.5.2 Preparação de reagentes..... | 42 |
| 2.5.3 Equipamento..... | 42 |
| 2.5.4 Procedimento..... | 42 |
| 2.5.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)..... | 43 |
| 2.6 MÉTODO DE STOLL..... | 43 |
| 2.6.1 Consumíveis, Materiais e Reagentes..... | 44 |
| 2.6.2 Preparação de reagentes..... | 44 |
| 2.6.3 Equipamento..... | 44 |
| 2.6.4 Procedimento..... | 44 |
| 2.6.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)..... | 44 |
| 2.7 MÉTODO DE TELEMANN-LIMA..... | 45 |
| 2.7.1 Consumíveis, Materiais e Reagentes..... | 45 |
| 2.7.2 Preparação de reagentes..... | 45 |
| 2.7.3 Equipamento..... | 45 |
| 2.7.4 Procedimento..... | 45 |
| 2.7.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)..... | 46 |
| 2.8 FLUTUAÇÃO TÉCNICA DE WILLIS..... | 47 |
| 2.8.1 Consumíveis, Materiais e Reagentes..... | 47 |
| 2.8.2 Preparação de reagentes..... | 47 |
| 2.8.3 Equipamento..... | 47 |
| 2.8.4 Procedimento..... | 48 |
| 2.8.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)..... | 48 |
| CAPÍTULO 5: CONTROLO DE QUALIDADE..... | 50 |
| REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... | 53 |
| ANEXOS..... | 55 |

1. Enquadramento

O presente Manual tem como grupo alvo técnicos de laboratório sobretudo os da área de saúde humana e foi desenhado com base nos Manuais de Diagnóstico da Organização Mundial de Saúde (OMS). Serão apresentados procedimentos pré-analíticos, analíticos e pós-analíticos com enfoque para a microscopia como *padrão ouro*.

Encontra-se dividido em 5 (cinco) capítulos nomeadamente:

- **Capítulo 1:** — **Organização e Biossegurança Laboratorial;**
- **Capítulo 2:** — **Critérios de Aceitação e Rejeição de Amostras;**
- **Capítulo 3:** — **Diagnóstico em Amostra de Urina;**
- **Capítulo 4:** — **Diagnóstico em Amostra de Fezes;**
- **Capítulo 5:** — **Controlo de Qualidade.**

A preparação dos reagentes para aqueles que não sejam adquiridos prontos para uso será descrito nos Anexos do presente documento.

2. Objectivo do Manual

O principal objectivo deste Manual é apresentar Procedimentos Operacional Padrão (POPs) das diferentes técnicas laboratoriais que podem ser usadas.

De forma específica:

- Orientar os laboratórios que processam amostras de fezes e urina no âmbito da parasitologia nos cuidados de biossegurança laboratorial;
- Providenciar os critérios de aceitação e rejeição de amostras para um resultado correcto e fiável;
- Descrever de forma detalhada os procedimentos para observação de parasitas em amostras de urina e fezes;
- Apresentar as diferentes formas de implementar o controlo interno de qualidade.

ORGANIZAÇÃO e BIOSSEGURANÇA LABORATORIAL



1

CAPÍTULO

Observação
de Parasitas

ORGANIZAÇÃO E BIOSSEGURANÇA LABORATORIAL

MENSAGEM-CHAVE:

- Existem riscos à saúde associados à manipulação de certos reagentes usados
- Todo o equipamento usado deve ser periodicamente assistido por entidades externas
- A manutenção preventiva é um mecanismo realizado pelo laboratório que pode minimizar as paragens de processamento

1. Reagentes e equipamentos

1.1. Reagentes

Para cada reagente será mencionado se os mesmos são ou não comerciais, ou seja se precisam ser preparados pelo técnico. Aos reagentes que carecem de algum preparo, na técnica onde são referidos será colocado um número que o remete para o Anexo 2 onde poderá encontrar o modo de preparação do mesmo. Será igualmente apresentada no Anexo 1, a informação de segurança de produtos químicos (*Material Safety Data Sheets- MSDS*) dos reagentes como forma de mitigar potenciais incidentes durante o seu manuseio.

Por outro lado, também será referido no procedimento de cada técnica como deve ser feito o armazenamento dos reagentes independentemente de serem ou não comerciais. Deve-se proceder com o controlo de qualidade dos reagentes conforme apresentado no capítulo de Controlo de Qualidade.

1.2 Equipamentos

De acordo com o procedimento, cada equipamento será listado previamente onde é descrita a técnica em causa. Também são considerados equipamentos, embora de apoio, a vidraria (por exemplo provetas, copos graduados, balão cilíndrico) e pipetas automáticas. Pode ser que, para algumas técnicas o equipamento descrito não seja acessível para os laboratórios, nesses casos e sempre que possível poder-se-á mencionar o alternativo. Nos casos em que ainda assim não haja disponibilidade do equipamento, recomenda-se que o técnico identifique a técnica que melhor se enquadra nas suas condições de trabalho.

Importa referir que, é importante que exista um plano de calibração e manutenção dos equipamentos críticos aplicáveis pois só deste modo garantir-se-á o melhor desempenho destes.

A baixo são descritos de forma geral os procedimentos para uso da balança, centrífuga, geleira e microscópio por serem os mais usados na maior parte das técnicas a descrever.

1.2.3 Balança

a) *Tipos usados em laboratório*: existem dois tipos aplicáveis nos laboratórios que testam parasitoses intestinais e urinárias, nomeadamente:

a.1 Balança analítica: requerem uma pesagem mais precisa. Estas balanças possuem capelas de proteção de ventos para evitar que haja interferência durante a pesagem (**Figura 1A**).

a.2 Balança semi-analítica: apresenta uma precisão igual ou inferior a 1 miligrama e se destina à análise de determinada grandeza sob certas condições ambientais. Algumas possuem e outras não apresentam capela de proteção de ventos. Não exige tanta destreza no manuseio e condição de instalação específica como a balança analítica (**Figura 1B**).

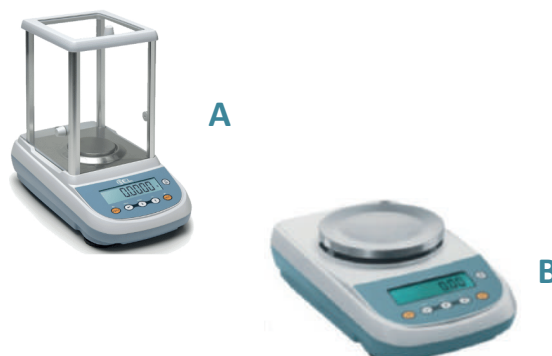


Figura 1: Exemplos de balança analítica (A) e semi-analítica (B).

(Fonte: <https://www.biovera.com.br/balanca-analitica-e-semi-analitica-diferencas-e-cuidados/>)

b) *Aplicação*: medição da massa dos corpos a serem usados no laboratório.

c) *Expressão*: a unidade de expressão é quilograma (kg) OU grama (g).

d) *Cuidados no uso*:

- Deve ficar em um local adequado e nivelado;
- Local estável e livre de vibrações e o mais horizontal possível;
- A superfície deverá suportar com segurança o peso da balança totalmente carregada, evitando então vibrações durante o uso;
- Livre de variações de temperatura excessivas (a temperatura ideal para o funcionamento da balança é 20 ± 2 °C);
- Evitar luz do sol direta e correntes de ar fortes como de ventiladores ou ar condicionado;
- Todas as balanças possuem um indicador de nível e dois ou quatro pés ajustáveis para compensar ligeiras irregularidades na superfície da bancada de pesagem, e este indicador é uma bolha que deverá estar no meio do vidro de nível (**Figura 2**).



Figura 2: Nivelamento da balança.

(Fonte: <https://www.biovera.com.br/balanca-analitica-e-semi-analitica-diferencas-e-cuidados/>)

- A balança deve ser *tarada*, isto é, zerada, de modo a subtrair o peso do objecto (ex: relógio de vidro) que será usado para pesar o componente ou reagente necessário. Geralmente, as balanças apresentam botões para zerar e/ou tarar.

e) *Manutenção e limpeza:*

- Manter o peso no prato sempre centrado (no meio do prato);
- Calçar luvas para segurar objetos de modo a evitar transferência de humidade ou gordura da pele;
- Manter a balança permanentemente limpa (antes e depois do uso), de forma a evitar o acúmulo de poeiras e a possibilidade de corrosões utilizando um pincel ou aspirador de mão para limpar alternativamente, pode recorrer à gaze ou pano de algodão suave;
- Para limpeza, deve-se desligar a balança da fonte de (corrente) alimentação usar um pano húmido com água e detergente não agressivo (para que o equipamento não sofra corrosões), não utilizar produtos de limpeza agressivos como solventes, evitar que o líquido da limpeza escorra para o interior do aparelho, e secar em seguida;
- Sempre que possível e se assim a balança tiver, retire o prato de pesagem e limpe-o.

f) *Procedimento de uso:*

- Antes de cada pesagem, limpar o prato com um pincel macio;
- Ligar a ficha a uma tomada;
- Ligar a balança com a tecla LIGAR/DESLIGAR (ON/ OFF);
- Colocar o recipiente da pesagem (tara) por exemplo um relógio de vidro, pedaço de papel de filtro, placa de Petri, etc;
- Acertar o zero da balança com tecla tara (T);
- Efectuar a pesagem pretendida;
- Fechar a janela para estabilizar (no caso de balanças protegidas com capelas de proteção);
- Terminada a pesagem, desligar a balança com a tecla LIGAR/DESLIGAR (ON/ OFF);
- Retirar a ficha da tomada.

1.1.1 Centrífuga

a) *Tipos usados em laboratório:* existem vários tipos porém no laboratório de testagem de parasitas intestinais e urinárias usam-se as designadas de centrífuga de bancada a qual pode ou não ser refrigerada. A centrífuga de bancada é um produto versátil e capaz de centrifugar volumes de até 200 ml. Permite utilizar tubos de variados volumes, além de rotores diversos, o que a torna uma centrífuga bastante funcional e adequada para muitas aplicações.

b) *Aplicação:* usados para separar partículas através da concentração por rotação resultando em sedimentos e componente líquida (sobrenadante).

c) *Expressão:* não se aplica.

d) *Cuidados no uso:*

- Verificar o tipo de tubos que podem ser usados antes de adquirir o equipamento para garantir que possa usá-lo;
- Devem ficar em um local seguro e nivelado;
- A superfície deverá suportar com segurança o peso da balança totalmente carregada, evitando então vibrações durante o uso;
- Livre de variações de temperatura excessivas (a temperatura ideal para o funcionamento da balança é 20 ± 2 °C);
- Evitar a luz do sol direta e correntes de ar fortes como de ventiladores ou ar condicionado.

e) Manutenção e limpeza:

- Limpar o interior da centrífuga com sabão ou um detergente suave e um pano húmido. Isto serve para manter boas condições higiénicas e impedir a corrosão causada por matérias aderentes;
- Após a limpeza com detergente, remover os resíduos do detergente com um pano húmido. Secar as superfícies imediatamente após a limpeza;
- Se produzida água de condensação, secar a câmara de centrifugação com um pano bem absorvente;
- A centrífuga não deve ser usada se o seu interior estiver quente, se ocorrer uma vibração ou barulho estranho e quando for detectada corrosão nos componentes da centrífuga;
- A maior parte das vibrações ocorrem por desequilíbrio nas quantidades adicionadas nos tubos e podem ser corrigidas através do rebalanceamento dos tubos;
- Os tubos com mesmo peso devem ser colocados em posições opostas, simetricamente. Os tubos centrífugos devem ser colocados em vasilhas predefinidas em forma, tamanho e material;
- Quanto á limpeza, deve-se limpar semestralmente a estrutura e a cuba da centrifugadora e, se necessário, limpar com sabão ou um detergente suave e um pano húmido. Isto serve para manter boas condições higiénicas e impedir a corrosão causada por matérias aderentes.

f) Procedimento de uso:

- Ligar a ficha da centrífuga na tomada;
- Ligar o botão LIGAR/DESLIGAR (ON/ OFF);
- Com ajuda do dispositivo abrir a centrífuga;
- Calibrar a centrífuga com os tubos a serem centrifugados. Caso sejam ímpares, parrear com um tubo de centrífuga contendo água na mesma medida que os tubos com amostras;
- Fechar a tampa da centrífuga até sentir o barulho do fecho (ruído de segurança);
- Colocar as rotações desejadas (e se existente o tempo e temperatura de centrifugação);
- Ligar no INICIAR/START (ou conforme indica o equipamento);
- Findo o tempo, a centrífuga irá parar (ouve-se um ruído);
- Deixar por um tempo até indicar 0000 nas rotações;
- Desligar no botão LIGAR/DESLIGAR (ON/ OFF) e abrir a tampa do equipamento;
- Retirar os tubos incluindo aqueles usados para calibrar;
- Retirar a ficha da tomada.



1.1.2 Microscópio

a) *Tipos usados em laboratório:* existem vários tipos de microscópios, divididos entre três categorias principais: a microscopia de luz (=óptico), microscopia eletrônica e a microscopia de ponta de prova. No nosso caso, cingir-nos-emos na microscopia de luz, especificamente no microscópio de contraste de fase (**Figura 3**).

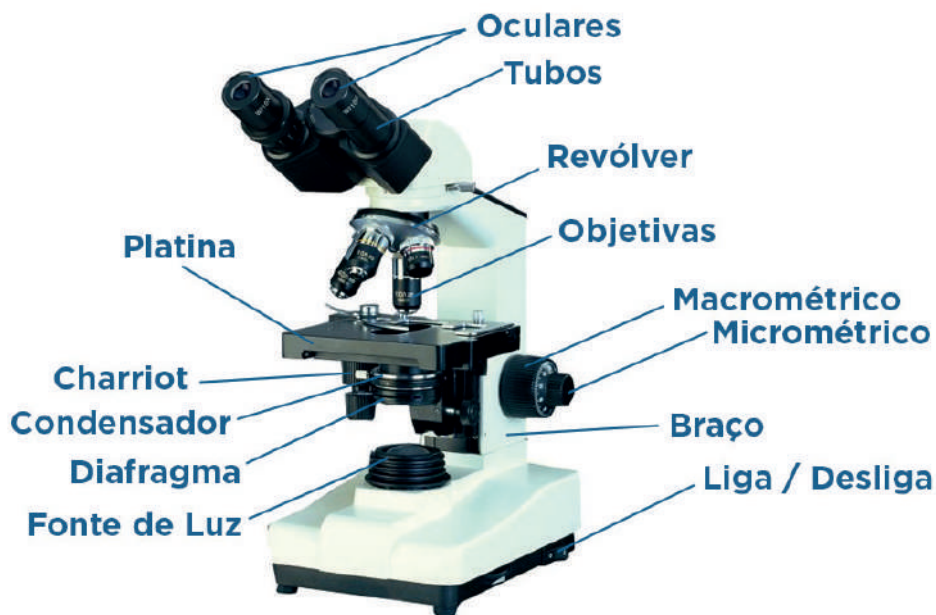


Figura 3: Microscópio de contraste de fase e seus componentes.

(Fonte: <https://www.google.pt/amp/s/www.splabor.com.br/blog/microscopio-estereoscopia/aprendendo-mais-aspectos-importantes-sobre-microscopio-optico-denominacao-suas-respectivas-partes-manuseio-e-limpeza/amp/>)

b) *Aplicação:* observar imagens ampliadas de amostras em trabalhos de rotina e para fins de investigação.

c) *Manutenção e limpeza:* é feita nas componentes ópticas (lentes, objectiva, condensador e filtro) e componentes mecânicas (parafusos macro e micrométrico, revólver e diafragma). Para tal deve-se:

- Usar o equipamento com muito cuidado, de preferência em superfícies lisas longe de quaisquer vibrações e em locais onde não haja humidade, poeiras e nem exposição ao sol;
 - Executar a limpeza das objectivas e oculares com papel de lentes. Evitar o uso de papel-toalha comum ou gaze para evitar riscos nas lentes;
 - Nunca usar detergente, xilol, etanol 96% ou outro solvente para limpeza das lentes. Esses produtos podem retirar a cola que fixa as lentes aos corpos das objectivas e oculares.
- *Procedimento de uso:*
- Ligar a ficha do microscópio na tomada;
 - Ligar o interruptor LIGAR/DESLIGAR (ON/OFF) do sistema de iluminação (veja a lâmpada acesa);
 - Abrir totalmente o diafragma e colocar o sistema condensador-diafragma na posição mais elevada;
 - Movimentar o revólver e colocar em posição a objectiva de maior ampliação (100X). Certificar-se de que tenha o óleo de imersão sobre o objecto a observar;
 - Colocar a lâmina sobre a platina, e fixar com ajuda da presilha;
 - Movimentar o *chariot*, fazendo com que o esfregaço (espécime) fique por baixo da objectiva;
 - Com o parafuso macrométrico, elevar a platina ao máximo, observando que a objectiva não toque na lâmina ou lamelas (para não partir);
 - Focar a preparação para obtenção de uma imagem nítida, movimentando o parafuso macrométrico lentamente para baixo até que se possa visualizar a imagem;

- Ajustar o foco com o parafuso micrométrico;
- Colocar a região da preparação a ser observada bem no centro do campo visual da objectiva;
- Movimentar o revólver, colocando em posição a objectiva seguinte (10X);
- Uma vez que se tenha obtido o foco com a objectiva anterior (10X), acertar o foco na objectiva de 4X apenas com o parafuso micrométrico;
- Repetir a operação com a objectiva de 40X;
- A objectiva de 100X é chamada de imersão. Movimentar o revólver de forma que a objectiva de 100X fique a meia distância da posição de encaixe. Colocar uma gota de óleo de imersão sobre a preparação;
- Movimentar o revólver de forma a que a objectiva de 100X encaixe correctamente;
- Ajustar o foco com o parafuso micrométrico;
- Finalizada a observação ao microscópio, desligar o interruptor (a lâmpada irá se apagar), girar o revólver de forma a encaixar a objectiva de 4X, baixe a platina retire a lamina (soltando a presilha) e enxugue a objectiva de 100X com papel de lentes (não esfregar a lente);
- Desligar o equipamento da tomada, colocar a sílica sobre a platina e cobrir totalmente o microscópio (para evitar poeiras).

NOTAS:

- Sempre que possível, use apenas um microscópio para observação de parasitas em fezes e urina e não o use para outros ensaios laboratoriais. Deste modo, aumentará o tempo de vida do equipamento e evitará potenciais contaminações durante a observação das amostras.
- A manutenção dos equipamentos devem ser feita por profissionais qualificados preferencialmente por entidade certificada para o efeito. A manutenção deve ser feita anualmente, contudo a manutenção preventiva deve ser diariamente antes e após o uso pelos técnicos que o manipulam.



2. Biossegurança laboratorial

Para o diagnóstico de parasitas intestinais e urinárias (vesicais) o nível de biossegurança laboratorial requerido é de 2 (NB-2 ou BSL-2 *Biosafety Laboratory Level 2*). Como procedimento de biossegurança deve-se:

- Usar Equipamento de Protecção Colectiva (EPC) como cabine de biossegurança se disponíveis, na falta deste pode-se manipular usando o escudo protector e processar desde que os indivíduos estejam com Equipamento de Protecção Individual (EPI);
 - Usar EPI independentemente da existência de EPC. Nomeadamente bata, luvas e máscaras, óculos de protecção, touca e protectores de calçado;
 - Garantir a existência de desinfectantes, sendo o álcool etílico a 70% (N. 1) usado para desinfectar superfícies e as mãos e o hipoclorito 2-2.5% para desinfectar superfícies onde tenha-se derramado algum material biológico (N. 2);
 - Usar recipientes de descarte devidamente identificados como risco biológico, fazendo a
- segregação de lixo perfuro cortante do não perfuro-cortante;
 - Possuir um sistema de destino final do material produzido no laboratório (incineração, autoclavagem) e depois a incineração ou aterro sanitário devidamente controlado;
 - Lavar as mãos com água e sabão antes e depois do trabalho, descalçar as luvas antes de sair do ambiente laboratorial;
 - Se as mãos estiverem visivelmente sujas, higienizá-las usando álcool em gel a 70%;
 - Leia as Normas e Boas Práticas Microbiológicas e de procedimentos do Manual de Biossegurança e Bioproteção do INS disponível no seu laboratório.



CRITÉRIOS de ACEITAÇÃO e REJEIÇÃO de AMOSTRAS



2

CAPÍTULO

CRITÉRIOS DE ACEITAÇÃO E REJEIÇÃO DE AMOSTRAS

MENSAGEM-CHAVE:

- São aceites todas amostras com requisição, frascos devidamente identificados, quantidades aceitáveis para realização dos exames
- São rejeitadas amostras sem requisição, sem identificação, quantidade insuficiente, frasco quebrado, para urina amostras que ultrapassem o período de 2h após colheita, amostras contaminadas

1. Colheita

A colheita de amostras é uma das etapas mais importantes para a obtenção de resultados fiáveis, portanto deve se prestar bastante atenção ao fazê-lo. Para a execução das técnicas parasitológicas (para urina e fezes) as amostras devem ser colhidas em frascos limpos e estéreis, assim sendo deve se clarificar ao paciente que o frasco deve servir apenas para um tipo de amostra biológica ou fezes ou urina.

Por serem amostras que o paciente irá colher sem a presença de um técnico de saúde este por si só precisa garantir que não ira colocar amostra com areia urina ou até sangue (aplicável a mulheres em fase reprodutiva). A amostra tem de ocupar 50% do frasco ou seja a metade do frasco (Figura 4) e fechá-lo de modo que não hajam vazamentos.

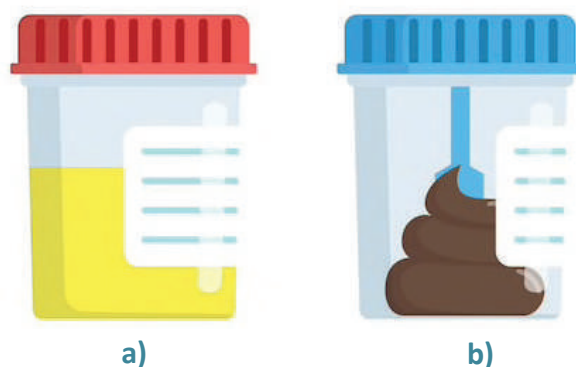


Figura 4: Exemplo do volume de amostras a depositar nos frascos de colheita a) urina, b) fezes.

(Fonte: <https://images.app.goo.gl/ytVJI26xr5vPTicD6>)

2. Transporte

O transporte de amostras biológicas deverá obedecer algumas regras tais como:

- O frasco deverá estar devidamente identificado com o código de origem, nome, idade e proveniência;
- Possuir uma requisição (que indica o nome do paciente, sexo, idade, a data e hora da colheita da amostra, a análise que se pretende, o nome do requisitante e endereço);
- Embalar de forma a conter vazamentos, ou seja, deve estar em uma embalagem dupla (o frasco contendo a amostra deve ser enrolado em um papel absorvente e colocada em um saco plástico);
- Separar o recipiente de transporte de amostras, ou seja, caixa térmica para amostras de fezes e outra caixa térmica para amostras de urina.

NOTA:

O paciente ao transportar a amostra deverá evitar passar por locais movimentados como centros comerciais.

Se o transporte for feito por carros específicos, o transportador deverá transportar a amostra longe dos géneros alimentícios, as amostras devem estar em uma caixa térmica de forma segura de modo que não se desloquem facilmente durante a viagem. Recomenda-se o uso de acumuladores de gelo se o destino estiver à mais de 30 minutos de viagem.

3. Armazenamento

As amostras de fezes frescas podem ser armazenadas a:

- Temperatura ambiente se adicionado formol a 10% (N. 3) ou formol salino a 10% (N. 4) por um máximo de 72h na ausência de um sistema de frio entretanto acomodado em local longe de luz e calor;
- A 2 a 8°C com ou sem formol por um período máximo de 30 dias;
- A -20 ou -80°C sem formol por um período mínimo de um ano.

Por outro lado, as amostras de urina degradam-se muito facilmente devendo ser processadas dentro das primeiras 2 horas após a colheita.

