

# **Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales**



Organización Mundial de la Salud  
Ginebra

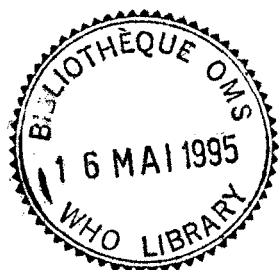
Estas láminas ilustradas han sido proyectadas y editadas por el Dr. Lawrence R. Ash, Profesor de Enfermedades Infecciosas y Tropicales, Departamento de Epidemiología de la Escuela de Salud Pública, Universidad de California, Los Angeles, CA, EE.UU.; el Dr. Thomas C. Orihel, Profesor titular de la Cátedra William Vincent de Enfermedades Tropicales, Universidad Tulane, Escuela de Salud Pública y Medicina Tropical, Nueva Orleans, LA, EE.UU., y el Dr. Lorenzo Savioli, Programa de Infecciones Parasitarias Intestinales, División de Enfermedades Transmisibles, Organización Mundial de la Salud, Ginebra, Suiza.

### Expresión de gratitud

La Organización Mundial de la Salud desea expresar su agradecimiento a la Direzione Generale Cooperazione allo Sviluppo del Ministerio de Asuntos Extranjeros italiano, que ha financiado los trabajos de preparación de estos «medios auxiliares».

También se dan las gracias a las siguientes personas:

Sr. Kassim Shimel Alawi y Dr. Marco Albonico (Zanzíbar, República Unida de Tanzania),  
Dra. Jackeline Alger (Honduras), Sra. Françoise Ardoín (Francia), Dr. N. R. Bergquist (OMS),  
Dr. Bayani L. Blas (Filipinas), Dr. John Bruce, fallecido (EE.UU.),  
Dr. Ralph Bryan (EE.UU.), Dr. Jong Yil Chai (República de Corea),  
Dr. Frank Cogswell (EE.UU.), Profesor Ivo de Carneri, fallecido (Italia),  
Dr. Mark Eberhard (EE.UU.), Dr. Thomas R. Fritsche (EE.UU.), Dr. George Greer (EE.UU.),  
Dr. Claus Heuck (OMS), Sra. Rina Kaminsky (Honduras), Dr. Earl Long (EE.UU.),  
Sra. Mary Lou Martínez (EE.UU.), Dr. Ken Mott (OMS), Dr. Jean-Claude Petithory (Francia),  
Dr. Gerhard Schad (EE.UU.), Dr. P. Simarro (España), Dr. Charles Sterling (EE.UU.),  
Dr. Govinda S. Visvesvara (EE.UU.), Dr. David Warhurst (Reino Unido),  
Dr. Rainer Weber (Suiza), Sr. John Williams (Reino Unido), Dr. James Yang (Canadá),  
así como el personal del laboratorio de diagnóstico del Departamento de Medicina Tropical del Tulane University Medical Center (EE.UU.) y del servicio de laboratorio de salud pública de la London School of Hygiene and Tropical Medicine (Reino Unido) por haber facilitado material para las ilustraciones y por su examen crítico de las láminas y las técnicas expuestas.



Catalogación por la Biblioteca de la OMS

Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales.

- 1.Parasitosis intestinales - diagnóstico
- 2.Diagnóstico de laboratorio 3.Microscopía
- 4.Materiales de enseñanza 5.Manuales

ISBN 92 4 354476 4 (Clasificación NLM: WC 698)

La Organización Mundial de la Salud dará consideración muy favorable a las solicitudes de autorización para reproducir o traducir, íntegramente o en parte, cualquiera de sus publicaciones. Las solicitudes y las peticiones de información deberán dirigirse a la Oficina de Publicaciones, Organización Mundial de la Salud, Ginebra, Suiza, que tendrá sumo gusto en proporcionar la información más reciente sobre cambios introducidos en la obra, planes de reedición y reimpressiones y traducciones ya disponibles.

### © Organización Mundial de la Salud 1994

Las publicaciones de la Organización Mundial de la Salud están acogidas a la protección prevista por las disposiciones sobre reproducción de originales del Protocolo 2 de la Convención Universal sobre Derecho de Autor.  
Reservados todos los derechos.

Microfotografía de la portada:

Trofozoítos cultivados de *Giardia duodenalis*  
(aislamiento en un paciente de Australia Occidental) teñidos con Giemsa.  
Reproducción autorizada por Nicolette Binz, Centro Colaborador de la OMS  
en Epidemiología Molecular de las Parasitosis,  
Escuela de Estudios Veterinarios, Universidad Murdoch, Australia Occidental.

Diseño e ilustraciones: Servicio de Gráficos de la OMS.  
Printed in France





## Identificación de parásitos intestinales

La función del microscopista en el diagnóstico del parasitismo intestinal es descubrir en las heces la presencia de parásitos, tanto si se trata de diminutos quistes protozoarios como de voluminosos huevos de helmintos, e identificarlos correctamente. En algunos casos, los microorganismos están presentes en suficiente cantidad para que sea posible descubrirlos por examen directo de pequeñas cantidades de heces, es decir, el llamado frotis directo (v. lámina 1). Añadiendo a la preparación una gota de solución yodada de Lugol se ponen a menudo de manifiesto importantes características morfológicas de los parásitos que facilitan la identificación.

La identificación de trofozoitos y quistes protozoarios en frotis fecales sin teñir plantea un problema difícil a todo microscopista, por experimentado que sea, incluso aunque la recogida y la preparación de las muestras se hayan hecho en condiciones ideales. Los trofozoitos degeneran con gran rapidez, por lo que hay que examinar cuanto antes las muestras fecales, proceder a la tinción permanente de los frotis o conservar sin pérdida de tiempo la muestra con un agente fijador especial (p. ej., mertiolato-yodo-formol o MIF). Aunque el examen directo del material conservado con MIF resulta útil, el microscopista debe estar habituado a identificar los parásitos en fresco.

Para la identificación de parásitos protozoarios se recomienda la tinción permanente de los frotis fecales. El frotis puede prepararse a partir de heces frescas o de material fecal conservado en polivinil-alcohol (PVA) o en acetato sódico-ácido acético-formol (SAF). No se recomienda el empleo de otros agentes conservadores de las heces (p. ej., formol al 10%) para la preparación de frotis teñidos. Las técnicas de tinción permanente más utilizadas son la tricrómica y la de hematoxilina férrica. La técnica tricrómica es sencilla y resulta particularmente apropiada para los frotis de heces frescas o conservadas con PVA, pero no se recomienda para el material conservado con SAF. La tinción con hematoxilina férrica es técnicamente más difícil pero da excelentes resultados con toda clase de frotis fecales. En algunos casos, el empleo de técnicas más específicas (p. ej., la tinción acidorresistente) permite observar mejor la presencia de pequeños coccidios, en particular *Cryptosporidium* y *Cyclospora*. Incluso las diminutas esporas de Microsporídea pueden descubrirse en las heces mediante técnicas de tinción especiales o modificadas.

La mayor parte de los parásitos protozoarios se identifican fácilmente mediante la tinción permanente del frotis, que permite ver incluso sus características más sutiles y delicadas. Como puede verse en las microfotografías, la tinción de microorganismos y elementos fecales puede dar resultados muy variables, incluso cuando se usa el mismo colorante. Esto puede deberse a numerosos factores, entre los que figuran la antigüedad de la muestra en el momento en que se procede a su fijación, el agente fijador utilizado, el espesor del frotis y el momento de la decoloración. En la presente guía hemos tratado de mostrar las características diagnósticas de los parásitos protozoarios más usuales empleando claves dicotómicas y microfotografías de todas las fases evolutivas de cada parásito, tanto sin teñir como teñido por uno o varios de los métodos de tinción mencionados.

En general, la identificación de los helmintos intestinales no es tan difícil como la de los protozoos intestinales. Los huevos de helmintos suelen ser más fáciles de encontrar e identificar gracias a su tamaño y a sus características morfológicas. Aunque el frotis directo de heces frescas permite a menudo reconocer los huevos de helmintos, en el laboratorio suele ser más práctico proceder a una simple concentración (v. lámina 2) para evitar que pasen inadvertidos los parásitos que sólo estén presentes en pequeño número. En algunos casos, como en las grandes encuestas de población, el objetivo se limita a detectar las infecciones por esquistosomas o nematodos transmitidos por el suelo (*Ascaris*, *Trichuris* y anquilostomas). La técnica de Kato-Katz (v. lámina 3) es una modificación del procedimiento de frotis directo que resulta especialmente apropiada para investigar sobre el terreno estas parasitosis, toda vez que proporciona además una estimación de la intensidad de la infección. En esta guía hemos reproducido los helmintos intestinales más frecuentes tal y como aparecen en las heces o, en algunos casos, en las preparaciones de Kato-Katz.

Por último, es sumamente importante que el microscopista sepa medir los objetos presentes en el campo microscópico, pues para hacer un diagnóstico correcto es fundamental evaluar con precisión el tamaño de los microorganismos. Para casi todos los microscopios se dispone de retículos oculares que pueden calibrarse con ayuda de un micrómetro de platina siguiendo las instrucciones del fabricante.

## Bibliografía complementaria

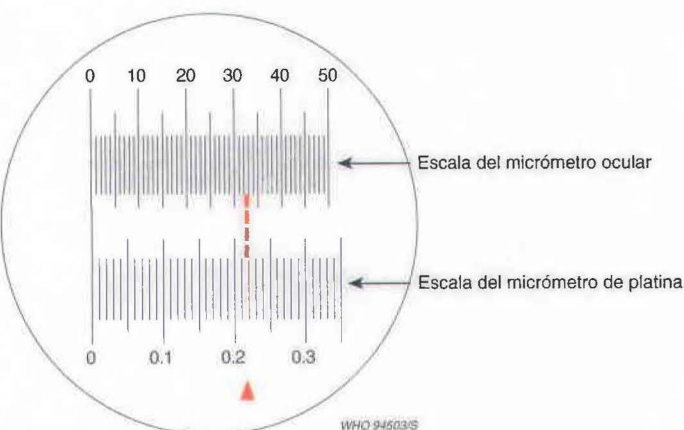
- Ash L.R., Orihel T.C. *Parasites: a guide to laboratory procedures and identification*. Chicago, ASCP Press, 1991.
- Ash L.R., Orihel T.C. *Atlas of human parasitology*, 3rd ed. Chicago, ASCP Press, 1990.
- Métodos básicos de laboratorio en parasitología médica*. Ginebra, Organización Mundial de la Salud, 1992.



## Calibración del micrómetro ocular

Para medir los elementos presentes en el campo microscópico es necesario disponer de una escala apropiada en el ocular del microscopio. Ahora bien, antes de utilizar esa escala habrá que calibrarla. Los micrómetros oculares son discos planos de vidrio que llevan grabada una escala lineal dividida en 50 ó 100 pequeñas divisiones. Estas divisiones tienen diferentes valores de medición con arreglo al poder de resolución del objetivo utilizado. El valor de medición se calcula utilizando un micrómetro de platina provisto de una escala calibrada en divisiones de 0,1 mm y subdivisiones de 0,01 mm. Para calibrar el micrómetro ocular se procede del modo siguiente:

1. Retirar el ocular (de 10X o de otra graduación) del microscopio y desenroscar la lente superior o inferior, según el modelo de que se trate. Colocar la escala sobre el diafragma situado en el interior del ocular, con el lado grabado contra la superficie inferior del retículo. Volver a enroscar la lente y reinsertar el ocular en el microscopio.
2. Colocar el micrómetro de platina sobre la platina del microscopio y enfocar el objetivo de menor aumento en algún segmento de la escala con el ocular de 10X.
3. Ajustar el micrómetro de platina desplazando ésta de manera que la línea 0 del micrómetro ocular quede exactamente sobre la línea 0 del micrómetro de platina.



4. Sin mover el micrómetro de platina, encontrar otro punto en el extremo derecho en el que coincidan con exactitud otras dos líneas. Este segundo par de líneas superpuestas debe estar lo más alejado posible de la línea 0. La distancia dependerá del objetivo utilizado. Con los mayores aumentos, las líneas pueden aparecer tan gruesas que sea necesario buscar la superposición del borde derecho o izquierdo de cada una de ellas.
5. Contar en el micrómetro ocular el número de divisiones entre la línea 0 y el punto donde se superpone el segundo par de líneas. En la figura adjunta, por ejemplo, este número, indicado por la línea de puntos, equivale a 33 unidades del ocular.
6. Contar luego el número de líneas divisorias de 0,1 mm entre la línea 0 y el segundo par de líneas superpuestas en el micrómetro de la platina; en la figura, este número, indicado por la flecha, equivale a 0,22 mm.
7. Calcular la longitud representada por una unidad del ocular:
 
$$33 \text{ unidades del ocular} = 0,22 \text{ mm}$$

$$1 \text{ unidad del ocular} = \frac{0,22}{33} \text{ mm} = 0,0066 \text{ mm} = 6,6 \mu\text{m}$$
 Así pues, 1 unidad del ocular = 6,6  $\mu\text{m}$  para este objetivo. Cada objetivo del microscopio debe calibrarse por separado.
8. Una vez calibrados todos los objetivos, preparar una sencilla gráfica que indique el factor de calibración correspondiente a cada uno de ellos.



