

PARASITOLOGÍA EN EL LABORATORIO

Guía básica de
diagnóstico

*Inmaculada Puerta Jiménez
María Rosario Vicente Romero*

Medicina

 **3ciencias**

PARASITOLOGÍA EN EL LABORATORIO

Guía básica de diagnóstico

**Inmaculada Puerta Jiménez
María Rosario Vicente Romero**



Editorial Área de Innovación y Desarrollo,S.L.

Quedan todos los derechos reservados. Esta publicación no puede ser reproducida, distribuida, comunicada públicamente o utilizada, total o parcialmente, sin previa autorización.

© del texto: **los autores**

ÁREA DE INNOVACIÓN Y DESARROLLO, S.L.

C/ Els Alzamora, 17 - 03802 - ALCOY (ALICANTE) info@3ciencias.com

Primera edición: **Octubre 2015**

ISBN: **978-84-944687-0-4**

Nº DE DEPÓSITO LEGAL: **A 791 - 2015**

Inmaculada Puerta Jiménez

Doctora por la Universidad de Murcia.

Especialista en Análisis Clínicos.

Máster en Salud Pública.

María Rosario Vicente Romero

Doctora por la Universidad de Murcia.

Especialista en Microbiología y Parasitología.

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN	9
2. MODOS DE TRANSMISIÓN	13
3. RECOGIDA Y TRANSPORTE DE MUESTRAS	15
3.1 MINIPARASEP	17
3.2 BOTE DE BOCA ANCHA	17
3.3 LA TÉCNICA DE GRAHAM	17
3.4 SANGRE	19
4. TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO	21
4.1 RECOMENDACIONES	23
4.2 ESTUDIO MICROSCÓPICO DE LA MUESTRA	24
4.2.1 EXAMEN EN FRESCO	24
4.3 TÉCNICAS DE CONCENTRACIÓN DE HECES	26
4.3.1 TÉCNICA DE RITCHIE	26
4.3.2 MÉTODO DE ALLEN AND RIDLEY	27
4.3.3 TÉCNICA DE KATO-KATZ	27
4.4 TÉCNICAS DE CONCENTRACIÓN DE HECES POR FLOTACIÓN	29
4.4.1 MÉTODO DE WILLIS (CONCENTRACIÓN POR FLOTACIÓN DE LA MUESTRA FECAL)	29
4.5 MÉTODOS DE FIJACIÓN DE HECES	30
4.5.1 MÉTODO MIF (MERTIOLATO/YODO/FORMOL)	30
4.5.2 MÉTODO DE FORMOL	31
4.6 CULTIVO DE LARVAS DE <i>STRONGYLOIDES</i>	32
4.7 TINCIÓN PARA <i>CRYPTOSPORIDIUM</i> , <i>ISOSPORA</i> Y <i>CYCLOSPORIDIUM</i> (ZIEHL-NEELSEN MODIFICADO)	33
4.8 INVESTIGACIÓN DE PARÁSITOS EN SANGRE	34
4.8.1 EXAMEN EN FRESCO	34

4.8.2 EXAMEN EN GOTA GRUESA	34
4.8.3 FROTIS O EXTENSIÓN SANGUÍNEA	36
4.8.4 TÉCNICA DE LEUCOCONCENTRACIÓN CON SAPONINA PARA MICROFILARIAS	36
4.8.5 TÉCNICA DE MICROFILARIAS CON HEMATOXILINA	37
4.8.6 MEMBRANAS DE NUCLEOPORE	37
5. <u>PRINCIPALES PARASITOS CAUSANTES DE INFECCIÓN</u>	39
5.1 PARASITOS INTESTINALES	41
5.1.1 PROTOZOOS	42
5.1.2 NEMATODOS	52
5.1.3 TREMATODOS	63
5.1.4 CESTODOS	77
5.2 HEMOPARÁSITOS	84
6. <u>IMÁGENES</u>	91
6.1 PROTOZOOS	93
6.2 NEMÁTODOS	98
6.3 TREMATODOS	103
6.4 CESTODOS	108
6.5 HEMOPARÁSITOS	111
7. <u>GLOSARIO</u>	117
8. <u>BIBLIOGRAFÍA</u>	123

1. INTRODUCCIÓN

El laboratorio de microbiología clínica desempeña un papel importante en el diagnóstico y control de las enfermedades infecciosas. En este manual nos vamos a centrar en el diagnóstico de las enfermedades causadas por parásitos.

Las enfermedades parasitarias se encuentran distribuidas a nivel mundial con mayor o menor prevalencia en función de la distribución geográfica de las especies de parásitos responsables de las mismas. En los países desarrollados la incidencia de las parasitosis ha ido aumentando principalmente a causa del mayor número de viajes internacionales y otros fenómenos como la inmigración. Por esto, todos los laboratorios clínicos deberían contar con personal cualificado para el diagnóstico de estas enfermedades ya que, en mayor o menor medida dependiendo del área de población que atiendan, van a tener que enfrentarse al diagnóstico de este tipo de infecciones.

El objetivo del estudio parasitológico de una muestra clínica es el de proporcionar información sobre la presencia o ausencia de patógenos, o de sus productos, que pudieran participar en la enfermedad de un paciente.

El conocimiento de la microbiología clínica exige conocer no tan solo las diferentes clases de patógenos existentes, sino también las infecciones que pueden estar asociadas a determinadas exposiciones de riesgo.

Los microorganismos con relevancia clínica que se deben identificar e informar varían según el origen. En este manual nos vamos a centrar en el diagnóstico de los parásitos intestinales y extraintestinales.

El proceso diagnóstico microbiológico es secuencial. Comienza por un problema clínico o epidemiológico que hace necesaria la demanda de una o varias pruebas, toma y transporte adecuado de las muestras a investigar, información de los datos demográficos y clínicos del paciente, recepción en el laboratorio, procesamiento, análisis e interpretación de los resultados y un informe final que, una vez recibido en el punto de origen de la petición, ayudará a tomar decisiones clínico-epidemiológicas.

La información que el laboratorio de microbiología puede proporcionar al responsable del paciente dependerá, en gran medida, de que la muestra sea adecuada, de su calidad, modo de transporte y de la información clínica que la acompañe. Por ello es importante conocer que muestras son las adecuadas para descartar una parasitosis ante un determinado cuadro clínico. El clínico debe estar informado de qué técnicas diagnósticas realiza su laboratorio de forma sistemática, y cuales sólo cuando se solicitan expresamente. Existen muchos tipos de análisis de laboratorio para diagnosticar las enfermedades parasitarias. Cada tipo de análisis seleccionado dependerá de los signos y la sintomatología del paciente, que hará que el clínico se decante por cada uno de ellos.

En este manual se recoge el procesamiento de muestras de heces así como las distintas técnicas que se pueden llevar a cabo en extensiones sanguíneas para la búsqueda de parásitos. Los laboratorios de microbiología diagnóstica de los países desarrollados siguen dependiendo en gran medida del examen microscópico de las muestras, método de limitada sensibilidad y muy dependiente de la experiencia del microscopista.

2. MODOS DE TRANSMISIÓN

Conocer la existencia de una posible exposición de riesgo así como la zona geográfica donde el paciente podría haber adquirido la infección es fundamental para orientar la búsqueda (tabla 1).

Tabla 1: Modos de transmisión de las principales parasitosis

Exposición	Proceso infecciosos asociado
Contacto con agua dulce	Esquistosomiasis, amebiasis
Contacto directo con tierra (caminar descalzo)	Anquilostomiasis, estrongiloidosis, larva migrans cutánea
Consumo de agua no tratada	Amebiasis, criptosporidiosis, ciclosporiasis, giardiasis
Consumo de alimentos crudos o poco cocinados	Triquinosis, amebiasis, toxoplasmosis, cestodiasis
Picadura mosquito	Malaria, filariasis
Picadura moscas	Tripanosomiasis africana, leishmaniasis, oncocercosis
Picadura triatómidos	Tripanosomiasis americana
Cuevas	Histoplasmosis

3. RECOGIDA Y TRANSPORTE DE MUESTRAS

Las consecuencias de una muestra mal tomada y/o mal enviada pueden suponer un fracaso en la identificación del agente etiológico

Lo ideal es que las muestras se transporten al laboratorio dentro de los 30 minutos posteriores a la recolección. Para asegurar la integridad de las posibles formas parasitarias que pueden estar presentes es importante el uso de medios especiales de conservación, o de soporte para el transporte de las muestras que se retrasen más de 30 minutos. Si las muestras no se pueden procesar en cuanto se reciben en el laboratorio, se deben almacenar a temperatura ambiente, o refrigeradas, según el tipo de muestra (tabla 2).

Tabla 2: Recogida y tipos de muestras

Muestra	Contenedor	Utilidad diagnóstica
Heces	Miniparesp o bote de boca ancha	Helmintos y protozoos
Test de Graham	Cinta adhesiva	<i>Enterobius vermicularis</i>
Aspirado duodenal o yeyunal	Bote de boca ancha	<i>Giardia</i> , <i>Strongyloides</i> , <i>Clonorchis</i> , <i>Enterobius.vermicularis</i>
Sangre	Tubo con EDTA	<i>Plasmodium</i> , <i>microfilarias</i>

EDTA: etilediamiotetraacetato

3.1 Miniparasep

Las muestras de heces se recomienda recogerlas empleando frascos con medio de transporte para asegurar la viabilidad de las posibles estructuras parasitarias existentes. Uno de los sistemas disponible es el sistema Miniparasep (figura 1) y para su correcto uso se deben seguir las instrucciones del fabricante.

Figura 1: Sistema Miniparasep



Fuente: Elaboración propia

3.2 Bote de boca ancha

Se emplearán estos botes cuando en las heces se visualiza la expulsión de cualquier forma que pudiera ser un parásito o para introducir el aspirado duodenal/yeyunal.