DIAGNÓSTICO
em AMOSTRA
de URINA
(S. haematobium)



3

CAPÍTULO



DIAGNÓSTICO EM AMOSTRA DE URINA (*S. haematobium*)

MENSAGEM-CHAVE:

- Orientar sobre como garantir a integridade de amostras de urina
- Descrever a metodologia usada para caracterizar amostras de urina
- Descrever passo a passo as técnicas para observação de *S. haematobium*

1. Colheita, transporte, conservação e caracterização de amostras de urina

1.1 Colheita

A urina é uma amostra que permite que sejam observadas as formas parasitárias de *Schistosoma haematobium*. As amostras devem ser colhidas pelo próprio paciente em frasco plástico, de preferência, com tampa de rosca, boca larga e estéril idealmente a que é providenciado pelo laboratório. Contudo, não sendo possível ter o frasco pode-se usar um recipiente alternativo como garrafas, frascos desde que os mesmos estejam secos e limpos.

A colheita pode ser feita preferencialmente nas primeiras horas do dia, assim como ao longo do dia ou em horários específicos de acordo com a solicitação feita. Para a análise de *S. haematobium* a urina só pode ser colhida entre as 10h00 da manhã e às 14h00 depois de algum exercício que mexa com a musculatura da bexiga.

Embora não se espere que este parasita ocorra em crianças menores de dois anos, importa referir que a colheita nelas pode ser feita com o auxílio de um plástico. Este é colocado sobre as genitálias e fixo com adesivo na zona abdominal para que não caia. O plástico pode ficar de uma a três horas, e assim que a mesma urinar colhe-se com o auxílio de uma pipeta de *Pasteur* ou um frasco, tampa algo que facilite a recolha da mesma.

1.2 Transporte

O paciente deve transportar o frasco contendo a amostra em um plástico ou envolvido em papel. Para transportar as amostras de um laboratório para o outro, o transporte é realizado usando uma caixa térmica com acumuladores de frio. Deve ter-se o cuidado na colocação dos suportes de forma a que estes se mantenham na vertical.

1.3 Conservação e Armazenamento

A urina é sensível, perde a estabilidade com muita facilidade e por isso deve ser analisada logo após a colheita. Caso se pretenda analisar para a presença de ovos de *S. haematobium* mas, por algum motivo o processamento não é possível imediatamente após a colheita (distância da paciente em relação ao laboratório, tempo do técnico para processar a amostra, etc) deve-se acondicionar a amostra em geleira de 2 – 8°C. Havendo possibilidades, antes do armazenamento na geleira adicione ao frasco da colheita algumas gotas de ácido acético (N. 5) ou de formol (N. 3 ou N. 4) e mantê-la à temperatura ambiente e pode ficar por pelo menos 48h.

As amostras de urina podem ser processadas até 3h após a colheita ou se conservadas na geleira (2 - 8 °C) sem nenhum conservante são estáveis durante 24h.

NOTAS:

- Nunca deixe as amostras expostas ao ar e sem tampa;
- Não receba amostras de urina com mistura de fezes ou terra.

1.4 Características da urina (avaliação macroscópica)

Durante o processamento de recepção das amostras, o técnico deve avaliar macroscopicamente a amostra e registrar as características observadas. A urina normal tem a cor amarela clara. Porém, pode-se apresentar com um tom de cor mais evidente, amarelo escuro quando:

- Existe presença de células sanguíneas ou excesso de sais o que pode fazer com que a urina pareça turva. A presença de sangue (hematúria) é frequente nas infecções graves por *S. haematobium*;
- Há presença de pigmentos de substâncias biliares podem fazer com que a urina apareça em um tom amarelo escuro ou marrom.

NOTA:

A urina pode ocasionalmente parecer incolor.

Registe e reporte a aparência claro ou turvo e a cor (Figura 5) como por exemplo em:

- Incolor;
- Amarelo claro;
- Laranja amarelo (=âmbar);
- Amarelo escuro ou marrom;

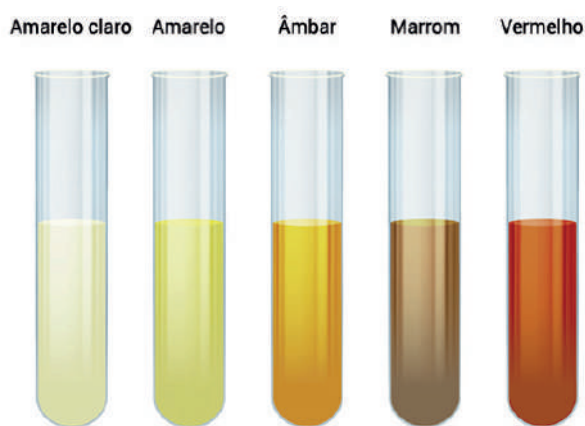
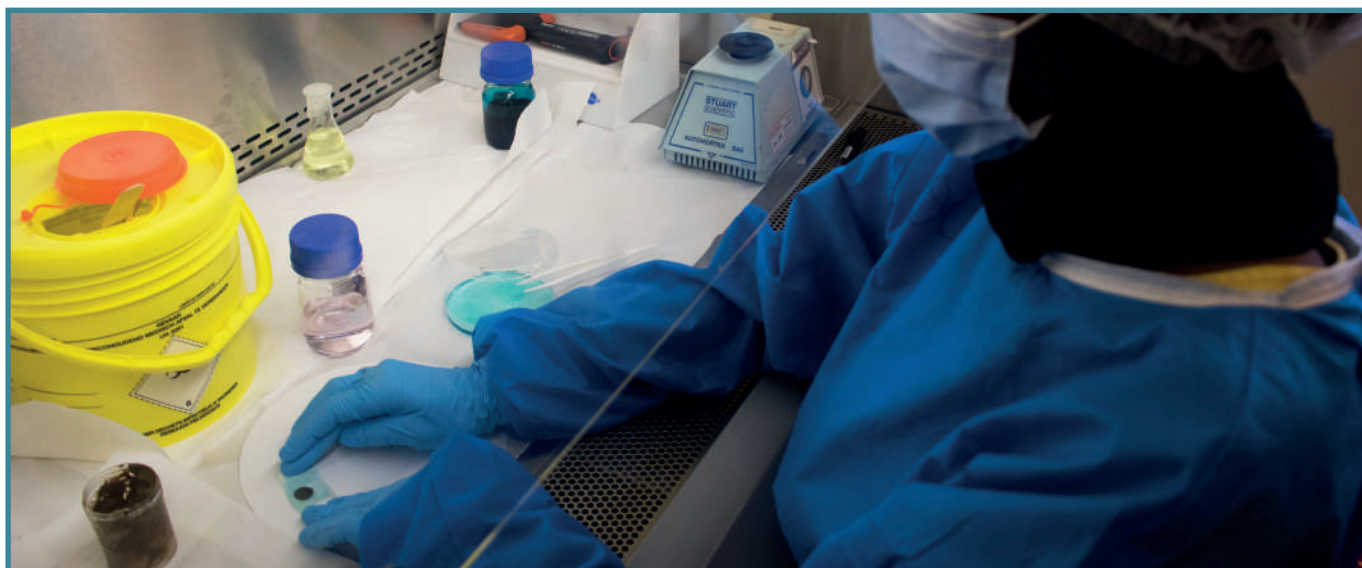


Figura 5: Exemplo de classificação da urina quanto a cor.

(Fonte: <https://medprev.online/blog/curiosidades/o-que-diz-a-cor-da-urina/>)



2. Procedimentos de testagem

2.1 Concentração e sedimentação de urina

Consiste na análise dos ovos do parasita depositados no fundo do tubo após um processo de centrifugação. Este método é pouco sensível, porém mais acessível e de fácil execução.

2.1.1 Consumíveis, Materiais e Reagentes

- Frascos de colheita;
- Tubo de Falcon 15mL ou tubo cónico;
- Pipeta de *Pasteur*;
- Lâmina;
- Lamela.

2.1.2 Preparação de reagentes

Não aplicável/ Nenhum.

2.1.3 Equipamento

- Microscópio óptico ou lente com 10X de ampliação;
- Centrífuga (alternativamente apenas agite vigorosamente a amostra por pelo menos 60 segundos).

2.1.4 Passo a passo

- Agitar a amostra de urina no frasco de colheita e toda a urina um tubo de Falcon até à máxima capacidade;
- Deixar a urina sedimentar a temperatura ambiente durante uma hora;
- Remover o sobrenadante e transfira o sedimento para um tubo de Falcon ou outro que caiba na centrífuga;
- Centrifugar por dois minutos a 3200rpm;
- Como auxílio de uma pipeta, colher o sedimento no fundo do tubo com muito cuidado, coloque na lâmina e lamela;
- Adicionar uma gota de lugol para aumentar a visibilidade dos ovos;
- Observar toda a tela ao microscópio óptico começando pela objectiva de 10X.

2.1.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)

2.1.5.1 Diferenciação de espécies *S. haematobium*

Na amostra de urina, para além de *S. haematobium* (Figura 6A) também pode-se encontrar trofozoítos de *Trichomonas vaginalis* (Figura 6B) ou ovos de *Enterobius vermicularis* (Figura 6C) sobretudo em amostras colhidas em indivíduos do sexo feminino. Segundo a OMS, em locais endémicos para filaríase linfática é possível observar na amostra centrifugada a presença de microfilárias de *Wuchereria bancrofti* (Figura 6D) e *Onchocerca volvulus* (Figura 6E).

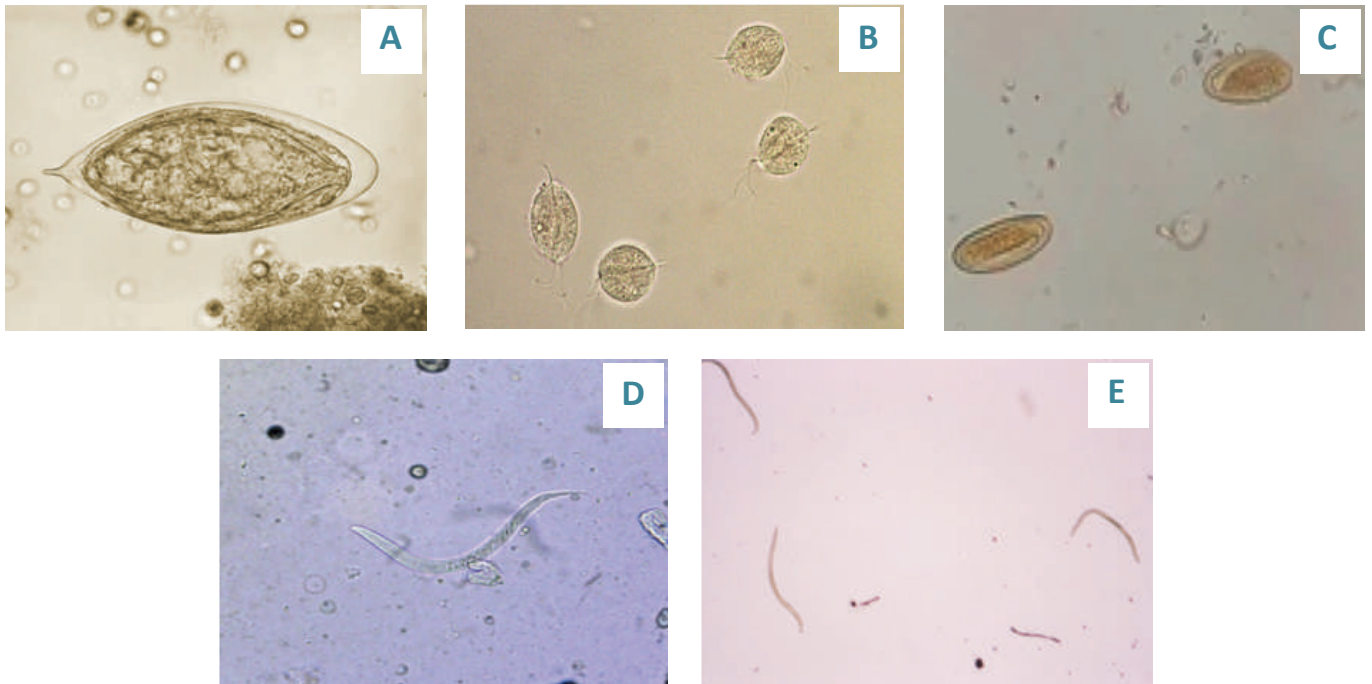


Figura 6: Diferenciação de espécies **A.** *S. haematobium*, **B.** *T. vaginalis*, **C.** *Enterobius vermicularis*, **D.** *W. bancrofti*, **E.** *O. volvulus*.

(Fonte: <https://www.cdc.gov/dpdx/schistosomiasis/>)

Em termos de morfologia, os ovos de *S. haematobium* são grandes, observáveis a 10X, medem cerca de 120-150µm, apresentam um esporão (=espícula) terminal. Por vezes é possível observar o embrião também designado de miracídio dentro do ovo (Figura 7).



Figura 7: Ovo de *S. haematobium* com miracídio no interior.

(Fonte: <https://www.cdc.gov/dpdx/schistosomiasis/>)

2.1.5.2 Resultados críticos

Reportar os resultados se presente ou não ovos do parasita. Em caso de presente, notificar imediatamente ao clínico.

As lâminas devem ser lidas por dois ou mais técnicos de laboratório antes da emissão do resultado. Em caso de discrepância dos resultados, deve existir uma leitura feita por um técnico diferente.

2.1.5.3 Interferentes

Água sanitária e/ou contaminação com fezes.

2.2 Filtração de urina

A filtração da urina é uma técnica quantitativa que se baseia na passagem da urina por um filtro e consequente deposição dos ovos de *S. haematobium* nesta membrana. Em países em que a schistosomíase também conhecida como bilharziose é endêmica esta técnica é frequentemente usada por não requerer equipamento adicional e permitir a determinação da carga parasitária de forma simples e rápida.

2.2.1 Consumíveis, Materiais e Reagentes

- Frascos de colheita;
- Tela de Nylon;
- Seringa;
- Filtro;
- Pinça;
- Lâmina.

2.2.2 Preparação de reagentes

Não aplicável/ Nenhum.

2.2.3 Equipamento

Microscópio óptico ou lente com 10X de ampliação (observação de ovos e/ou larvas de helmintos).

2.2.4 Procedimento

- Agitar suavemente o frasco contendo a urina antes de processar (Figura 8A);
- De seguida, e com uma seringa aspirar 10 ml da amostra de urina (Figura 8B);
- Fazer passar o conteúdo da urina por um filtro contendo uma tela de Nylon;
- Retirar a seringa do filtro e puxar o ar até ao volume de 10ml (Figura 8C);
- Passar o ar aspirado pelo filtro, deste modo espera-se que a urina depositada anteriormente passe facilmente pelo filtro com a ajuda do ar comprimido (Figura 8D);

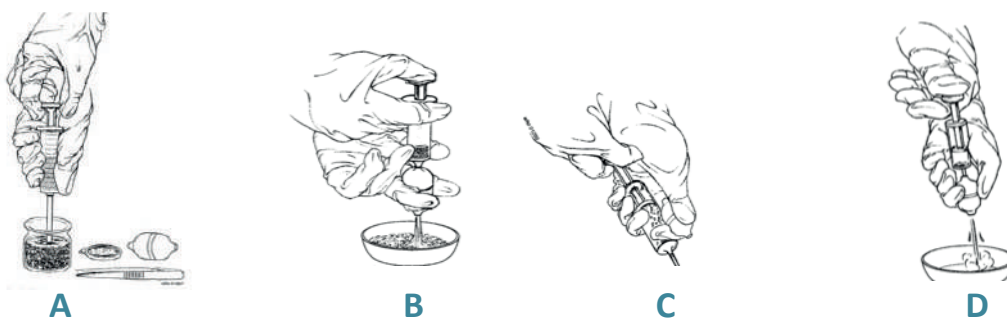


Figura 8: Passo a passo da filtração da urina.

(Fonte: World Health Organization (WHO). *Manual of Basic Techniques for Health Laboratory*, 2nd ed.; World Health Organization: Geneva, Switzerland, 2003)

- Abrir o filtro e com uma pinça retirar a tela e colocá-la na lâmina;
- Observar toda a tela ao microscópio óptico começando pela objectiva de 10X;
- Adicionar algumas gotas de soro fisiológico se a tela parecer ressecada, deste modo irá aumentar a visibilidade dos ovos.

2.2.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)

As lâminas devem ser lidas por dois ou mais técnicos de laboratório antes da emissão do resultado. Em caso de discrepância dos resultados, deve existir uma leitura feita por um técnico diferente.

2.2.5.1 Valores de referência

| Número de ovos/ 10ml | Resultado |
|----------------------|-----------|
| 0 | Negativo* |
| 1 Em diante | Positivo |

* Também pode-se escrever *Não se encontram (NSE) ou Não se observam*

● Interpretação

| Número de ovos/ 10ml | Resultado |
|----------------------|----------------------|
| 1 – 49 | Infecção leve |
| Maior ou igual a 50 | Infecção grave |
| Maior ou igual a 500 | Infecção muito grave |

2.2.5.2 Diferenciação de espécies

Os ovos de *S. haematobium* são os únicos que se espera observar por este método. A morfologia e imagem encontram-se descritos acima, na técnica de concentração e sedimentação.

Ver Anexos 3 a 5

2.2.5.3 Resultados críticos

Maior ou igual a 50 ovos de parasita por campo.

2.2.6 Interferentes

Água sanitária e/ou contaminação com fezes.



DIAGNÓSTICO em AMOSTRA de FEZES



4

CAPÍTULO



DIAGNÓSTICO EM AMOSTRA DE FEZES

MENSAGEM-CHAVE:

- Orientar sobre como garantir a integridade de amostras de urina
- Descrever a metodologia usada para caracterizar amostras de urina
- Descrever passo a passo as técnicas para observação de formas parasitárias de protozoários, helmintos e coccídeos intestinais

1. Colheita, transporte, conservação caracterização de amostras de fezes

1.1 Colheita

As amostras devem ser colhidas pelo próprio paciente em frasco plástico, de preferência, com tampa de rosca, boca larga e estéril fornecido pelo laboratório.

Colher um mínimo de 10gr de fezes pastosas ou formadas ou 6mL de fezes líquidas (equivalente a uma colher de chá ou de sopa). A colheita consistirá na dejectão das fezes directamente para o frasco ou alternativamente o paciente deverá fazê-lo em recipiente aberto limpo e seco (sem vestígios de líquidos inclusive gotas de água e/ou terra) e posteriormente passar/verter para o frasco entregue pela Unidade Sanitária. Colher de preferência nas primeiras horas da manhã. O paciente não pode tomar laxantes ou desparasitantes 24h antes da colheita.

Durante a colheita pode-se observar a presença de vermes, estes não podem ser descartados devem ser colhidos e colocados no frasco de colheita para que sejam reportados.

1.2 Transporte

O paciente deve transportar o frasco contendo a amostra em um plástico ou envolvido em papel.

Para transportar as amostras dentro da US ou entre US ou outro local, este é realizado usando uma caixa térmica com acumuladores de frio. Deve ter-se o cuidado na colocação dos suportes de forma que estes se mantenham na vertical.

1.3 Características das fezes (avaliação macroscópica)

As fezes geralmente são caracterizadas quanto a cor, consistência e presença ou ausência de sangue ou exsudados.

Quanto à:

- a) Cor: podem ser pretas (indicativo de sangue oculto), castanho (cor normal), amarelo claro (presença de gordura) ou brancas (icterícia obstrutiva);
- b) Consistência: formadas (forma normal) também designadas de moldadas, semi-formadas também designadas de semi-moldadas ou ainda pastosas e moles ou líquidas ou ainda diarreicas;
- c) Presença de sangue ou muco, geralmente visto como listras vermelhas ou brancas, deve ser observada.

1.4 Conservação e Armazenamento

Fezes líquidas devem ser processadas até uma hora após a colheita, fezes semi-líquidas processar até 2h após a colheita e sólidas até 24h. O que implica que estas (líquidas e semi-líquidas) são idealmente processadas no local da colheita, e apenas em casos excepcionais poderão ser processadas em outro local.

Em termos gerais, as amostras de fezes podem ser conservadas na geladeira (2–8 °C) durante um mês sem conservantes ou preservadas em formol a 10% para posterior processamento. Podem ser mantidas por mais tempo, mais de três meses sem formol e a temperatura de -20°C ou -80°C.

NOTAS:

- Nunca deixe as amostras expostas ao ar e sem tampa;
- Não receba amostras de fezes com mistura de urina;
- Processe as amostras de fezes dentro de uma a quatro horas após a colheita. Se tiver recebido muitas amostras, as amostras prioritárias para o processamento devem ser as que possuem muco ou sangue (provavelmente contenham as formas móveis de amebas e/ou flagelados como *Entamoeba sp* e *Giardia lamblia*).



2. Procedimentos de testagem

As amostras de fezes permitem a observação de uma multiplicidade de espécies de parasitas. São observados protozoários e helmintos, recorrendo à diversas técnicas laboratoriais a descrever de seguida. Na **Tabela 1**, são apresentadas alguns aspectos relevantes a ter consideração durante a testagem. Nos **Anexos 3 a 5** podem ser observadas ilustrações das principais espécies de parasitas intestinais.

Tabela 1: Características dos principais prozoários e helmintos intestinais e urinário/ vesical

| Característica | Protozoário | Helminto |
|--|---|---|
| Estágio de desenvolvimento | Cisto, oocisto, trofozóito | Ovo, larva, verme |
| Estágios observáveis ao microscópio | Cisto, oocisto, trofozóito | Ovo, larva, verme (este último visível ao olho nú) |
| Objectiva usada para observação | 40X, 100X (apenas para técnicas de coloração) | 10X e 40X (para observação de estruturas internas excepto na técnica de Kato-Katz) |
| Técnicas usadas | Exame directo Concentração formol-éter Ziehl-Neelsen modificado (apenas para observação de oocistos) Willis (ocasionalmente) | Exame directo Kato-Katz Concentração formol-éter Harada Mori (apenas <i>Strongyloides stercoralis</i>) Stoll Telemann-Lima Willis |
| Espécies frequentemente observadas | <i>Amebas</i> (principalmente, <i>Entamoeba coli</i> , <i>Entamoeba histolytica</i> , <i>Endolimax nana</i>) <i>Balantidium coli</i> <i>Cryptosporidium sp</i> <i>Cystoisospora belli</i> <i>Cyclospora cayetanensis</i> <i>Giardia duodenalis</i> <i>Trichomonas cayetanensis</i> * | <i>Ascaris lumbricoides</i> <i>Ancylostoma duodenale</i> <i>Enterobius vermicularis</i> <i>Hymenolepis (nana ou diminuta)</i> <i>Schistosoma mansoni</i> <i>Schistosoma haematobium</i> * <i>Strongyloides stercoralis</i> <i>Taenia sp.</i> <i>Trichuris trichiura</i> |

*Espécie referida pois pode haver contaminação da amostra de fezes com a urina sobretudo em amostras colhidas em meninasraparigas e/ou mulheres e/ou no caso de *S. haematobium* este pode acidentalmente ser observado em amostras de fezes.

NOTAS:

- Antes de proceder com o processamento, emulsione (misture) toda a massa fecal para elevar as chances de colher porções com formas do parasita.
- Reporte sempre que observar ao olho nú as formas larvárias e/ou de verme de qualquer parasita.

2.1 Exame directo

É uma técnica de laboratório que permite visualizar parasitas intestinais (ovos, larvas, cistos) presentes em amostras de fezes sem uso de reagentes. O princípio deste método baseia-se na preparação da amostra sem recorrer a nenhum equipamento ou material, ou seja a amostra é tirada directamente do frasco de colheita para lâmina e lamela e observada ao microscópio.

2.1.1 Consumíveis, Materiais e Reagentes

- Lugol;
- Lâminas;
- Lamelas;
- Frascos de colheita.



2.1.2 Preparação de reagentes

Soro fisiológico (preparar solução salina a 0,85%) **N. 7.**

2.1.3 Equipamento

Microscópio óptico ou lente com 10X de ampliação (apenas para helmintos).

2.1.4 Procedimento

- Dissolver uma porção de fezes frescas em soro fisiológico sobre a lâmina;
- Colocar uma gota de solução de lugol;
- Tapar com lamela;
- Observar ao microscópio através de objectiva de menor ampliação (10X) e pouca intensidade de luz depois confirmar com objectiva de maior ampliação (40X).