## Frotis fecal directo: preparación en fresco con suero salino y solución yodada

### Material y reactivos

1. Aplicadores de madera (palillos o fósforos)
2. Portaobjetos (75 x 25 mm)
3. Cubreobjetos
4. Lápices o rotuladores indelebles
5. Frascos cuentagotas con:
  - suero salino isotónico (0,85%; 8,5 g/litro)\*
  - solución yodada de Lugol (al 1%).

\* Para preparar los reactivos, consúltese la publicación de la OMS *Métodos básicos de laboratorio en parasitología médica*, 1992 (ISBN 92 4 354410 1).

### Modo operatorio

1. Con un lápiz grueso o un rotulador, escríbase el nombre del paciente (o el número de identificación) y la fecha en el extremo izquierdo del portaobjetos.
2. Deposítase una gota de suero salino en el centro de la mitad izquierda del portaobjetos y una gota de solución yodada en el centro de la mitad derecha (fig. 1).  
(Nota: Las preparaciones en fresco tratadas con solución yodada son sumamente útiles para identificar protozoos, pero algo menos para los helmintos.)
3. Con un aplicador (palillo o fósforo), tómese una pequeña porción de heces (del tamaño de la cabeza del fósforo, es decir, unos 2 mg) y deposítase en la gota de suero salino; añádase una porción análoga a la gota de solución yodada. Mézclense las heces con cada gota para obtener sendas suspensiones (fig. 2).
4. Colóquese un cubreobjetos sobre cada gota, apoyándolo primero en ángulo sobre el borde de la misma y bajándolo luego con cuidado a fin de que no queden burbujas entre el cubreobjetos y el portaobjetos (fig. 3).  
(Nota: Lo ideal es extender uniformemente los 2 mg de heces, de manera que la preparación no sea tan espesa que los residuos fecales oculten los microorganismos ni tan fina que deje espacios en blanco.)
5. Examinense las preparaciones con el objetivo de 10X (o, si es preciso para la identificación, con objetivos de mayor aumento) de manera sistemática (bien de arriba abajo o de un lado a otro) hasta haber observado toda la zona situada bajo el cubreobjetos. Cuando se encuentren microorganismos u objetos sospechosos, pásese a un mayor aumento para observar con más detalle la morfología del objeto en cuestión.

Fig. 1

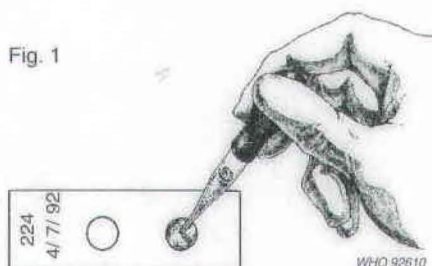


Fig. 2

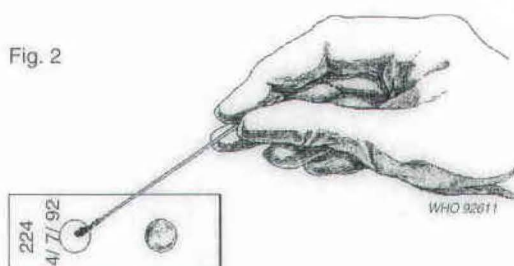


Fig. 3

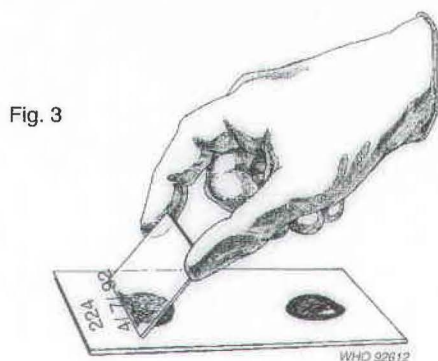
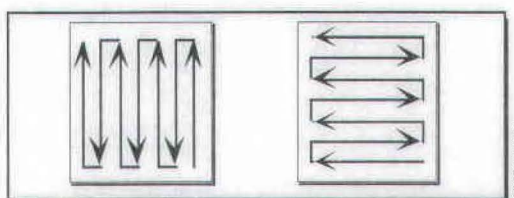
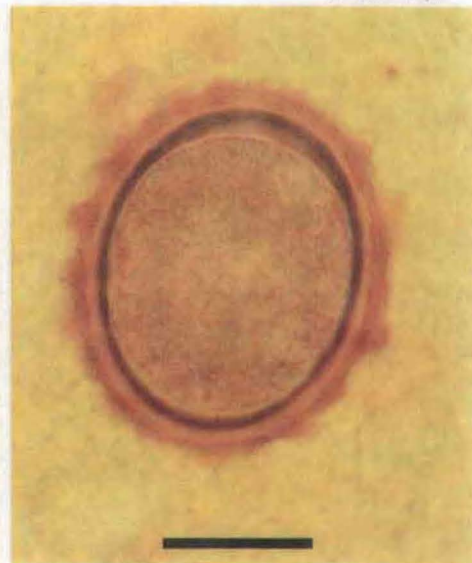
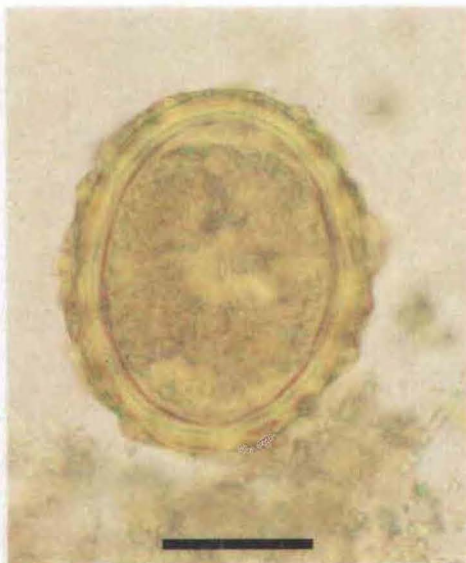
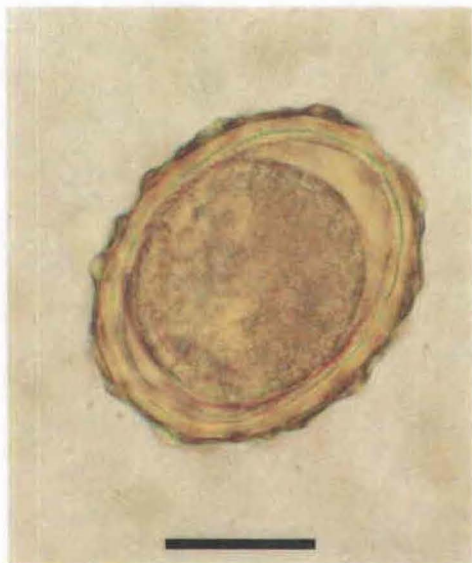


Fig. 4







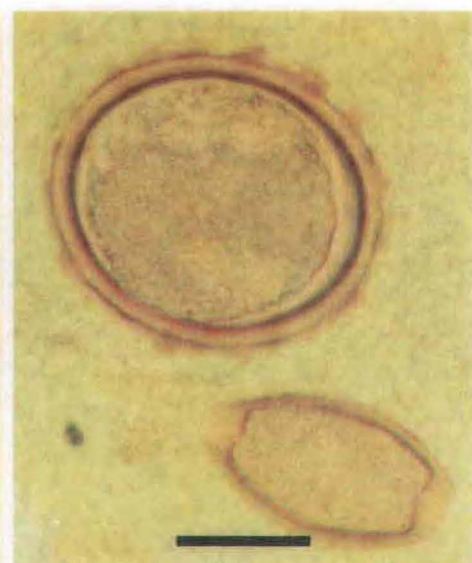
Los huevos fértiles normales de *Ascaris lumbricoides* miden 55-75 µm por 35-50 µm, son de color entre amarillo dorado y pardo y se pasan a las heces en la fase monocelular. El huevo presenta mamelones bien visibles en la superficie.

Típico huevo fértil de *Ascaris* en una preparación de Kato-Katz.



Típicos huevos infértiles de *Ascaris* en las heces. Son alargados y mucho mayores (85-95 µm por 43-47 µm) y tienen una fina cubierta y una capa mamelonada muy irregular. El contenido del huevo suele ser granuloso y no está nada organizado.

Huevos fértiles (abajo a la izquierda) e infértiles de *Ascaris* en una preparación de Kato-Katz.



*Ascaris*. A veces, los huevos fértiles normales carecen de capa mamelonada, en cuyo caso se les denomina «decorticados».

*Ascaris*. Huevo normal y decorticado (arriba a la izquierda) en una preparación de Kato-Katz.

Huevos de *Ascaris* (arriba) y *Trichuris* (abajo) en una preparación de Kato-Katz.



## Técnica de concentración fecal: formol éter/acetato de etilo/gasolina

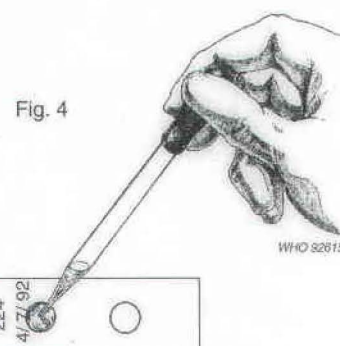
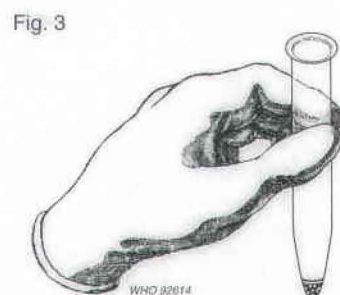
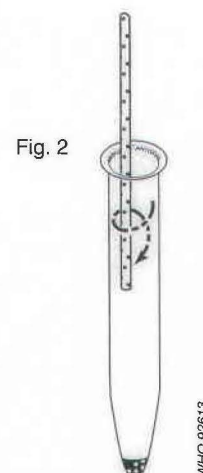
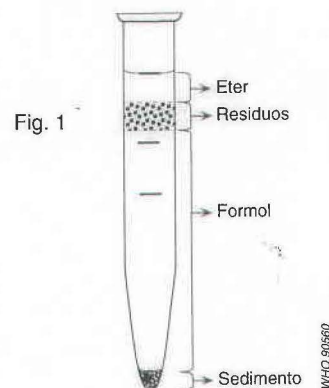
### Material y reactivos

1. Centrifugadora, con cabezal y cubetas para tubos cónicos de 15 ml. Conviene utilizar cestillos herméticamente cerrados.
2. Tubos de centrifugadora, 15 ml, cónicos (hágase una marca a 10 ml con lápiz grueso).
3. Frascos de distribución o recipientes de plástico «exprimibles» de 250 ó 500 ml.
4. Aplicadores (palillos) de madera, 145 x 2,0 mm.
5. Vaso de precipitados pequeño, 25, 50 ó 100 ml.
6. Gasa quirúrgica o tamiz de plástico o metal, 400 µm.
7. Portaobjetos (75 x 25 mm).
8. Cubreobjetos.
9. Pipetas Pasteur desechables, con peras de goma.
10. Tapones de goma para los tubos de centrifugadora.
11. Gradilla para colocar los tubos.
12. Formol, 10%.\*
13. Eter, acetato de etilo o, si no se dispone de esos disolventes, gasolina. (**Advertencia:** el éter es sumamente volátil y puede inflamarse y explotar rápidamente si hay una llama o salta una chispa en las inmediaciones. Guárdense las latas o frascos abiertos en un estante situado en la zona más fría del laboratorio. No colocar recipientes abiertos de éter en el refrigerador, ya que los vapores que se desprenden y acumulan pueden provocar una explosión al abrir la puerta.)
14. Frascos cuentagotas con:
  - suero salino isotónico (0,85%, 8,5 g/litro).
  - solución yodada de Lugol (al 1%).

\* Para preparar los reactivos, consúltese la publicación de la OMS *Métodos básicos de laboratorio en parasitología médica*, 1992 (ISBN 92 4 354410 1).

### Modo operatorio

1. Añádanse con un aplicador 1,0–1,5 g de heces a 10 ml de formol en un tubo de centrifugadora y revuélvase para obtener una suspensión.
2. Filtrese la suspensión por un tamiz de mallas de 400 µm o de dos capas de gasa quirúrgica húmeda, pasándola directamente a otro tubo de centrifugadora o a un pequeño vaso de precipitados. Deséchese la gasa.
3. Añádase más formol al 10% a la suspensión del tubo hasta obtener un volumen total de 10 ml.
4. Añádanse 3,0 ml de éter (o acetato de etilo o gasolina) a la suspensión y mézclese bien, tapando luego el tubo con un tapón de goma y sacudiéndolo enérgicamente durante 10 segundos.
5. Destápese el tubo y colóquese en la centrifugadora; equibrense los tubos y centrifúguense a 400–500 g durante 2–3 minutos.
6. Retírese el tubo de la centrifugadora. El contenido se habrá separado en cuatro capas: a) una capa superior de éter (o acetato de etilo o gasolina), b) un tapón de residuos grasos que se adhiere a las paredes del tubo, c) una capa de formol, y d) un sedimento (fig. 1).
7. Sepárese con cuidado el tapón de residuos con un aplicador de madera mediante un movimiento en espiral y viértanse las tres capas superiores de golpe, invirtiendo el tubo para que se vacíe durante cinco segundos por lo menos. Cuando esta maniobra se practica correctamente queda una pequeña cantidad de líquido en las paredes del tubo que refluye hasta el sedimento (figs. 2 y 3).
8. Mézclese el líquido con el sedimento (a veces es necesario añadir una gota de suero salino a fin de obtener suficiente líquido para suspender el sedimento) con una pipeta de vidrio desechable. Transfírase una gota de la suspensión a un portaobjetos para examinarla bajo cubreobjetos; también puede hacerse una preparación teñida con yodo (fig. 4).
9. Examínense las preparaciones con el objetivo de 10X (o, si es necesario para la identificación, con objetivos de más aumento) de manera sistemática hasta haber observado toda la zona situada bajo el cubreobjetos (v. lámina 1, fig. 4). Cuando se encuentren microorganismos u objetos sospechosos, pásese a un mayor aumento para observar con más detalle la morfología del objeto en cuestión.