3.3 La técnica de Graham

El test de Graham es una técnica relativamente sencilla de realizar que nos permite el estudio de *Enterobius vermicularis* y, en ocasiones, de *Taenia spp.*

En el caso de *E. vermicularis*, las hembras de este nematodo realizan la puesta de huevos en la zona anal del paciente, normalmente por las noches, lo cual genera un intenso picor. Y en el caso de *Taenia spp.*, a veces se produce la salida a través

del esfínter anal de anillos llenos de huevos o proglótidos, lo cual facilita el depósito de estos huevos en la región perianal.

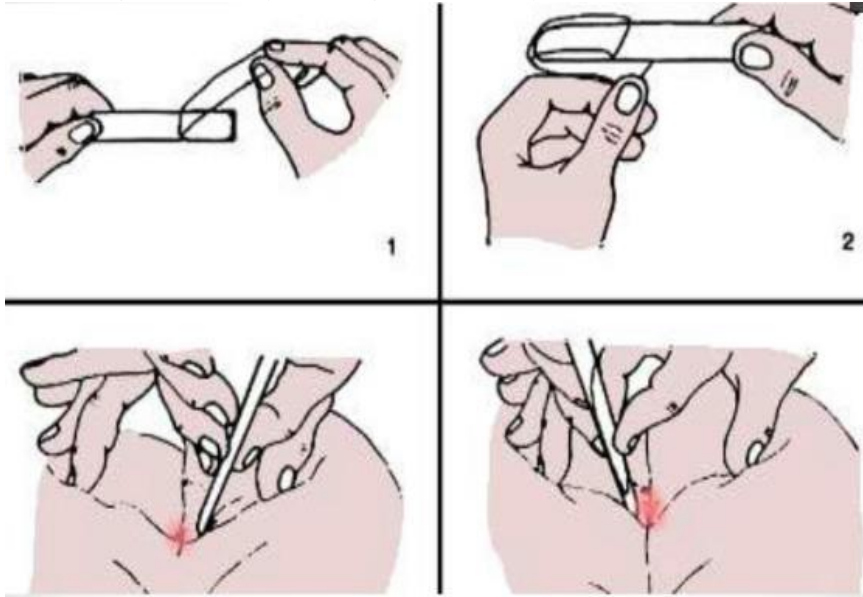
Para llevar a cabo este test es necesario tener en cuenta unas recomendaciones durante el proceso de recogida de muestras, que deben ser correctamente explicadas a los pacientes que se vayan a someter al test:

- Las muestras se deben recoger por la mañana, nada más levantarse, y antes de realizar el aseo matinal.
- La noche anterior a la recogida de las muestras no se debe aplicar crema ni pomada en la región perianal.
- La cinta adhesiva que se utilice para la recogida de la muestra debe ser transparente para poder visualizarlo posteriormente en el microscopio.
- Se aconseja entregar al paciente un soporte (portaobjetos) para pegar la cinta adhesiva una vez recogida la muestra, así como un contenedor para la misma, de manera que el transporte al laboratorio sea el adecuado.

Pasos para la recogida de la muestra (figura 2):

1. Debemos pegar un fragmento de la cinta adhesiva sobre el extremo terminal del portaobjetos. Con el resto sobrante de cinta adhesiva será con lo que recogeremos la muestra para posteriormente pegarla a lo largo del portaobjetos.
2. Para recoger la muestra, debemos separar los glúteos del paciente de manera que visualicemos bien la región perianal, y entonces iremos pegando la cinta adhesiva (pegada al porta) por los márgenes y pliegues del ano varias veces.
3. Cuando estemos seguros de haber pasado la cinta adhesiva por la totalidad de la región perianal, con mucho cuidado pegaremos la cinta adhesiva utilizada en el resto del portaobjetos. De esta forma, la muestra ya está lista para su observación al microscopio.
4. Para finalizar, la persona que ha recogido la muestra debe lavarse las manos muy bien para evitar cualquier posible contagio.

Figura 2: Pasos para recoger la muestra para el test de Graham



3.4 Sangre

Para la obtención de la sangre que será objeto de estudio se deben tener en cuenta unas recomendaciones:

- La sangre se extraerá por punción de la pulpa del dedo o por punción venosa
- Si la obtenemos a por punción pulpar, es preferible utilizar los dedos anular o cordial de la mano izquierda.
- En el caso de la punción venosa se aconseja no utilizar anticoagulante en los tubos de extracción de la misma, pero si fuera necesario usarlo, se recomienda que éste sea EDTA.
- Como en otros casos de análisis parasitológicos, la muestra debe ser procesada y examinada al microscopio lo más rápidamente posible tras su extracción. Se aconseja que el límite de tiempo para su estudio no sobrepase una hora. Esto es importante porque el tiempo es un factor que altera la morfología de los hematíes y por lo tanto la de los posibles parásitos que existan en la muestra.

En cuanto a la técnica de laboratorio seleccionada para el estudio del paludismo, las principales técnicas son la extensión de sangre y la gota gruesa. La gota gruesa nos permite estudiar mayor cantidad de sangre,

Identificación de *Plasmodium*

Sangre en tubos con EDTA

Identificación de filarias

Se aconseja remitir una muestra de sangre anticoagulada de 10 ml para procesarlo por técnicas microscópicas. Si se sospechan filarias linfáticas también debe remitirse una muestra de sangre extraída de noche

4. TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO

Las pruebas diagnósticas que el médico debe solicitar al laboratorio van a depender de los síntomas del paciente. Por citar algunos ejemplos, ante cuadros de diarrea prolongada se recomienda solicitar un estudio parasitológico de heces en el que se buscarán huevos de platelmintos, sus larvas, quistes y ooquistes de protozoos. En todo paciente febril procedente o visitante de zona endémica se recomienda descartar malaria. En pacientes con fiebre y hemólisis procedentes de los Estados Unidos de Norteamérica y en pacientes esplenectomizados con o sin historia de viajes debe descartarse *Babesia*. Ante cuadros de fiebre de origen desconocido en ausencia de exposición a zonas endémicas por la posibilidad (remota pero potencialmente grave) de malaria de aeropuerto, o de adquisición por transfusión de sangre (*Leishmania spp.* y otros), concentrado de hematíes (*Plasmodium spp.* y *Babesia spp.* o de plaquetas (*Trypanosoma spp.*).

Otro punto importante en el laboratorio de Parasitología es el manejo del microscopio. Por norma general, cuando realicemos el enfoque de la muestra siempre debemos comenzar con el objetivo de 10X, con el cual podremos visualizar la mayoría de los parásitos que estudiemos (protozoos intestinales, huevos y larvas de helmintos, microfilarias, etc). Después, en función del organismo que estemos buscando, será más adecuado continuar con el objetivo de 40X (protozoos intestinales y tisulares, huevos y larvas de helmintos, microfilarias, cultivo de *Strongyloides*, etc.) y finalmente el objetivo de 100X será necesario para la observación de protozoos intestinales y tisulares, así como para las microfilarias. En ocasiones es necesario disponer de un medidor para la correcta identificación de los quistes y/o huevos.

4.1 RECOMENDACIONES

El estudio de las muestras fecales nos permite detectar la presencia de protozoos y larvas o huevos de helmintos. Para obtener un buen resultados en un examen parasitológico se deben tener en cuenta diferentes aspectos, como por ejemplo:

- El empleo de técnicas adecuadas según el parásito del que se sospeche.
- La recogida de la muestra debe hacer durante tres días diferentes debido a que la eliminación de huevos o larvas no es constante, por lo que con el estudio de una sola muestra podríamos obtener un diagnóstico equivocado.
- Un correcto transporte de la muestra (está indicado recoger las muestras de heces en material de plástico, nunca en material absorbente como puede ser el papel).
- Las muestras se deben procesar con rapidez.
- Se debe realizar un estudio macroscópico de la muestra, ya que a veces se pueden observar estructuras visibles a simple vista, como por ejemplo las proglótides de las tenias, gusanos adultos de *Enterobius vermicularis* o de *Ascaris lumbricoides*.
- La observación al microscopio debe ser ordenada y sistemática.
- Se debe tener en cuenta la consistencia de la muestra (si es diarreica o no) y escoger la parte de la misma que sea más adecuada para el estudio.
- La experiencia del observador en una parte muy importante en el estudio parasitológico ya que en las muestras fecales existen numerosas partículas, llamadas artefactos, que pueden ser confundidas con huevos o larvas de parásito.

A continuación describiremos las técnicas de laboratorio más utilizadas en el estudio de los parásitos en heces, centrándonos en el estudio microscópico de la muestra.

Como hemos comentado al inicio de este libro, tratamos de reunir la información necesaria para llevar a cabo el análisis parasitológico en pequeños laboratorios, es decir, de realizar una introducción al análisis parasitológico. Por este motivo no vamos a profundizar en aquellas técnicas que requieren material especial (microscopios de fluorescencia, centrifugas especiales, etc.) ya que este tipo de análisis se suelen realizar en los laboratorios de referencia, sino que vamos describir las técnicas de diagnóstico más comunes mediante las cuales podemos confirmar una sospecha clínica.

4.2 ESTUDIO MICROSCÓPICO DE LA MUESTRA

Existen diferentes métodos de estudio en el análisis de heces, algunos de los cuales incluyen colorantes especiales.

4.2.1 EXAMEN EN FRESCO

Este tipo de examen se utiliza para la observación de las formas móviles de los protozoos intestinales, lo que conocemos como trofozoitos. En este estudio es muy importante realizar el procesamiento lo más rápidamente posible desde la obtención de la muestra ya que de otra manera la muestra se seca y los trofozoitos perderían la movilidad. El tiempo recomendado para llevar cabo un análisis satisfactorio se estima entre 20 y 30 minutos tras su emisión. También es importante rechazar aquellas muestras que hayan sido mantenidas o guardadas en nevera.

Para realizar el examen en fresco de la muestra es aconsejable tener en cuenta la consistencia de las heces, por lo que diferenciaremos entre heces de consistencia líquida o diarreica y heces de consistencia normal.