2.1.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)

2.1.5.1 Diferenciação de espécies

Com esta técnica, podem ser observados: protozoários (cistos e/ou trofozoítos) e helmintos (ovos, larvas e vermes). No caso de protozoários as fezes moles ou líquidas das fezes permitem que se observem as formas móveis, os trofozoítos.

Ver Anexos 3 a 5

2.1.5.2 Resultados críticos

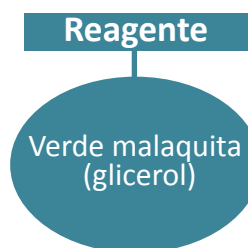
Mais de 20 ovos, larvas e cistos de parasita por campo.

2.2 Kato-Katz

Esta técnica é eficiente no diagnóstico de *S. mansoni* e certos helmintos intestinais. As lâminas podem ser pré-preparadas no campo, armazenadas em laminotecas e deste modo serem transportadas por longas distâncias. Não é ideal para observação de infecção por *S. stercoralis* ou *E. vermicularis*. Para observação de *Ancylostoma duodenalis* a amostra deve ser lida logo depois de processada.

2.2.1 Consumíveis, Materiais e Reagentes

- Frascos de colheita;
- Vareta de vidro;
- Lâmina;
- Kit de Kato-Katz.



2.2.2 Preparação de reagentes

Verde malaquita (glicerol) **N. 8.**

2.2.3 Equipamento

- Microscópio óptico;
- Balança electrónica (para quantificar Verde malaquita).

2.2.4 Procedimento

- Homogeneizar bem a amostras, com uma vareta de vidro limpa ou espátula de madeira estéril no frasco de colheita antes de processar;
- Cortar papel celofane (fornecido no kit) semipermeável em pedaços de 24 mm por 30 mm e mergulhá-lo na solução verde malaquita, solução de trabalho, pelo menos 24 horas antes;
- Rotular uma lâmina de vidro com a identificação da amostra;
- Colocar uma pequena quantidade da amostra fecal fresca homogeneizada num pedaço de jornal usado;
- Fazer passar uma porção da amostra por um pedaço de nylon com malha de aproximadamente 0,09 mm, (fornecido no kit);
- Retirar a mostra passada pelo nylon e transferir para o orifício (6 mm de diâmetro) da placa (fornecido no kit), retirar o excesso da amostra, em caso de necessidade. Colocar sobre uma lâmina de microscópio;
- Levantar cuidadosamente a placa inclinando-a ligeiramente uma extremidade para que o material fecal (cerca de 42 mg) fique sobre a lâmina;
- Cobrir a amostra com papel de celofane embebido na solução de verde malaquita, em caso de necessidade, remover o excesso da solução verde malaquita;
- Virar a lâmina sobre a folha de jornal, numa superfície plana e comprimi-la nas extremidades. Como forma de distribuir uniformemente a amostra na lâmina;
- Examinar a lâmina ao microscópio utilizando a lente mais pequena 10X.

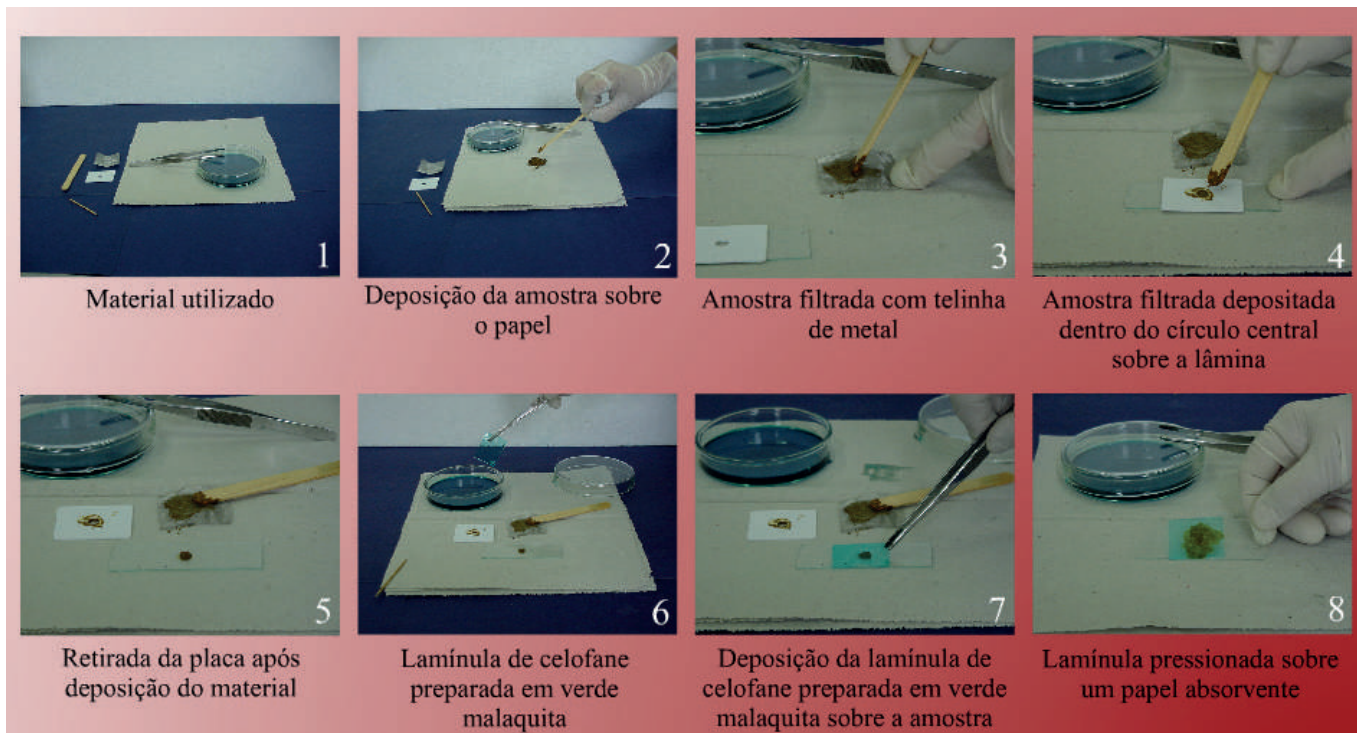


Figura 9: Ilustração do procedimento de Kato-Katz

(Fonte: https://aia1317.fandom.com/pt-br/wiki/Ancylostomatidae_-_Ancylostomideo)

2.2.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)

As lâminas devem ser lidas por dois ou mais técnicos de laboratório antes da emissão do resultado. Em caso de discrepância do resultado, deve existir uma leitura feita por um técnico diferente.

Valores de referência

| Número de ovos/ gr | Resultado |
|--------------------|-----------|
| 0 | Negativo* |
| 1 Em diante | Positivo |

* Também pode-se escrever *Não se encontram (NSE) ou Não se observam*

Interpretação

| Parasita | Infecção leve | Infecção moderado | Infecção pesada/grave |
|------------------------------|---------------|-------------------|-----------------------|
| <i>Ascaris lumbricoides</i> | 1 - 4,999 | 5,000- 49,999 | ≥ 50,000 |
| <i>Trichuristrichura</i> | 1- 9,999 | 1,000- 9,999 | ≥ 10, 000 |
| <i>Ancylostomaduodenalis</i> | 1- 1,999 | 2,000- 3,999 | ≥ 4,000 |

2.2.5.1 Diferenciação de espécies

Os parasitas transmitidos pelo solo observados por esta técnica, são todos helmintos e podem ser observados sob a forma de ovos ou vermes.

Ver Anexos 3 a 5

2.2.5.2 Resultados críticos

- Valores críticos ou de alerta;
- Maior ou igual a 50 ovos de parasita por campo.

2.2.5.3 Interferentes

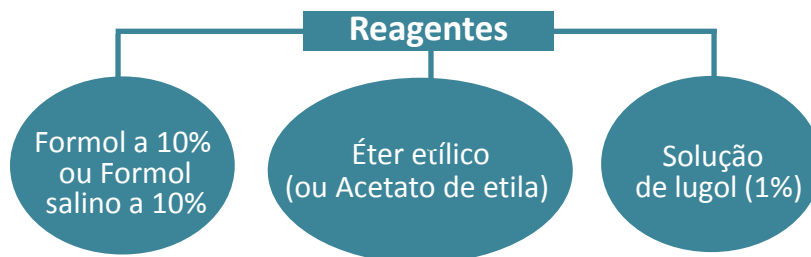
Contaminação com urina.

2.3 Concentração formol-éter (também designado Ritchie)

As amostras de fezes através deste método são previamente tratadas com o formol, que tem o papel de conservar a estrutura dos parasitas. Matéria fecal é removida por filtração e os elementos gordurosos da suspensão fecal são separados por extração com éter (ou acetato de etila), seguida de centrifugação, que sedimenta quaisquer parasitas presentes. É a técnica mais completa à semelhança de Teleman-Lima, para observar parasitas (protozoários e helmintos) excepto para os oportunistas.

2.3.1 Consumíveis, Materiais e Reagentes

- Zaragatoa;
- Gaze;
- Funil;
- Tubos de Falcon de 15mL.



2.3.2 Preparação de reagentes

- Formol salino a 10% (para um volume final de 100ml) **N. 4** ou Formol a 10% (para um volume final de 100ml) **N.3**;
- Lugol **N. 6**.

2.3.3 Equipamento

- Microscópio óptico ou lente com 10X de ampliação (apenas para helmintos);
- Centrífuga;
- Lente com 10X de ampliação;
- Cronómetro.

2.3.4 Procedimento

- Toma-se cerca de 10g de bolo fecal e misturar com cerca de 7ml de solução de formol (ou formol salino) a 10%;
- Filtrar a suspensão através de gaze dobrada quatro vezes para um tubo cónico de 15 ml;
- Adicionar 3ml de acetato de etilo ou éter até perfazer 10ml e arrolhar o tubo;
- Agitar vigorosamente o tubo durante um minuto, de tal modo que se forme uma mistura homogénea;
- Centrifugar a uma velocidade de 2500 rotações por minuto durante 5 minutos ou a 1500 rotações durante 10 minutos;
- Decantar o sobrenadante e com uma zaragatoa limpá-lo nos bordos do tubo sem tocar no fundo;
- Adicionar uma a duas gotas de soro fisiológico ou água destilada e agitar suavemente para soltar o sedimento do fundo do tubo;
Colocar uma gota na lâmina e sobre ela uma gota de lugol, cobrir a lâmina com uma lamela para ser observada ao microscópio óptico;
- Ler uma lâmina de controlo positivo e negativo e registar os resultados na folha de trabalho;
- Começar a observação pela objectiva de menor ampliação (10X) e de seguida com a de maior ampliação (40X).

2.3.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)

Valores de referência

Valores de normalidade (expressão de resultados)

| Número de ovos observados/ por campo | Resultado |
|--------------------------------------|-----------|
| 0 (zero) | Negativo |
| Mais de 1 (um) | Positivo |

Interpretação

| Número de ovos observados/ por campo | Resultado |
|--------------------------------------|-------------------|
| 1 a 5 | Infecção leve |
| 6 a 12 | Infecção moderada |
| Mais de 12 | Infecção grave |

2.3.5.1 Diferenciação de espécies

Com esta técnica, podem ser observados: protozoários e helmintos, no caso de protozoários as fezes moles ou líquidas das fezes permitem que se observem as formas móveis, os trofozoítos.

Ver Anexos 3 a 5

2.3.5.2 Resultados críticos

- 6 a 12 parasitas por campo e;
- Mais de 12 ovos de parasitas observados por campo.

2.3.5.3 Interferentes

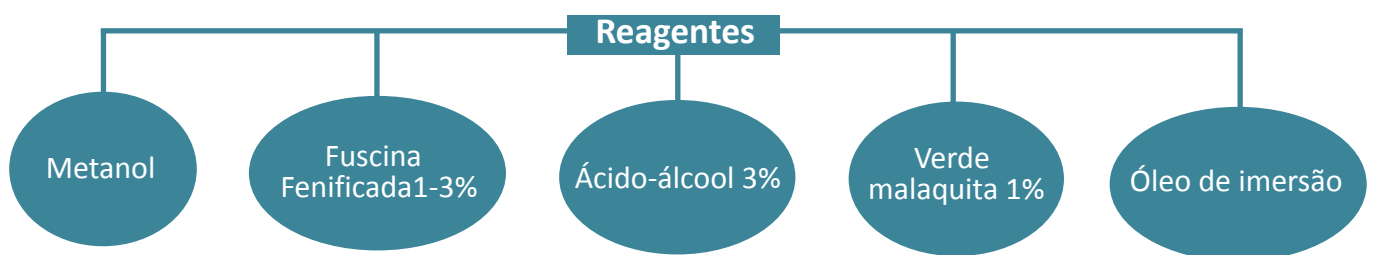
- Artefactos, gorduras provenientes da própria amostra, bordos do tubo, os quais podem diminuir a visibilidade e identificação do parasita;
- Toma de laxantes ou desparasitantes nos últimos 3 meses, pois reduzem a quantidade de parasitas e aceleram a evacuação dos mesmos em menos de 24h;
- A centrifugação da amostra deve obedecer aos tempos e número de rotações por minuto, para que as formas parasitárias não sejam destruídas e para garantir a limpeza efectiva do sedimento.

2.4 Coloração por Ziehl-Neelsen modificado

A característica álcool-ácido-resistente é conferida a algumas bactérias devido ao alto teor de lípidos estruturais na parede celular, que causa uma grande hidrofobicidade, que dificulta a ação de corantes aquosos. Um exemplo de ácido gordo altamente presente na parede celular nas bactérias é o ácido micólico. Em parasitologia, os agentes biológicos com as mesmas características (álcool-ácido resistentes) e que se espera observar através desta técnica são: *Cryptosporidium sp.*, *Cyclospora cayeta-nensis* e *Cystoisospora belli*.

2.4.1 Consumíveis, Materiais e Reagentes

- Grelha ou Tina de coloração;
- Zaragatoa;
- Lâmina.



2.4.2 Preparação de reagentes

- Ácido-álcool 3% (= ácido – etanol) **N.8**;
- Verde-malaquita 1% (**N. 10**);
- Fuscina fenificada **N. 11**;

2.4.3 Equipamento

- Microscópio óptico;
- Cronómetro.

2.4.4 Procedimento

- Codificar com o código interno e data cada lâmina por pedido;
- Fazer um esfregaço das fezes brutas em cada uma das lâminas com auxílio de uma zaragatoa ou pipeta de Pasteur (fezes muito líquidas) e ou a partir do sedimento de concentração através da técnica de Ritchie;
- Colocar as lâminas sobre a grelha com o esfregaço virado para cima, sem encostar umas as outras;
- Deixar o esfregaço secar a temperatura ambiente;
- Fixar em metanol por três minutos;
- Corar com Fuscina Fenificada durante 15-20 minutos;
- Encher o copo com água corrente e deitar por cima das lâminas iniciando da parte de identificação de cada lâmina, para que escorra suavemente sobre o esfregaço até eliminar todo o corante;
- Cobrir completamente a lâmina com a Solução descorante de Álcool-Ácido a 3% e deixar actuar 15-20 segundos;
- Inclinhar a lâmina e retirar a solução descorante, lavar a lâmina. Verificar se os esfregaços ficaram descorados. Considera-se descorado o esfregaço que apresentar coloração esbranquiçada ou levemente corada. Se necessário repetir o processo de descoloração;
- Cobrir completamente a lâmina com a Solução de verde malaquita durante 30 a 60 segundos;
- Inclinhar a lâmina e retirar a solução de verde malaquita, lavar a lâmina. Verificar se os esfregaços ficaram corados. Considera-se corado o esfregaço que apresentar coloração verde ou levemente corada;
- Humedecer papel toalha com álcool-ácido a 3% ou álcool a 70% e limpar o verso de cada lâmina – lado oposto do esfregaço, se for necessário limpar o excesso de corante na lâmina;
- Em um suporte, colocar cada uma das lâminas em pé, para secar.

2.4.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)

Valores de normalidade (expressão de resultados)

| Número de oocistos observados/ lâmina | Resultado |
|---------------------------------------|-----------|
| 0 (zero) | Negativo* |
| Mais de 1 (um) | Positivo |

* Também pode-se escrever *Não se encontram (NSE) ou Não se observam*

Interpretação

| Número de oocistos observados/ campo | Resultado |
|--------------------------------------|--|
| <10/100 Campos | Reportar o n° de parasitas (contagem exacta) |
| 10-100/100 Campos | + |
| 1 a 10 | ++ |
| Mais de 10 | +++ |

A quantificação dos oocistos, deve ser feita no esfregaço com sedimento nos casos em que se usam esfregaços a fresco e com o sedimento. O uso de esfregaço com sedimento é recomendado em amostras pastosas e/ou formadas.

2.4.5.1 Diferenciação de espécies

Com esta técnica, apenas podem ser observados protozoários na sua forma de oocisto. São observados oocistos de *Cryptosporidium* sp., *Cyclospora cayetanensis* e *Cystoisospora belli* (Figura 10 e Anexos 3 a 5).

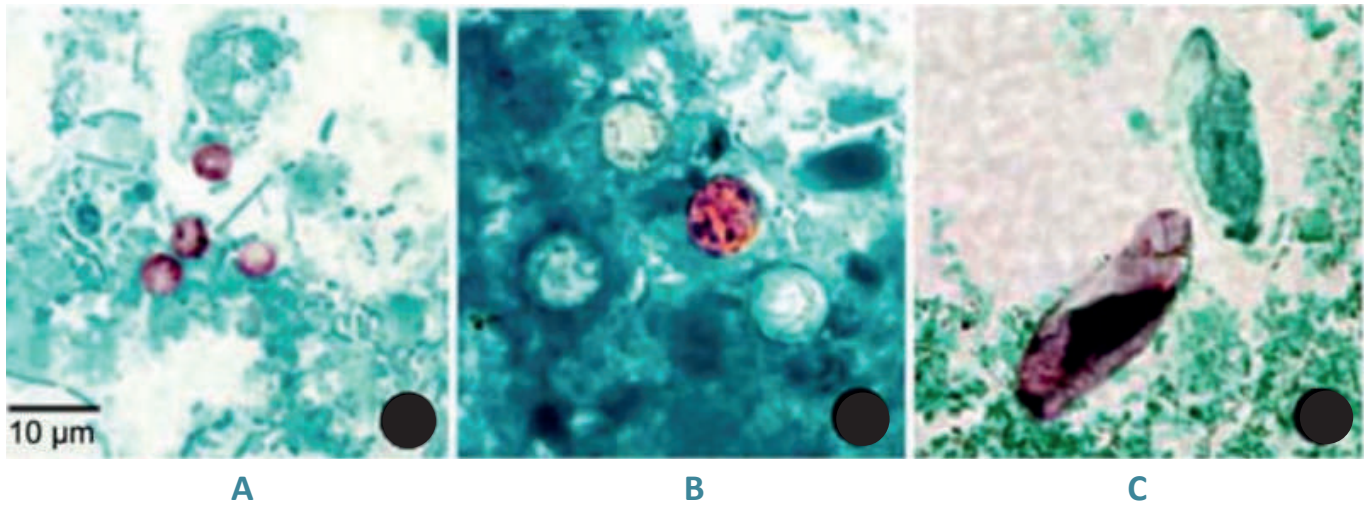


Figura 10: Oocistos de **A.** *Cryptosporidium* sp., **B.** *Cyclospora cayetanensis* e **C.** *Cystoisospora belli*
(Fonte: https://www.cdc.gov/dpdx/resources/pdf/benchAids/coccidia_benchaid.pdf)

2.4.5.2 Resultados críticos

Valores críticos ou de alerta, qualquer sinal de presença dos parasitas deve ser considerado de alerta visto que se trata de agentes que causam infecções oportunistas.

2.4.5.3 Interferentes

Resultado falso positivo

- Lâminas riscadas e/ou resíduos;
- Reutilização de lâminas;
- Uso de corante não verificado;
- Descoloração insuficiente do esfregaço;
- Artefactos, gorduras provenientes da própria amostra, os quais podem diminuir a visibilidade e identificação do parasita.

Resultado falso negativo

- Toma de laxantes ou desparasitantes nos últimos três meses, pois reduzem a quantidade de parasitas e aceleram a evacuação dos mesmos em menos de 24h;
- Contaminação com urina e/ou água sanitária;
- Colheita inadequada da amostra para o diagnóstico: quantidade reduzida;
- Tempos de coloração não cumpridos ou perda do esfregaço durante a coloração;
- Sobreposição e diminuição do número de campos lidos;
- Microscópio sem condições adequadas de uso/manutenção;
- Problemas visuais.

2.5 Sedimentação técnica Harada-Mori

Consiste na migração das larvas da matéria fecal para água. Esta técnica aplica-se para o diagnóstico de *S. stercoralis*.

2.5.1 Consumíveis, Materiais e Reagentes

- Fita celofane;
- Tubos de ensaio ou de Falcon 50mL;
- Suporte para tubos de ensaio ;
- Tiras de papel-filtro (30 mm x 150 mm);
- Espátula ou vareta.
- Lâmina;
- Lamela.

2.5.2 Preparação de reagentes

Lugol 0.5% (N. 6).

2.5.3 Equipamento

Microscópio óptico ou lente com 10X de ampliação.

2.5.4 Procedimento

- Espalhar uma porção pequena de fezes ao longo de um papel de filtro (deixando livre as extremidades) previamente dobrado no sentido do comprimento para que se mantenha recto;
- Colocar a tira de papel de filtro, com a extremidade limpa, em um tubo de ensaio contendo água filtrada ou fervida com 2,5–3,0 cm de profundidade. Dobrar a tira na parte superior para que a parte inferior não toque na parte inferior do tubo (Figura 11);

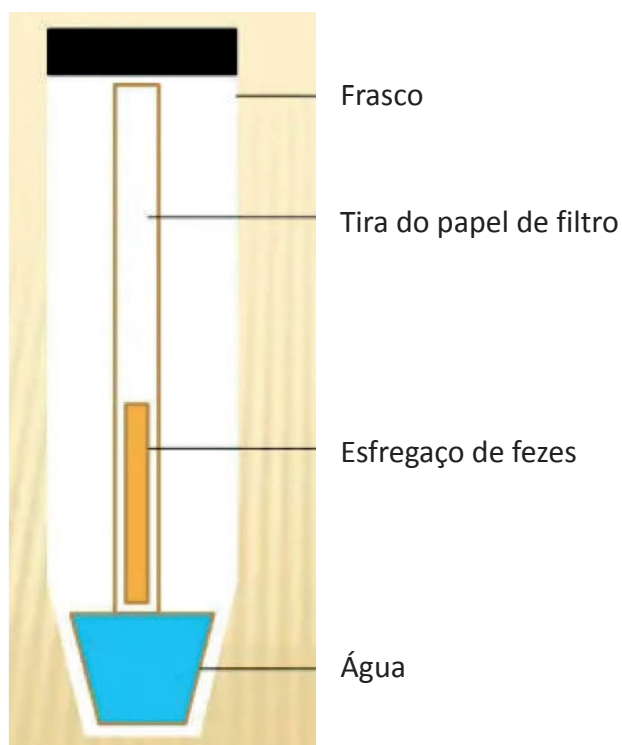


Figura 11: Esquema ilustrativo da técnica de Harada-Mori.

(Fonte: <https://www.google.pt/search?q=harada+mori+technique&tbm=isch&hl=pt-PT&prmd=ivn&sa=X&ved=2ahUKewiruPWt8OP2AhXpYPEDHXWzCdlQgowBegQIARAD&biw=412&bih=772#imgrc=74wvpcvLqGOigM>)

- Tampar o tubo com algodão ou, de preferência, sele com fita celofane e mantenha por sete a oito dias em temperatura ambiente;
- Verificar se as larvas encontram-se no fundo do tubo. Adicione uma gota de iodo no tubo e deixe corar por um minuto e, em seguida, examine ao microscópio, usando a objetiva de 10X.

2.5.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)

O resultado é expresso em presente ou ausente.

2.5.5.1 Diferenciação de espécies

As larvas geralmente vistas em amostras de fezes frescas são as larvas rabditiformes (primeiro estágio) de *S. stercoralis*. No entanto, se as fezes foram eliminadas há mais de 12 horas, as larvas podem ter eclodido em larvas filariformes (estágio infeccioso). Estas devem ser diferenciadas das larvas de *Ancylostoma duodenale* e *Necator americanus* (ancilóstomo), que também podem eclodir em fezes 12–24 horas após a passagem.