**Nota:** Todas las indicaciones de escala = 25  $\mu$ m.



Huevos de *Ascaris* (arriba), *Trichuris* (centro) y *anquilostoma* (abajo) en el mismo campo microscópico. Obsérvense las diferencias de tamaño.



Los huevos típicos de *Trichuris trichiura* miden 50-55  $\mu$ m por 22-24  $\mu$ m, tienen una cubierta parda y lisa con prominencias (tapones) bipolares y contienen un ovum monocelular.



En una preparación de Kato-Katz, los huevos de *Trichuris* pueden aparecer hinchados y de mayor tamaño, con un contenido degenerado. Las prominencias bipolares y las capas de la cubierta no están claramente definidas.



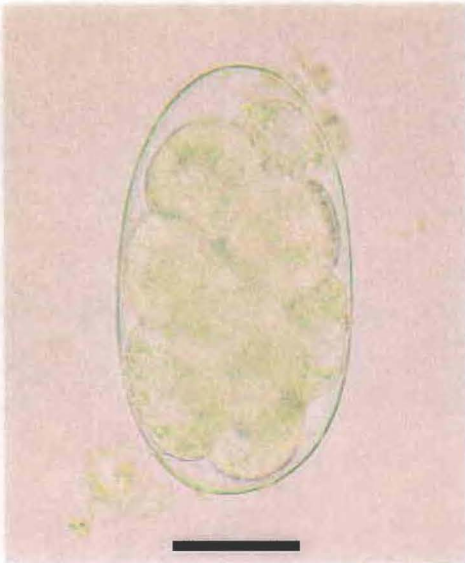
Los huevos de *anquilostoma* presentes en las heces presentan una típica forma de tonel con una fina cubierta hialina; miden 60-75  $\mu$ m por 36-40  $\mu$ m. Por lo general, se encuentran en la fase de cuatro o de ocho células en las heces frescas o en una fase más avanzada de división en las que han permanecido a la temperatura ambiente durante algún tiempo, incluso durante pocas horas.



En las preparaciones de Kato-Katz, los huevos de *anquilostoma* aparecen a menudo casi redondos y es difícil ver el ovum en división. En los climas cálidos la glicerina puede acentuar la transparencia de los huevos y hacerlos invisibles a los 30-60 minutos de la preparación.



Los huevos de *tricoststrongilo* son parecidos a los de *anquilostoma* pero mucho mayores (70-95  $\mu$ m por 40-50  $\mu$ m) y más alargados. El ovum se encuentra en una fase avanzada de división cuando se expulsa en las heces.



Otro estrongílo que infecta a las personas, sobre todo en África meridional, es *Ternidens deminutus*. Los huevos son parecidos a los de *anquilostoma* y miden unos 85x50  $\mu$ m. Sueden estar en una fase avanzada de división cuando



La infección por *Strongyloides stercoralis* se diagnostica de ordinario por la presencia en las heces de larvas rabditoides en primera, fase de 180-380  $\mu$ m por 14-20  $\mu$ m. Las larvas tienen una corta cápsula bucal, una cola tenue y un





## Técnica de Kato-Katz: frotis fecal grueso en celofán

### Material y reactivos

1. Aplicadores (palillos) de madera.
2. Rejilla de acero inoxidable, nilón o plástico: malla de 60–105 (fig. 1).
3. Plantilla de acero inoxidable, plástico o cartón (fig. 1). En varios países se fabrican plantillas de diferentes tamaños. La plantilla de 1 mm de espesor con un agujero de 9 mm suministra 50 mg de heces, la de 1,5 mm de espesor con un agujero de 6 mm, 41,7 mg de heces, y la de 0,5 mm de espesor con un agujero de 6,5 mm, 20 mg de heces. Las plantillas deben estar estandarizadas en el país. Siempre se debe utilizar el mismo tamaño a fin de que los datos de prevalencia e intensidad sean comparables y reproducibles.
4. Espátula de plástico (fig. 1).
5. Portaobjetos (75 x 25 mm).
6. Tiras de celofán hidrófilo de 25 x 30 ó 25 x 35 mm y 40–50 µm de espesor (fig. 2).
7. Tarro de fondo plano con tapa (fig. 2).
8. Pinzas.
9. Papel higiénico o absorbente.
10. Papel de periódico.
11. Solución de glicerina-verde de malaquita o de glicerina-azul de metileno (a 1 ml de solución acuosa de verde de malaquita al 3% o de azul de metileno al 3% añádanse 100 ml de glicerina y 100 ml de agua destilada, mézclese bien, y viértase sobre las tiras de celofán en un tarro, dejando luego que repose la mezcla por lo menos 24 horas antes de utilizarla).

### Modo operatorio

1. Deposítase una pequeña cantidad de heces sobre un papel de periódico u otro papel ordinario y colóquese encima la rejilla, haciendo presión para que parte de las heces pase a través y aparezca en la parte superior (fig. 3).
2. Ráspese la superficie de la rejilla con una espátula plana para recoger las heces que han pasado a través de aquélla (fig. 4).
3. Colóquese la plantilla agujereada en el centro de un portaobjetos y deposítase el material fecal de la espátula en el agujero hasta llenarlo por completo (fig. 5). Elimínese el material que sobresalga pasando sobre el agujero el borde de la espátula (tanto ésta como la rejilla pueden desecharse luego o, si se lavan cuidadosamente, volver a utilizarse).
4. Retírese con cuidado la plantilla, de manera que el material fecal quede sobre el portaobjetos formando un pequeño cilindro.
5. Cúbrase el material fecal con una tira de celofán humedecida con la solución (fig. 6). El celofán debe estar muy húmedo si las heces son secas y no tanto si las heces son blandas (si hay un exceso de solución de glicerina en la cara superior de la tira, empápese con papel higiénico). En los climas secos el exceso de glicerina retrasa pero no impide la desecación.
6. Inviértase el portaobjetos y comprímase bien la muestra fecal contra la tira de celofán hidrófilo sobre otro portaobjetos o alguna otra superficie lisa (p. ej., un azulejo o piedra plana). El material fecal deberá quedar uniformemente extendido entre el portaobjetos y la tira de celofán (fig. 7). Una vez aclarado, los caracteres de imprenta de periódico deben ser visibles a través del frotis (fig. 8).
7. Retírese el portaobjetos, deslizándolo con suavidad hacia un lado para que no se desprenda el celofán, o levantándolo cuidadosamente. Colóquese el portaobjetos sobre la mesa con el celofán hacia arriba. El agua se evapora mientras la glicerina aclara las heces.
8. Salvo si se trata de huevos de anquilostoma, déjese el portaobjetos durante una o varias horas a la temperatura ambiente para aclarar el material fecal antes de examinarlo al microscopio. Para acelerar el aclaramiento y el examen, déjese la muestra al sol o en una estufa a 40 °C durante algunos minutos.
9. Los huevos de **Ascaris** y **Trichuris** permanecen visibles y reconocibles durante muchos meses en las preparaciones de este tipo. Los huevos de anquilostoma se aclaran rápidamente y dejan de ser visibles al cabo de 30–60 minutos. Los de esquistosoma pueden ser reconocibles durante varios meses, pero en las zonas endémicas es preferible examinar las preparaciones en las primeras 24 horas.
10. Hay que examinar sistemáticamente el frotis (v. lámina 1, fig. 4) y notificar los recuentos de huevos de cada especie. A continuación, multiplíquese por el número apropiado para obtener la cifra de huevos presentes por gramo de heces (20, si la plantilla es de 50 mg; 50, si es de 20 mg; y 24, si es de 41,7 mg). Cuando el recuento de huevos dé cifras más altas, aplíquese una metodología rigurosa reduciendo el tiempo de lectura y utilizando de preferencia la técnica de dilución cuantitativa de Stoll con 0,1 mol/litro de NaOH (v. *Métodos básicos de laboratorio en parasitología médica*, OMS, 1992).

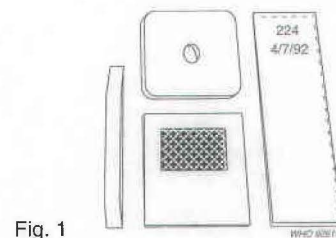


Fig. 1

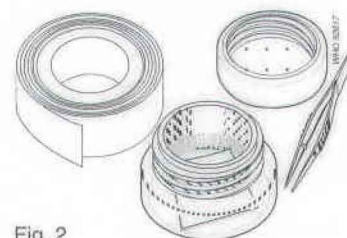


Fig. 2



Fig. 3

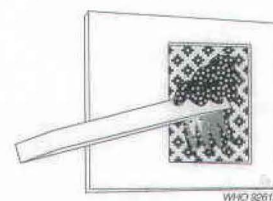


Fig. 4



Fig. 5

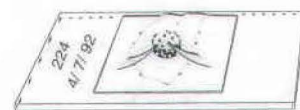


Fig. 6

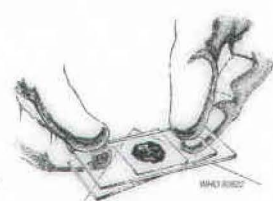


Fig. 7



Fig. 8





Nota: Todas las indicaciones de escala = 25  $\mu$ m



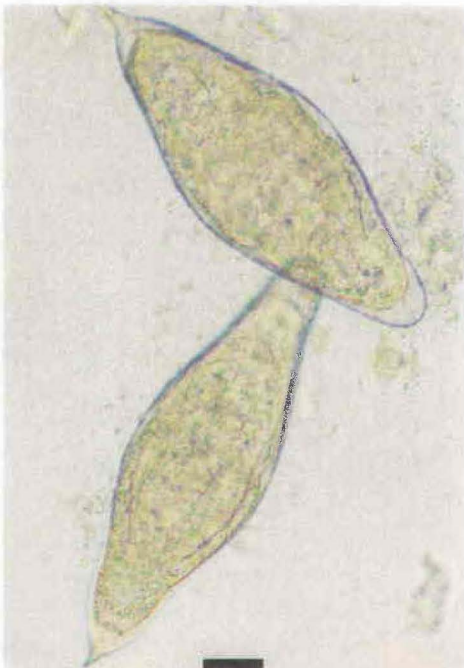
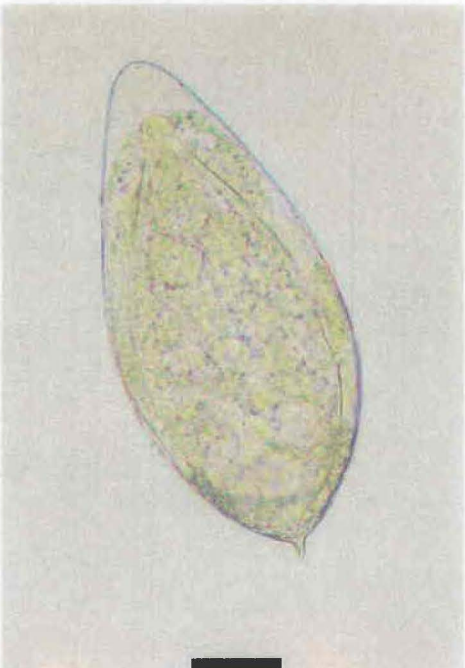
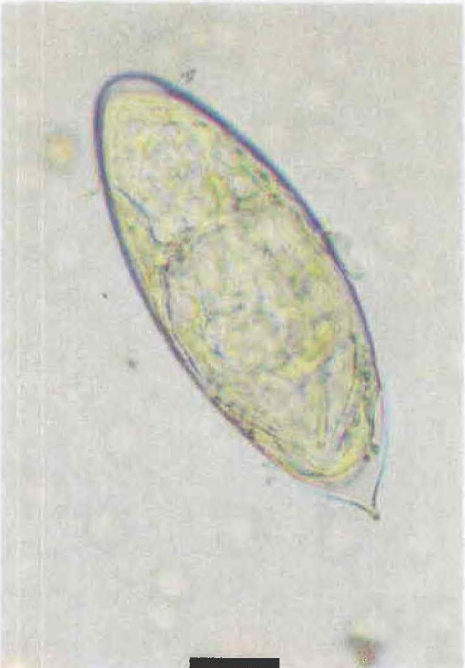
Los huevos de *Schistosoma mansoni* son anchos, miden 114-175  $\mu$ m por 45-70  $\mu$ m, tienen una cubierta fina y transparente y una espícula lateral prominente; contienen un miracidio. Si no se ve la espícula por estar escondida, golpéese suavemente el cubreobjetos para ponerla en evidencia.

En las preparaciones de Kato-Katz, el parásito *S. mansoni* se identifica fácilmente por el tamaño, la forma y la presencia de la espícula lateral.