Heces de consistencia líquida o diarreica

Para el estudio de las heces diarreicas debemos colocar una gota de la muestra entre un porta y un cubreobjetos y observarla al microscopio utilizando el objetivo de 40X.

Las estructuras que observaremos son, principalmente formas móviles:

- Trofozoitos de Amebas
- Trofozoitos Giardias
- Trofozoitos de *Balantidium*
- Sangre y pus

Heces de consistencia normal

Cuando la consistencia de las heces es normal, debemos mezclar una pequeña cantidad de heces con una gota de suero fisiológico sobre un portaobjetos. Con una varilla debemos homogeneizar la mezcla lo máximo posible.

La observación al microscopio tenemos que hacerla con el objetivo de 10X y con el de 40X.

Con el objetivo de 10X podremos visualizar huevos y larvas de Helminetos.

Con el objetivo de 40X, y si además añadimos una gota de Lugol, observaremos:

- Quistes de Amebas
- Quistes de Giardias
- Quistes de *Balantidium*
- Levaduras
- *Isospora* y otros

El uso de Lugol facilita la visualización de estas estructuras considerablemente, por lo que es aconsejable utilizarlo si está a nuestra disposición.

4.3 TÉCNICAS DE CONCENTRACIÓN DE HECES

Este tipo de técnicas se aplicarán cuando el número de parásitos presentes en la muestra pueda ser limitado, ya que su objetivo es aumentar la sensibilidad de análisis parasitológico.

Entre las diferentes técnicas de concentración de heces existentes vamos a mencionar la Técnica de Ritchie, el Método de Allen and Ridley y la Técnica de Kato-Katz.

4.3.1 Técnica de Ritchie

Esta técnica también es conocida como técnica de formol éter y su uso está estandarizado en la mayoría de los laboratorios de Parasitología. La técnica se basa en la separación de las heces en dos partes, conteniendo una de ellas los parásitos presentes en la muestra y en la otra los restos fecales no útiles para nuestro estudio.

Esta técnica está indicada para la investigación de huevos y larvas de helmintos, así como quistes de protozoos.

La técnica consiste:

1. En un mortero o en un tubo de boca ancha, tenemos que mezclar aproximadamente 1 gramo de heces (o una porción de muestra de 1cm de diámetro) con 10 ml de Formol al 10%. Con ayuda de una varilla debemos remover la mezcla hasta obtener una consistencia homogénea.
2. Dejamos reposar la muestra durante 10-15 minutos.
3. A continuación, debemos colar la muestra con ayuda de un embudo, al cual hemos colocado previamente una gasa extendida que nos ayude a filtrar, en un tubo de centrifuga.
4. Centrifugar y eliminar el sobrenadante
5. Añadimos ahora 5 ml de alcohol tamponado a pH7 y agitamos.
6. Añadimos 5 ml de solución de éter, tapamos rápidamente y agitamos con fuerza durante 1 minuto (con precaución).
7. Destapamos el tubo y lo centrifugamos a 2000 rpm durante 5 minutos.
8. Al finalizar este tiempo, decantamos el sobrenadante y limpiamos las paredes superiores del tubo con un escobillón para que los restos fecales que están adheridos no contaminen el sedimento.

9. Para terminar, debemos observar al microscopio el sedimento obtenido tras la centrifugación. Para ello, lo diluimos con unas gotas de suero y lo examinamos al microscopio a 10X en un principio, y posteriormente a 40X.
10. Para optimizar la visualización al microscopio podemos añadir Lugol al portaobjetos en el que depositemos la muestra.

4.3.2 Método de Allen and Ridley

Este método es muy parecido al anterior, de hecho los tres primeros pasos son iguales.

Una vez coladas las heces, se debe añadir 3 ml de éter etílico y una vez tapado el tubo, agitar vigorosamente. A continuación lo centrifugamos a 2000 rpm durante 5 minutos y después decantamos el sobrenadante. Para la observación al microscopio podemos diluir el sedimento con un par de gotas de suero fisiológico.

4.3.3 Técnica de Kato-Katz

Esta técnica es adecuada para el estudio de helmintos así como para clarificar un sedimento demasiado espeso.

El material que necesitamos para llevar a cabo esta técnica es:

- La solución de Kato, que está constituida de:
 - Glicerina (100 ml)
 - Agua destilada (100 ml)
 - Verde malaquita al 3% (1 ml)
- Papel celofán en trocitos de aproximadamente 2x4 cm. Estos trocitos se introducirán en un recipiente que contiene la solución de Kato durante 24 horas antes de ser utilizados.

Los pasos a seguir a continuación son:

1. Realizar una extensión de la muestra de heces sobre un portaobjetos intentando que la extensión sea moderadamente extensa.
2. Colocar encima de la extensión un papelito impregnado de la solución de Kato y eliminar las burbujas de aire que se puedan generar.
3. Dejamos la preparación bajo la acción de calor ligero (por ejemplo debajo de la luz de un flexo) durante 10 minutos.

4. La observación al microscopio se realizará al cabo de 20-30 minutos y con el objetivo de 10x.

4.4 TÉCNICAS DE CONCENTRACIÓN DE HECES POR FLOTACIÓN

4.4.1 Método de Willis (concentración por flotación de la muestra fecal)

Este método está recomendado para la investigación de protozoos y helmintos.

La técnica consiste en:

1. Extraer una muestra de heces de aproximadamente el tamaño de un garbanzo y colocarla en un tubo de boca estrecha
2. Añadir una pequeña cantidad de solución de cloruro sódico a saturación para disolver la muestra. Una vez disuelta la muestra debemos llenar el recipiente hasta el borde con la misma solución.
3. Colocamos un porta sobre el extremo del recipiente de tal forma que contacte con el líquido intentando no dejar burbujas de aire entre porta y líquido.
4. A los 15-20 minutos, retiramos el porta y colocamos un cubre para poder observarlo al microscopio.

El principio de esta técnica se basa en que los huevos de helmintos tienen un peso específico menor que el de la solución saturada de cloruro sódico por lo que tienden a subir y pegarse en el portaobjetos.

4.5 MÉTODOS DE FIJACIÓN DE HECES

4.5.1 Método MIF (Mertiolato/Yodo/Formol)

Esta técnica es útil para fijar formas vegetativas de protozoos a la misma vez que se tiñen, lo que facilita la visualización al microscopio.

Los reactivos que utilizamos son dos, la solución de Mertiolato/Formol y la solución de Yodo.

La solución de Mertiolato/Formol está compuesta por:

- Glicerina (5 ml)
- Formol 37% (25 ml)
- Tintura de Mertiolato (200 ml)
- Agua destilada (250 ml)

La composición de la solución de Yodo es:

- Yodo (5 g)
- Yoduro potásico (10 g)
- Agua destilada (100 ml)

La solución MIF se obtiene mezclando 9,40 ml de solución de solución de Mertiolato con 0,60 ml de solución de Yodo. Lo más cómodo es preparar tubitos de la solución MF que contengan 4,7 ml cada uno. Se deben conservar en oscuridad y el tiempo de estabilidad es de un mes aproximadamente. Con la solución de yodo hacemos lo mismo, preparamos tubitos que contengan 0.30 ml cada uno.

1. Mezclamos el contenido del tubito MF con el del tubito que contiene la solución de yodo.
2. Con ayuda de una espátula extraemos una muestra de heces del tamaño aproximado de un garbanzo y lo introducimos en un tubo que contenga la mezcla realizada en el paso 1.
3. Homogeneizamos la muestra correctamente y lo agitamos. Dejamos el tubo en reposo durante media hora antes de iniciar el estudio microscópico.

A continuación observaremos la mezcla al microscopio, y si existen protozoos en la muestra, los observaremos teñidos con una tonalidad verde-amarillenta intensa debido a la solución MIF.

4.5.2 Método de Formol

Para realizar esta técnica necesitamos solución acuosa de formol al 10%. Debemos preparar tubos individuales que contengan 5 ml de esta solución.

1. Cogemos una muestra de heces de aproximadamente el tamaño de un garbanzo y lo introducimos dentro de uno de los tubos que contiene 5 ml de solución de formol.
2. Homogeneizamos la muestra lo máximo posible.

A partir de esta mezcla podemos realizar técnicas de concentración como las de formol-éter y tinciones permanentes.

4.6 CULTIVO DE LARVAS DE *Strongyloides*

Los pasos a seguir son:

1. Mezclar unos 50 gr de heces con agua hasta conseguir una mezcla homogénea
2. Añadir un volumen de carbón vegetal granulado similar al utilizado en el paso número 1 y mezclar homogéneamente.
3. Preparamos una placa de Petri con un disco de papel vegetal humedecido en agua en su superficie, y a continuación vertemos sobre éste la mezcla preparada en el paso 2
4. Guardar la preparación en la oscuridad e ir examinándola a diario para observar si hay crecimiento. Si se secase, se puede ir añadiendo agua.
5. A los 5-6 días se añade un poco de agua a la placa de Petri y se observan los bordes del disco de papel de filtro con una lupa, o bien al microscopio con el objetivo de 40X.

4.7 TINCIÓN PARA *Cryptosporidium*, *Isopora* y *Cyclosporidium* (ZIEHL-NEELSEN MODIFICADO)

Con esta tinción observaremos los ooquistes teñido de color rojo intenso, sobre un fondo verde. Otra tinción recomendada para el estudio de estos parásitos es la Tinción de Auramina, pero para visualizar los resultados, es necesario disponer de un microscopio de fluorescencia.

Los pasos que hay que realizar son los siguientes:

1. En primer lugar se debe realizar una técnica de concentración de parásitos en heces como puede ser la técnica del formol-éter comentada anteriormente.
2. A partir del material obtenido en el paso 1, haremos una extensión que dejaremos secar.
3. Fijar con alcohol metílico durante 3 minutos
4. Cubrir la preparación con fucsina fenicada durante 3 minutos, calentando tres veces el colorante hasta que observemos la emisión de vapores.
5. Lavar en agua y proceder a la decoloración de la extensión cubriéndola con ácido sulfúrico al 7% durante 1 minuto.
6. Lavar y colorear con verde malaquita durante 5 minutos
7. Finalmente, lavar y secar al aire para poder observarla al microscopio, con el objetivo de inmersión.