O aparecimento de larvas filariformes de *S. stercoralis* pode indicar uma hiper-infecção sistêmica. O primórdio genital será mais visível em preparações coradas com iodo. O iodo mata as larvas e torna as características mais fáceis de ver.

- Se observar uma larva com uma abertura de boca curta e um primórdio genital proeminente (claramente visível), é *S. stercoralis*.
- Se observar uma larva com uma longa abertura de boca e não vir um primórdio genital, é *A. duodenale* ou *N. americanus*.

As principais características distintivas de *S. stercoralis* e *A. duodenale* ou larvas de *N. americanus* estão resumidas nos [Anexos 3 a 5](#).

2.5.5.2 Resultados críticos

S. stercoralis é o único helminto oportunista. A sua presença ocorre frequentemente em indivíduos imunocomprometidos. Neste contexto, deve-se reportar imediatamente ao clínico qualquer presença do parasita.

2.5.5.3 Interferentes

Contaminação com urina e/ou água sanitária, pois podem matar as larvas e impedi-las de migrar para o fundo do papel.

2.6 Método de Stoll

É uma técnica simples que permite a quantificação de ovos de helmintos nomeadamente *A. lumbricoides*, *T. trichiura*, ancilostomídeos e *S. stercoralis*. Ocasionalmente, também podem ser observados ovos de *Hymenolepis sp.* e de *Taenia sp.*

2.6.1 Consumíveis, Materiais e Reagentes

- Provetas de 100mL;
- Pipetas de *Pasteur*;
- Varetas de vidro;
- Lâminas;
- Lamelas.

Reagente

Hidróxido de sódio
(NaOH)

2.6.2 Preparação de reagentes

Hidróxido de sódio 0.1 N (N. 12).

2.6.3 Equipamento

Microscópio ou lente de ampliação de 10X.

2.6.4 Procedimento

- Verter na proveta 16mL de hidróxido de sódio 0.1N;
- Com o auxílio de uma vareta de vidro, adicionar as fezes até o nível da solução atingir 20mL;
- Emulsionar bem as fezes usando a vareta e quando a mistura estiver homogênea, adicionar hidróxido de sódio até o nível de atingir os 60mL e mexer novamente com a vareta;
- Com a ajuda da pipeta de Pasteur, recolher do centro da suspensão uma amostra de 0.15mL aproximadamente e colocá-la entre lâmina e lamela;
- Observar ao microscópio, identificar e contar os ovos presentes.

2.6.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)

O resultado é expresso em presente ou ausente, e acrescida da quantificação nos casos em número de ovos por grama de fezes.

Para quantificação, multiplicar o resultado por 100 (para cada espécie) para obter o número de ovos por grama de fezes.

De acordo com a consistência das fezes aplicar coeficiente de correção:

- Formadas **OU** moldadas: multiplicar por 1;
- Semi-formadas **OU** semi-moldadas **OU** pastosas: multiplicar por 2;
- Moles **OU** líquidas **OU** diarreicas: multiplicar por 4.

Exemplo:

| Tipo de fezes | Espécie observada | Nr de ovos observados | Correção | Resultado final |
|---------------|------------------------|-----------------------|---------------|----------------------|
| Pastosas | <i>A. lumbricoides</i> | 7 | 2 x (7 x 100) | 1400 ovos/g de fezes |
| Líquidas | <i>T. trichiura</i> | 2 | 4 x (2 x 100) | 800 ovos/g de fezes |

2.6.5.1 Diferenciação de espécies

Observam-se ovos de helmintos de *A. lumbricoides*, *T. trichiura*, ancilostomídeos (*A. duodenale* e *N. americanus*), *E. vermicularis*, *Taenia sp.*

Ver Anexos 3 a 5

2.6.5.2 Resultados críticos

O laboratório pode definir o seu valor, recomendamos que use os valores do método de Kato-Katz para orientação.

2.6.5.3 Interferentes

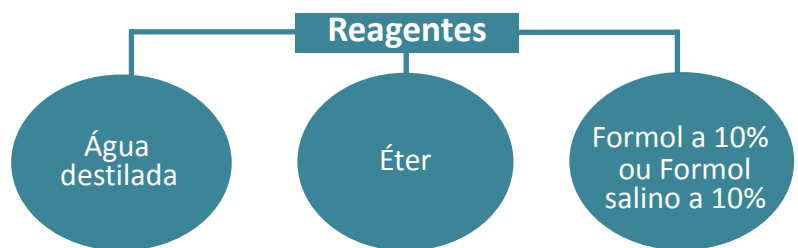
Contaminação com urina e/ou água sanitária.

2.7 Método de Telemann-Lima

As amostras de fezes atarvés deste método são previamente tratadas com o formol, que tem o papel de conservar as formas dos parasitas. Matéria fecal é removidas por filtração e os elementos gordurosos da suspensão fecal são separados por extração com éter (ou acetato de etila), seguida de centrifugação, que sedimenta quaisquer parasitas presentes. É a técnica mais completa à semelhança do formol-éter, para observar parasitas (protozoários e helmintos) excepto para os oportunistas.

2.7.1 Consumíveis, Materiais e Reagentes

- Gaze;
- Tubos de Falcon ou cónicos;
- Varetas de vidro;
- Copos de vidro;
- Lâminas;
- Lamelas.



2.7.2 Preparação de reagentes

- Formol salino a 10% (para um volume final de 100ml) **N. 4** ou Formol a 10% (para um volume final de 100ml) **N.3**;
- Lugol **N. 6**.

2.7.3 Equipamento

- Centrífuga;
- Microscópio óptico ou lente com 10X de ampliação (apenas para helmintos).

2.7.4 Procedimento

- Emulsionar aproximadamente 10g de fezes (3mL se líquidas) em 20mL de água destilada;
- Filtrar a emulsão através de gaze dobra em dois;
- Deitar o filtrado em todos de Falcon de 15mL (ou cónicos) enchendo até $\frac{1}{3}$ da sua altura (usando 15mL, $\frac{1}{3}$ seria 5mL);

- Preparar uma água e éter em volumes iguais (2.5mL de água+2.5mL de éter =5mL);
- Adicionar a mistura do éter ao filtrado das fezes (5mL filtrado de fezes+5mL água e éter =10mL total de volume);
- Fechar o tubo e agitar bem;
- Centrifugar a 1500rpm por dois minutos;
- Decantar o sobrenadante;
- Começar a observação pela objectiva de menor ampliação (10X) e de seguida com a de maior ampliação (40X).

2.7.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)

Valores de referência

Valores de normalidade (expressão de resultados)

| Número de ovos observados/ por campo | Resultado |
|--------------------------------------|-----------|
| 0 (zero) | Negativo |
| Mais de 1 a 2 | Positivo |

Interpretação

| Número de ovos observados/ por campo | Resultado |
|--------------------------------------|-------------------|
| 1 a 5 | Infecção leve |
| 6 a 12 | Infecção moderada |
| Mais de 12 | Infecção grave |

2.7.5.1 Diferenciação de espécies

Com esta técnica, podem ser observados: protozoários e helmintos, no caso de protozoários as fezes moles ou líquidas das fezes permitem que se observem as formas móveis, os trofozoítos.

Ver Anexos 3 a 5

2.7.5.2 Resultados críticos

- Seis a 12 parasitas por campo e;
- Mais de 12 ovos de parasitas observados por campo.

2.7.5.3 Interferentes

- Artefactos, gorduras provenientes da própria amostra, bordos do tubo, os quais podem diminuir a visibilidade e identificação do parasita;
- Contaminação com urina e/ou água sanitária;

- Toma de laxantes ou desparasitantes nos últimos três meses, pois reduzem a quantidade de parasitas e aceleram a evacuação dos mesmos em menos de 24h;
- A centrifugação da amostra deve obedecer aos tempos e número de rotações por minuto, para que as formas parasitárias não sejam destruídas e para garantir a limpeza efectiva do sedimento.

Observam-se ovos de helmintos de *A. lumbricoides*, *T. trichiura*, *ancilostomídeos* (*A. duodenale* e *N. americanus*), *E. vermicularis*, *Taenia sp.*

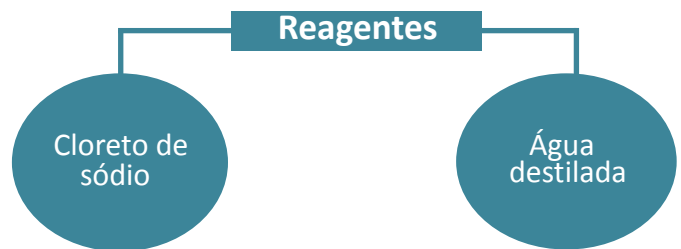
Ver Anexos 3 a 5

2.8 Flutuação técnica de Willis

É ideal quando o número de ovos ou larvas helmínticas. Os cistos ou trofozoitos de protozoários, são pequenos, contudo desde que as condições para a sua execução existem não há impedimento que seja aplicado em qualquer carga parasitária.

2.8.1 Consumíveis, Materiais e Reagentes

- Varetas de vidro;
- Copos de vidro;
- Lâminas;
- Lamelas.



2.8.2 Preparação de reagentes

Cloreto de sódio **N. 13**.

2.8.3 Equipamento

Microscópio óptico ou lente com 10X de ampliação .



2.8.4 Procedimento

- Colocar 10g de fezes na tampa do frasco de Borrel ou no próprio recipiente onde estão as fezes;
- Homogeneizá-las com o auxílio de uma vareta de vidro em um recipiente com um pouco de solução saturada de sal (NaCl);
- Completar o volume até a borda do frasco;
- Colocar na boca do frasco uma lâmina, que deverá estar em contato com o líquido;
- Deixar em repouso por 10 minutos;
- Findo esse tempo, retirar rapidamente a lâmina, deixando a parte molhada voltada para cima;
- Corar com Lugol, cobrir com lamínula e examinar com objetiva 10X;
- Pingar uma gota do sedimento do pool de fezes humanas na lâmina;
- Acrescentar uma gota de lugol;
- Homogeneizar com a lamínula/lamela;
- Ler no microscópio na objetiva de 10X e confirmar a morfologia do parasita na de 40X.

2.8.5 Reporte de resultados (incluindo resultados críticos)

2.8.5.1 Diferenciação de espécies

Observam-se ovos de helmintos de *A. lumbricoides*, *T. trichiura*, *ancilostomídeos* (*A. duodenale* e *N. americanus*), *E. vermicularis*, *Taenia sp.*

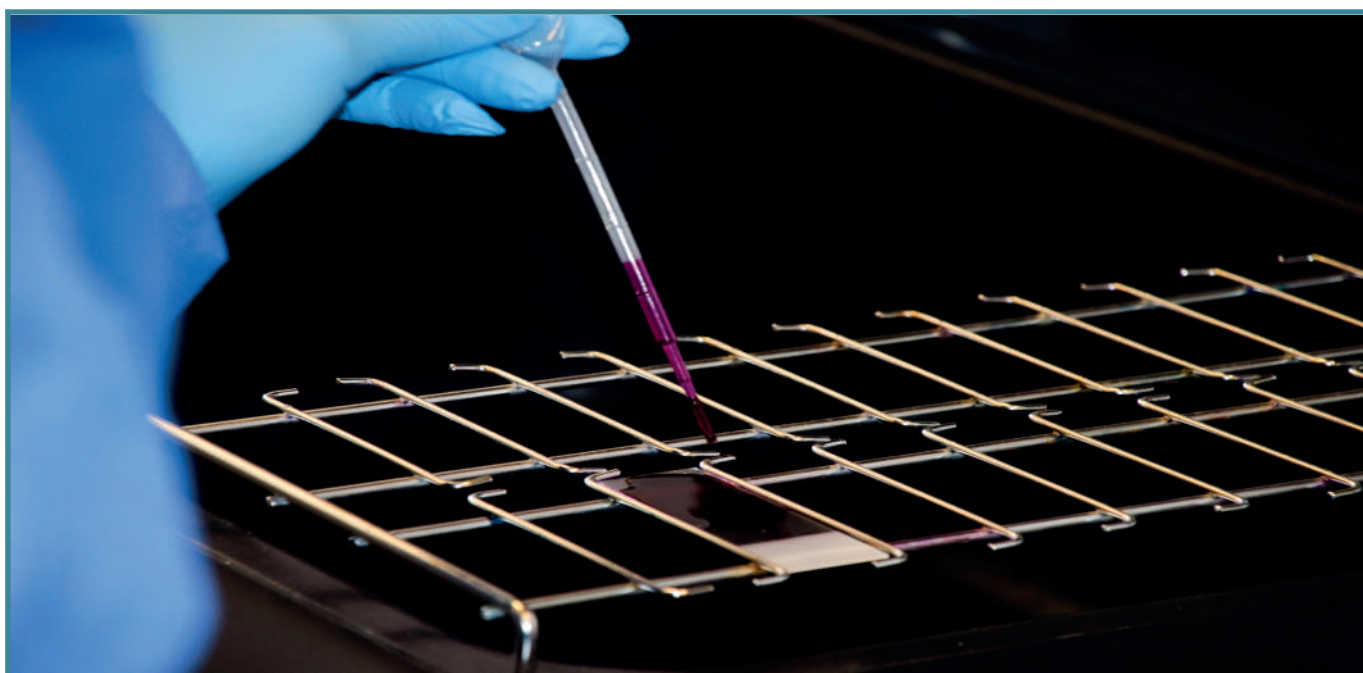
Ver Anexos 3 a 5

2.8.5.2 Resultados críticos

Use os valores definidos na técnica de concentração formol-éter (Ritchie).

2.8.5.3 Interferentes

Contaminação com urina e/ou água sanitária.



CONTROLO de QUALIDADE



5

CAPÍTULO

CONTROLO DE QUALIDADE

MENSAGEM-CHAVE:

- Sensibilizar sobre a importância de realizar o controlo interno de qualidade
- Recomendar a participação em Programas de Avaliação Externa de Qualidade

O controlo de qualidade (CQ) é uma ferramenta que deve ser adoptada em qualquer laboratório de análises clínicas como forma de garantir o provimento de resultados fiáveis. Pode ser feita a nível do laboratório (controlo interno de qualidade – CIQ) ou com auxílio de metodologias providenciadas externamente através dos programas de avaliação externa (PNAEQ).

No diagnóstico dos parasitas intestinais e urinários (vesicais), o CIQ deve ser feita:

- Sempre que se prepara um novo reagente;
- Sempre que introduz um novo lote de reagentes;
- Sempre que se observam lâminas ao microscópio (controlos positivos e negativos).

Em relação ao PNAEQ, todos os locais que realizam o diagnóstico destas parasitoses devem participar de pelo menos um esquema de Avaliação Externa da Qualidade (AEQ) como Painel de Proficiência e/ ou Re-observação Cega. Actualmente, o que foi implementado ao nível nacional é o Painel de Proficiência para microscopia de parasitas intestinais e urinárias/ vesicais (Figura 12). Os participantes são avaliados em:

- Não Satisfatório ($\leq 75\%$);
- Satisfatório ($> 75\%$);
- Excelente (100%).

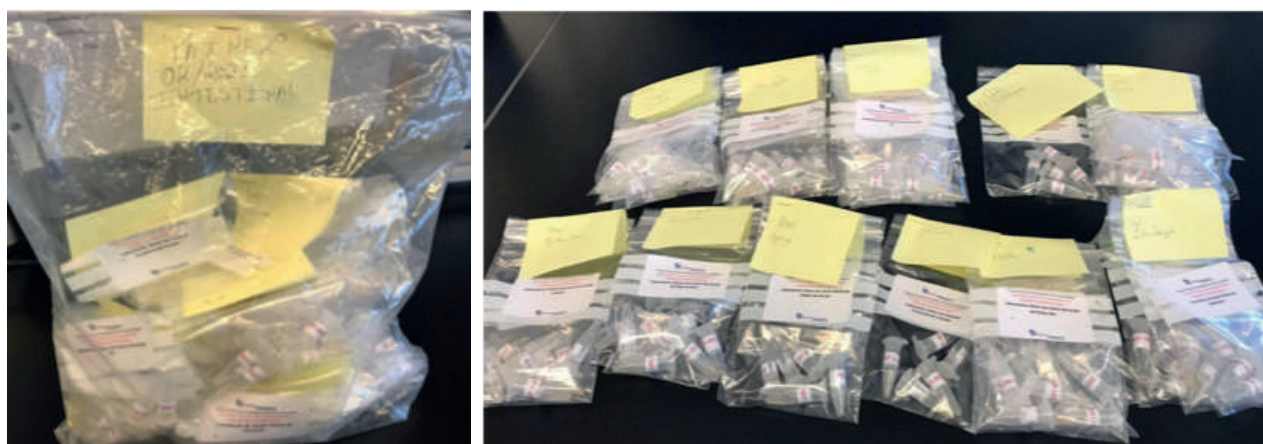


Figura 12: Painéis de proficiência de parasitas intestinais e urinários/ vesicais

(Fonte: Laboratório de parasitologia- Instituto Nacional de Saúde (Moçambique))

Os esquemas de AEQ permitirão detectar não conformidades e oportunidades de melhoria no diagnóstico laboratorial da malária e implementar as devidas acções correctivas para melhorar o desempenho do participante. É importante que os locais participantes, respondam aos painéis e em caso de se encontrarem com alguma limitação para o efeito deverão comunicar para que não sejam rotulados simplesmente como “*não respondentes*”. Os locais participantes enviam os seus resultados em formulário próprio com os detalhes sobre como proceder com a leitura assim como informação do participante (Anexos 6 e 7).

Informação adicional:

No uso de qualquer equipamento, podem ocorrer erros/ falhas de funcionamento. Nesses casos aplique o protocolo em caso de *não conformidades* consultando primeiro a tabela de resolução de avarias do manual de operador do equipamento em causa e a seguir notificar e registar a falha no livro de ocorrências e proceder conforme às normas de notificação de não conformidades do laboratório.



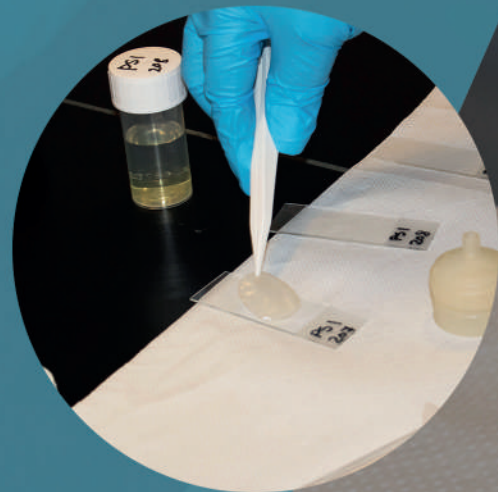
Referências Bibliográficas



Referências bibliográficas

- World Health Organization (WHO). Bench aids for the diagnosis of intestinal parasites, 1994.
- Instituto Nacional de Saúde (INS). Manual de Colheitas do Laboratório de Parasitologia, 2021.
- Instituto Nacional de Saúde (INS). Directriz de Re-observação Cega de lâminas da malária em Moçambique Publicação oficial do Instituto Nacional de Saúde Volume 1 Edição 1 Ano 2021.
- Instituto Nacional de Saúde (INS). Directriz de Garantia da Qualidade do Diagnóstico Laboratorial da Malária em Moçambique Volume 1 Edição 1 Ano 2020.
- Rey, L. Bases Da Parasitologia Médica, 3rd ed.; Guanabara Koogan: Rio de Janeiro, Brazil, 2010.
- World Health Organization (WHO). Manual of Basic Techniques for Health Laboratory, 2nd ed.; World Health Organization: Geneva, Switzerland, 2003.




ANEXOS







PS1
209


PS1
209


Anexo 1: Informação de Segurança de Produto Químico (*Material Safety Data Sheet-MSDS*) usado no diagnóstico dos parasitas intestinais e urinários/vesicais





| Produto Químico | Propriedades Físicas e Químicas | Riscos para saúde | Riscos de Incêndio | Precauções a tomar | Produtos Químicos incompatíveis | Armazenamento | Medidas de Primeiros socorros | Pictogramas apropriados para rotulação |
|--|---|---|--|---|---|--|--|--|
| Metanol Ou Álcool Metílico CH₃OH | Líquido incolor e volátil com odor característico; ponto de fusão - 97,8 °C a 760 mmHg. Ponto de ebulição 64.7°C; miscível com água. Densidade 0,792 g/cm ³ . Solúvel em água. Temperatura de autoignição 464 °C. | A ingestão deste pode ter efeitos sobre o sistema nervoso central resultando em perda dos sentidos, causar cegueira; irritação das mucosas. Pode ser absorvido através da pele. | Muito inflamável; limites de inflamação 7-37%. | Conservar os recipientes bem fechados e afastados de fontes de combustão. Evitar respirar os vapores e contacto com a pele. Trabalhar em câmaras ou local bem ventilado. Utilizar luvas de borraça ou plástico e protecção ocular. | Pode reagir com oxidantes, minerais, ácidos orgânicos e bases fortes, Reacções com magnésio ou bromo podem ser violentas. | Deve ser armazenado em local para líquidos inflamáveis e manter longe de locais com combustão ou luz solar direta, em lugar ventilado. | Inalação: Remover a pessoa para uma área ventilada. Em caso de parada respiratória, fornecer respiração artificial e providenciar cuidados médicos. Contato com a pele: Lavar imediatamente com água e sabão neutro por pelo menos 15 minutos. Contato com os olhos: Lavar imediatamente com água corrente por pelo menos 15 minutos e providenciar cuidados médicos. Ingestão: Não induzir ao vômito. Beber bastante água e procurar cuidados médicos imediatamente. |    |



| Produto Químico | Propriedades Físicas e Químicas | Riscos para saúde | Riscos de Incêndio | Precauções a tomar | Produtos Químicos incompatíveis | Armazenamento | Medidas de Primeiros socorros | Pictogramas apropriados para rotulação |
|--|---|---|---|--|---|---|--|--|
| Etanol CH₃CH₂OH | Líquido volátil incolor com ligeiro odor característico; Ponto de fusão -117°C, Ponto de ebulição -79°C; miscível com água. | Nocivo no caso de ingestão. Irritante para os olhos. Pode afectar o Sistema Nervoso Central. Pode provocar irritação das vias respiratórias, pode provocar sonolência ou vertigem. Muito tóxico para os organismos aquáticos. | Muito inflamável com limites de inflamação de 3–19%; ponto de combustão 12°C. | Manter os recipientes bem fechados e afastados de qualquer fonte de combustão. | Reage violentamente com oxidantes fortes, ácido anídrico e peróxidos. | Armazenar em área bem ventilada e seco longe de substâncias incompatíveis. Manter afastado do calor, faíscas e chamas. Guardar em um recipiente bem fechado. Evite contato com materiais oxidantes. | Inalação: Remova a vítima para local ventilado e a mantenha em repouso numa posição que não dificulte a respiração. Contato com a pele: Lave a pele exposta com quantidade suficiente de água. Remova e isole as roupas e sapatos contaminados. Contato com os olhos: lave os cuidadosamente com água durante vários minutos. Ingestão: Não induza o vômito, procure o médico. |    |

| Produto Químico | Propriedades Físicas e Químicas | Riscos para saúde | Riscos de Incêndio | Precauções a tomar | Produtos Químicos incompatíveis | Armazenamento | Medidas de Primeiros socorros | Pictogramas apropriados para rotulação |
|--------------------------------|--|--|--------------------|--|--|--|---|---|
| Hidróxido de sódio NaOH | Granulado, branco com pH 13,0 a 14; Ponto de Fusão 318 °C, Ponto de ebulição inicial e intervalo de ebulição 1.390 °C, Densidade relativa 2,1300 g/cm ³ | Muito perigoso em caso de ingestão ou de contacto com os olhos e a pele com o produto sólido ou em solução concentrada pode causar queimaduras. A inalação da poeira causa lesões as vias respiratória e edema pulmonar. | Não inflamável. | Utilizar luvas de borracha ou plástico e proteção ocular, mesmo para trabalhar com soluções diluídas | Constitui perigo quando misturado com óxidos de sódio. | Evitar a formação de pó e aerossóis durante o seu manuseio, Manter o produto em embalagens bem fechadas, armazenadas em local fresco, seco, ventilado, protegido de impactos físicos e longe da luz solar. | Inalação: remover a vítima para um local ventilado, caso não respire providenciar respiração artificial. Contacto com a pele: despir de imediato a roupa contaminada e lavar-se com água e sabão. Contacto com os olhos: lave os imediatamente com água. Ingestão: Gargarejar com água, não induzir a vômito e consultar um médico. |  |