Los huevos de *Schistosoma japonicum* son más pequeños que los de *S. mansoni* y *S. haematobium*. Miden unos 70-100  $\mu$ m por 55-65  $\mu$ m y tienen una forma redondeada u oval, una cubierta fina y una pequeña espícula lateral poco visible. Los huevos contienen un miracidio. Los residuos fecales adheridos a la superficie del huevo o la orientación de éste pueden ocultar la espícula.

En las preparaciones de Kato-Katz, la espícula del huevo de *S. japonicum* rara vez es visible y el miracidio pasa fácilmente inadvertido. El tamaño y la fina cubierta permiten identificar la especie.



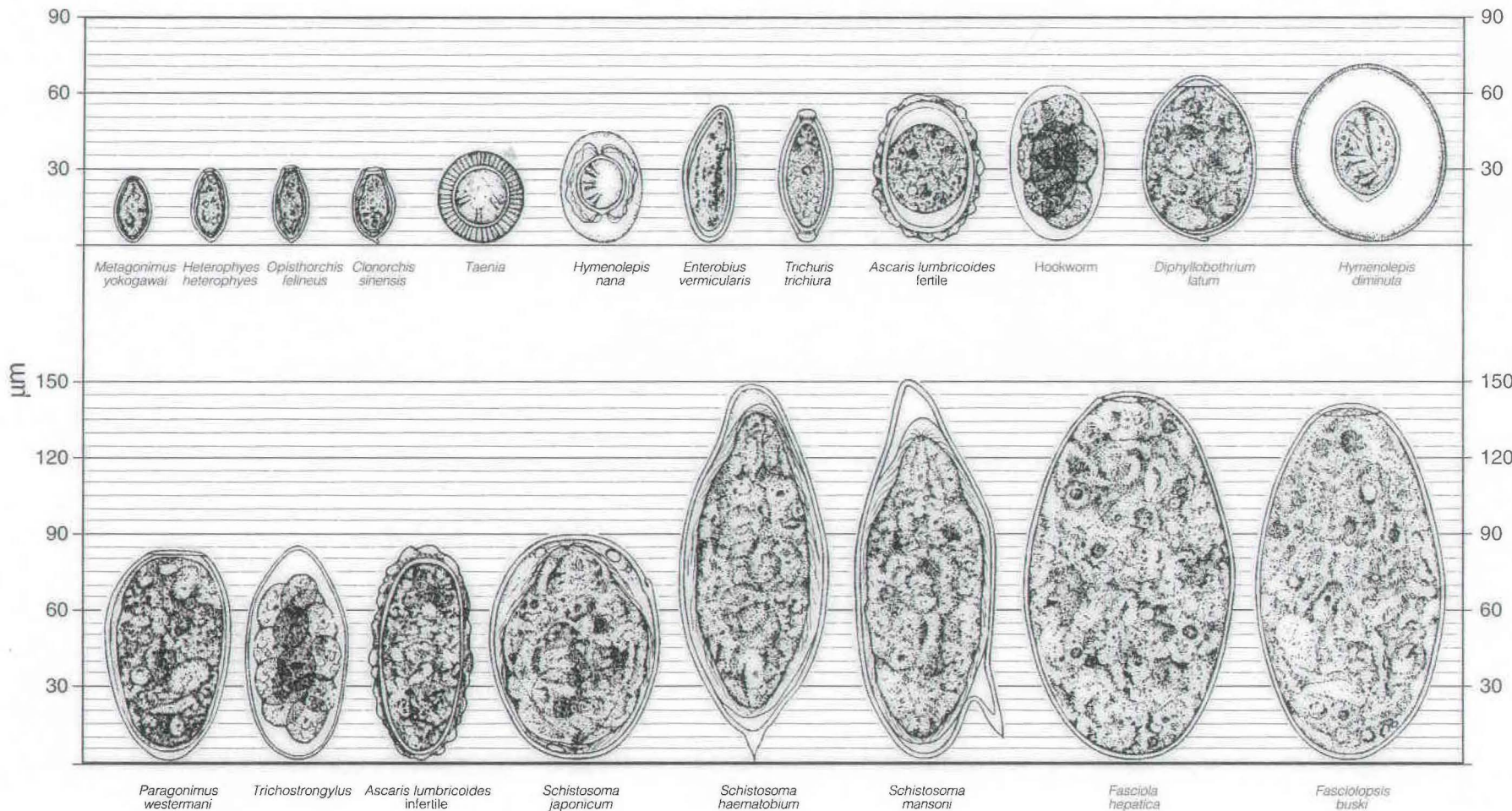
Los huevos de *S. haematobium* tienen una espícula terminal y contienen un miracidio. Miden 112-170  $\mu$ m por 50-70  $\mu$ m y de ordinario se encuentran en la orina, aunque también se pueden encontrar en las heces.

Los huevos de *Schistosoma intercalatum* suelen ser mayores que los de *S. haematobium*, miden aproximadamente 140-240  $\mu$ m, se encuentran por lo general en las heces y presentan una espícula lateral.





**Tamaño relativo de los huevos de helmintos\***



WHO 90580

\* Se han omitido **Schistosoma mekongi** y **Schistosoma intercalatum**. Los huevos de *S. mekongi* miden 51–78 µm por 39–66 µm; los de *S. intercalatum* tienen una longitud de 140–200 µm.





Nota: Todas las indicaciones de escala = 25 µm



Los huevos de *Clonorchis sinensis* miden 27-35 µm por 12-19 µm, tienen un opérculo asentado y, por lo general, una pequeña protuberancia en el extremo opuesto. La cubierta puede llevar adheridos residuos de pequeño tamaño. Los huevos presentes en las heces contienen un miracidio. Los huevos de *Opisthorchis* son análogos.



Los huevos de *Metagonimus yokogawa* miden 20-30 µm por 15-17 µm, tienen un opérculo poco visible y carecen de protuberancia en el extremo abopercular. En general, no presentan restos adheridos en la cubierta. Los huevos presentes en las heces contienen un miracidio.



Los huevos de *Fasciola hepatica* suelen medir 130-150 µm por 63-90 µm y tienen un opérculo poco visible, no están embrionados y a menudo presentan una cubierta irregular en el extremo abopercular (esto último no se observa en los huevos de *Fasciolopsis bushi*, cuyas características morfológicas son análogas).



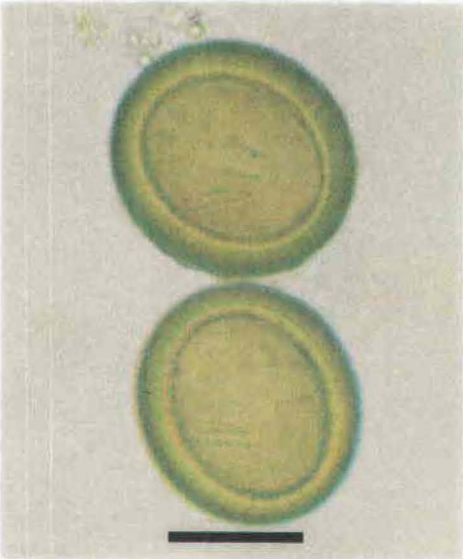
Los huevos de *Paragonimus westermani* suelen medir 80-120 µm por 45-70 µm, son de color pardo dorado y presentan una cubierta gruesa; en las heces y en el esputo no están embrionados y presentan un opérculo prominente. La cubierta aparece engrosada en el extremo abopercular.



Los huevos de la especie africana *Paragonimus uterobilateralis* suelen ser más pequeños que los de *P. westermani* (es decir, 50-95 µm por 35-55 µm) y tienen un opérculo menos prominente.



*Diphylobothrium latum*. Los huevos operculados de este cestodo suelen medir 58-75 µm por 45-50 µm, no están embrionados en las heces y pueden presentar un pequeño nudo o protuberancia en el extremo abopercular.



Los huevos de *Taenia* spp. son todos idénticos, presentando un diámetro de 35-43 µm y una cubierta espesa con paredes de aspecto prismático. Cada huevo contiene un embrión provisto de seis ganchos: la oncosfera. A veces puede quedar retenida entre estos huevos una fina membrana embrionaria primaria de aspecto hialino.



Los huevos de *Hymenolepis diminuta* miden 70-85 µm por 60-80 µm, son esféricos y de color pardo amarillento. Cada huevo contiene un embrión provisto de seis ganchos. No se observan filamentos, como en el caso de *H. nana*.



Los huevos de *Hymenolepis nana* suelen ser esféricos, tienen un diámetro de 30-47 µm y una fina cubierta hialina y contienen una oncosfera con seis ganchos. La membrana que rodea a la oncosfera presenta dos engrosamientos polares de los que salen 4-8 filamentos que se prolongan en el espacio situado entre la oncosfera y la cubierta exterior.





## Métodos de tinción para protozoos en la heces

En la lámina 1 se indica cómo se emplea la solución yodada de Lugol para teñir las preparaciones en fresco de muestras fecales recientes o conservadas en formol. En esta sección se exponen algunos procedimientos de tinción permanente de frotis preparados con material fecal fresco o conservado con PVA o SAF. En los trabajos citados al dorso de esta hoja se encontrarán asimismo numerosos detalles sobre la preparación de frotis fecales y la aplicación de diversas técnicas de tinción.

### Tinción permanente de frotis fecales

#### A. Tinción tricrómica

**Uso.** Excelente para frotis fecales frescos o fijados con PVA: no tiñe bien las muestras conservadas con SAF.

**Preparación.** En un frasco limpio, añádanse 10 ml de ácido acético glacial a 6 g de cromotrope 2R, 3 g de verde claro SF y 7 g de ácido fosfotúngstico. Mézclese agitando y déjese reposar la mezcla durante 30 minutos. Añádanse 1000 ml de agua destilada y mézclese bien; el colorante debe presentar un color violeta oscuro. Guárdese en un frasco con tapón de vidrio; el colorante se mantiene estable y se usa sin diluir.

**Método de tinción.** Sumérjanse las preparaciones, fijadas con fijador de Schaudinn o con PVA, en alcohol al 70% durante dos minutos. Añádase solución yodada de Lugol diluida a etanol al 70% hasta obtener un color de té cargado: manténganse los portaobjetos en la solución durante cinco minutos. Lávense dos veces los portaobjetos con alcohol al 70%. Tíñanse las preparaciones en colorante tricrómico sin diluir durante 10 minutos. Retírense las preparaciones, séquense bien y colóquense en alcohol acidificado al 90% (prepárese añadiendo 4,5 ml de ácido acético glacial a 1 litro de etanol al 90%) durante 2-3 segundos. Sumérjanse las preparaciones en alcohol al 95% para enjuagarlas y deshidrátense luego en etanol al 100% y xileno o en la mezcla carbol-xileno. Móntese con resina, y recúbrase la preparación con un cubreobjetos.

#### B. Hematoxilina-hierro

**Uso.** Excelente colorante para frotis fecales frescos o conservados con PVA o SAF.

##### Preparación.

**Solución madre A:** Disuélvase 1 g de cristales de hematoxilina en 100 ml de alcohol al 95%, déjese la solución expuesta a la luz durante una semana y fíltrese.

**Solución madre B:** Mézclese 1 g de sulfato ferroso de amonio, 1 g de sulfato férrico de amonio y 1 ml de ácido clorhídrico en 97 ml de agua destilada.

Prepárese una solución de trabajo combinando 25 ml de la solución madre A y 25 ml de la solución madre B tres o cuatro horas antes (por lo menos) de la tinción. Prepárese solución de ácido pícrico para decolorar añadiendo 25 ml de ácido pícrico acuoso saturado a 25 ml de agua destilada.

**Método de tinción.** Sumérjanse los portaobjetos en alcohol al 70% durante cinco minutos; en alcohol al 50% durante dos minutos; en agua del grifo durante cinco minutos; en solución de trabajo de hematoxilina durante diez minutos; en agua destilada durante un minuto; en solución de ácido pícrico durante un minuto; en agua del grifo, dejándola correr, durante diez minutos; en alcohol al 70% con una gota añadida de amoníaco durante cinco minutos; y en alcohol al 95% durante cinco minutos. Deshidratar por medio de etanol al 100% y xileno o de mezcla carbol-xileno. Montar con resina y cubrir el frotis con un cubreobjetos.

#### C. Técnica de Ziehl-Neelsen modificada (tinción acidorresistente)

**Uso.** Para la detección de *Cryptosporidium*, *Cyclospora*, y otras infecciones por coccidios.

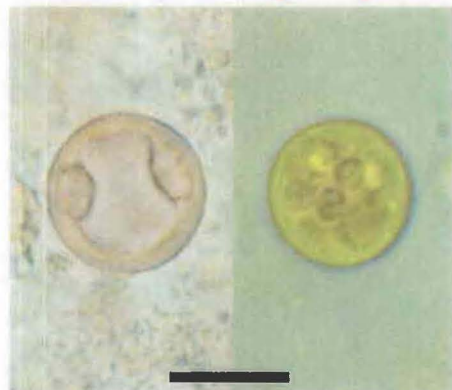
**Reactivos.** Carbol-fucsina, formol, solución de HCl-etanol, solución de glicerina-verde de malaquita (o azul de metileno), solución de HCl-metanol. Para preparar los reactivos, consúltese la publicación de la OMS *Métodos básicos de laboratorio en parasitología médica*, 1992.

**Método de tinción.** Prepárese un frotis fino de heces; déjese secar al aire y fíjese en metanol durante 2-3 minutos. Tíñase con carbol-fucsina fría durante 5-10 minutos. Diferénciese en HCl-etanol al 1% hasta que éste deje de salir coloreado. Aclárese con agua del grifo. Hágase una tinción de contraste con verde de malaquita al 0,25% (o azul de metileno) durante 30 segundos. Enjuáguese con agua del grifo. Escúrrase hasta sequedad o séquese con papel absorbente.