4.8 INVESTIGACIÓN DE PARÁSITOS EN SANGRE

Los hemoparásitos, así como los vectores que los transmiten, producen enfermedades que están ampliamente distribuidas en toda la zona tropical. El aumento del turismo y la inmigración son fenómenos que actualmente están favoreciendo el aumento de este tipo de enfermedades en zonas no endémicas.

En la investigación de parásitos en sangre, al igual que el caso de los parásitos en heces, es muy importante tener en cuenta los puntos que hemos comentado al principio de este libro (historia clínica, antecedentes epidemiológicos, periodo de incubación, periodicidad del parásito, etc.), ya que toda esta información nos permitirá escoger la técnica más adecuada para llevar a cabo el estudio de manera favorable.

Para el diagnóstico de los parásitos en sangre existen técnicas inmunológicas basadas en la presencia de anticuerpos o sustancias derivadas del microorganismo, y técnicas parasitológicas que se basan en el estudio directo de la muestra y la demostración de la presencia del parásito en la misma. Estas últimas son las que desarrollaremos a continuación.

Los parásitos que se pueden identificar en muestras de sangre son los Plasmodios, las Microfilarias, las Leishmanias, las Babesias y los Tripanosomas.

La investigación de este tipo de parásitos se puede llevar a cabo con el análisis en fresco de la muestra o mediante la realización de la gota gruesa con la posterior tinción, que nos facilitará la visualización al microscopio.

4.8.1 EXAMEN EN FRESCO

Esta técnica se usa para agilizar el estudio de la muestra y poder observar así las formas móviles de los parásitos presentes en ella. Para ello, la muestra de sangre debe ser reciente.

Para realizar el examen en fresco de una muestra únicamente debemos colocar una gota de la misma entre un cubre y un portaobjetos, y a continuación observarla al microscopio. Con el objetivo de 10X observaremos las Microfilarias y con el objetivo de 40X podremos visualizar los Tripanosomas.

4.8.2 EXAMEN EN GOTA GRUESA

La técnica de la gota gruesa es una técnica de concentración que es útil para la búsqueda de varios parásitos como son los Plasmodios, las Microfilarias, los Tripanosomas y las Babesias. Esta técnica es importante en aquellos casos en los

que no existe una parasitación elevada (cuando existe, es fácil localizar a los parásitos en la extensión sanguínea).

Esta técnica es muy fácil de realizar. Los pasos a seguir son:

1. Colocar una gota de sangre en el centro de un portaobjetos
2. Con el vértice de otro porta debemos remover la gota depositada durante aproximadamente 1 minuto. El objetivo de este paso es desfibrinar, es decir, evitar la formación de fibrina en el proceso de coagulación
3. Secar la preparación al aire
4. Deshemoglobinizar colocando el porta dentro de un recipiente con agua destilada en posición vertical
5. Fijar con alcohol metílico de 2-5 minutos
6. Decantar
7. Teñir

Para teñir la gota gruesa hay diferentes técnicas, algunas de las cuales comentaremos a continuación.

Tinción de Giemsa para Gota Gruesa

Los reactivos que utilizaremos para esta tinción son

- Giemsa
- Agua tamponada (pH 7.2)

Los pasos a seguir son:

1. Diluir al 10% el Giemsa con agua tamponada
2. Cubrir la totalidad de la gota con Giemsa durante 30-45 minutos.
3. Lavar y secar
4. A continuación enjuagar la preparación con agua, con mucho cuidado para no perder la muestra.
5. Secar la preparación al aire.
6. Observar al microscopio con el objetivo de 100X y aceite de inmersión.

Tinción de Field para Gota Gruesa

El material necesario es:

- Tinción A y B de Field
- Agua destilada

Los pasos a seguir son:

1. Sumergir la preparación de la gota gruesa durante 5-10 segundos en la solución Field A.
2. Lavar la preparación con agua limpia durante 3-5 segundos.
3. Sumergir la preparación en la solución Field B durante 3-5 segundos.
4. Volver a sumergirla en agua limpia para eliminar los restos de colorante.
5. Secar la preparación al aire y observar al microscopio con el objetivo de 100X.

4.8.3 FROTIS O EXTENSIÓN SANGUÍNEA

La preparación de la extensión sanguínea es exactamente igual que la que hacemos en Hematología para la observación de sangre periférica. Una vez hecha la extensión, hay que dejar secarla y a continuación teñirla con Giemsa. En el caso del paludismo, el frotis sanguíneo es la técnica que nos permitirá identificar la especie de *Plasmodium*, lo cual es primordial para descartar la infección por *P. falciparum*, que es el que mayor repercusiones pronósticas tiene sobre el desarrollo de la enfermedad.

Tinción de Giemsa para el frotis

Los pasos a seguir son:

1. Fijar la preparación con Metanol durante 3 minutos.
2. Cubrir la preparación con Giemsa y agua destilada durante 30-45 minutos.
3. Aclarar con agua, con cuidado de no arrastras la muestra, y dejar secar la preparación al aire.

4.8.4 TÉCNICA DE LEUCOCONCENTRACIÓN CON SAPONINA PARA MICROFILARIAS

A excepción de *Onchocerca volvulus* y *Mansonella streptocerca* cuya localización se sitúa en la piel y ojos y por lo tanto es necesario realizar una biopsia para confirmar el diagnóstico, el resto filarias es posible localizarlas en sangre periférica.

Aunque para el diagnóstico de filariasis se pueden utilizar diferentes técnicas, algunas ya mencionadas, como la gota gruesa, extensión sanguínea, examen en fresco, etc., la técnica más rentable es la de leucoconcentración.

Esta técnica consiste en:

1. Poner en un tubo de centrífuga 3 ml de sangre con un anticoagulante diferente a la heparina.
2. Añadir 6 ml de suero fisiológico y de 4 a 6 gotas de solución de saponina al 2%. (La saponina no mata a las microfilarias, por lo que si están presentes las podremos ver móviles).
3. Tapar y agitar el tubo. De esta forma facilitaremos la hemólisis en el cono del extremo terminal del tubo de centrífuga.
4. Centrifugamos a 1.500 rpm durante 10 minutos.
5. Eliminamos el sobrenadante
6. Y finalmente recogemos el sedimento con una pipeta para realizar una preparación entre porta y cubre.

4.8.5 TÉCNICA DE MICROFILARIAS CON HEMATOXILINA

Con la hematoxilina podemos teñir la vaina de Loa-Loa, que no se tiñe con Giemsa.

Esta técnica es exactamente igual que la técnica de Leucoconcentración, sólo se diferencia en la existencia de un último paso, que consiste en la tinción de la extensión obtenida con Hematoxilina durante 10 minutos, calentando suavemente el colorante. Después sólo es necesario lavar con agua y dejar secar.

4.8.6 MEMBRANAS DE NUCLEOPORE

El principio de esta técnica se basa en que el tamaño del poro de estas membranas permite el paso de la sangre pero no el de las microfilarias.

Es una técnica muy fácil de realizar. Tenemos un cilindro con una membrana interna por la cual se hace pasar la sangre problema (de 3 a 5 ml). Finalmente extraemos la membrana y la observamos al microscopio sobre un porta con el objetivo de 10X.

5. PRINCIPALES PARASITOS CAUSANTES DE INFECCIÓN

Las formas parasitarias que con más frecuencia nos encontramos en muestras de heces son las siguientes:

- Quistes de Amebas
- Quistes de *Giardia*
- Huevos y/o adultos de *E. vermicularis*
- Huevos y/o adultos de *Ascaris*
- Huevos de *Schistosoma*
- Huevos y/o proglótides de Tenia

En cuanto a los parásitos sanguíneos, el que probablemente observaremos con mayor frecuencia es *Plasmodium*.

5.1 PARASITOS INTESTINALES

5.1.1 PROTOZOOS

PARÁSITO	<i>Entamoeba histolytica</i>	
ENFERMEDAD	Amebiasis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	2-21 días	
EPIDEMIOLOGÍA		
<p>Su distribución es mundial, pero más frecuente en áreas tropicales y subtropicales. Según datos de la OMS, 500 millones de personas pueden ser portadores de este parásito y se producen decenas de miles de muertes anuales causadas por colitis fulminantes o abscesos hepáticos.</p>		
SINTOMATOLOGÍA		
<p>La amebiasis intestinal puede ser asintomática o manifestarse en forma de diarrea con sangre y moco. La amebiasis hepática puede cursar con complicaciones que afectan al hígado produciendo absceso hepático.</p>		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
<p>La transmisión más frecuente es de persona a persona por contaminación fecal, ya sea de los alimentos o de las manos, pero se puede dar el caso de transmisión sexual en varones homosexuales.</p>	<p>Quiste o trofozoito</p>	<p>Identificación al microscopio de trofozoitos en el examen al fresco de las heces pero estos sólo se podrán visualizar correctamente si han ingerido hematíes o leucocitos. La observación de quistes no permite diferenciar entre <i>E. histolytica</i> y <i>E. dispar</i> o <i>E. moshkovskii</i>, por lo que no se podrá efectuar un diagnóstico definitivo y será necesario recurrir a técnicas de detección de antígeno.</p>

PARÁSITO	<i>Giardia lamblia</i>	
ENFERMEDAD	Giardiasis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	6-21 días	
EPIDEMIOLOGÍA		
Se trata de una infección muy frecuente y con una distribución mundial, asociada sobre todo a zonas en las que el saneamiento es deficiente. Según la OMS se estima que en África, América Latina y Asia se producen más de 200 millones de casos anuales.		
SINTOMATOLOGÍA		
La mayoría de las veces es asintomática. Afecta sobre todo a niños, donde se puede presentar con diarrea, síndrome de malabsorción y retraso en el crecimiento.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
La transmisión más frecuente es de persona a persona por contaminación fecal, ya sea de los alimentos o de las manos, pero se puede dar el caso de transmisión sexual en varones homosexuales.	Quiste o trofozoitos	Identificación al microscopio de trofozoitos en el examen al fresco de las heces, o de quistes. El examen en fresco nos permitirá observar la movilidad típica de los trofozoitos y el examen por tinción de MIF nos permitirá observar los quistes flagelados.