| Produto Químico | Propriedades Físicas e Químicas | Riscos para saúde | Riscos de Incêndio | Precauções a tomar | Produtos Químicos incompatíveis | Armazenamento | Medidas de Primeiros socorros | Pictogramas apropriados para rotulação |
|--|--|---|---|---|---|---|--|--|
| Ácido clorídrico ou Cloreto de hidrogénio HCl | Líquido, incolor a ligeiramente amarelo, odor penetrante e irritante, pH 2, Ponto de fusão 15,3°C, Ponto de ebulição 110,0°C, Densidade 1,1628 g/cm ³ . | Corrosivo para os olhos, vias respiratórias e pele; a inalação repetida de vapores pode causar bronquite á crónica. | Produto não é inflamável; Produz vapores tóxicos e irritantes quando aquecido. Pode gerar reacções perigosas ao ser adicionado directamente a água. | Não inalar os vapores; utilizar uma protecção respiratória. Trabalhar em câmara de ventilação de fumo. Utilizar luvas de borraça ou plástico e óculos de protecção. | Incompatível com álcalis fortes, metais alcalinos e alcalinos terrosos. | Armazenar em locais secos e bem ventilados. Manter longe de fogo e de fontes de calor. A área de armazenamento deve ser mantida abaixo de 38°C. | <p>Inalação: Remova a vítima para local com ar fresco e a mantenha em repouso numa posição que não dificulte a respiração.</p> <p>Contato com a pele: Retire imediatamente toda a roupa contaminada e lave-se com água e sabão.</p> <p>Contacto com os olhos: lavar imediatamente com água durante alguns minutos.</p> <p>Ingestão: não provoque o vômito faça a diluição de imediato, fornecendo à vítima grandes quantidades de água. Caso ocorra vômito espontâneo, forneça água adicional e mantenha a vítima em local arejado</p> |  |

| Produto Químico | Propriedades Físicas e Químicas | Riscos para saúde | Riscos de Incêndio | Precauções a tomar | Produtos Químicos incompatíveis | Armazenamento | Medidas de Primeiros socorros | Pictogramas apropriados para rotulação |
|---|---|---|--|---|--|--|--|---|
| Ácido acético (CH₃COOH) | Líquido, incolor, pH neutro, odor penetrante característico de vinagre, Ponto de fusão 16,6°C, Ponto de ebulição 118,3°C Densidade relativa a 20/40C 1,049 Solúvelem água, solventes orgânicos: Álcool etílico, glicerina e éter. | Quando inalado ou ingerida causa irritação das vias aéreas, nas mucosas. Em contato com os olhos e a pele causa irritações severas e queimaduras. | É inflamável, combustível ponto de inflamabilidade 40°C Ponto de ignição 472°C | Em caso de derrame devem ser usadas roupas em tecido de algodão, luvas, avental, óculos de segurança herméticos ou protetor facial, botas forradas. Se necessário usar máscaras com filtros para vapores orgânicos. | Tem reação explosiva com oxidantes como BrF ₅ e KMnO ₄ | Armazene a temperatura ambiente longe da luz | Inalação: remover a vítima para um local ar fresco. Contato com a pele: retire todas as roupas contaminadas e lave as partes atingidas do corpo com sabão e água corrente durante pelo menos 15 minutos. Contato com os olhos: Lave os olhos imediatamente com grande quantidade de água limpa pelo menos por 15 minutos. Ingestão: Se a vítima estiver consciente, forneça lhe óxido de magnésio, leite de magnésio, hidróxido de alumínio ou de cálcio na mesma proporção do ácido ingerido |  |


| Produto Químico | Propriedades Físicas e Químicas | Riscos para saúde | Riscos de Incêndio | Precauções a tomar | Produtos Químicos incompatíveis | Armazenamento | Medidas de Primeiros socorros | Pictogramas apropriados para rotulação |
|---|--|--|--------------------|---|--|---|---|---|
| Formol ou Formaldeído CH₃OH | Líquido incolor, odor característico e irritante, pH 2,5– 4,0, Ponto de fusão -92°C, Ponto de ebulição 96 – 100°C a 760 mmHg, densidade relativa: 1,0897 – 1,0978, solúvel em água, em álcool, acetona e éter. | Provoca queimaduras graves à pele e Lesões oculares graves ou irritação ocular, pode provocar câncer se inalado. Pode prejudicar a fertilidade ou o feto. Provoca danos ao sistema nervoso e aos órgãos visuais podendo causar inconsciência e redução da acuidade visual. | Não inflamável | Utilizar EPI completo, com luvas de PVC ou látex, botas de segurança e vestimenta de segurança para proteção de todo o corpo contra respingos de produtos químicos. | Incompatível com oxidantes fortes, álcalis, ácidos, fenóis e ureia. Reage violentamente reativo com óxidos nitrosos, ácido perfórmico, nitrometano, carbonato de manganês e peróxido de hidrogênio podendo gerar misturas extremamente explosivas. | Armazenar em local seco, bem ventilado e sem incidência direta e indireta de calor. | <p><i>Em contato com os olhos:</i> não friccionar lavar com água corrente no mínimo por pelo menos 15 minutos.</p> <p><i>Em contato com a pele:</i>remover roupas contaminadas. Não apalpar nem friccionar as partes atingidas, lavar com água e sabão abundante por pelo menos 15 minutos.</p> <p><i>Inalação:</i> remover a vítima para lugar arejado mantendo-a deitada, quieta e aquecida. Manter as vias respiratórias livres.</p> <p><i>Ingestão:</i> Ingerir 1 copo de leite ou água para aliviar a irritação.</p> |     |



| Produto Químico | Propriedades Físicas e Químicas | Riscos para saúde | Riscos de Incêndio | Precauções a tomar | Produtos Químicos incompatíveis | Armazenamento | Medidas de Primeiros socorros | Pictogramas apropriados para rotulação |
|-----------------|---|---|---|---|---|--|--|---|
| Éter | Líquido, incolor, odor penetrante e característico, Ponto de fusão -16.3o C, Ponto de Ebulição 34,6o C, densidade relativa 0.713 a 0.730g/ml a 20o C, solúvel em 12 proporções de água, miscível em álcool, essências e olhos vegetais. | Nocivo por ingestão e penetração nas vias respiratórias. Provoca irritação moderada a pele. Causa irritação nos olhos. Pode causar sonolência e vertigem (efeitos narcótico). | Evitar misturar a líquido e vapores extremamente inflamáveis. Medidas | Utilize o Equipamento de protecção individual | Oxidantes fortes, ácido nítrico, nitrato. Seus vapores, misturados com oxigênio, com ar ou com monóxido de di-nitrogênio, em determinadas concentrações são explosivos. | Armazenar em local bem ventilado. Conservar o recipiente bem fechado | Inalação: Remova a vítima para local com ar fresco e a mantenha em repouso numa posição que não dificulte a respiração. Contato com a pele: Retire imediatamente toda a roupa contaminada e lave-se com água e sabão. Contacto com os olhos: lavar imediatamente com água durante alguns minutos. Ingestão: não provoque o vômito faça a diluição de imediato, fornecendo à vítima grandes quantidades de água. Caso ocorra vômito espontâneo, forneça água adicional e mantenha a vítima em local arejado. |   |

| Produto Químico | Propriedades Físicas e Químicas | Riscos para saúde | Riscos de Incêndio | Precauções a tomar | Produtos Químicos incompatíveis | Armazenamento | Medidas de Primeiros socorros | Pictogramas apropriados para rotulação |
|---------------------------|---|-------------------|--------------------|---|---------------------------------|---|---|--|
| Fuscina Fenificada | Estado físico: Sólido ou líquido Cor: rosa escuro Ponto de fusão: 205 °C Solúvel em água | Cancerígeno | | Evitar o contato com a pele e os olhos. Evitar a formação de pó e aerossóis. Providenciar uma ventilação adequada em locais onde se formem poeiras. | | Armazenar em local fresco. Guardar o recipiente herméticamente fechado em lugar seco e bem ventilado. | Inalação: exposição ao ar fresco. Em contacto com a pele: retire imediatamente toda a roupa contaminada e lave a pele com água e tomar banho de chuveiro. Em contacto com os olhos: Lavar abundantemente com água. Em caso de ingestão: fazer a vítima beber imediatamente água pelo menos dois copos. | |

| Produto Químico | Propriedades Físicas e Químicas | Riscos para saúde | Riscos de Incêndio | Precauções a tomar | Produtos Químicos incompatíveis | Armazenamento | Medidas de Primeiros socorros | Pictogramas apropriados para rotulação |
|--|--|---|--------------------|---|--|--|---|--|
| Hipoclorito NaClO (Hipoclorito de Sódio) em solução aquosa. | Líquido, cor amarela, Odor: penetrante e irritante. pH 12, Ponto de ebulição 110,0 °C (a 760 mmHg) Densidade: 1,20 g/cm ³ (do líquido a 20 °C) Solúvel em água. | Corrosão/irritação à pele, Lesões oculares irritação ocular, Perigoso ao ambiente aquático. | Não inflamável | Não inalar vapores. Lave sempre as mãos de forma cuidadosa após manuseio. Evite o descarte no meio ambiente. Use luvas de proteção, roupa de proteção, proteção ocular e proteção facial. | Reage com compostos orgânicos o que pode resultar em fogo. Reação violenta no contato com ácidos e amônia ou produtos desta, liberando gás cloro e cloraminas. | Armazenar em local fresco e seco. Os recipientes devem ser resistentes a corrosão (ex.: plásticos, como polietileno, polipropileno, PVC reforçado com fibra de vidro). Evitar exposição direta do sol no produto | Inalação: Remova a vítima para local ventilado e a mantenha em repouso de tal forma que não dificulte a respiração. Contato com a pele: Retire imediatamente toda a roupa contaminada e lave-a antes de usá-la novamente. Lave-se com água e sabão. Contato com os olhos: Lave os cuidadosamente com água durante vários minutos. Ingestão: Lave a boca da vítima com bastante água. |  |

| Produto Químico | Propriedades Físicas e Químicas | Riscos para saúde | Riscos de Incêndio | Precauções a tomar | Produtos Químicos incompatíveis | Armazenamento | Medidas de Primeiros socorros | Pictogramas apropriados para rotulação |
|--|--|-------------------|--------------------|--|---------------------------------|---|---|---|
| Verde malaquita C₂₃H₂₅CIN₂ | Pó verde musgo, inodoro, pH: 2,4, Ponto de Fusão: 159°C, Solúvel em água e em etanol | Toxicidade aguda | | contato com o produto. Não inalar o pó. Para manipular usar óculos, luvas de proteção e máscara. | | Manuseio: local arejado ou com exaustores. Armazenamento: Manter as embalagens bem fechadas, local seco e limpo. Temperatura ambiente. | Inalação: Remover a vítima para local ventilado. Contato com a pele: lavar com água corrente. Retirar a roupa contaminada de imediato e lavar-se. Contato com os olhos: lavar com bastante água, por no mínimo 15 minutos. Ingestão: Tomar bastante água. |  |

| Produto Químico | Propriedades Físicas e Químicas | Riscos para saúde | Riscos de Incêndio | Precauções a tomar | Produtos Químicos incompatíveis | Armazenamento | Medidas de Primeiros socorros | Pictogramas apropriados para rotulação |
|---------------------------|--|---|--|---|--|---|--|---|
| Carbonato de Sódio | Sólido, cor branca, Inodoro, pH: 11,16 (solução a 1%) Ponto de Fusão: 815 ° C, solúvel em água. | Irritação da pele, irritação da ocular e a exposição contínua pode causar danos aos órgãos. | Não combustível, compatível com qualquer meio de extinção de fogo. Não recomenda-se o uso directo de água no produto para extinguir as chamas. | Lave cuidadosamente as mãos após o manuseio. Evite contato direto com o produto use o equipamento de protecção individual. Evite respirar poeiras do produto pra que não entre em contacto com as mucosas | Incompatível com pós de metais alcalinos terrosos, alumínio, compostos nitro-orgânicos, fluorinas, metais alcalinos, óxidos não metálicos, óxidos de fósforo. Reage de forma perigosa com fosfato monoação ou de ligas de sódio e potássio | Armazenar em local ventilado, seco, protegido do calor. Evite contato com água e ou humidade. | Inalação: Remova a vítima para local arejado. Se a vítima estiver respirando com dificuldade, forneça oxigênio. Contato com a pele: Remova roupas contaminadas. Lave a pele exposta com grande quantidade de água por pelo menos 15 minutos. Lavar as roupas contaminados antes de reutilizá-los. Contato com os olhos: Lave os imediatamente com água corrente por pelo menos 15 minutos, mantendo as pálpebras abertas. Ingestão: Lave a boca da vítima com água e forneça bastante água a vítima. |  |

| Produto Químico | Propriedades Físicas e Químicas | Riscos para saúde | Riscos de Incêndio | Precauções a tomar | Produtos Químicos incompatíveis | Armazenamento | Medidas de Primeiros socorros | Pictogramas apropriados para rotulação |
|-----------------|---|--|---|---|--|---|---|--|
| Lugol | Líquido castanho, odor irritante, ponto de Fusão aproximadamente 0oC, ponto de ebulição 100°C disponível Densidade relativa: ~ 1 g/cm ³ a 20°C, solúvel em água e insolúvel em solventes orgânicos | Provoca irritação à pele e irritação ocular. | Produto não inflamável e não combustível. | Lavar as mãos após o uso do produto. Utilizar EPI (bata, luvas e óculos). | Reage com soluções de amônia formando produto altamente explosivo quando seco. | Deve ser armazenado em local ventilado, no frasco original e protegido da luz solar. Manter em temperaturas entre +15 °C a +30 °C. Manter o recipiente fechado quando não estiver em uso. Manter afastado de materiais incompatíveis. | Inalação: em condições normais baixo risco por inalação. Em caso de contato com a pele: Retire imediatamente toda a roupa contaminada. Lave a pele com água e sabão e lave a roupa contaminada antes de usá-la novamente. Em caso de contato com os olhos: Lave cuidadosamente com água durante vários minutos. Em caso de ingestão: Lave a boca. |   |

NOTA:

Em caso de acidente com algum destes reagentes ou soluções e os sintomas de desconforto permaneçam após os primeiros socorros, procure sempre o médico e leve consigo se possível a ficha de informação do reagente ou solução em causa pois la vêm descritas notas que podem ajudar o médico na conduta a dar para si como paciente. Nunca tente fazer uma pessoa inconsciente ingerir líquidos de forma a induzir a vômito da solução ingerida.

Anexo 2: Preparação de reagentes

N. 1- Álcool etílico 70%

Álcool 94-96%.....70ml
Água destilada..... 30ml

Medir 70 ml de álcool com a proveta virar no frasco de vidro, meça 10 ml de água destilada e adicione no frasco de vidro. Identifique o frasco, escreva a data e as iniciais de quem preparou.

N. 2- Hipoclorito 2 a 2.5%

Calcular a quantidade de água e de hipoclorito que deve ser misturada usando a fórmula descrita no procedimento experimental do álcool a 70%;

Exemplo: Calcular a quantidade de solução de hipoclorito de sódio a 2% tendo em conta que a concentração de clorina comercial é de 3.5% e o volume final desejado é de 1litro.

$$\begin{aligned}C_{\text{final}} \times V_{\text{final}} &= C_{\text{inicial}} \times V_{\text{inicial}} \\2\% \times 100 \text{ ml} &= 3.5\% \times V_{\text{inicial}} \\V_{\text{inicial}} &= 57 \text{ ml}\end{aligned}$$

2. Medir a quantidade de hipoclorito com a proveta e transferir para o balão volumétrico;
3. Colocar 57 ml de hipoclorito num balão volumétrico de 100 ml e adicionar volume de água destilada até perfazer o volume total de 100 ml.
4. Colocar a preparação no esguincho
5. Colocar um rótulo de identificação conforme figura 1
6. Armazenar ao abrigo da luz e a temperatura ambiente.
7. Após a preparação, a solução de hipoclorito é estável por uma semana.

N. 3- Formol a 10%

Formol.....10ml
Água destilada..... 90ml

Medir 10 ml de formol com a proveta virar no frasco de vidro, meça 90ml de água destilada e adicione no frasco de vidro. Identifique o frasco, escreva a data e as iniciais de quem preparou.

N. 4- Formol salino a 10%

Formol concentrado 37% ou 40%10ml
Solução salina a 0,85%90ml

Num frasco ou balão à parte verter 90ml de solução salina a 0,85% e adicionar à este 10ml de formol concentrado 37% ou 40%, adicionar à este preparado 3 gotas da solução de carbonato de sódio a 5% para neutralizar a solução (pH = 7). Identifique o frasco, escreva a data e as iniciais de quem preparou.

N. 5- Ácido acético, solução 500g / l

| | |
|--|-------|
| Ácido acético glacial (CH ₃ COOH) | 100ml |
| Água destilada | 200ml |

Misture as duas soluções em um frasco.

Identifique o frasco, escreva a data e as iniciais de quem preparou.

Nota: O ácido acético glacial é altamente corrosivo

N. 6- Lugol iodo, solução 5 g / l (0,5%)

| | |
|-------------------------------|-------|
| Iodo | 5 g |
| Iodeto de potássio (KI) | 10 g |
| Água destilada | 300ml |

Moa o iodo seco e o iodeto de potássio em um pilão. Adicione água destilada, alguns mililitros de cada vez, e moa completamente após cada adição até o iodo e o iodeto se dissolve. Enxágüe a solução em uma garrafa de vidro âmbar com o restante de a água destilada. Alternativamente, meça 300ml de água destilada em um cilindro. Primeiro dissolva o iodeto de potássio em cerca de 30ml de água destilada. Adicione o iodo e misture até dissolvido. Adicione o restante da água destilada e misture bem. Armazenar em marrom garrafa. Identifique o frasco, escreva a data e as iniciais de quem preparou. Identifique o frasco, escreva a data e as iniciais de quem preparou.

N. 7- Solução salina a 0,85% (soro fisiológico)

| | |
|---------------------|-------------|
| NaCl..... | 8,5g |
| Água destilada..... | 1000ml (1L) |

Pese na balança analítica 8,5g de cloreto de sódio transfira para um balão de fundo redondo ou raso e adicione 1000ml de água destilada, agite o balão suavemente até dissolver os sais de sódio. Identifique o frasco, escreva a data e as iniciais de quem preparou.

N. 8- Verde de glicerol-malaquita

A - Prepare uma solução de trabalho de verde malaquita, solução a 1%:

| | |
|-----------------------|-------|
| Verde malaquita | 1 g |
| Água destilada | 100ml |

Usando um pilão e almofariz, triture os cristais verdes de malaquita até virar um pó. Dissolver 1 g do pó recém-preparado em 100ml de água destilada e despeje a solução em uma garrafa escura. Feche bem o frasco e guarde-o no escuro.

B - Prepare uma solução de trabalho de glicerol-verde malaquita:

| |
|---|
| Glicerol 100ml |
| Verde malaquita, solução estoque 1% 1ml |
| Água destilada 100ml |

Adicione o glicerol, a solução de estoque de verde de malaquita e água destilada a 250 ml frasco com rolha de vidro. Misture delicadamente antes de usar.

N. 9- Ácido-álcool 3%

Etanol, 95%97 ml
Ácido hidroclorídrico3ml

Medir 97 ml de etanol a 95-99.9% com uma proveta e deitar num frasco de 200ml, medir 3 ml de ácido hidroclorídrico concentrado com uma proveta e deitar no frasco contendo o etanol, Tapar e agitar suavemente o frasco para que o conteúdo se homogeneíze. Válida por 3 meses se conservada à temperatura ambiente e devidamente tapada, sendo aberta apenas para questões de uso. Identifique o frasco, escreva a data e as iniciais de quem preparou.

N. 10- Verde malaquita 1%

Verde malaquita em pó.....1 g
Água.....100ml

Pese 1.0 g de verde malaquita em pó, transferir o verde malaquita para um frasco escuro, meça 100ml de água destilada com uma proveta e deite no frasco contendo o verde malaquita, feche o frasco e agite suavemente durante 2-3 minutos. Válido por 6 meses. Identifique o frasco, escreva a data e as iniciais de quem preparou.

N. 11- Fucsina Fenificada 1-3%

Solução A (solução saturada = solução mãe)

Fucsina básica em pó3 g
Etanol a 95%.....100 ml

Pesar 3.0 g de fucsina básica em pó, transferir a fucsina para um frasco, medir 100 ml de etanol a 95% com uma proveta e deitar no frasco contendo a fucsina, fechar o frasco e agitar suavemente durante 2-3 minutos. Válido por 12 meses. Identifique o frasco, escreva a data e as iniciais de quem preparou.

Solução B (solução aquosa de fenol (50g/L, 5%))

Fenol.....10.0 g cristais
Água destilada.....200 ml

Pese 10.0 g de fenol em cristais, transferir o fenol para um frasco; medir 200 ml de água destilada com uma proveta e deitar no frasco contendo o fenol; fechar o frasco e agitar suavemente durante 2-3 minutos. Identifique o frasco, escreva a data e as iniciais de quem preparou.

Carbol-fucsina, solução de trabalho (para um volume final de 100 ml)

Solução A10ml
Solução B90 ml

Com a ajuda de uma proveta medir 10ml de solução **A** deitar esta solução num frasco de 100 ml, medir 90 ml de solução **B** com a ajuda de uma outra proveta, transferir a solução **B** para o frasco contendo a solução **A**, fechar o frasco e agitar suavemente durante 2-3 minutos. Válido por 6 meses. Identifique o frasco, escreva a data e as iniciais de quem preparou.

N. 12- Hidróxido de sódio 0.1 N

Solução estoque NaOH 1 N:

NaOH 1 N.....4 g
Água destilada.....80 ml

Dissolva 4,0 g dessa substância em cerca de 80 ml de água destilada. Transfira o conteúdo para um balão volumétrico de 100 ml completando o volume com água destilada até atingir os 100ml. Identifique o frasco, escreva a data e as iniciais de quem preparou.

Solução de trabalho NaOH a 0,01 N

NaOH a 1 N.....1 ml
Água destilada80 ml

Da solução estoque 1 N de NaOH, retire 1 ml e adicione cerca de 80 ml de água destilada. Transfira o conteúdo para um balão volumétrico, completando o seu volume para 100 ml com água destilada. Esta solução terá a concentração de 0,01 N. Identifique o frasco, escreva a data e as iniciais de quem preparou.

Nota: Após a preparação rotule sempre todas soluções com a seguinte informação: nome da solução, a data de preparação, data de validade e nome do técnico que preparou.

N. 13- Cloreto de sódio

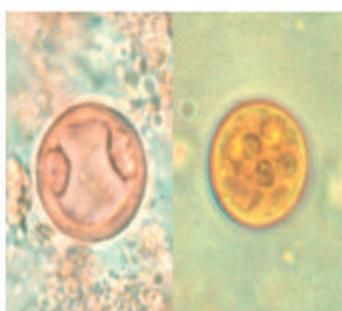
Cloreto de sódio (NaCl) 125 g
Água destilada500ml

Dissolva o cloreto de sódio aquecendo a mistura até ao ponto de ebulição. Deixe esfriar e ficar. Verifique se parte do sal permanece não dissolvido. Se tudo foi dissolvido adicione mais 50 g. Filtre para uma garrafa com rolha. Identifique o frasco, escreva a data e as iniciais de quem preparou.

NOTA:

Após a preparação rotule sempre todas soluções com a seguinte informação: nome da solução, a data de preparação, data de validade e nome do técnico que preparou.