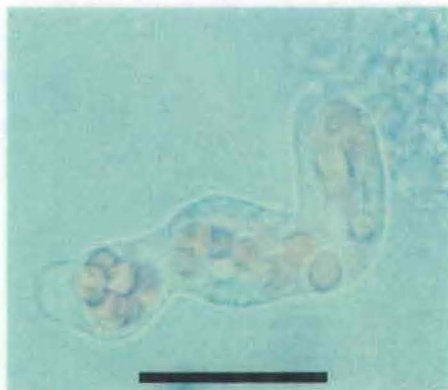




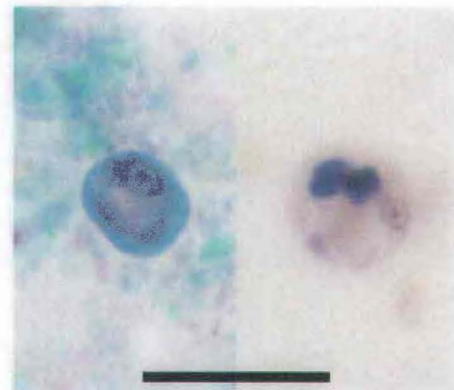
### Entamoeba histolytica y Entamoeba hartmanni



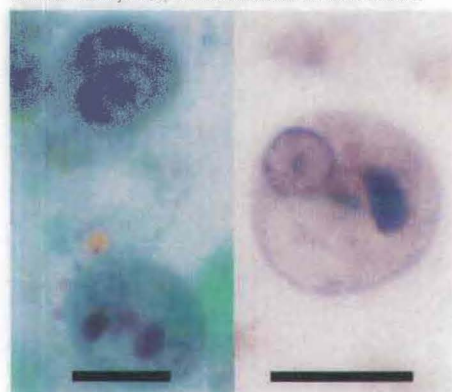
Izquierda: quiste binucleado de *E. histolytica* en una preparación de MIF en fresco; entre los núcleos se observa una gran vacuola de glucógeno. Derecha: quiste maduro de *E. histolytica* en una preparación en fresco yodada; se observan tres de los cuatro núcleos.



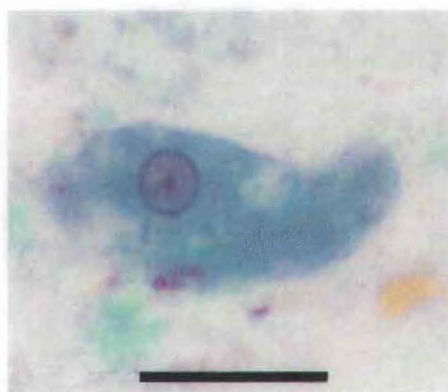
Trofozoito vivo de *E. histolytica* con numerosos hematíes en su interior; preparación en fresco sin teñir.



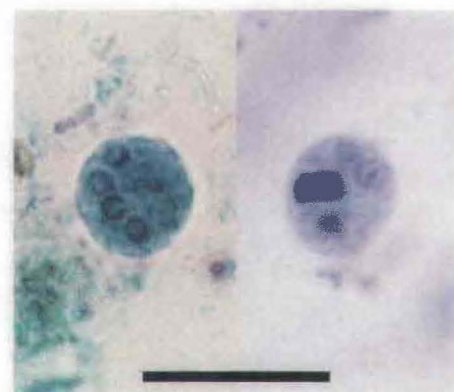
Quistes mononucleados de *E. hartmanni*. Izquierda: vacuola de glucógeno y corpúsculos cromatóides visibles; tinción tricrómica. Derecha: corpúsculos cromatóides visibles; hematoxilina-hierro.



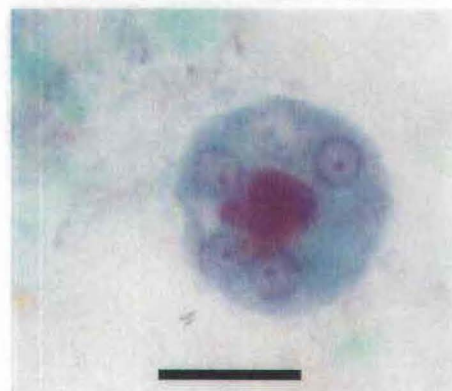
Izquierda: quiste mononucleado (arriba) y quiste binucleado de *E. histolytica*, cada uno de ellos con vacuola de glucógeno y corpúsculos cromatóides; tinción tricrómica. Derecha: quiste mononucleado de *E. histolytica* con corpúsculos cromatóides; hematoxilina-hierro.



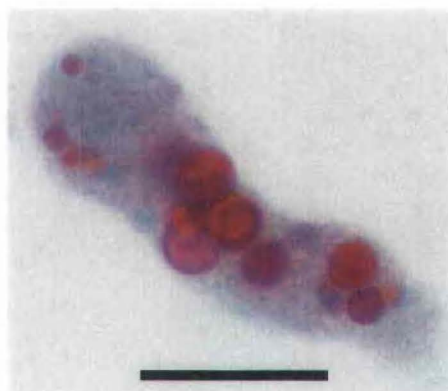
Trofozoito de *E. histolytica*; tinción tricrómica.



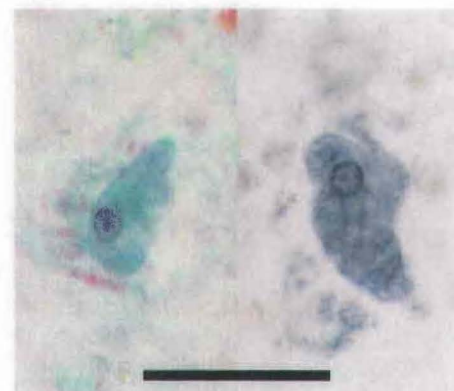
Izquierda: quiste maduro de *E. hartmanni* con cuatro núcleos; tinción tricrómica. Derecha: quiste binucleado con un núcleo bien enfocado y corpúsculos cromatóides visibles; hematoxilina-hierro.



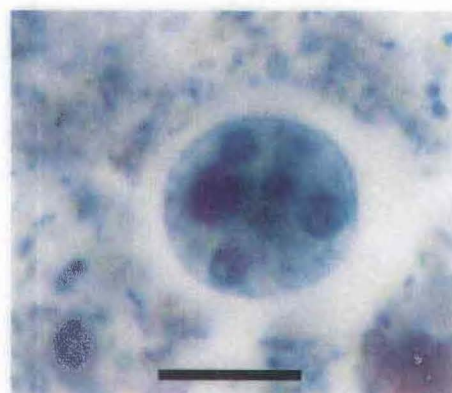
Quiste maduro de *E. histolytica* con cuatro núcleos y corpúsculos cromatóides; tinción tricrómica.



Trofozoito de *E. histolytica* con hematíes ingeridos teñidos de rojo; núcleo visible en el borde inferior; tinción tricrómica.



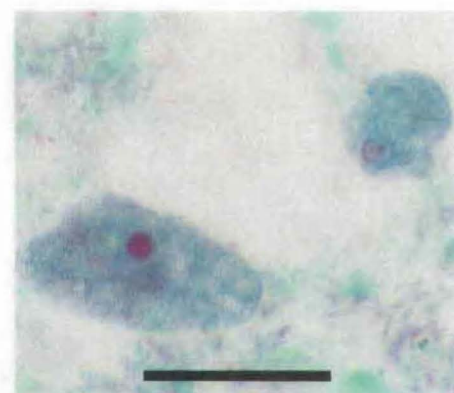
Trofozoitos de *E. hartmanni*. Izquierda: tinción tricrómica. Derecha: hematoxilina-hierro.



Quiste maduro de *E. histolytica* en el que pueden verse tres de los cuatro núcleos y corpúsculos cromatóides, desenfocados; hematoxilina-hierro.



Trofozoito de *E. histolytica*; hematoxilina-hierro.

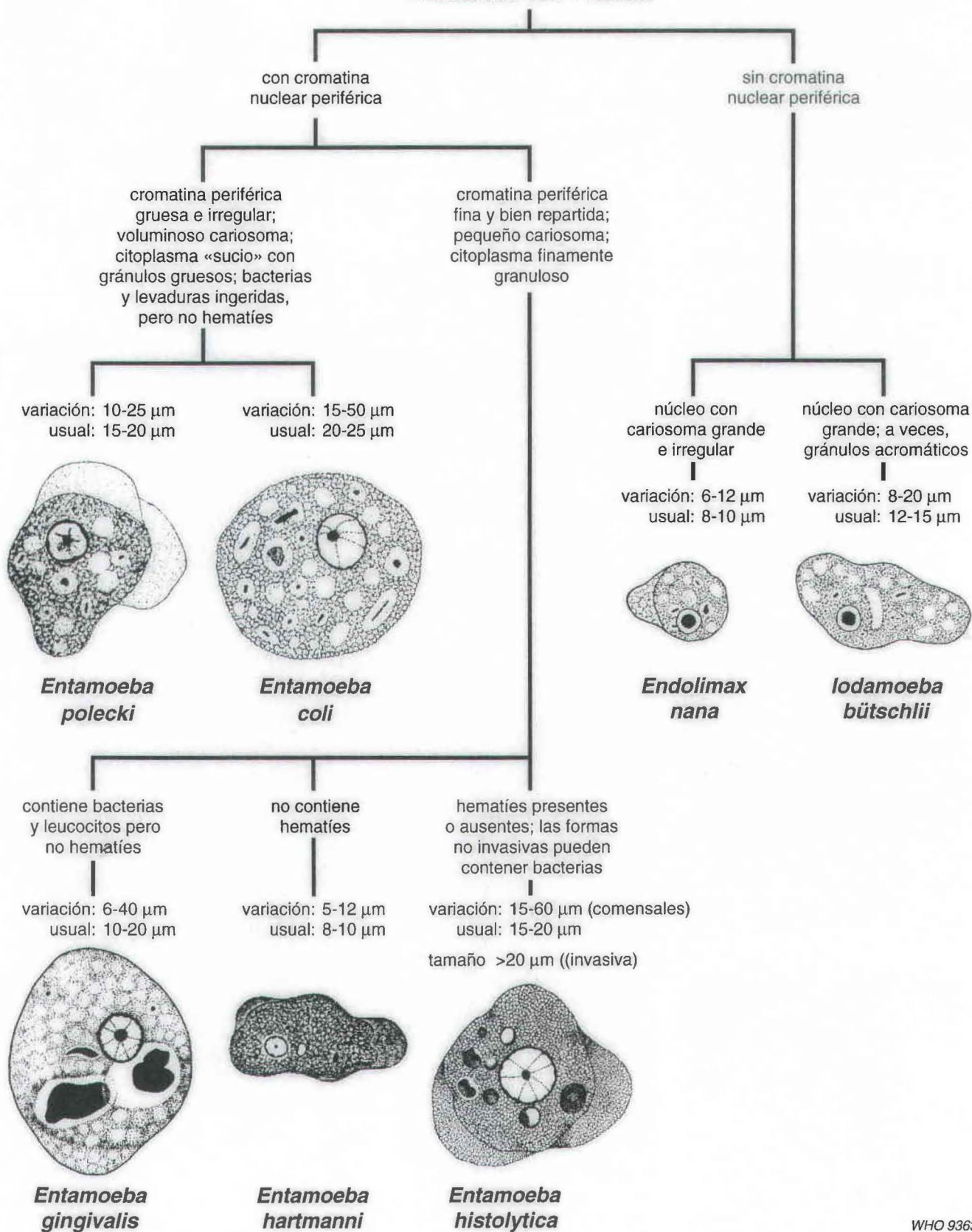


Trofozoitos de *E. hartmanni* (derecha) y de *Iodamoeba butschlii* (izquierda); tinción tricrómica. Obsérvese la diferencia de tamaño.



## Clave para la identificación de trofozoítos amebianos en preparaciones teñidas

### Trofozoítos con 1 núcleo

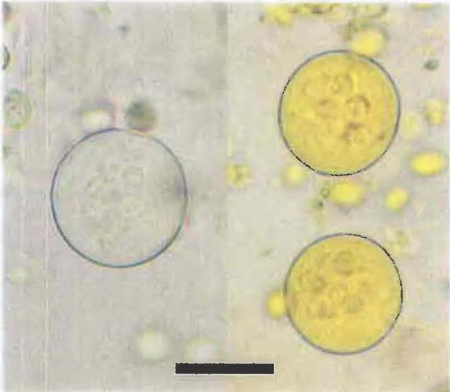






Nota: Todas las indicaciones de escala = 10 µm

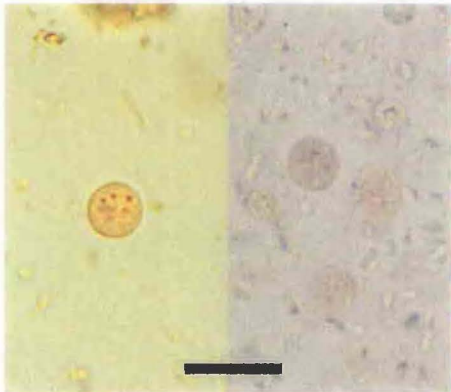
Amebas comensales



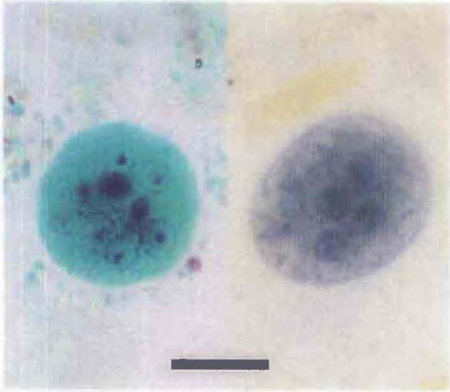
Quistes maduros de *Entamoeba coli*. Izquierda: preparación en fresco con formol y sin tñir. Derecha: preparación en fresco tñida con yodo.