PARÁSITO	<i>Cryptosporidium spp.</i>	
ENFERMEDAD	Criptosporidiosis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	4-22 días	
EPIDEMIOLOGÍA		
Su distribución es mundial y muy frecuente.		
SINTOMATOLOGÍA		
Existen dos cuadros clínicos. En individuos inmunocompetentes la enfermedad suele ser corta, leve y autolimitada. En individuos inmunodeprimidos la infección es más grave y duradera, cursando con diarrea acuosa de hasta varios meses de duración, vómitos, náuseas y dolores.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
La transmisión se produce mediante la ingesta de agua y alimentos contaminados, además de prácticas sexuales oro-anales.	Ooquiste maduro	Identificación de ooquistes en heces mediante la tinción de Ziehl-Neelsen modificada, previa concentración de las heces.

PARÁSITO	<i>Cyclospora cayetanensis</i>	
ENFERMEDAD	Ciclosporiasis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	1-3 semanas	
EPIDEMIOLOGÍA		
Su distribución es mundial aunque es endémica en América Central y del Sur, y Asia.		
SINTOMATOLOGÍA		
El cuadro clínico es similar al producido por <i>Cryptosporidium spp</i> , siendo más grave en individuos inmunocomprometidos.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
La transmisión se produce mediante la ingesta de ooquistes presentes en agua o alimentos.	Ooquiste inmaduro	Identificación de ooquistes en heces en fresco o mediante el MIF. Los ooquistes son de mayor tamaño que los de <i>Cryptosporidium</i> por lo que no hay que recurrir a tinciones especiales.

PARÁSITO	<i>Isospora belli</i>	
ENFERMEDAD	Isosporosis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	9-17 días	
EPIDEMIOLOGÍA		
Su distribución es mundial aunque es más frecuente en áreas tropicales y subtropicales. La enfermedad es más grave en niños y en individuos inmunocomprometidos.		
SINTOMATOLOGÍA		
En individuos inmunocompetentes el cuadro clínico suele ser autolimitado y caracterizado por la presencia de diarrea. En individuos inmunocomprometidos la enfermedad se puede cronificar. En éstos, suele cursar con diarrea abundante y líquida que a veces da lugar al ingreso hospitalario debido al desequilibrio hidroelectrolítico que genera.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
La transmisión se produce mediante la ingesta de ooquistes presentes en agua o alimentos.	Ooquiste inmaduro	Identificación de ooquistes en heces en fresco o mediante el MIF. Los ooquistes son de mayor tamaño que los de <i>Cryptosporidium</i> por lo que no hay que recurrir a tinciones especiales.

PARÁSITO	<i>Sarcocystis bovi hominis</i>	
ENFERMEDAD	Sarcocistosis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	14-18 días	
EPIDEMIOLOGÍA		
La distribución es mundial pero muy infrecuente.		
SINTOMATOLOGÍA		
Suele producir un cuadro gastroentérico agudo y autolimitado cuya principal manifestación es la presencia de diarrea.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
La infección ocurre por ingestión de carne de cerdo o ganado vacuno contaminada con quistes.	Ooquiste maduro, esporoquiste.	Identificación de ooquistes en heces.

PARÁSITO	<i>Balantidium coli</i>	
ENFERMEDAD	Balantidiasis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	4 días- semanas	
EPIDEMIOLOGÍA		
Su distribución es mundial aunque no es una parasitosis muy frecuente.		
SINTOMATOLOGÍA		
El cuadro clínico puede ser fulminante de manera excepcional. Normalmente cursa con diarrea acuosa con moco, sangre y pus, y en algunos casos se cronifica.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
La infección en el hombre se produce por vía fecal-oral, pero básicamente es una zoonosis cuyo reservorio lo constituyen los cerdos y las ratas.	Quiste o trofozoito	Identificación de trofozoitos en heces líquidas y examen en fresco, o de quistes en heces de consistencia normal.

PARÁSITO	<i>Enterocytozoon bieneusi</i>	
ENFERMEDAD	Microsporidiosis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	Desconocido	
EPIDEMIOLOGÍA		
Es una especie de <i>Microsporidium</i> cuya distribución es mundial y tiene mayor frecuencia en individuos inmunodeprimidos.		
SINTOMATOLOGÍA		
En pacientes inmunodeprimidos produce diarrea crónica, astenia, pérdida de peso y a veces patología respiratoria.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
La transmisión se produce por ingesta de agua o alimentos contaminados con esporas.	Esporas	Identificación de las esporas en heces mediante la tinción tricrómica modificada (Weber) porque debido a su pequeño tamaño no será posible diferenciarlas de las bacterias de la flora fecal.

PARÁSITO	<i>Blastocystis hominis</i>	
ENFERMEDAD	Blastocistosis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	2 días- semanas	
EPIDEMIOLOGÍA		
Su distribución es mundial y se trata de un parásito muy frecuente, sobre todo en individuos inmunocomprometidos. Actualmente su patología es dudosa.		
SINTOMATOLOGÍA		
Suele ser asintomática y en algunos casos cursa con diarrea y dolor abdominal.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
La transmisión suele ser por vía fecal-oral a través de agua y alimentos contaminados o contacto con animales infectados (domésticos, silvestres o ganado).	Quiste	Identificación de quistes en las heces bien en un examen en fresco o bien o tras tinción de MIF.

5.1.2 NEMATODOS

PARÁSITO	<i>Ascaris lumbricoides</i>	
ENFERMEDAD	Ascariasis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	8 semanas	
VIDA MEDIA	1-2 años	
EPIDEMIOLOGÍA		
<p>La infección producida por este parásito es una de las más frecuentes, afectando sobre todo a niños de entre 3 y 8 años. Se considera que es la nematodosis con mayor prevalencia afectando a una cuarta parte de la población mundial. La distribución del parásito es universal aunque tiene mayor frecuencia en zonas cálidas y húmedas. Se calcula que en todo el mundo hay más de 1000 millones de personas infectadas por <i>Ascaris lumbricoides</i> (ascáride o lombriz intestinal), de las cuales mueren al menos 20 000 todos los años (OMS, 2015).</p>		
SINTOMATOLOGÍA		
<p>La clínica es variada pudiendo estar la persona asintomática, tener una sintomatología inespecífica (problemas intestinales, dolor abdominal, malestar general y debilidad) o llegar a tener complicaciones graves o incluso mortales (obstrucción intestinal, obstrucción biliar, perforación de la pared intestinal con peritonitis).</p>		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
Ingestión de tierra o alimentos crudos contaminados con huevos del parásito.	Huevos / Larvas / Gusano adulto	Se debe realizar un examen microscópico directo y un examen microscópico previa concentración. Una vez recogida la muestra debe fijarse con el método de MIF o con formol al 10%.

PARÁSITO	<i>Enterobius vermicularis</i>	
ENFERMEDAD	Enterobiosis. Oxiurosos	
PERIODO DE INCUBACIÓN	3-4 semanas	
VIDA MEDIA	1-2 meses	
EPIDEMIOLOGÍA		
Distribución mundial, con mayor presencia en zonas templadas y países desarrollados.		
SINTOMATOLOGÍA		
La mayor parte de las infecciones suelen ser asintomáticas aunque a veces se puede producir un intenso prurito anal, lo cual acabará generando una dermatitis eczematosa provocada por el paciente al rascarse. Normalmente, la infección se cura de manera espontánea al cabo de unas semanas, a no ser que se produzca una reinfección. La reinfección puede ser originada debido a que la hembra del parásito deposita los huevos en la región anal del paciente, por lo que es frecuente la contaminación de pijamas o ropa de cama facilitando la reinfección del propio paciente.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
La forma infectante es el huevo, que se transmite de manera fecal-oral a través de la ropa de cama, juguetes, las manos, etc.	Es raro encontrarlo en heces. Lo más frecuente es hallar huevos en los márgenes anales.	El diagnóstico está basado en la recuperación e identificación de los parásitos adultos y los huevos. El principal test utilizado en el diagnóstico de esta parasitosis es el test de Graham, que consiste en un raspado perianal con cinta adhesiva de manera que se puedan recuperar los huevos en caso de estar presentes.