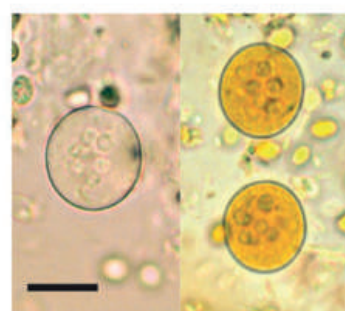
PROTOZOÁRIOS INTESTINAIS



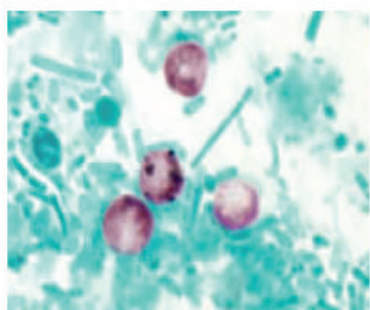
Entamoeba histolytica



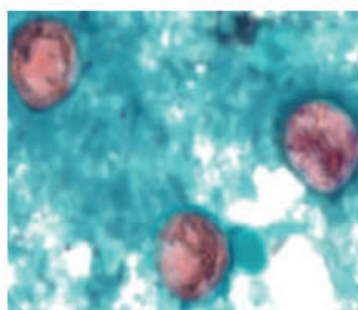
Giardia intestinalis



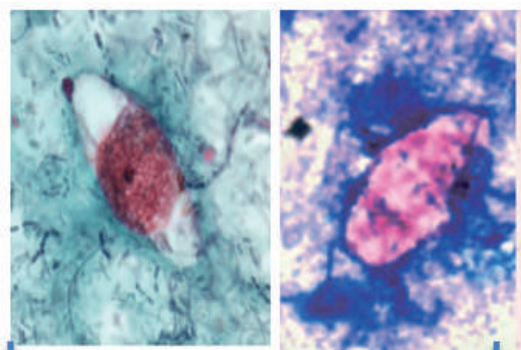
Entamoeba coli



Cryptosporidium sp.

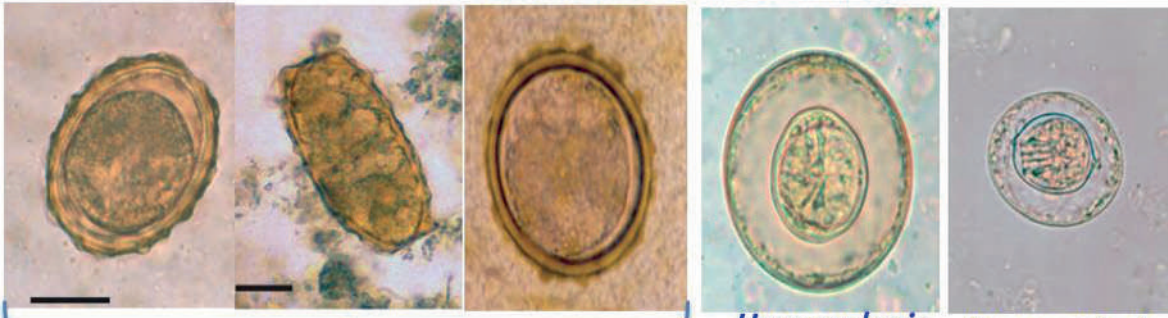


Cyclospora cayetanensis



Cystoisospora belli

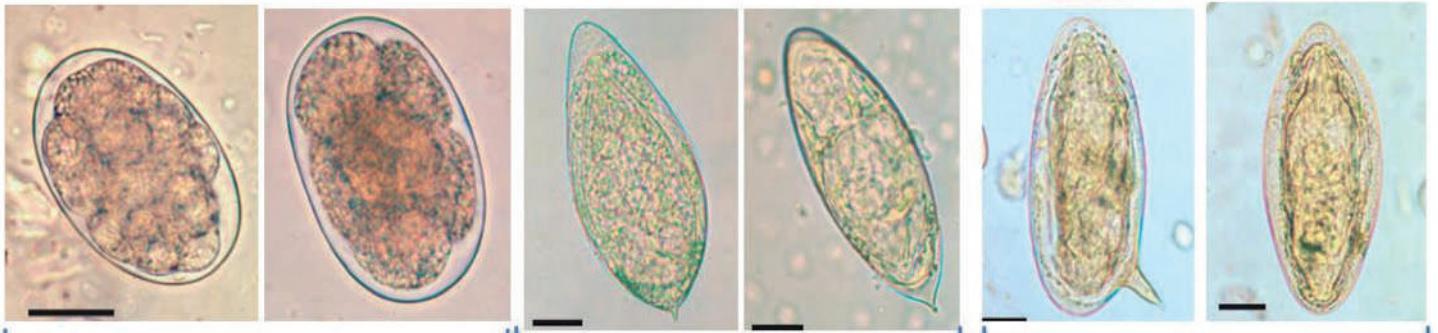
HELMINTOS INTESTINAIS



Ascaris lumbricoides

Hymenolepis diminuta

Hymenolepis nana



Ancilostomídeo

Schistosoma haematobium

Schistosoma mansoni

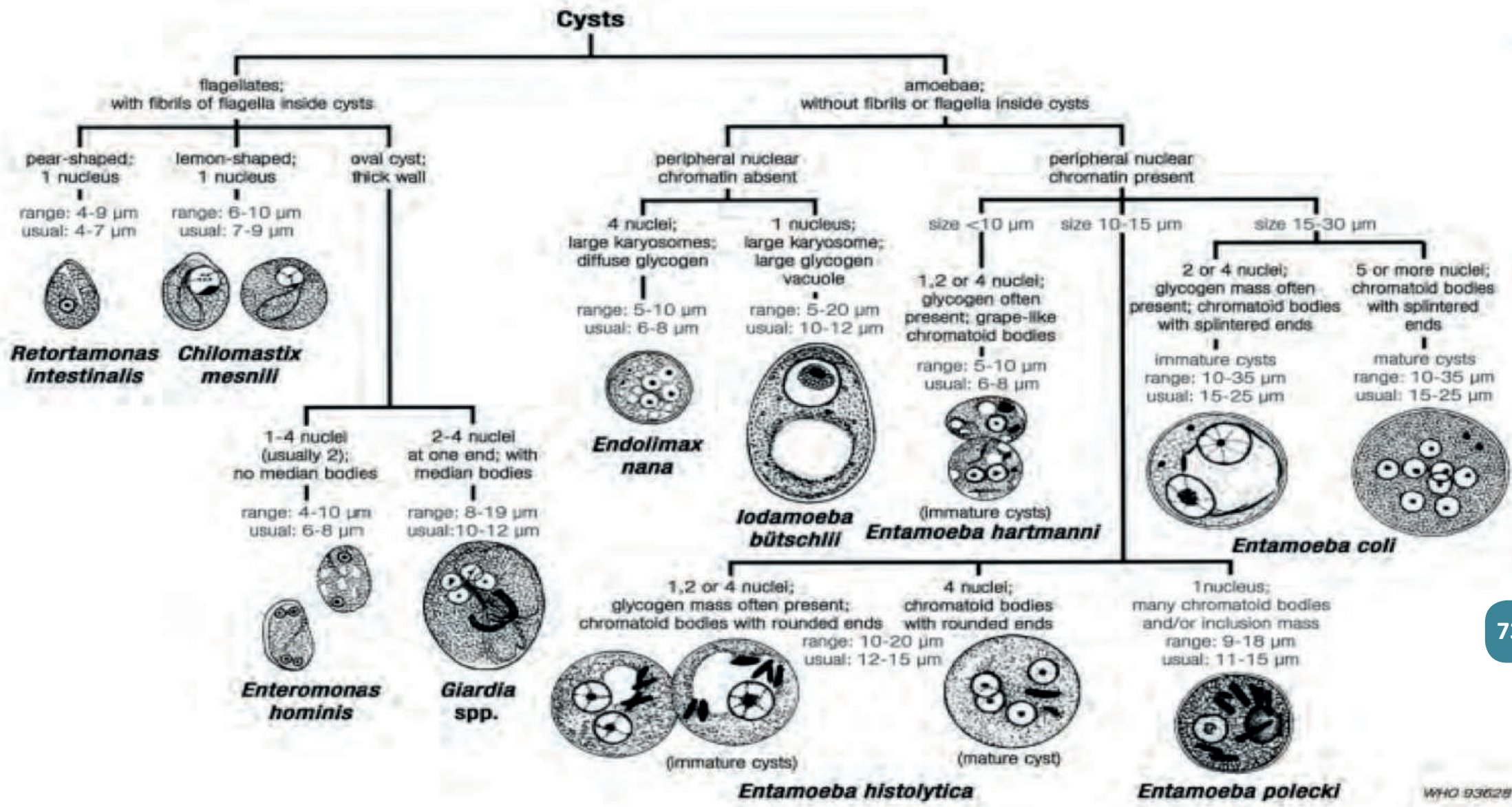


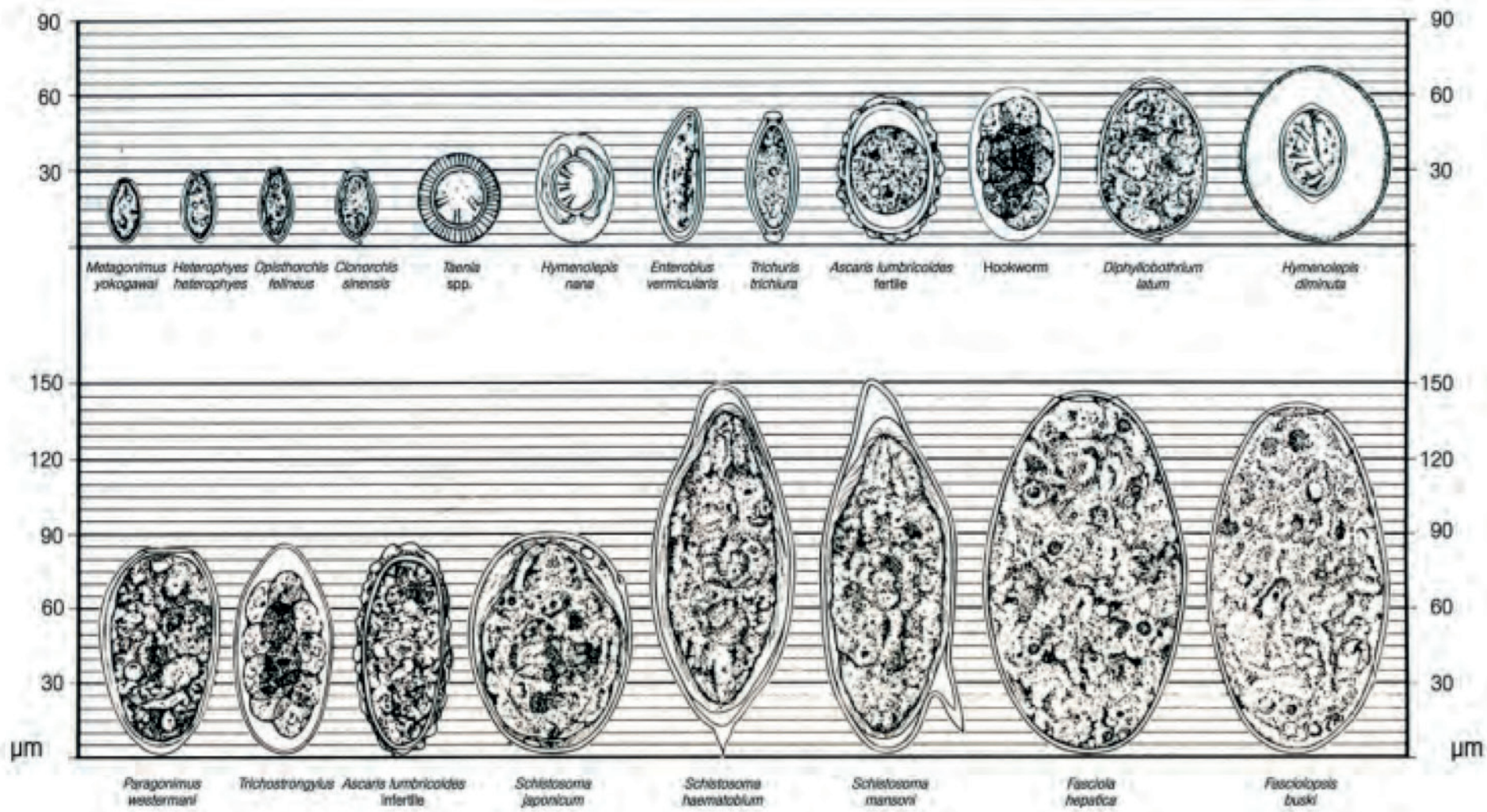
Taenia sp.

Trichuris trichiura

Strongyloides stercoralis

Anexo 4: Características e Diferenciação de principais espécies (Fonte: bench aids WHO)





Anexo 5: (Fonte: bench aids WHO)

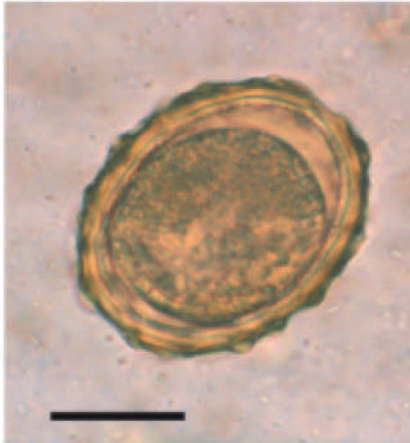
Bench Aids for the Diagnosis of Intestinal Parasites



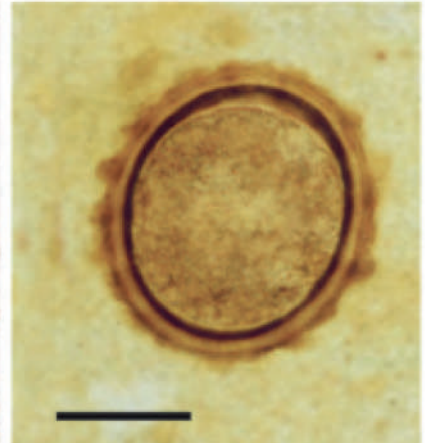
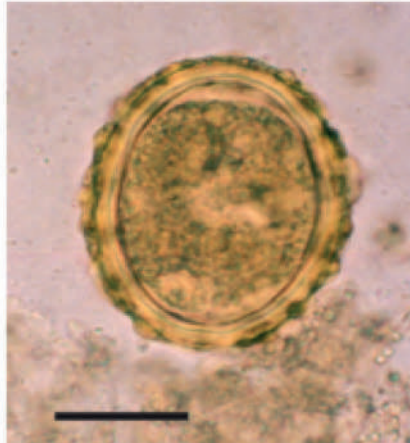
Plate 1 - Helminths

© World Health Organization 1994

Note: all measuring bars = 25 µm



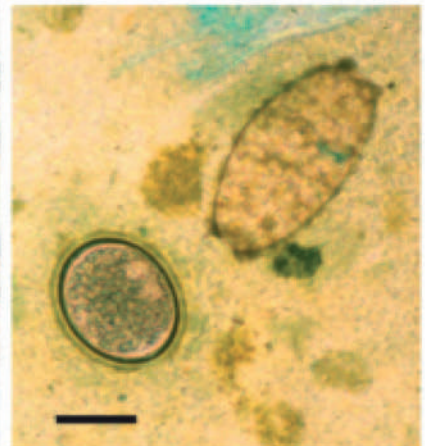
Normal fertile *Anacaris A. lambricoideis* eggs measure 55-75 µm by 35-50 µm, are golden yellow to brown in colour and are in the single cell stage when passed in the faeces. The egg has conspicuous mammillations on its surface.



Typical fertile *A. lambricoideis* egg as it appears in a Kato-Katz preparation.



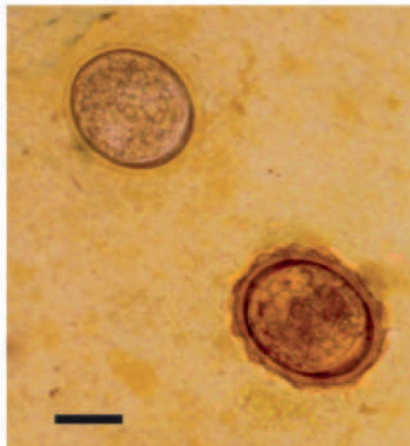
Typical infertile *A. lambricoideis* eggs in faeces. These eggs are elongated and much larger in size (85-95 µm by 43-47 µm), have thin shells and a grossly irregular mammillated layer. The content of the egg is usually granular and lacks any organization.



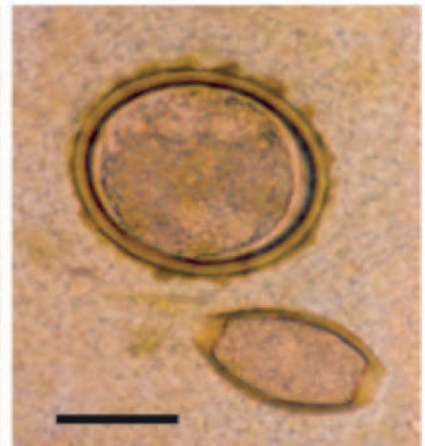
Fertile (lower left) and infertile eggs of *A. lambricoideis* in a Kato-Katz preparation.



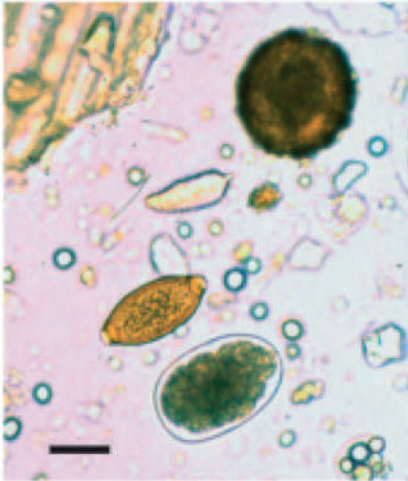
A. lambricoideis. Sometimes, normal fertile eggs lack the mammillated layer and are referred to as "decorticated" eggs.



Normal and decorticated (upper left) *A. lambricoideis* egg in a Kato-Katz preparation.



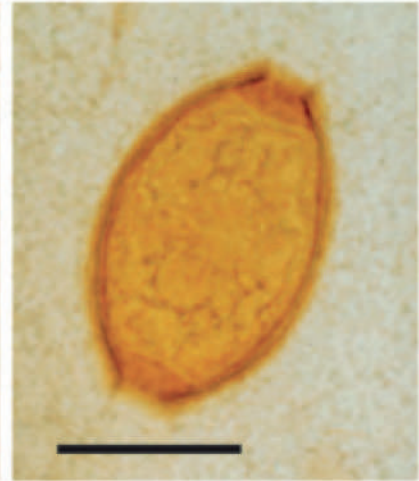
A. lambricoideis (upper) and *Trichuris trichiura* (lower) eggs in a Kato-Katz preparation.



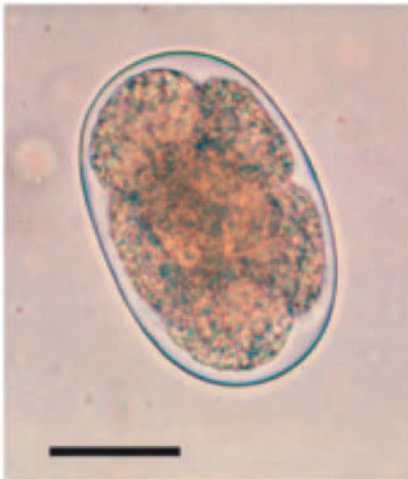
A. Ambricosides (upper), **Trichuris trichiura** (middle) and **hookworm** (lower) eggs in the same microscopic field, illustrating their relative sizes.



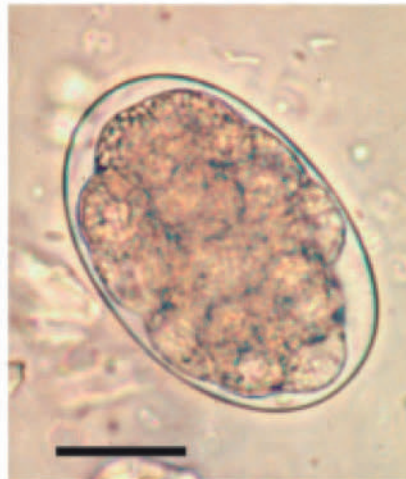
Typical **Trichuris trichiura** eggs measure 50-55 µm by 22-24 µm, have a brown, smooth shell, bipolar prominences (pugs) and contain a single cell ovum.



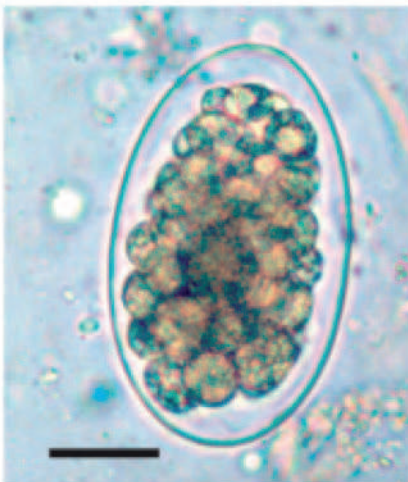
In a Kato-Katz preparation, **T. trichiura** eggs may appear larger and swollen with degenerated contents. The bipolar prominences and the layers of the shell are not sharply defined.



Hookworm eggs found in faeces are characteristically barrel-shaped with a thin, hyaline shell; they measure 60-75 µm by 35-40 µm. They are usually in the 4- or 8- cell stage in fresh faeces or in a more advanced stage of cleavage in faeces that have been kept at room temperature for even a few hours.



Hookworm eggs in Kato-Katz preparations are often almost round and the dividing ovum is increasingly difficult to see. In hot climates the glycerol will overclear the eggs and make them invisible 30-60 minutes after preparation.



Trichostrongyle eggs resemble hookworm eggs but are larger (75-95 µm by 40-50 µm) and more elongated in shape. The ovum is in an advanced state of cleavage when passed in the faeces.



Ternidens deminatus is another strongyle parasite which infects humans, mostly in southern Africa. The egg resembles the hookworm egg and measures about 85 x 50 µm. It tends to be in an advanced stage of cleavage when passed in the faeces.



Strongyloides stercoralis infection is routinely diagnosed by the presence in faeces of first-stage rhabditoid larvae of 180-300 µm by 14-20 µm. Larvae have a short buccal capsule, an attenuated tail and a prominent genital primordium (arrow).

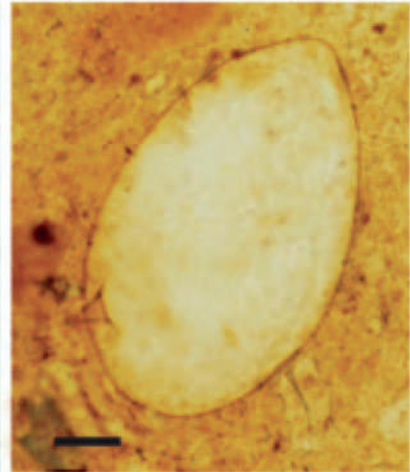
Bench Aids for the Diagnosis of Intestinal Parasites

© World Health Organization 1994



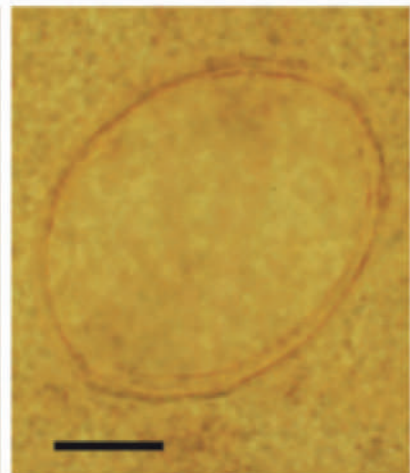
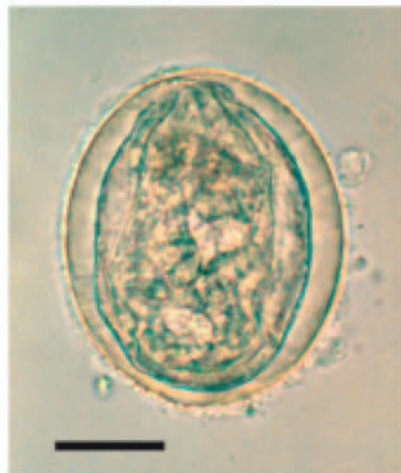
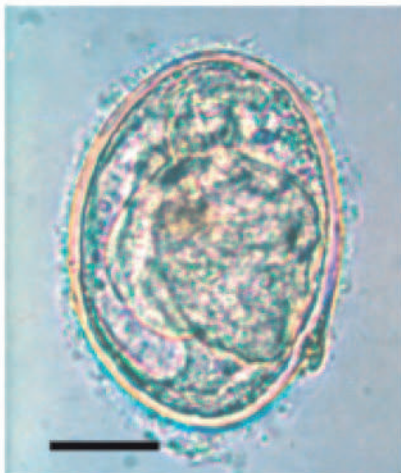
Plate 3 - Helminths

Note: all measuring bars = 25 µm



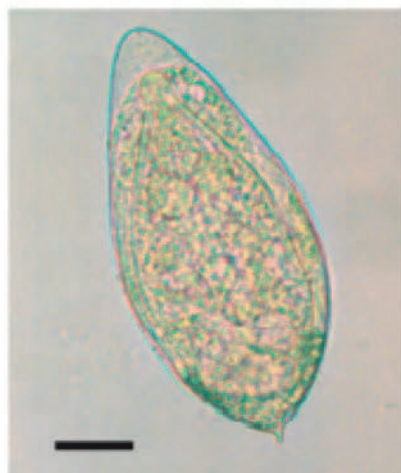
Schistosoma mansoni eggs are large, measuring 114-175 µm by 45-70 µm, have a thin, transparent shell and a prominent lateral spine, and contain a miracidium. If the spine is hidden from view, gently tipping the coverslip may expose it.