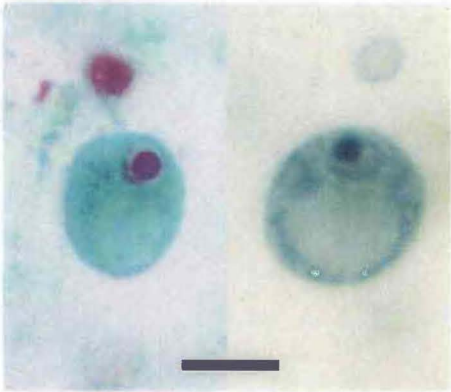
Quistes de *Iodamoeba butschlii* en una preparación en fresco yodada. Obsérvese en ambos la presencia de vacuolas de glucógeno tñidas de pardo; el núcleo no es visible, como es típico en estas preparaciones.



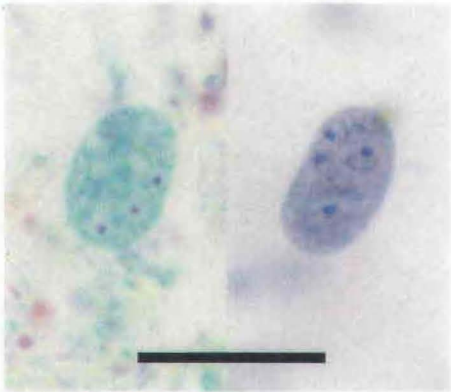
Quistes de *Endolimax nana* en preparaciones en fresco. Izquierda: quiste tñido con yodo en el que pueden verse tres de los cuatro núcleos. Derecha: tres quistes en MIF; obsérvese tres de los cuatro núcleos en el situado más arriba.



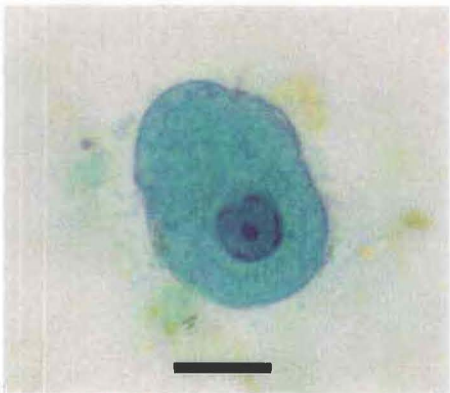
Quistes maduros de *E. coli* con tñición tricrómica (izquierda) y con hematoxilina-hierro (derecha).



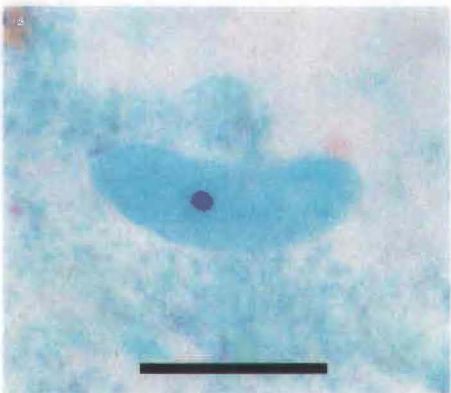
Quistes de *I. butschlii*. En el de la izquierda, tñido con tricrómica, la vacuola no se ve tan bien como en el de la derecha, tñido con hematoxilina-hierro; con estas técnicas de tñición se ve claramente el núcleo único con el voluminoso cariosoma.



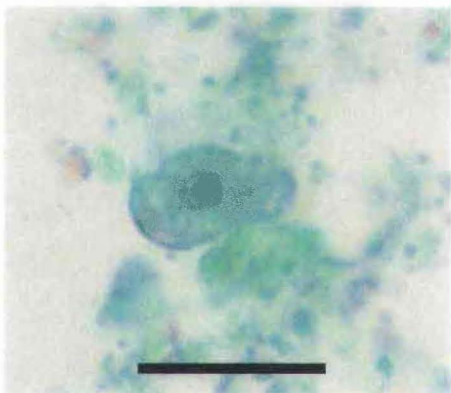
Quistes de *E. nana*. Izquierda: se ven tres de los cuatro núcleos; tñición tricrómica. Derecha: se ven los cuatro núcleos; hematoxilina-hierro.



Trofozoito de *E. coli*; tñición tricrómica. Obsérvese la irregularidad de la cromatina periférica en la membrana nuclear.



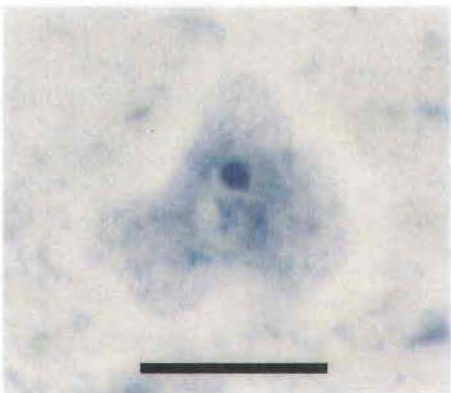
Trofozoito de *I. butschlii*; tñición tricrómica.



Trofozoito de *E. nana*; tñición tricrómica. El pequeño tamaño del microorganismo y el voluminoso cariosoma que casi rellena el núcleo (carente de cromatina periférica) permiten establecer el diagnóstico.



Trofozoito de *E. coli*; hematoxilina-hierro. Obsérvese el voluminoso cariosoma excéntrico en el núcleo.



Trofozoito de *I. butschlii*; hematoxilina-hierro.

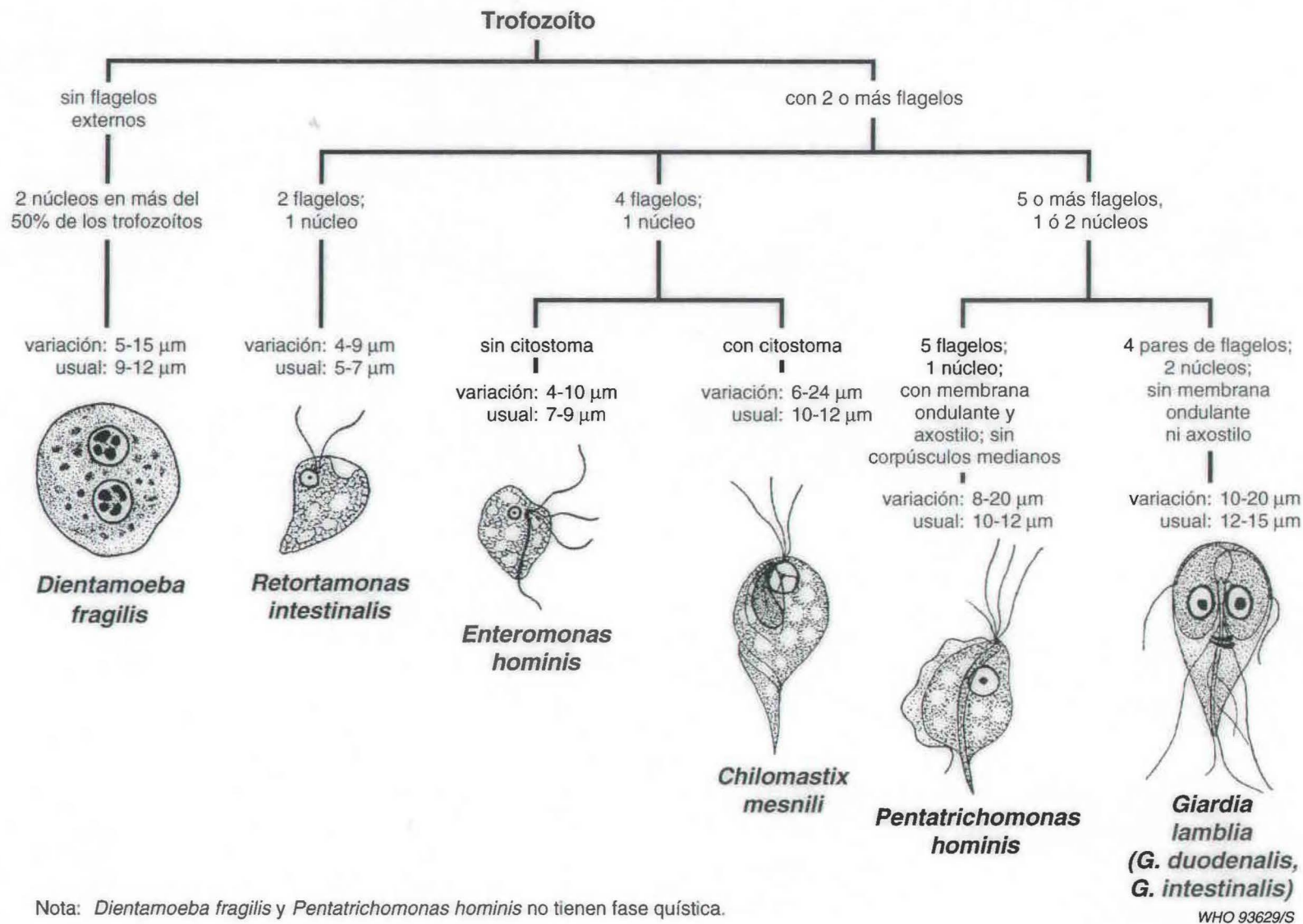


Trofozoito de *E. nana*; hematoxilina-hierro.





**Clave para la identificación de trofozoítos de flagelados intestinales en preparaciones teñidas**

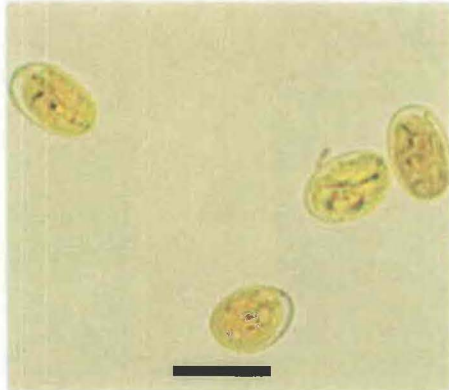


Nota: *Dientamoeba fragilis* y *Pentatrichomonas hominis* no tienen fase quística.





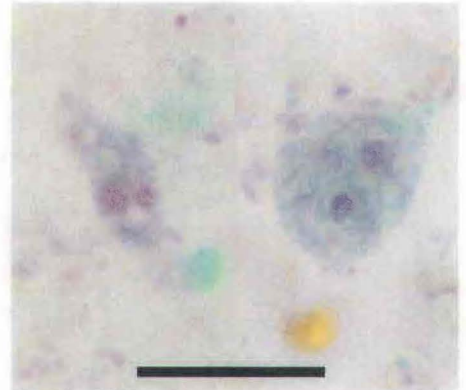
### Flagelados intestinales



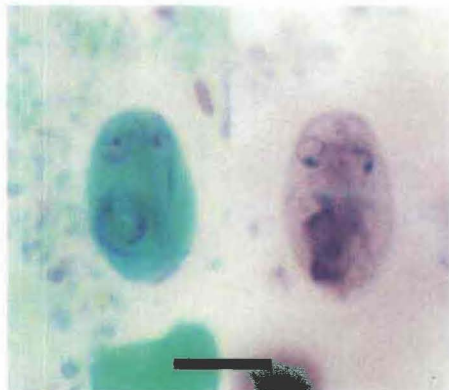
Quistes de *Giardia lamblia*; preparación en fresco con yodo.



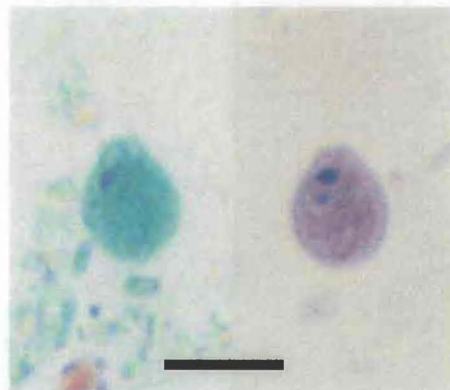
Quistes de *Chilomastix mesnili*; preparaciones en fresco con yodo. Dos quistes situados a la izquierda, vistos con poco aumento, presentan la típica forma de limón; a mayor aumento (derecha), el núcleo y el citostoma son vagamente visibles.



Trofozoitos binucleados de *Dientamoeba fragilis*; tinción tricrómica. En el de la izquierda sólo se ve claramente uno de los dos núcleos. Con la tinción tricrómica los trofozoitos presentan típicamente una coloración pálida. En esta especie no hay fase quística.



Quistes de *G. lamblia* teñidos con tricrómica (izquierda) y hematoxilina-hierro (derecha).