PARÁSITO	<i>Strongyloides stercoralis</i>	
ENFERMEDAD	Estrongiloidosis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	2-4 semanas	
VIDA MEDIA	Superior a 40 años	
EPIDEMIOLOGÍA		
<p>Parásito muy extendido tanto en las regiones tropicales y subtropicales, como en algunas regiones del sur y el este de Europa, así como en Estados Unidos. Según datos de la OMS se calcula que aproximadamente entre 50 y 100 millones de personas están infectadas por este parásito. Tiene capacidad de autoinfección y se comporta como un parásito oportunista en las personas inmunodeprimidas.</p>		
SINTOMATOLOGÍA		
<p>La infección puede ser asintomática, siendo comunes los síntomas cutáneos y gastrointestinales. Sin embargo, en pacientes susceptibles como pueden ser los inmunodeprimidos se pueden producir complicaciones especialmente graves como por ejemplo la encefalopatía e infecciones bacterianas secundarias que pueden provocar una septicemia.</p>		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
<p>Las formas infectantes son las larvas filariformes, que se encuentran en el suelo contaminado y atraviesan la piel, por lo que la infección se produce por vía cutánea. La autoinfección es un proceso común en este parásito que permite que la enfermedad se prolongue durante años aunque con niveles bajos de larvas y sobre todo en individuos que viven en zonas endémicas.</p>	<p>Las formas diagnósticas son las larvas rhabditiformes que se eliminan por las heces.</p>	<p>Identificación de larvas en las heces. Se pueden utilizar técnicas de concentración de heces o de cultivo.</p>

PARÁSITO	<i>Trichuris trichiura</i>	
ENFERMEDAD	Trichuriasis o tricocefalosis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	12 semanas	
VIDA MEDIA	1 año	
EPIDEMIOLOGÍA		
<p>Enfermedad que afecta a unos 500 millones de personas, afectando sobre todo a niños de entre 4 y 14 años de edad. La distribución de la mayor parte de los casos coincide con zonas tropicales húmedas y cálidas de Asia, África, América Central y del Sur y las islas del Caribe.</p>		
SINTOMATOLOGÍA		
<p>Las infecciones leves suelen ser asintomáticas. Las infecciones más graves pueden producir anemia y a veces se acompañan de infecciones bacterianas o protozoarias concomitantes.</p>		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
Ingestión de huevos infectivos tras 2-3 semanas en el suelo.	Lo más normal es encontrar huevos siendo infrecuente observar al gusano adulto.	Identificación de huevos en las heces.

PARÁSITO	<i>Ancylostoma duodenale</i>	
ENFERMEDAD	Anquilostomiasis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	4-8 semanas	
VIDA MEDIA	5-7 años	
EPIDEMIOLOGÍA		
<p>La enfermedad afecta a aproximadamente a 900 millones de personas y su distribución geográfica se extiende por el sudeste asiático, la India, el Pacífico Sur, la cuenca del Mediterráneo y América del Sur. La anemia resultante de la infección se calcula que provoca por lo menos 50000 muertes anuales.</p>		
SINTOMATOLOGÍA		
<p>La sintomatología que acompaña a esta infección se caracteriza por dolor abdominal y anemia microcítica.</p>		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
<p>En las heces se eliminan un elevado número de huevos que en los terrenos cálidos y húmedos se transforman en larvas filariformes que producirán la infección en el ser humano por vía cutánea o por ingestión.</p>	<p>Huevos. Si el estudio se retrasa se pueden observar larvas rhabditiformes.</p>	<p>Identificación de huevos en las heces.</p>

PARÁSITO	<i>Necator americanus</i>	
ENFERMEDAD	Anquilostomiasis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	4-8 semanas	
VIDA MEDIA	4-20 años	
EPIDEMIOLOGÍA		
Su distribución geográfica es la misma que la de <i>Ancylostoma duodenale</i> , encontrándose en América Central y del Sur, Asia sudoriental y África tropical.		
SINTOMATOLOGÍA		
La sintomatología es la misma que la producida por <i>Ancylostoma duodenale</i> , por lo que se caracteriza de dolores abdominales acompañados de anemia.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
Larvas filariformes por vía cutánea. A diferencia de <i>Ancylostoma duodenale</i> , en este caso no se puede producir infección por ingestión.	Huevos. Si el estudio se retrasa se pueden observar larvas rabaditiformes.	Identificación de huevos en las heces.

PARÁSITO	<i>Capillaria philippinensis</i>	
ENFERMEDAD	Capilariasis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	4 semanas	
EPIDEMIOLOGÍA		
<p>Su distribución geográfica se extiende por el sudeste asiático, la India, Irán, Japón y Egipto, siendo endémica de Filipinas y el Sur de Tailandia. El principal reservorio de esta infección son los peces, a través de los cuales se transmite. No es una parasitosis muy frecuente según las estadísticas aunque si se han notificado algunas epidemias.</p>		
SINTOMATOLOGÍA		
<p>La sintomatología está asociada a dolor abdominal y diarrea, que puede acabar provocando una enteritis con malabsorción y enteropatía. Este proceso puede causar la muerte en unas cuatro semanas si no se administra un tratamiento eficaz.</p>		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
La infección se produce por la ingestión de pescado crudo o insuficientemente cocinado.	En las heces se observan huevos del parásito, siendo raro encontrar larvas o el gusano adulto.	Identificación de huevos en las heces.

PARÁSITO	<i>Loa Loa</i>	
ENFERMEDAD	Loasis	
EPIDEMIOLOGÍA		
Según datos de la OMS, se estima que alrededor de 13 millones de personas de África central están infectadas por este parásito, que se transmite por la picadura de un vector que es un tábano del género Chrysops.		
SINTOMATOLOGÍA		
La sintomatología está asociada al paso de las larvas a gusano adulto y la posterior migración a través del tejido conjuntivo subdérmico que provoca prurito, hinchazón, picor y dolor. La reacción de hipersensibilidad da lugar a lesiones edematosas características en los brazos y piernas que reciben el nombre de tumores de Calabar.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
La transmisión se produce mediante la picadura de un tabánido del género Chrysops.	Microfilarias	Observación en sangre periférica de las microfilarias. En este caso la periodicidad es diurna (entre las 10 y las 12 del medio día) y se tiene que tener en cuenta para extraer la muestra de sangre.

PARÁSITO	<i>Wuchereria bancrofti</i> y <i>Brugia malayi</i>	
ENFERMEDAD	Filariasis linfática	
VIDA MEDIA	12 años	
EPIDEMIOLOGÍA		
Según datos de la OMS, hay 80 millones de personas afectadas por esta enfermedad en las regiones tropicales y subtropicales, sobre todo en Asia meridional, África subsahariana y las islas del Pacífico.		
SINTOMATOLOGÍA		
La localización en ambos casos en los vasos linfáticos y las infecciones se manifiestan por crisis episódicas de adenolinfangitis, que a veces deriva en abscesos sobre todo en el caso de <i>Brugia</i> . Los signos más característicos de <i>W. bancrofti</i> tras la exposición repetida a esta filaria es la elefantiasis, hicrocele y quiluria, y en el caso de <i>Brugia</i> son la elefantiasis en la pierna y el pie.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
La transmisión se produce mediante la picadura de un mosquito.	Microfilarias	Observación en sangre periférica de las microfilarias. En este caso la periodicidad es nocturna y se tiene que tener en cuenta para extraer la muestra de sangre, por lo que se recomienda realizar la extracción de sangre entre las 10 y las 12 de la noche.

PARÁSITO	<i>Mansonella perstans</i> / <i>M. ozzardi</i>	
ENFERMEDAD	Mansonelosis benigna o filariasis de Ozzard	
EPIDEMIOLOGÍA		
<p><i>M. perstans</i> afecta sobre todo a regiones de África central y <i>M. ozzardi</i> se limita a América Central y América del Sur.</p>		
SINTOMATOLOGÍA		
<p>La infección no produce signos clínicos importantes, aunque puede cursar con cefaleas o prurito. No está clara su patogenicidad.</p>		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
<p>La transmisión se produce mediante la picadura de moscas del género Culicoides.</p>	<p>Microfilarias</p>	<p>Observación en sangre periférica de las microfilarias. En el caso de <i>M. perstans</i> la periodicidad es diurna, nocturna o aperiódica, y en el de <i>M. ozzardi</i> es aperiódica.</p>

5.1.3 TREMATODOS

PARÁSITO	<i>Fasciola hepatica</i> / <i>Fasciola gigantica</i>	
ENFERMEDAD	Fascioliasis o Distomatosis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	8-12 semanas	
EPIDEMIOLOGÍA		
La distribución de <i>F. hepática</i> es cosmopolita. <i>F. gigantica</i> se encuentra en África, Oriente y Europa del Este.		
SINTOMATOLOGÍA		
En la fase inicial, que se corresponde con el periodo de migración del parásito, hay fiebre elevada, dolor en el hipocondrio derecho y hepatomegalia. El segundo periodo se corresponde con la maduración sexual del parásito y la eliminación de huevos en la materia fecal. Durante esta fase los parásitos se localizan en los conductos biliares pudiendo obstruirlos, afectando al hígado e incluso llegando a producir cirrosis.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
El ser humano se infecta de manera ocasional por el consumo de plantas acuáticas o agua contaminada.	Normalmente se aloja en los conductos biliares y la vesícula biliar. Encontraremos huevos en heces cuando las formas adultas del parásito se alojen en los conductos hepáticos.	Identificación de huevos en las heces.

PARÁSITO	<i>Clonorchis sinensis</i>	
ENFERMEDAD	Distoma hepático, duela china	
PERIODO DE INCUBACIÓN	12 semanas	
EPIDEMIOLOGÍA		
La distribución geográfica de este parásito es por Lejano Oriente, siendo endémica en China, Japón y Taiwan.		
SINTOMATOLOGÍA		
Rara vez se observan síntomas, pero las infecciones graves pueden ocasionar fiebre, hepatomegalia, ictericia y colangitis recidivante. <i>C. sinensis</i> está asociado al cáncer de los conductos biliares (colangio carcinoma).		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
Consumo de peces ahumados o poco cocinados infectados por las larvas del parásito.	Huevos	Identificación de huevos en las heces.

PARÁSITO	<i>Opistorchis viverrini</i> / <i>Opistorchis felineus</i>	
ENFERMEDAD	Distoma hepático	
PERIODO DE INCUBACIÓN	3-4 semanas	
EPIDEMIOLOGÍA		
Las zonas en las que predominan estos parásitos son el Norte de Tailandia, Laos y Europa del Este.		
SINTOMATOLOGÍA		
Rara vez se observan síntomas, pero las infecciones graves pueden ocasionar fiebre, hepatomegalia, ictericia y colangitis recidivante. <i>Opisthorchis spp.</i> está asociado al cáncer de los conductos biliares (colangio carcinoma).		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
Consumo de peces ahumados o poco cocinados infectados por las larvas del parásito.	Huevos	Identificación de huevos en las heces.