S. mansoni eggs in Kato-Katz preparations are easily identified on the basis of size, shape and presence of the lateral spine.



S. japonicum eggs are smaller than those of *S. mansoni* and *S. haematobium*. They measure 70-100 µm by 55-85 µm and tend to be round to oval in shape, have a thin shell and a small, inconspicuous, lateral spine. The eggs contain a miracidium. Frequently, faecal debris adherent to the egg surface or orientation may obscure the spine.

In Kato-Katz preparations, the spine of the egg of *S. japonicum* is rarely seen and the miracidium quickly becomes inapparent. Size and thin shell help identify the species.



The eggs of *S. haematobium* have a terminal spine and contain a miracidium. They measure 112-170 µm by 50-70 µm. These eggs are usually found in the urine but occasionally they may also be found in faeces.

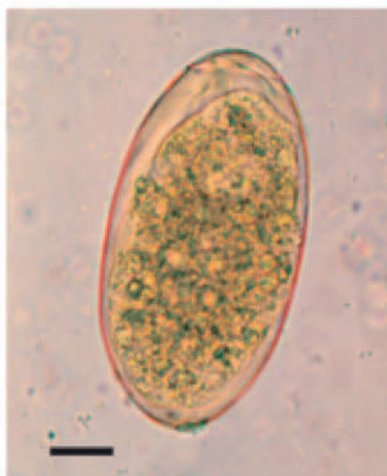
The eggs of *S. intercalatum* are usually larger than those of *S. haematobium*, measure about 140-240 µm, are typically found in faeces and have an equatorial bulge.



Clonorchis sinensis eggs are 27-35 µm by 12-19 µm, have a seated operculum and usually a small protuberance at the opposite end. The shell may have minute adherent debris. Eggs in faeces contain a miracidium. ***Opisthorchis*** eggs are similar.



Metagonimus yokogawai eggs measure 20-30 µm by 15-17 µm, have an inconspicuous operculum and lack a knob or protuberance at the abopercular end; the shell is usually devoid of adherent debris. Eggs in faeces contain a miracidium.



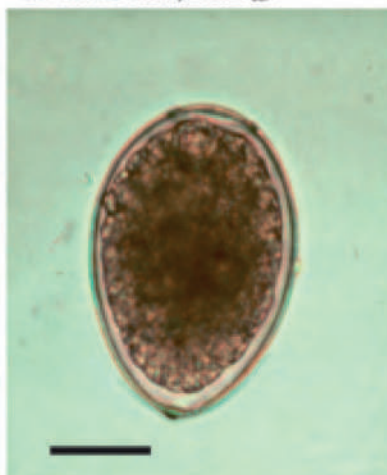
Fasciola hepatica eggs are usually 130-150 µm by 63-90 µm, have an inconspicuous operculum, are unembryonated, and often have a shell irregularity at the abopercular end (the latter is not seen in the similar ***Fasciolopsis buski*** egg).



Paragonimus westermani eggs measure 80-120 µm by 45-70 µm, are golden brown in colour, thick shelled, unembryonated in faeces or in opulum and have a prominent operculum. The shell is thickened at the abopercular end.



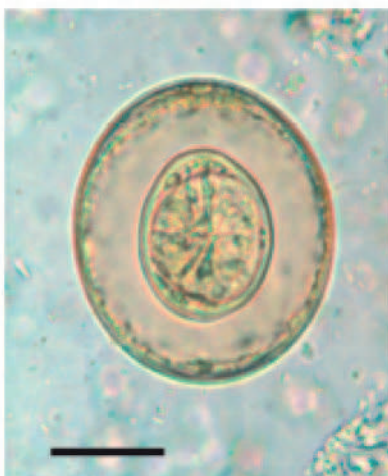
P. uterobilateralis eggs, an African species, are usually smaller than those of ***P. westermani***, i.e. 50-95 µm by 35-55 µm, and the operculum is less prominent.



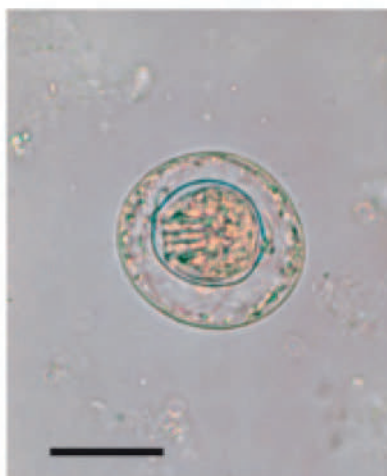
Diphylobothrium latum. These operculated cestode eggs usually measure 58-75 µm by 40-50 µm, are unembryonated in faeces and may have a knob or small protuberance at the abopercular end.



***Taenia* spp.** eggs are all virtually identical in size and morphology, i.e. 31-43 µm in diameter, with a thick prismatic appearing shell wall, and contain a 6-hooked embryo, the oncosphere. Occasionally a thin, hyaline primary embryonic membrane may be retained around these eggs.

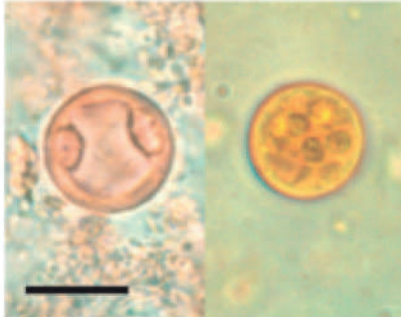


Hymenolepis diminuta eggs measure 70-85 µm by 60-80 µm, are spherical, yellowish brown, and contain a 6-hooked embryo, the oncosphere. There are no filarities, as in ***H. nana***.

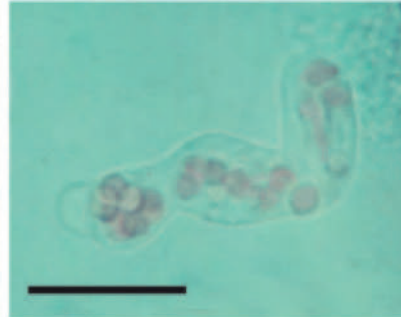


Hymenolepis nana eggs are usually spherical, 30-47 µm in diameter, have a thin hyaline shell and contain a 6-hooked oncosphere. There are two polar thickenings on the membrane around the oncosphere from which arise 4-8 filaments extending into the space between the oncosphere and the outer shell.

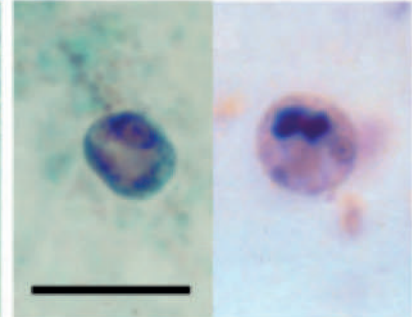
Entamoeba histolytica* and *Entamoeba hartmanni



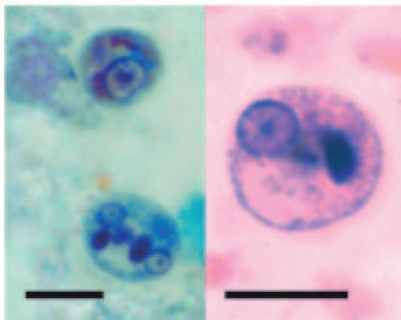
Left: *E. histolytica* binucleate cyst in MIF wet mount; large glycogen vacuole lies between nuclei. Right: *E. histolytica* mature cyst in iodine wet mount; 3 of the 4 nuclei are seen.



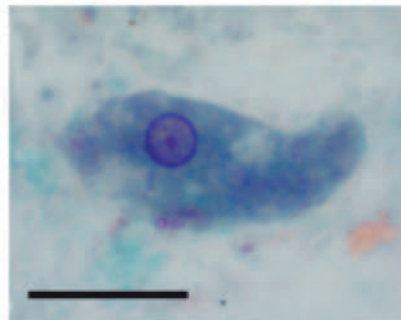
E. histolytica living trophozoite containing many red blood cells; unstained wet mount.



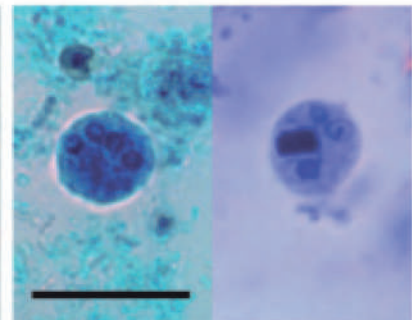
E. hartmanni uninnucleate cysts. Left: glycogen vacuole and chromatoid bodies present; trichrome. Right: chromatoid bodies present; iron haematoxylin.



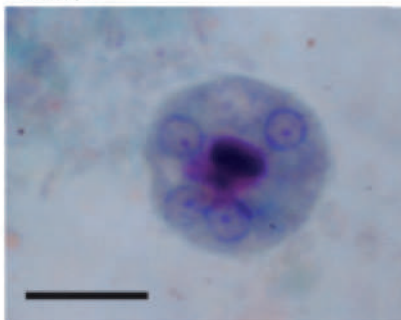
Left: *E. histolytica* uninnucleate cyst (top) and binucleate cyst, each with glycogen vacuole and chromatoid bodies; trichrome. Right: *E. histolytica* uninnucleate cyst with chromatoid bodies present; iron haematoxylin.



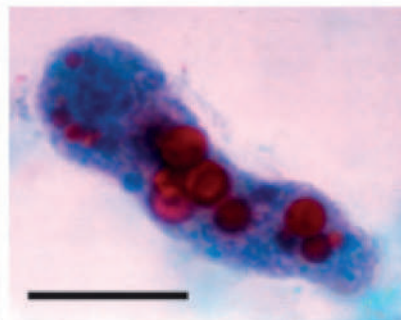
E. histolytica trophozoite; trichrome.



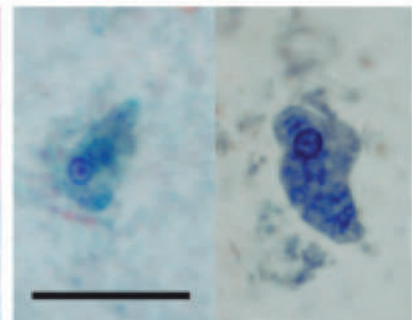
Left: *E. hartmanni* mature cyst with 4 nuclei; trichrome. Right: binucleate cyst with 1 nucleus in sharp focus and chromatoid bodies present; iron haematoxylin.



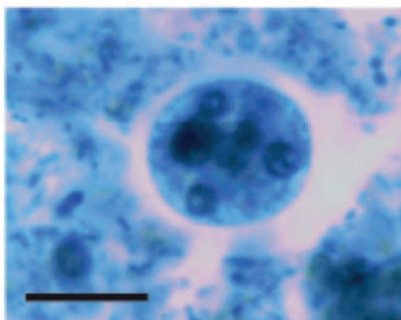
E. histolytica mature cyst with 4 nuclei and chromatoid bodies; trichrome.



E. histolytica trophozoite with ingested, red-staining erythrocytes; nucleus visible along lower margin of organism; trichrome.



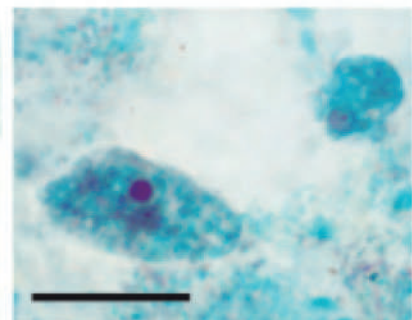
E. hartmanni trophozoites. Left: trichrome. Right: iron haematoxylin.



E. histolytica mature cyst showing 3 of the 4 nuclei and chromatoid bodies which are not in focus; iron haematoxylin.

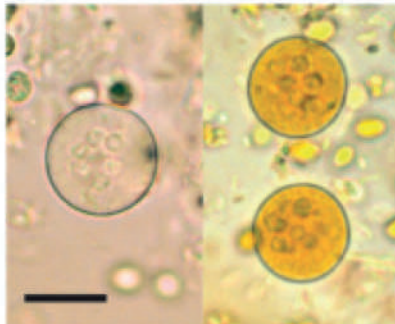


E. histolytica trophozoite; iron haematoxylin.

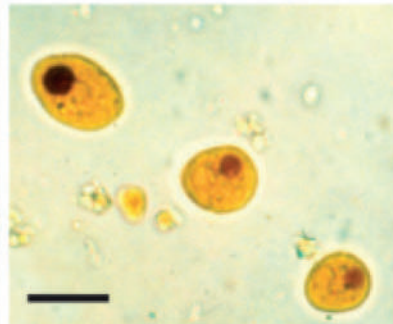


E. hartmanni (right) and *Iodamoeba butschlii* (left) trophozoites; trichrome. Note size difference.

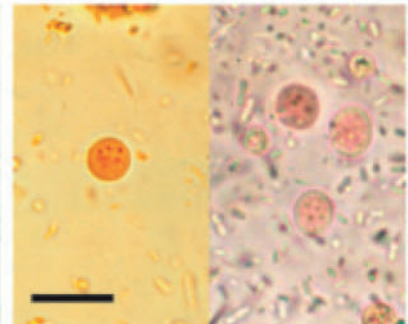
Commensal amoebae



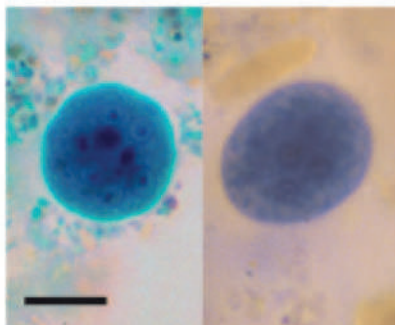
Entamoeba coli mature cysts. Left: unstained formalin wet mount. Right: iodine-stained wet mount.



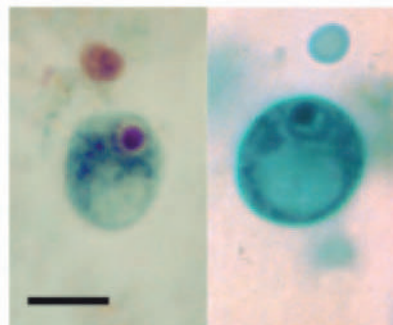
Iodamoeba bütschlii cysts in iodine wet mount. Note brown-staining glycogen vacuoles in each; the nucleus is typically not visible in such preparations.



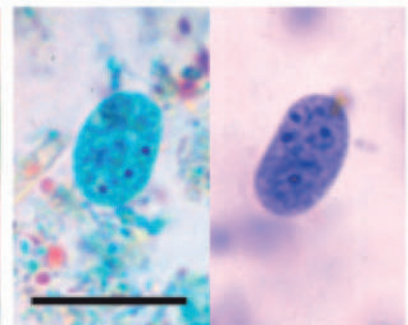
Endolimax nana cysts in wet mounts. Left: a cyst, stained in iodine, shows 3 of the 4 nuclei. Right: 3 cysts in MIF, with the top one showing 3 of the 4 nuclei.



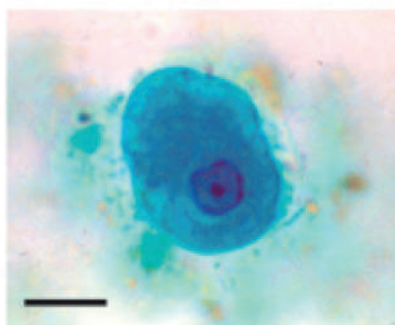
E. coli mature cysts stained in trichrome (left) and in iron haematoxylin (right).



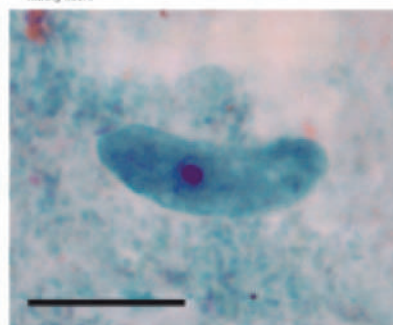
Cysts of *I. bütschlii*. On the left, stained with trichrome, vacuole is not as clearly seen as it is on the right, stained with iron haematoxylin; with these stains the single nucleus with the large karyosome is readily seen.



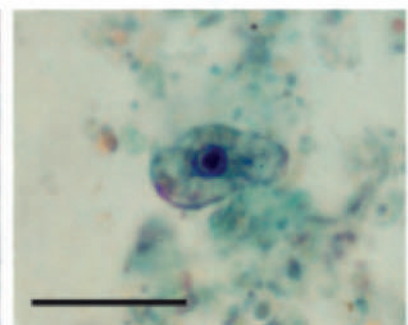
E. nana cysts. Left: 3 of 4 nuclei visible; trichrome. Right: all 4 nuclei seen; iron haematoxylin.



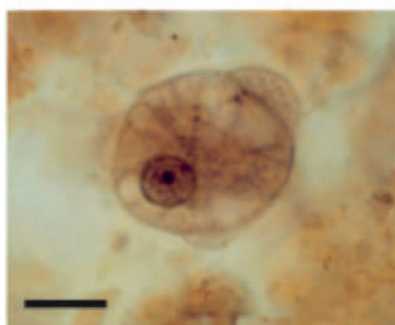
E. coli trophozoite, trichrome. Note irregular peripheral chromatin on nuclear membrane.



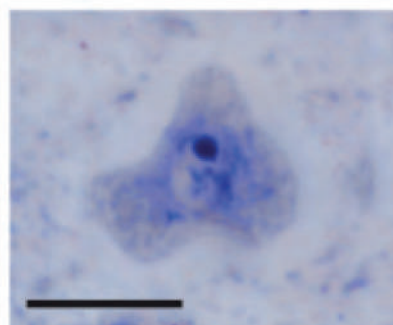
I. bütschlii trophozoite, trichrome.



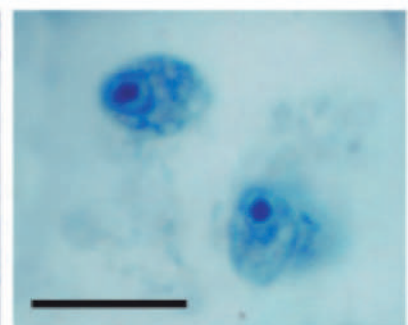
E. nana trophozoite, trichrome. Small size of organism and the large karyosome nearly filling the nucleus which lacks peripheral chromatin are diagnostic.



E. coli trophozoite, iron haematoxylin. Note large, off-center karyosome in nucleus.

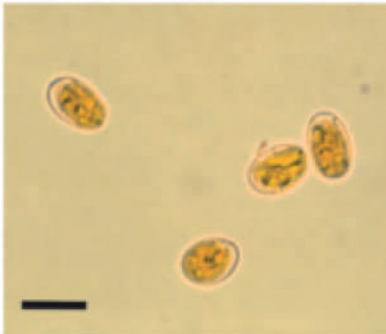


I. bütschlii trophozoite; iron haematoxylin.

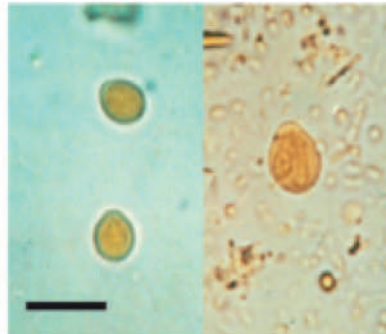


E. nana trophozoites, iron haematoxylin.

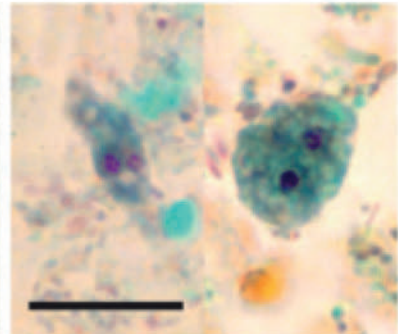
Intestinal flagellates



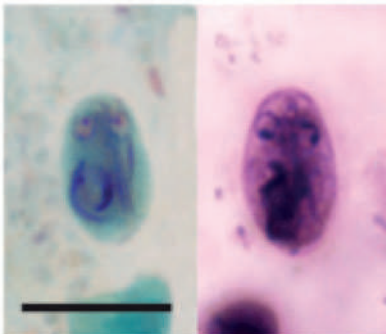
Giardia spp. cysts, iodine wet mount.



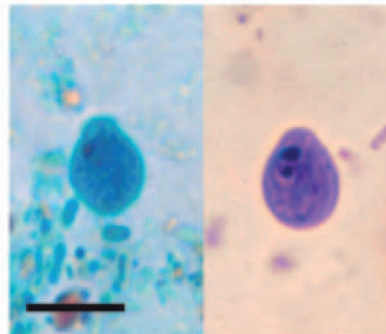
Chilomastix mesnili cysts, iodine wet mounts. Two cysts at left are at lower magnification and show typical lemon-shaped appearance; at higher magnification (right), nucleus and cytostome are faintly visible.



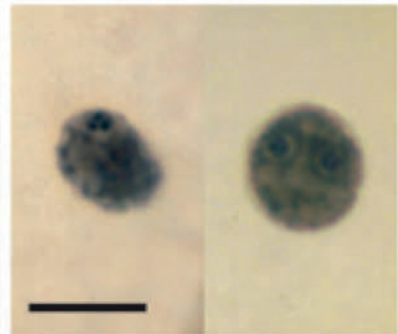
Dientamoeba fragilis binucleate trophozoites, trichrome. On the left, only one of two nuclei is clearly seen. With trichrome it is characteristic for trophozoites to take a pale stain. No cyst stage occurs in this species.



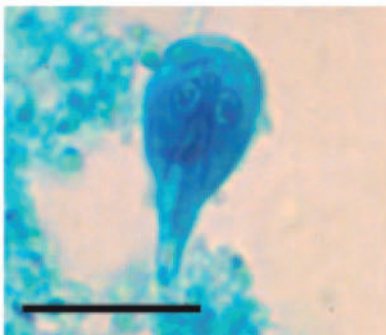
Giardia spp. cysts stained in trichrome (left) and iron haematoxylin (right).



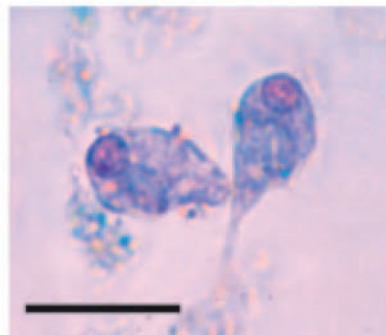
C. mesnili cysts in trichrome (left) and iron haematoxylin (right). Both show typical lemon-shaped appearance and in the figure on the right the cytostome is faintly visible.



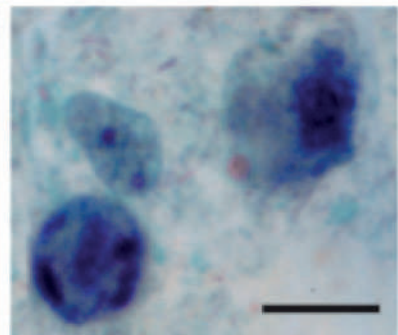
D. fragilis trophozoites, iron haematoxylin. Left: a uninucleate form with karyosome fragmented into 3 pieces; right: two nuclei, both showing fragmentation of the karyosomes, are present.