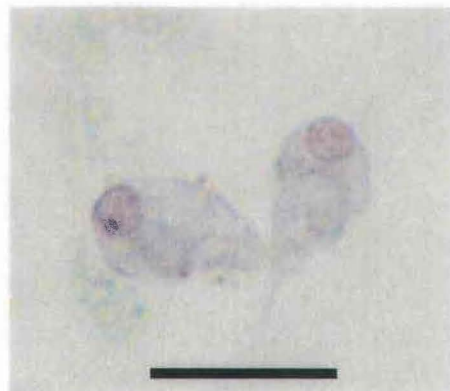
Quistes de *C. mesnili* teñidos con tricrómica (izquierda) y hematoxilina-hierro (derecha). Ambos presentan la típica forma de limón y en la figura de la derecha es perceptible el citostoma.



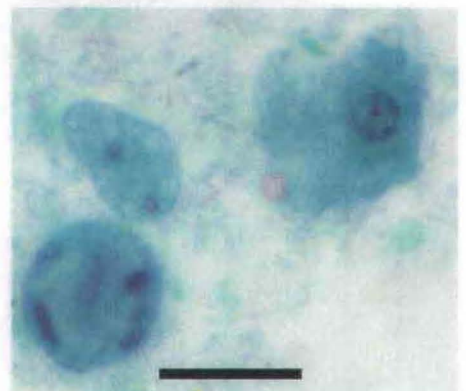
Trofozoitos de *D. fragilis*; hematoxilina-hierro. El de la izquierda es una forma mononucleada con cariosoma fragmentado en tres piezas. En el de la derecha se observan dos núcleos, ambos con fragmentación de los cariosomas.



Trofozoito de *G. lamblia*; tinción tricrómica.



Trofozoitos de *C. mesnili*; tinción tricrómica. Con esta tinción, los trofozoitos suelen presentar una coloración pálida como en este caso; en uno de ellos puede verse el extremo posterior aguzado y un citostoma apenas teñido.



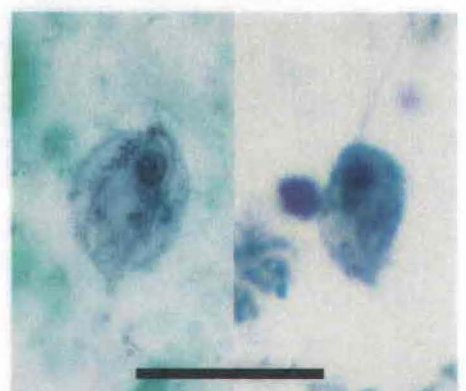
Trofozoito binucleado de *D. fragilis*, delicadamente teñido, situado entre un trofozoito de *E. histolytica* (arriba a la derecha) y un quiste mononucleado más pequeño de *E. histolytica* que contiene corpúsculos cromatídeos. Obsérvese la diferencia de tamaño. Tinción tricrómica.



Trofozoito de *G. lamblia*; hematoxilina-hierro. Tres se ven ventralmente y dos de lado.



Trofozoito de *C. mesnili*; hematoxilina-hierro. Obsérvese el núcleo en el extremo anterior y el extremo posterior aguzado.

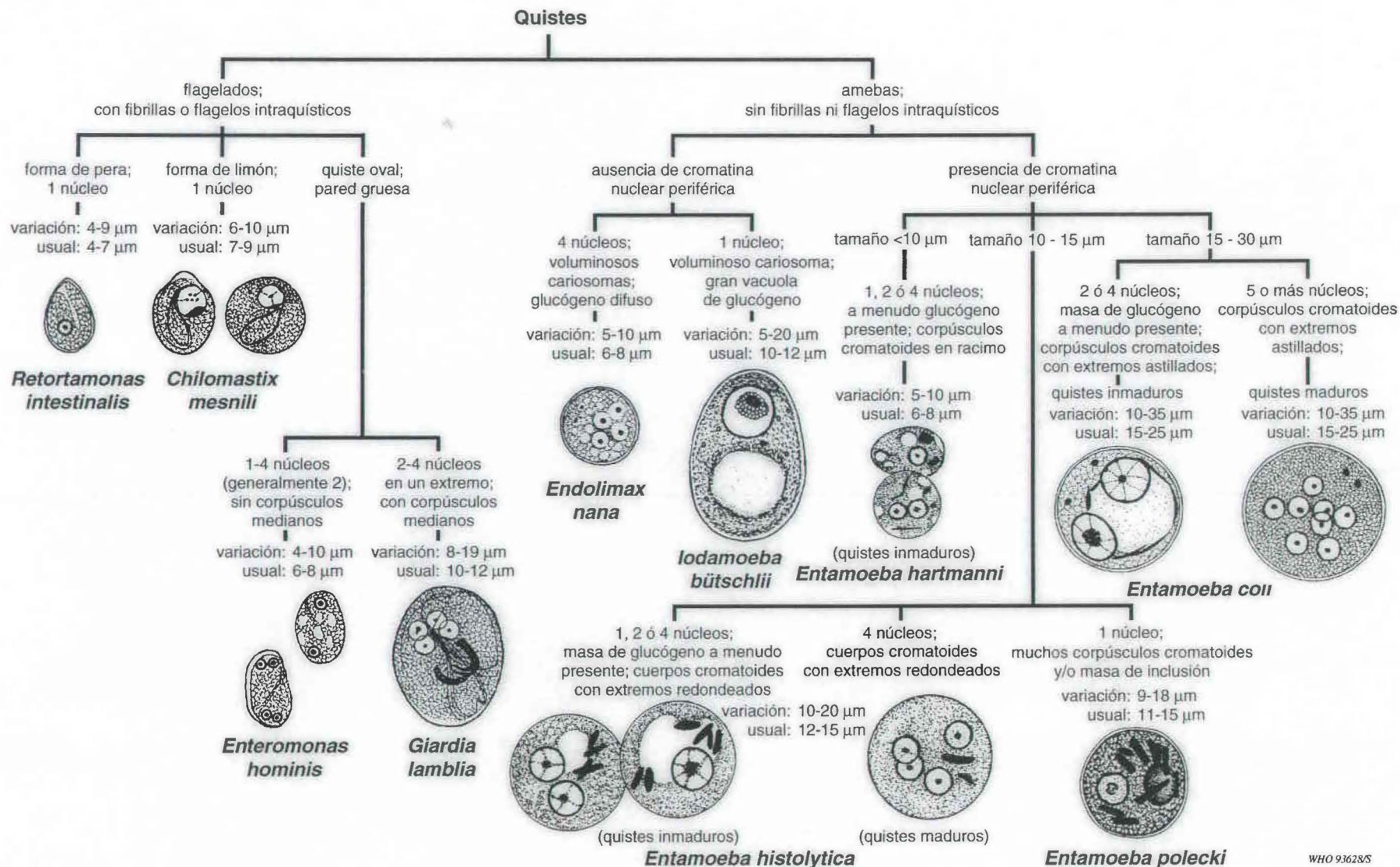


Trofozoitos de *Pentalichomonas hominis* teñidos con tricrómica (izquierda) y con hematoxilina-hierro (derecha). Obsérvese el núcleo y el axostilo en el de la izquierda y los flagelos dispuestos hacia adelante y débilmente teñidos en el de la derecha.





Clave para la identificación de quistes amebianos en preparaciones teñidas

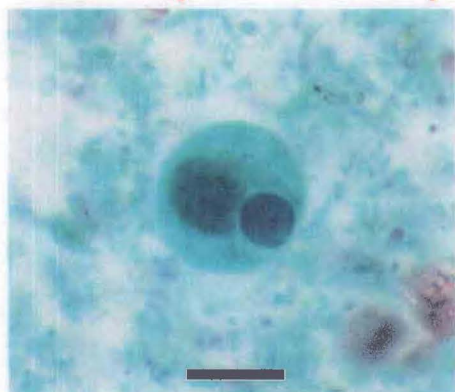


WHO 93628/S

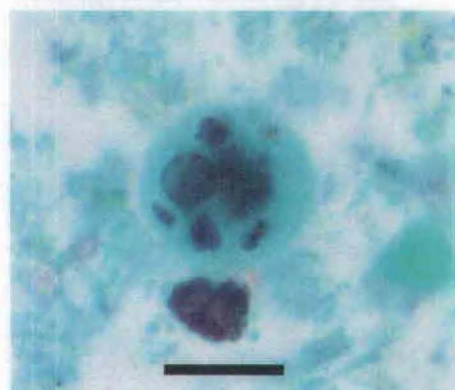




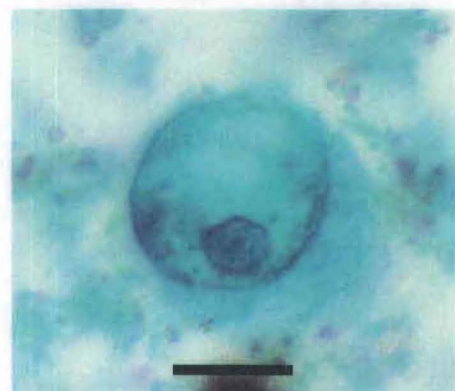
## Protozoos poco frecuentes y artefactos



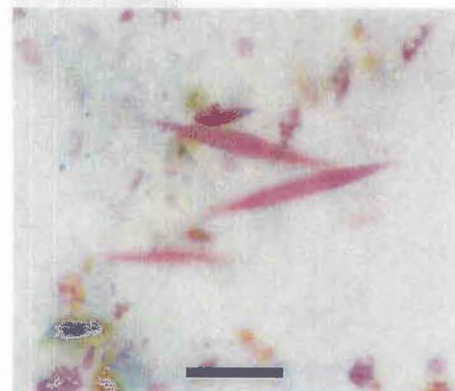
Quiste mononucleado de *Entamoeba polecki*; tinción tricrómica. Obsérvese la masa de inclusión densa y redondeada a la izquierda del quiste y el núcleo a la derecha. Estos quistes son típicamente mononucleados y pueden contener una masa de inclusión.



Quiste mononucleado de *E. polecki*; tinción tricrómica. El núcleo de la izquierda está en gran parte tapado por numerosos corpúsculos cromatoides de diversos tamaños. Los quistes contienen a menudo numerosos corpúsculos cromatoides, con o sin masa de inclusión.



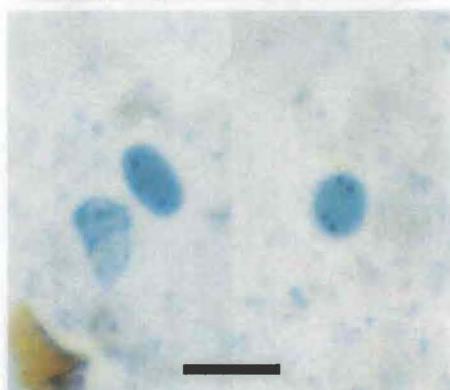
Trofozoito de *E. polecki*; tinción tricrómica. El núcleo es morfológicamente análogo a los de los trofozoitos de *E. histolytica*, pues presenta un pequeño cariosoma y fina cromatina periférica en la membrana nuclear.



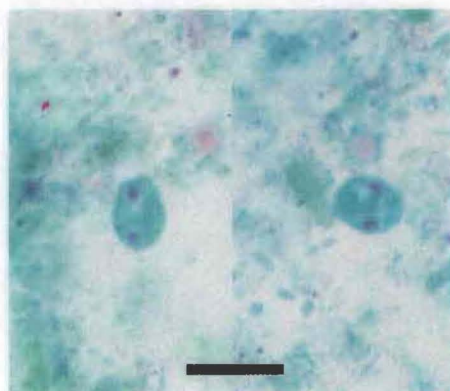
Cristales de Charcot-Leyden; tinción tricrómica. Estos corpúsculos alargados y puntiagudos, teñidos de rosa, son productos de desintegración de los eosinófilos y pueden aparecer a menudo en las heces y el esputo de los sujetos con distintos tipos de infecciones.



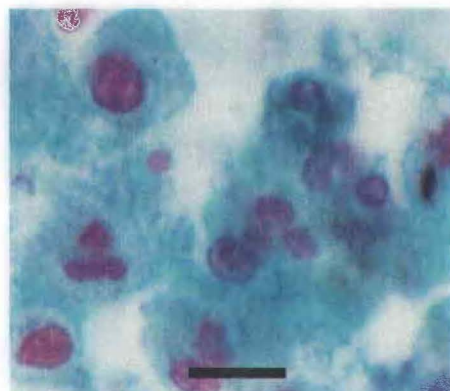
Trofozoito de *Entamoeba gingivalis*; hematoxilina-hierro. Esta ameba no tiene fase quística y suele encontrarse en los frotis del material obtenido entre los dientes y las encías. Los trofozoitos tienen un núcleo parecido al de los de *E. histolytica* y, por lo general, contienen bacterias y leucocitos ingeridos.



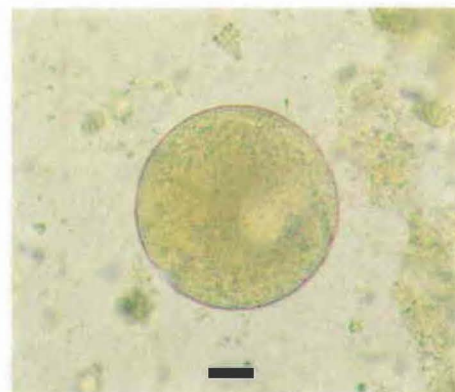
Trofozoito y quiste binucleado (izquierda) de *Enteromonas hominis*; hematoxilina-hierro. El trofozoito se encuentra a la izquierda y los núcleos están situados en ambos extremos del quiste. El quiste maduro típico (derecha) presenta cuatro núcleos, dos en cada extremo. Hematoxilina-hierro.