PARÁSITO	<i>Paragonimus westermani</i> / <i>P. mexicanus</i> / <i>P. africanus</i>	
ENFERMEDAD	Paragominiasis o Distomatosis pulmonar	
PERIODO DE INCUBACIÓN	5-6 semanas	
EPIDEMIOLOGÍA		
La especie más común que causa infección en el ser humano es <i>P. westermani</i> que se distribuye geográficamente por Extremo Oriente, Pacífico e India.		
SINTOMATOLOGÍA		
Las infecciones leves suelen cursar sin sintomatología, pero los casos más graves pueden causar bronquitis crónicas, bronquiectasias, derrames pleurales y fibrosis. De forma excepcional pueden causar daños cerebrales con epilepsias.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
El ser humano se infecta por consumo de cangrejos o crustáceos de agua dulce que contienen metacercarias.	Normalmente los huevos aparecen en el esputo, ya que los gusanos se alojan en los bronquios. Cuando el esputo es deglutido, éstos pasan al intestino apareciendo huevos en las heces.	Identificación de huevos en las heces. También se pueden localizar huevos en el esputo.

PARÁSITO	<i>Schistosoma mansoni</i>	
ENFERMEDAD	Esquistosomiasis intestinal	
PERIODO DE INCUBACIÓN	4-7 semanas	
EPIDEMIOLOGÍA		
Se distribuye principalmente por África, Oriente Medio, Caribe, Brasil y Venezuela.		
SINTOMATOLOGÍA		
Normalmente asociada a dolor abdominal, diarrea y sangre en heces. Los casos más graves pueden cursar con hepatomegalia asociada a ascitis e hipertensión portal. A veces también se acompaña de esplenomegalia.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
El hombre se infecta al entrar en contacto con las formas larvianas del parásito en aguas infestadas. La penetración de las larvas en el organismo humano se produce a través de la piel.	Huevos	Identificación de huevos del parásito en heces.

PARÁSITO	<i>Schistosoma japonicum</i>	
ENFERMEDAD	Esquistosomiasis intestinal	
PERIODO DE INCUBACIÓN	5-6 semanas	
EPIDEMIOLOGÍA		
Su distribución geográfica se limita a China, Filipinas e Indonesia.		
SINTOMATOLOGÍA		
Normalmente asociada a dolor abdominal, diarrea y sangre en heces. Los casos más graves pueden cursar con hepatomegalia asociada a ascitis e hipertensión portal. A veces también se acompaña de esplenomegalia.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
El hombre se infecta al entrar en contacto con las formas larvarias del parásito en aguas infestadas. La penetración de las larvas en el organismo humano se produce a través de la piel.	Huevos	Identificación de huevos del parásito en heces.

PARÁSITO	<i>Schistosoma mekongi</i>	
ENFERMEDAD	Esquistosomiasis intestinal	
PERIODO DE INCUBACIÓN	4-6 semanas	
EPIDEMIOLOGÍA		
Lo encontramos principalmente en varios distritos de Cambodia y la República Democrática Popular Lao.		
SINTOMATOLOGÍA		
Normalmente asociada a dolor abdominal, diarrea y sangre en heces. Los casos más graves pueden cursar con hepatomegalia asociada a ascitis e hipertensión portal. A veces también se acompaña de esplenomegalia.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
El hombre se infecta al entrar en contacto con las formas larvianas del parásito en aguas infestadas. La penetración de las larvas en el organismo humano se produce a través de la piel.	Huevos	Identificación de huevos del parásito en heces.

PARÁSITO	<i>Schistosoma intercalatum</i>	
ENFERMEDAD	Esquistosomiasis intestinal	
PERIODO DE INCUBACIÓN	4-6 semanas	
EPIDEMIOLOGÍA		
Distribución geográfica limitada a zonas de pluvisilva de África Central.		
SINTOMATOLOGÍA		
Normalmente asociada a dolor abdominal, diarrea y sangre en heces. Los casos más graves pueden cursar con hepatomegalia asociada a ascitis e hipertensión portal. A veces también se acompaña de esplenomegalia.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
El hombre se infecta al entrar en contacto con las formas larvarias del parásito en aguas infestadas. La penetración de las larvas en el organismo humano se produce a través de la piel.	Huevos	Identificación de huevos del parásito en heces.

PARÁSITO	<i>Schistosoma haematobium</i>	
ENFERMEDAD	Esquistosomiasis urinaria	
PERIODO DE INCUBACIÓN	12 semanas	
EPIDEMIOLOGÍA		
Se distribuye principalmente por África, Oriente Medio y Córcega.		
SINTOMATOLOGÍA		
El signo más clásico de la esquistosomiasis urinaria es la hematuria. Los casos más graves cursan con fibrosis de la vejiga y de los uréteres, lesiones renales e incluso cáncer de vejiga.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
El hombre se infecta al entrar en contacto con las formas larvianas del parásito en aguas infestadas. La penetración de las larvas en el organismo humano se produce a través de la piel.	Huevos	Identificación de huevos del parásito en orina.

PARÁSITO	<i>Fasciolopsis buski</i>	
ENFERMEDAD	Fasciolapsiasis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	12 semanas	
EPIDEMIOLOGÍA		
<p><i>F. buski</i> es el trematodo más grande que parasita al hombre. Se distribuye por el Lejano Oriente, y su huésped definitivo es principalmente el ser humano.</p>		
SINTOMATOLOGÍA		
<p>Las infecciones leves son generalmente asintomáticas. Las infecciones más graves pueden cursar con síntomas gastrointestinales como cólicos, diarreas y vómitos.</p>		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
El hombre se infecta por la ingestión de plantas acuáticas contaminadas con metacercarias del parásito.	Huevos	Identificación de huevos en las heces.

PARÁSITO	<i>Heterophyes heterophyes</i>	
ENFERMEDAD	Heterofiasis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	1-2 semanas	
EPIDEMIOLOGÍA		
La distribución geográfica del parásito se localiza en Lejano Oriente y Oriente Medio.		
SINTOMATOLOGÍA		
Las infecciones leves son generalmente asintomáticas. Las infecciones más graves pueden cursar con síntomas gastrointestinales como cólicos, diarreas y vómitos.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
El ser humano se infecta por el consumo de peces de agua dulce contaminados con metacercarias del parásito.	Huevos	Identificación de huevos en las heces.

PARÁSITO	<i>Metagonimus yokogawai</i>	
ENFERMEDAD	Metagonimiasis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	2-3 semanas	
EPIDEMIOLOGÍA		
Su distribución geográfica se localiza en Lejano Oriente, Egipto, Israel y Rusia.		
SINTOMATOLOGÍA		
Las infecciones leves son generalmente asintomáticas. Las infecciones más graves pueden cursar con síntomas gastrointestinales como cólicos, diarreas y vómitos.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
El ser humano se infecta por el consumo de peces de agua dulce contaminados con metacercarias del parásito.	Huevos	Identificación de huevos en heces.

PARÁSITO	<i>Gastrodiscoides hominis</i>	
ENFERMEDAD	Distoma intestinal	
EPIDEMIOLOGÍA		
La localización del parásito es común en Oriente Medio, Rusia, Nigeria y Zambia.		
SINTOMATOLOGÍA		
Las infecciones leves son generalmente asintomáticas. Las infecciones más graves pueden cursar con síntomas gastrointestinales como cólicos, diarreas y vómitos.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
El hombre se infecta por el consumo de plantas acuáticas, moluscos y peces de agua dulce contaminados con metacercarias del parásito.	Huevos	Identificación de huevos en heces.

5.1.4 CESTODOS

PARÁSITO	<i>Taenia saginata</i>	
ENFERMEDAD	Tenia de la vaca, tenia inermis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	10-12 semanas	
VIDA MEDIA	Hasta 25 años	
EPIDEMIOLOGÍA		
La distribución de este parásito es mundial.		
SINTOMATOLOGÍA		
La infección suele ser asintomática, pero en algunos casos cursa con dolor abdominal y náuseas debido a la presencia del gusano en el intestino.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECE	DIAGNÓSTICO
La infección del ser humano se produce por la ingestión de carne de vaca contaminada con larvas (cisticercos) del parásito.	Huevos, proglótidos	Identificación de los huevos o segmentos del parásito (proglótidos) en las heces.

PARÁSITO	<i>Taenia solium</i>	
ENFERMEDAD	Tenia del cerdo, solitaria	
PERIODO DE INCUBACIÓN	5-12 semanas	
VIDA MEDIA	Hasta 25 años	
EPIDEMIOLOGÍA		
Su distribución es mundial, aunque es endémica en América Latina, Asia y África.		
SINTOMATOLOGÍA		
El cuadro clínico de la teniasis es asintomático. En el caso de la cisticercosis la localización del parásito en el organismo humano puede ser el cerebro, los ojos, el músculo, etc. La sintomatología asociada a la cisticercosis dependerá de la localización de los parásitos, pudiendo causar ceguera o afectación cerebral.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
El ser humano se puede comportar como huésped definitivo mediante la ingestión de carne de cerdo contaminada con cisticercos, o como huésped intermediario mediante la ingestión de huevos por transmisión fecal-oral. En el primer caso hablamos de teniasis, y en el segundo caso de cisticercosis.	Huevos, proglótides	Identificación de los huevos o segmentos del parásito (proglótides) en las heces.

PARÁSITO	<i>Hymenolepis nana</i>	
ENFERMEDAD	Tenia enana	
PERIODO DE INCUBACIÓN	2-3 semanas	
VIDA MEDIA	El parásito adulto puede vivir hasta un año, pero la infección suele persistir más tiempo debido a la autoinfección.	
EPIDEMIOLOGÍA		
Su distribución es mundial, siendo la tenia más común en EEUU y América Latina. Afecta sobre todo a niños.		
SINTOMATOLOGÍA		
La infección está asociada a dolor abdominal, nauseas y debilidad.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
La infección se produce por a través de alimentos y agua contaminadas con cisticercos, o bien a través de las manos de una persona a otra o mediante autoinfección.	Huevos	Identificación de los huevos del parásito. No confundir con los huevos de <i>H. diminuta</i> .