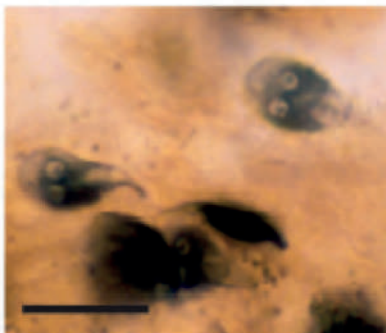
Giardia spp. trophozoites, trichrome.



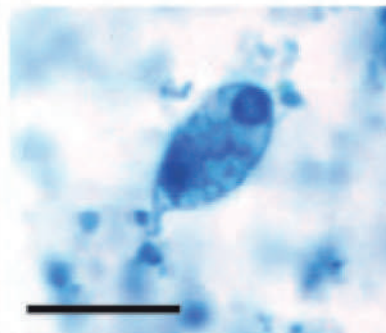
C. mesnili trophozoites, trichrome. With trichrome, trophozoites often take a pale stain as seen here; one organism shows faintly pointed posterior end and faintly staining cytostome.



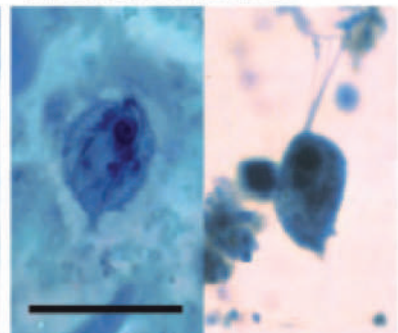
A binucleate trophozoite of *D. fragilis* which is more delicately stained, is seen between an *E. histolytica* trophozoite (upper right), and a smaller, uninucleate cyst of *E. histolytica* containing chromatoid bodies. Note size differences. Trichrome.



Giardia spp. trophozoites, iron haematoxylin. Three are ventral views of the organisms and two are seen in lateral aspect.

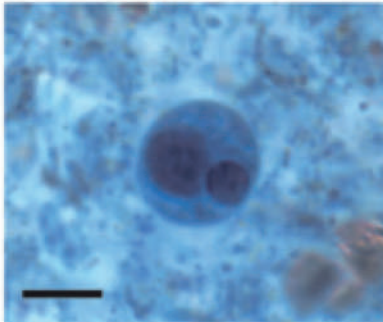


C. mesnili trophozoite, iron haematoxylin. Note nucleus at anterior end and finely pointed posterior end.

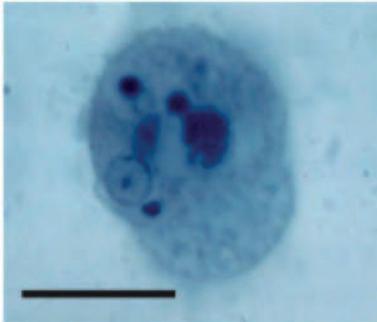


Pentastichomonas hominis trophozoites stained in trichrome (left) and iron haematoxylin (right). Note nucleus and scolex in organisms on left, and anamniotic oracles, faintly staining regions in organisms on right.

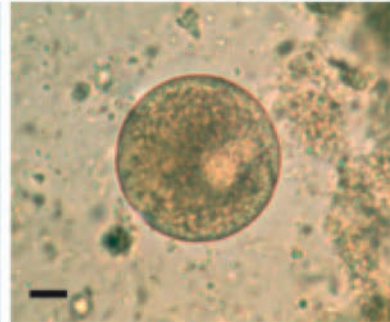
Uncommon protozoa and artefacts



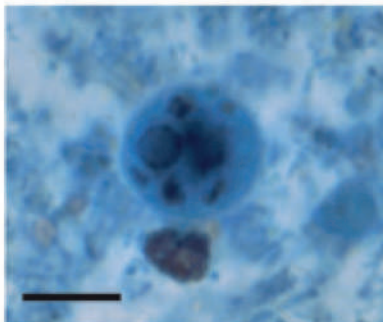
Entamoeba polecki uniuucleate cyst, trichrome. Note rounded, dense inclusion mass at left side of cyst and nucleus to its right. Cysts are typically uniuucleate and may or may not contain an inclusion mass.



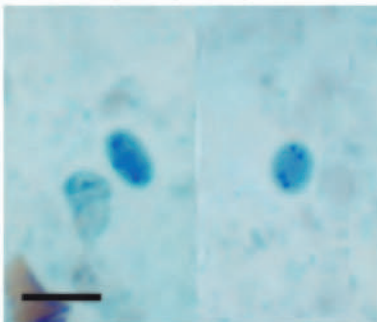
Entamoeba gingivalis trophozoite, iron haematoxylin. This amoeba has no cyst stage and is usually found in smears made from material taken from between teeth and gums. Trophozoites have *E. histolytica*-like nucleus and usually contain ingested leukocytes and bacteria.



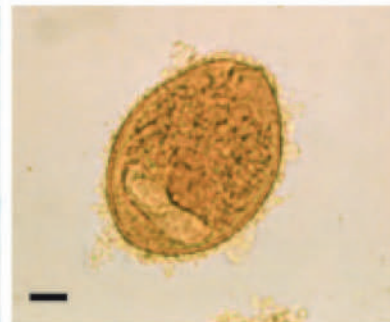
Balantidium coli cyst in unstained wet mount. Large macronucleus is visible as a clear area at right side of cyst.



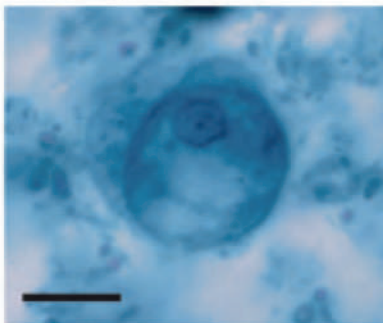
E. polecki uniuucleate cyst, trichrome. Nucleus at left side is considerably obscured by large number of chromatoid bodies of varying sizes. Cysts often have many chromatoid bodies, with or without an inclusion mass.



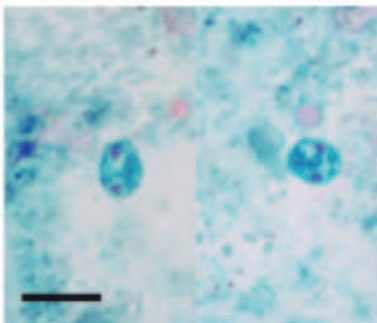
Entamoeba histolytica trophozoite and binucleate cyst (left), iron haematoxylin. The trophozoite is to the left and the nuclei are at both ends of the cyst. The mature cyst (right) typically has 4 nuclei, 2 at each end, iron haematoxylin.



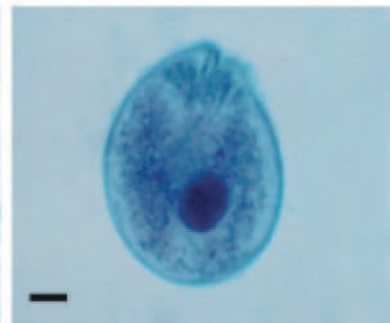
B. coli trophozoite, MIF wet mount. The cytoplasm is visible at top of organism and the large clear area at the bottom is the macronucleus. Cilia are visible on surface.



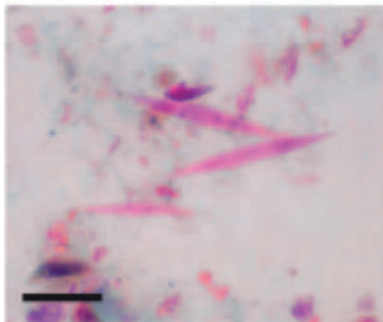
E. polecki trophozoite, trichrome. Nucleus is similar in morphology to that of *E. histolytica* trophozoites, i.e. with a small karyosome and fine peripheral chromatin on nuclear membrane.



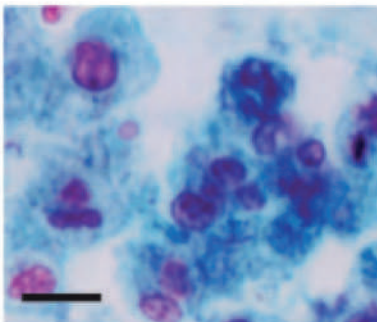
E. histolytica binucleate cysts, trichrome.



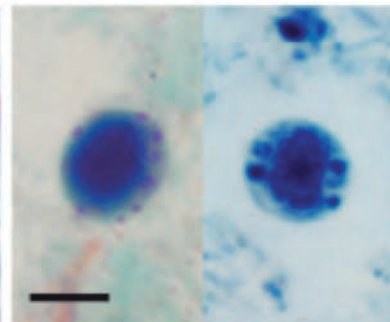
B. coli trophozoite, trichrome. The cytoplasm is visible at top of organism; the macronucleus is the dark-staining structure in mid-body. Cilia are visible on surface.



Charcot-Leyden crystals, trichrome. These pink-staining, elongated, pointed bodies are breakdown products of eosinophils and may often be found in faeces and sputum of patients with various types of infection.

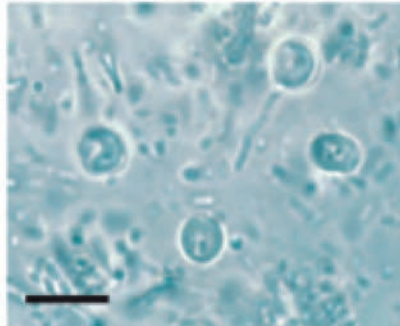


Polymorphonuclear leukocytes are seen clustered in trichrome-stained smear. Although these may be mistaken for amoebae, the large size of nuclei in relation to the cytoplasm of the cell and their structure indicate that these are inflammatory cells.

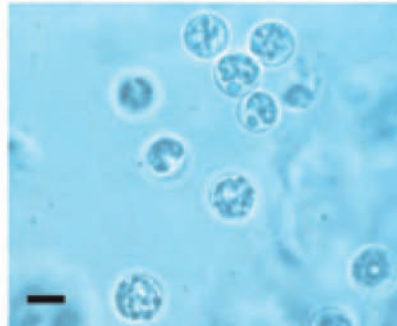


Blastocystis hominis, trichrome (left) and iron haematoxylin (right). Rounded, nucleus-like bodies, surrounding a central vacuole, are seen at periphery in both organisms.

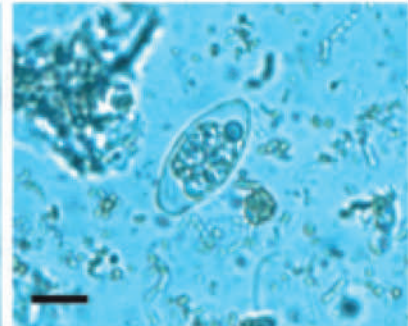
Intestinal coccidians and microsporidians



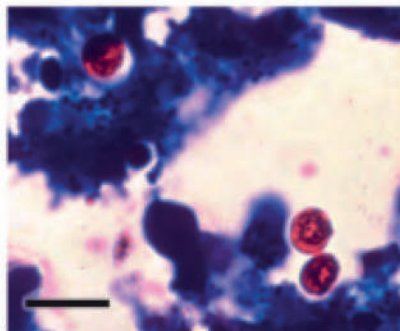
Cryptosporidium parvum oocysts, formalin wet mount. Small size (4-6 µm) and presence of black granules within oocysts are diagnostic for these organisms.



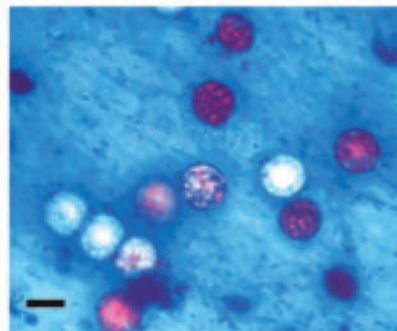
Cyclospora cayentanensis unsporulated oocysts, formalin wet mount, contain numerous spherical bodies.



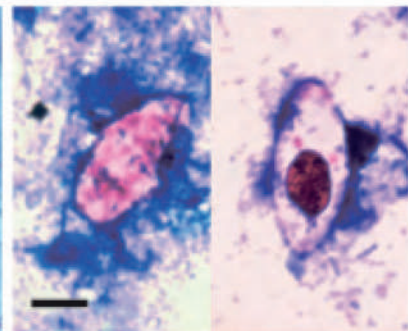
Isospora belli oocyst, formalin wet mount. Oocysts are not sporulated when excreted in faeces and are much larger (20-33 µm long) than either *Cryptosporidium* or *Cyclospora*.



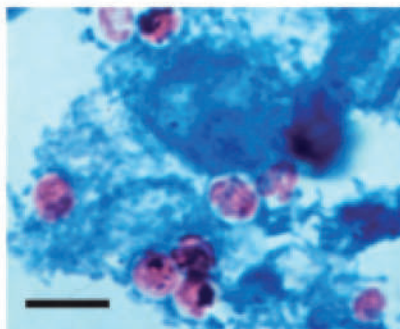
C. parvum oocysts, acid-fast. Small size, intense red coloration and presence of black granules are diagnostic for these organisms.



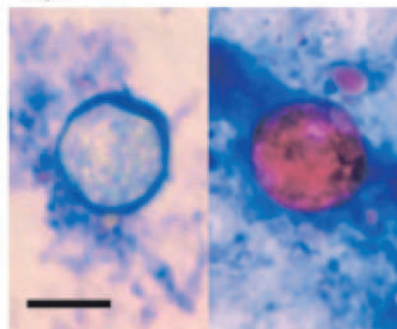
C. cayentanensis unsporulated oocysts, acid-fast. With this stain, oocysts stain variably, red, bluish, or not at all. This feature and their larger size (8-10 µm) help distinguish them from *Cryptosporidium* oocysts.



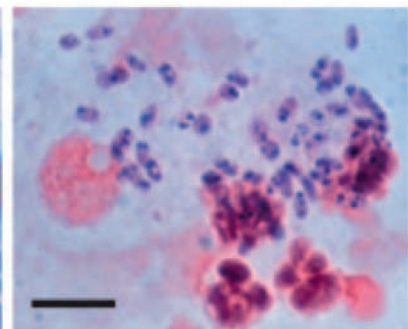
I. belli oocysts, acid-fast. On the left, atypical oocyst appears empty; these are often seen in patients undergoing treatment. On the right, typical unsporulated oocyst contains red-staining sporoplasm.



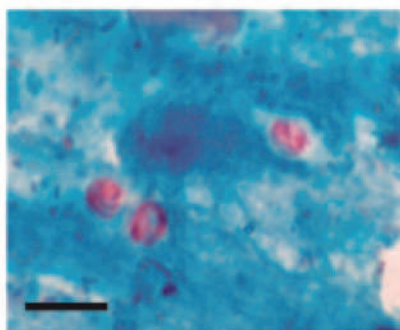
C. parvum oocysts, acid-fast. With various modifications of acid-fast stain, oocysts may stain from red to pink (as here); black granules are also seen.



C. cayentanensis oocysts, acid-fast. The organism on the left remains unstained whereas on the right, a typical red-staining oocyst is seen.



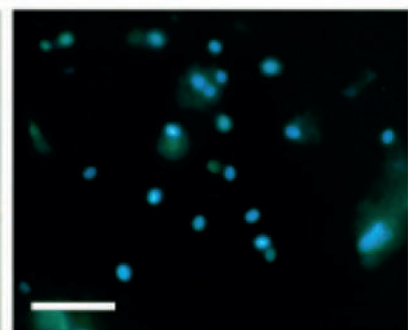
Encopalinizon helices spores, Gram stain. These microsporidian spores are in urinary sediment; their small size is well demonstrated.



C. parvum oocysts, trichrome. Oocysts do not always stain with trichrome, but when they do, the four sporozoites within them can be seen, as illustrated here.



Sarcocystis spp. sporulated oocyst and sporocyst, formalin wet mount. The thin-walled oocyst contains two sporocysts but is easily ruptured so that free sporocysts are often found in faeces, as here. Size of all *Sarcocystis* species oocysts are very similar.



Spores of intestinal microsporidian, *Enterocytozoon bieneisi* or *Septata intestinalis* in a calcofluor white-KOH preparation with ultraviolet illumination. Small size of both species precludes specific identification in this preparation.

Anexo 6: Formulário de preenchimento de resultados do painel de proficiência



MINISTÉRIO DA SAÚDE INSTITUTO NACIONAL DE SAÚDE

| | | |
|--|-------------------------------|-----------------------------------|
| PROGRAMA NACIONAL DE AVALIAÇÃO EXTERNA DE QUALIDADE Ensaio XX | Data de Recepção: __/__/__ | Participante: «Código» |
| | Data da análise: __/__/__ | Reportar até XX/XX/20__ |

| |
|---|
| PAINEL DE PROFICIÊNCIA Avaliação Externa de Qualidade Parasitas intestinais e vesicais – Microscopia |
|---|

| | |
|---|--|
| Actualização/Registo de Dados | |
| Chefe do Laboratório/ Responsável do Sector: | |
| Telefone fixo: | |
| Celular: | |
| Fax: | |
| Email: | |

| | |
|---|--|
| Técnico Responsável pela Testagem do Painel: | |
| Telefone fixo: | |
| Celular: | |
| Fax: | |
| Email: | |

| | |
|---------------------------------|--|
| Outro técnico do Sector: | |
| Telefone fixo: | |
| Celular: | |
| Fax: | |
| Email: | |



MINISTÉRIO DA SAÚDE
INSTITUTO NACIONAL DE SAÚDE

| | | |
|--|--------------------------------------|--|
| PROGRAMA NACIONAL DE AVALIAÇÃO EXTERNA DE QUALIDADE | Data de Recepção: __/__/__ | Participante: «Código» |
| | Data da análise: __/__/__ | Reportar até XX/XX/20__ |

Ensaio **XX**

PAINEL DE PROFICIÊNCIA
Avaliação Externa de Qualidade
Parasitas intestinais e vesicais – Microscopia

Instruções Gerais

Caro colega,

O presente painel é constituído de cinco (5) sedimentos concentrados de fezes ou urina, todos devidamente codificados.

Identifique os parasitas presentes nos sedimentos e seleccione uma resposta apropriada a partir da lista de códigos de resposta (ex: P01, P02, P03, etc).

Não escreva o nome do parasita, já que apenas os códigos de respostas serão avaliados. Para o caso de infecções mistas, mais de um código de resposta pode ser escrito no formulário de respostas.

Estes sedimentos não precisam de nenhum processamento adicional, para a sua leitura o técnico deverá retirar uma gota do sedimento com a ajuda de uma pipeta de Pasteur (ou outra equivalente, depositar sobre a lâmina e sobre a mesma colocar lamela. Observar na objectiva de 10X e de 40X.

É opcional o uso do lugol/ iodo para enriquecer a preparação.

Em caso de dúvida, entre em contacto com a coordenadora do Programa.

Idalécia Moiane
Coordenadora da Avaliação Externa de Qualidade-Laboratório de Parasitologia
Instituto Nacional de Saúde
Endereço: EN1, Bairro da vila, Parcela 3943
Distrito de Marracue
Província de Maputo - Moçambique
Cel: 00258-82 1619768
Email: pnaeq.ins@gmail.com



MINISTÉRIO DA SAÚDE
INSTITUTO NACIONAL DE SAÚDE

| | | |
|--|-------------------------------|-----------------------------------|
| PROGRAMA NACIONAL DE AVALIAÇÃO EXTERNA DE QUALIDADE Ensaio XX | Data de Recepção: __/__/__ | Participante: «Código» |
| | Data da análise: __/__/__ | Reportar até XX/XX/20__ |

PAINEL DE PROFICIÊNCIA
Avaliação Externa de Qualidade
Parasitas intestinais e vesicais – Microscopia

Registo do Painel

POR SE TRATAR DE MATERIAL INFECTANTE, DEVEM SER TOMADAS MEDIDAS DE BIOSSEGURANÇA.

Avaliação da Amostra:

Marque com X, as colunas apropriadas para cada amostra.

| Código | Condições da amostra | | Observação |
|--------|----------------------|------------------|------------|
| | Satisfatória | Não Satisfatória | |
| | | | |
| | | | |
| | | | |
| | | | |
| | | | |
| | | | |

Comentários: _____



MINISTÉRIO DA SAÚDE
INSTITUTO NACIONAL DE SAÚDE

| | | |
|--|-------------------------------|-----------------------------------|
| PROGRAMA NACIONAL DE AVALIAÇÃO EXTERNA DE QUALIDADE Ensaio XX | Data de Recepção: __/__/__ | Participante: «Código» |
| | Data da análise: __/__/__ | Reportar até XX/XX/20__ |

PAINEL DE PROFICIÊNCIA
Avaliação Externa de Qualidade
Parasitas intestinais e vesicais – Microscopia

Resultados:

| Código da amostra | Respostas do laboratório participante | Pontuação adquirida |
|---|---------------------------------------|---------------------------------|
| | | |
| | | |
| | | |
| O limite de aceitação dos resultados é de 75% | | TOTAL XX (XXX.X%) |

| Código da amostra | Respostas do laboratório participante | Pontuação adquirida |
|-------------------|---------------------------------------|---------------------|
| | | 4 |
| | | 4 |
| | | 4 |
| | | 4 |
| | | 4 |
| TOTAL | | 20 (100.0%) |

No caso de até à data do envio dos resultados o laboratório não tiver realizado a leitura das amostras, o responsável do laboratório deve usar o espaço que se segue para apresentar as razões da não leitura. Outras observações/comentários podem também ser registadas:

Nota: Serão avaliados apenas os códigos (P01,P04 etc). Não escreva o nome do parasita na tabela.

| Código da resposta | Designação da resposta |
|---------------------------|-------------------------------------|
| P00 | Não se encontrou (NSE) |
| P01 | <i>Ancylostomaduodenalis</i> |
| P02 | <i>Ascaris lumbricoides</i> |
| P03 | <i>Giardialamblia</i> |
| P04 | <i>Endolimax nana</i> |
| P05 | <i>Entamoeba coli</i> |
| P06 | <i>Entamoeba histolytica</i> |
| P07 | <i>Hymenolepis nana</i> |
| P08 | <i>Hymenolepis diminuta</i> |
| P09 | <i>Trichuristrichiura</i> |
| P10 | <i>Schistosoma haematobium</i> |
| P11 | <i>Schistosoma mansoni</i> |
| P12 | <i>Strongyloidesstercoralis</i> |
| P13 | Outro (mencione o nome do parasita) |

Anexo 7: Formulário de Relatório Individual do painel de proficiência



MINISTÉRIO DA SAÚDE INSTITUTO NACIONAL DE SAÚDE

| | | |
|--|---|---|
| PROGRAMA NACIONAL DE AVALIAÇÃO EXTERNA DE QUALIDADE Ensaio XX | Data de Recepção: dia-mês-ano | Data limite de reporte: dia-mês-ano |
| | Data da análise: dia-mês-ano | Retorno dentro do prazo |

| |
|--|
| PAINEL DE PROFICIÊNCIA Avaliação Externa de Qualidade Parasitas intestinais e vesicais – Microscopia Relatório Individual |
|--|

Código do Participante: **XX**

1. Interpretação dos resultados

| Amostra | Resultado Esperado | Resultado Obtido | Resultado Esperado Espécie | Resultado Obtido Espécie | Pontuação |
|-------------|--------------------|------------------|----------------------------|--------------------------|------------|
| Amostra XXX | | | | | |
| Amostra XXX | | | | | |
| Amostra XXX | | | | | |
| Amostra XXX | | | | | |
| Amostra XXX | | | | | |
| Pontuação | | | | | |
| % | | | | | XX% |
| Desempenho | | | | | XXX |

Considerações finais
XXXXX

Coordenador de AEQ de Parasitas Intestinais e Vesicais – Microscopia

Coordenador do Programa

Maputo, dia, mês, ano



REPÚBLICA DE MOÇAMBIQUE
MINISTÉRIO DA SAÚDE



INSTITUTO NACIONAL DE SAÚDE
MOÇAMBIQUE

INSTITUTO NACIONAL DE SAÚDE

DIRECÇÃO NACIONAL DE LABORATÓRIOS DE SAÚDE PÚBLICA PÚBLICA

**MANUAL DE TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO MICROSCÓPICO
DE PARASITAS INTESTINAIS E URINÁRIOS/VESICAIS**

EDIÇÃO I
VOLUME I
2022