Quistes binucleados de *E. hominis*; tinción tricrómica.



En los frotis teñidos con tricrómica aparecen a veces acumulos de leucocitos *polimorfonucleares*, que pueden confundirse con amebas; sin embargo, el gran tamaño de los núcleos en relación con el citoplasma y su estructura indican que se trata de células inflamatorias.



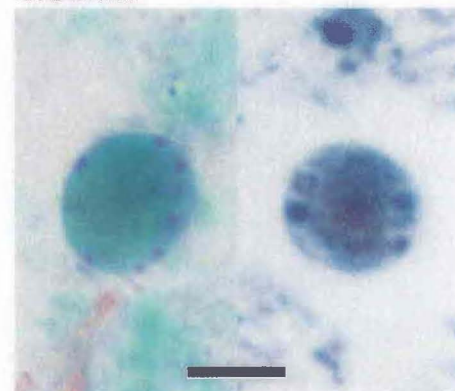
Quiste de *Balantidium coli* en una preparación en fresco sin teñir. A la derecha del quiste se observa un voluminoso macronúcleo de forma de zona clara.



Trofozoito de *B. coli*, preparación en fresco con MIF. En la parte superior puede verse el citostoma y en la inferior una extensa zona clara que corresponde al macronúcleo. En la superficie se ven cilios.



Trofozoito de *B. coli*; tinción tricrómica. En la parte superior puede verse el citostoma y en la parte central, una estructura teñida de oscuro que corresponde al macronúcleo. En la superficie se ven cilios.



Las *Blastocystis hominis*; tinción tricrómica (izquierda) y hematoxilina-hierro (derecha). En la periferia de ambos microorganismos se observan corpúsculos redondeados, semejantes a núcleos, en torno a una vacuola central.





Características diagnósticas de los coccidios y microsporidios parásitos intestinales en el hombre

Microorganismo	Fase evolutiva en las heces	Tamaño	Tinciones útiles	Otras localizaciones tisulares
<i>Cryptosporidium</i> spp.	Oocisto esporulado	4-6 µm	Acidorresistente; rodamina-auramina O	Hígado y vesícula biliar, epitelio respiratorio; posiblemente otros tejidos
<i>Cyclospora cayetanensis</i>	Oocisto no esporulado	8-10 µm	Acidorresistente	No se ha encontrado en otros tejidos
<i>Isospora belli</i>	Oocisto no esporulado	20-33 µm por 10-19 µm	Acidorresistente	En raros casos; se ha encontrado en los pulmones
<i>Sarcocystis hominis</i> y <i>S. suihominis</i>	Oocistos esporulados y esporocistos	Oocistos: 15-19 µm por 15-20 µm;  Esporocistos: 15-19 µm por 8-10 µm	Ninguna	Ninguna en el hombre; fases quísticas tisulares en otros animales que actúan de huéspedes intermedios
<i>Enterocytozoon bieneusi</i>	Esporas microsporídicas	1,5 µm por 1,0 µm	Tricrómica modificada o «mejorada»; calcoflúor blanco; tinción de Warthin-Starry	Probablemente, amplia diseminación en el organismo
<i>Septata intestinalis</i>	Esporas microsporídicas	2,2 µm por 1,2 µm	Tricrómica modificada o «mejorada»; calcoflúor blanco; tinción de Warthin-Starry	Probablemente, amplia diseminación en el organismo
<i>Encephalitozoon hellem</i>	Esporas microsporídicas *	2,2-2,5 µm por 1,5 µm	Tinciones tisulares de Gram	Probablemente, amplia diseminación en el organismo

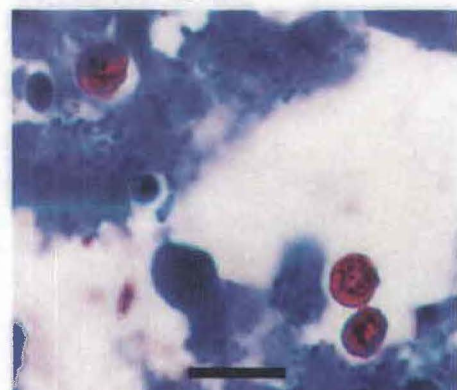
\* Pueden encontrarse esporas de *E. hellem* en la orina pero no se ha señalado su presencia en las heces.



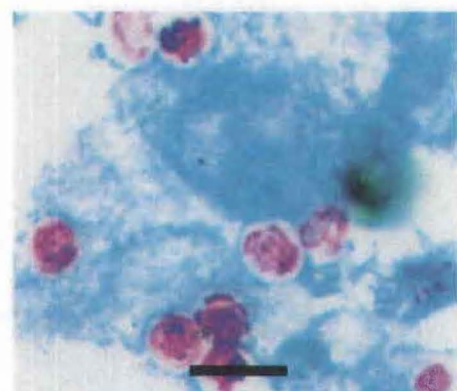
## Coccidios y microsporidiosis intestinales



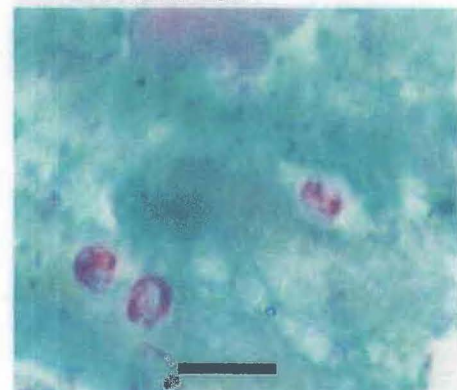
Oocistos de *Cryptosporidium parvum*; preparación en fresco con formol. El pequeño tamaño de estos microorganismos (4-6 µm) y la presencia de gránulos negros en el interior de los oocistos tienen valor diagnóstico.



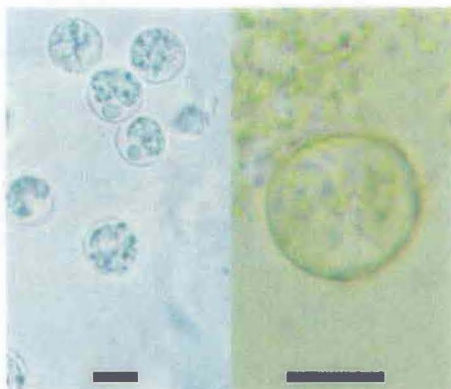
Oocistos de *C. parvum*; tinción acidorresistente. El pequeño tamaño de estos organismos, el color rojo intenso y la presencia de gránulos negros tienen valor diagnóstico.



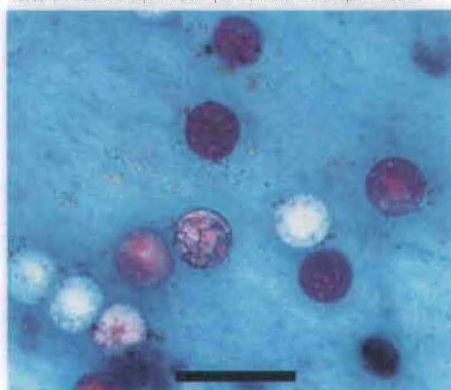
Oocistos de *C. parvum*; tinción acidorresistente. Con diversas modificaciones del método de tinción acidorresistente, los oocistos pueden pasar de rojo a rosa (como en este caso); también se observan gránulos negros.



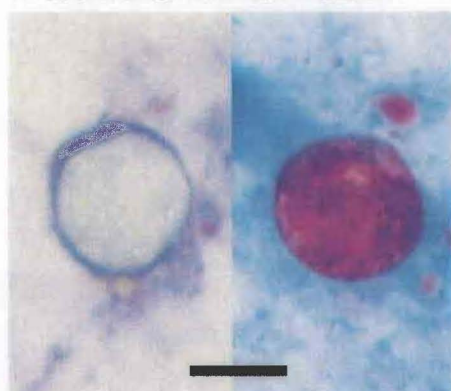
Oocistos de *C. parvum*; tinción tricrómica. Los oocistos no siempre toman la tinción tricrómica, pero cuando se tiñen pueden ser visibles los cuatro esporozoítos, como sucede en este caso.



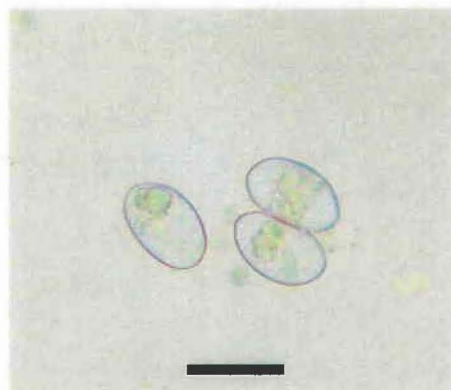
Oocistos no esporulados de *Cyclospora cayentanensis*, preparación en fresco con formol (izquierda); contienen numerosos corpúsculos esféricos; a la derecha, con mayor aumento, puede verse un oocisto esporulado que contiene dos esporocistos.



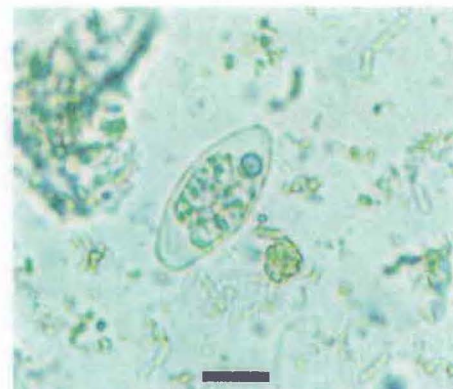
Oocistos no esporulados de *C. cayentanensis*; tinción acidorresistente. Con este método de tinción, los oocistos toman diversas coloraciones (rojo, azul, etc.) o no se colorean en absoluto. Esta característica y su mayor tamaño (8-10 µm) ayudan a distinguirlos de los oocistos de *Cryptosporidium*.



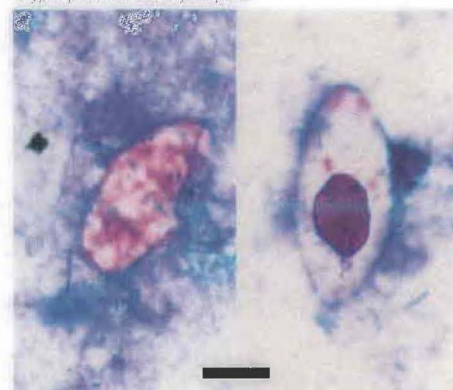
Oocistos de *C. cayentanensis*; tinción acidorresistente. El microorganismo de la izquierda no se tiñe mientras que a la derecha puede verse un típico oocisto teñido de rojo.



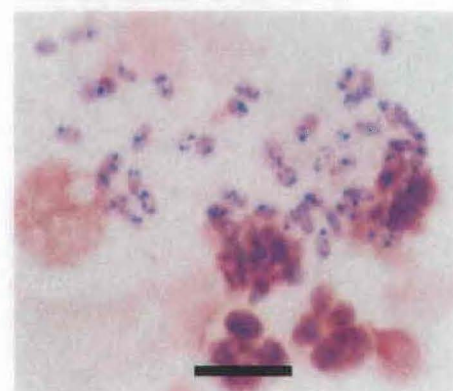
Oocisto esporulado y esporocisto de *Sarcocystis* spp. Preparación en fresco con formol. El oocisto de finas paredes contiene dos esporocistos pero puede romperse fácilmente, por lo que a menudo se encuentran en las heces esporocistos libres, como sucede en este caso. Los oocistos de todas las especies de *Sarcocystis* son aproximadamente del mismo tamaño.



Oocisto de *Isospora belli*; preparación en fresco con formol. Los oocistos no están esporulados cuando aparecen en las heces y son mucho más voluminosos que los de *Cryptosporidium* o de *Cyclospora*.



Oocistos de *I. belli*; tinción acidorresistente. A la izquierda se observa un oocisto atípico vacío; estos oocistos se encuentran a menudo en pacientes sometidos a tratamiento. A la derecha, un oocisto típico cuyo esporoplasma se tiñe de rojo.



Esporas de *Enterocytozoon hellem*; tinción de Gram. Estas esporas microsporidias se encuentran en el sedimento urinario; llama la atención su pequeño tamaño.



Esporas de un microsporidio intestinal (*Enterocytozoon bienewi* o *Septata intestinalis*) en una preparación de calcoftor blanco-KOH con iluminación ultravioleta. El pequeño tamaño de ambas especies impide hacer una identificación precisa de esta preparación.



# **Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales**

Estos medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales están concebidos para que sirvan de guía al personal clínico y de laboratorio en los países endémicos y de instrumento docente a los estudiantes y el personal en formación. El lector encontrará en ellos orientaciones sobre el examen directo o la tinción de frotis de material fecal con el fin de identificar helmintos intestinales y trofozoítos y quistes protozoarios. Las microfotografías ponen de manifiesto el aspecto y las características diagnósticas de los diferentes parásitos en las distintas preparaciones.

Estos medios auxiliares se presentan en forma de hojas plastificadas impermeables, resistentes y fáciles de usar en el ambiente del laboratorio. La colección resultará sumamente útil para todos los agentes de salud que se interesan por el diagnóstico de las parasitosis intestinales.

Precio: Fr. s. 35,-

Precio en los países en desarrollo: Fr. s. 24,50

ISBN 92 4 354476 4