PARÁSITO	<i>Hymenolepis diminuta</i>	
ENFERMEDAD	--	
PERIODO DE INCUBACIÓN	3 semanas	
VIDA MEDIA	Menos de 1 año	
EPIDEMIOLOGÍA		
Su distribución es mundial siendo más frecuente en zonas de India, Rusia y Japón. Menos frecuente que <i>H. nana</i> .		
SINTOMATOLOGÍA		
La infección está asociada a dolor abdominal, nauseas y debilidad.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
La infección del hombre se produce de manera accidental por la ingestión del huésped intermediario, que suelen ser los coleópteros de la harina.	Huevos	Identificación de los huevos del parásito.

PARÁSITO	<i>Diphyllobothrium latum</i>	
ENFERMEDAD	Difilobotriosis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	3-5 semanas	
VIDA MEDIA	Hasta 25 años	
EPIDEMIOLOGÍA		
Distribución mundial, pero más frecuente en el Norte de Europa, Norte y Sur de América, Japón, Perú y Chile.		
SINTOMATOLOGÍA		
El cuadro clínico más característico es la anemia perniciosa debido a que el parásito compete por la vitamina B12 con el organismo que parasita.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
Transmisión mediante la ingestión de pescado de agua dulce crudo infectado con cisticercos.	Huevos, proglótides	Identificación de los huevos o segmentos del parásito (proglótides) en las heces.

PARÁSITO	<i>Dipylidium caninum</i>	
ENFERMEDAD	Dipilidiasis	
PERIODO DE INCUBACIÓN	3-4 semanas	
VIDA MEDIA	Menos de 1 año	
EPIDEMIOLOGÍA		
Distribución mundial, y se encuentra con mayor frecuencia en perros y gatos. La infección en el hombre afecta sobre todo a niños.		
SINTOMATOLOGÍA		
El cuadro clínico es muy leve, caracterizándose por prurito anal, dolor abdominal y diarrea.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
Transmisión se produce a través de las pulgas de los perros, mediante la ingestión accidental, sobre todo en niños.	Huevos, proglótides	Identificación de los huevos o segmentos del parásito (proglótides) en las heces.

5.2 HEMOPARÁSITOS

PARÁSITO	<i>Plasmodium</i>	
ENFERMEDAD	Malaria o Paludismo	
EPIDEMIOLOGÍA		
<p>Enfermedad parasitaria común en muchas partes del mundo que está causada por especies del género <i>Plasmodium</i>, que se transmiten mediante la picadura de las hembras del mosquito <i>Anopheles</i>. Según las estimaciones de la Organización Mundial de la Salud (OMS) en el mundo hay, cada año, unos 247 millones de casos de paludismo que ocasionan la muerte de 881.000 personas, el 91% en África y en su mayoría en menores de 5 años (se calcula que cada 30 segundos un niño muere a causa de esta enfermedad). A pesar de estos datos, la tasa de mortalidad de esta enfermedad se ha reducido en un 47% a nivel mundial desde el año 2000 (OMS, 2015). Aún así, el paludismo sigue siendo un grave problema de salud pública en muchas partes del mundo, con un coste económico que supera los 12 millones de dólares anuales. El agente etiológico de esta enfermedad pertenece al género <i>Plasmodium</i>. Hay cuatro especies de <i>Plasmodium</i> que producen la enfermedad en el humano y que son: <i>P. vivax</i>, <i>P. falciparum</i>, <i>P. malariae</i> y <i>P. ovale</i>. De estas cuatro especies, la más peligrosa es <i>P. falciparum</i>, siendo las embarazadas un grupo de riesgo importante.</p>		
SINTOMATOLOGÍA		
<p>Las manifestaciones clínicas dependen de la especie de parásito que produce la infección así como del estado inmunológico del paciente. La infección más grave es la producida por <i>P. falciparum</i>, que puede llegar a ser mortal, cursando con fiebre alta prolongada, dolores de cabeza intensos y vómitos. Las infecciones graves suelen estar asociadas a elevadas parasitemias provocando convulsiones, estupor, colapso, vómitos, diarreas, anemia e ictericia.</p>		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
La transmisión se produce por la picadura de hembras del mosquito <i>Anopheles</i> . La transmisión también se puede dar por el uso de agujas infectadas o por transfusiones sanguíneas de sangre infectada.	Trofozoitos en el interior del hematíe	Detección del parásito en sangre periférica mediante extensión sanguínea o gota gruesa.

PARÁSITO	<i>Babesia spp.</i>	
ENFERMEDAD	Babesiosis	
EPIDEMIOLOGÍA		
Se trata de una enfermedad rara en el ser humano que casi siempre afecta a pacientes inmunodeprimidos. Es similar al paludismo pero en este caso se transmite por picadura de garrapatas del género <i>Ixodes</i> .		
SINTOMATOLOGÍA		
Suele ser asintomática o autolimitada en la mayoría de los pacientes, produciendo complicaciones en pacientes con edad avanzada y en inmunodeprimidos, como anemia hemolítica e insuficiencia renal.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
Transmisión mediante la picadura de garrapatas del género <i>Ixodes</i> .	Trofozoitos en el interior de los hematíes.	Detección del parásito en sangre periférica mediante extensión sanguínea o gota gruesa. Importante no confundir con los trofozoitos de <i>Plasmodium</i> .

PARÁSITO	<i>Leishmania spp.</i>	
ENFERMEDAD	Leishmaniasis	
EPIDEMIOLOGÍA		
<p>Existen muchas especies de <i>Leishmania</i> algunas de las cuales parasitan al hombre y otras a animales como los perros, los roedores y otros mamíferos. Aunque las enfermedades que puedan producir en el hombre sean clínicamente distintas, todas se caracterizan por infiltración inflamatoria crónica, necrosis focal y fibrosis. La incidencia de la infección por <i>Leishmania</i> es mayor en pacientes inmunodeprimidos. Según datos de la OMS, se calcula que existen 12 millones de personas infectadas en todo el mundo, y que cada año surgen más de 2 millones de casos nuevos.</p>		
SINTOMATOLOGÍA		
<p>Existen varias formas de leishmaniasis, la visceral, la cutánea, mucocutánea y cutánea difusa. Cada una de estas formas está producida por diferentes especies de <i>Leishmania</i> y la sintomatología es variada. En el caso de la leishmaniasis visceral, se observa hepatomegalia, esplenomegalia y anemia. En el caso de la leishmaniasis cutánea no existe diseminación generalizada hacia los órganos internos pero si suele parecer una úlcera en el lugar de la picadura. En la leishmaniasis mucocutánea se observan múltiples lesiones cutáneas y posteriores ulceraciones.</p>		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
La transmisión se produce por la picadura de un vector, el flebótomo hembra o mosca arenaria.	De manera excepcional se pueden observar en sangre periférica. Son parásitos extracelulares por lo que no debemos buscarlos en el interior de los hematíes.	Aunque de manera excepcional puedan aparecer en sangre periférica, está indicada la realización de una punción esternal para realizar el estudio en médula ósea, donde los encontraremos en el interior de los macrófagos.

PARÁSITO	<i>Trypanosoma brucei gambiense</i> / <i>T. brucei rhodesiense</i> (variante africana)	
ENFERMEDAD	Tripanosomiasis o Enfermedad del sueño	
EPIDEMIOLOGÍA		
Se trata de una infección protozoaria transmitida por la mosca tsetse (<i>Glossina sp.</i>) y que principalmente afecta al sistema nervioso central. Esta enfermedad representa un grave riesgo en el África subsahariana, siendo la infección de <i>T. b. rhodesiense</i> endémica de África oriental y la producida por <i>T.b. gambiense</i> de África occidental y central.		
SINTOMATOLOGÍA		
La infección cursa con malestar, prurito, dolores de cabeza, erupciones cutáneas y edema, además de anemia normo e hipocrómica y afectación cardíaca que puede llegar a producir insuficiencia cardíaca.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
La transmisión se produce por inoculación a partir de la picadura de la mosca vector.	Tripomastigotes	Identificación en sangre periférica de los tripomastigotes

PARÁSITO	<i>Trypanosoma cruzi</i>	
ENFERMEDAD	Enfermedad de Chagas o Tripanosomiasis americana	
EPIDEMIOLOGÍA		
Enfermedad transmitida por el protozoo <i>T. cruzi</i> , tiene elevada importancia sanitaria debido a que no se puede curar y tiene una elevada prevalencia. Según datos de la OMS, afecta a unos 16-18 millones de personas y una elevada variedad de animales domésticos y salvajes tanto en América del Sur como América Central.		
SINTOMATOLOGÍA		
La fase aguda de la enfermedad suele ir acompañada de fiebre, malestar general, linfadenopatías y hepatoesplenomegalia. Existe una fase crónica indeterminada en la que los pacientes están asintomáticos, siendo una importante fuente de transmisión sobre todo en bancos de sangre, y por último, la fase crónica que se caracteriza por compromiso visceral irreversible.		
MECANISMO DE INFECCIÓN	FORMA EN HECES	DIAGNÓSTICO
La transmisión se produce principalmente por la picadura de varias especies de chinches del género <i>Triatoma</i> , pero también por transfusión sanguínea y congénita.	Tripomastigotes	Observación de los tripomastigotes en sangre periférica sobre todo en la etapa aguda de la enfermedad donde la parasitemia es elevada. En las etapas crónicas es muy difícil observar parásitos en sangre por lo que el diagnóstico se basará en la serología.

6. IMÁGENES

Las imágenes que mostramos a continuación han sido localizadas en la Web de la Organización Mundial de la Salud (<http://www.who.int/es/>), en la Web del Centers for Diseases Control and Prevention (<http://www.cdc.gov/ncidod/dpd/parasites/>) y de las láminas realizadas y editadas por el Dr. Laurence R. Ash, Profesor de Enfermedades Infecciosas y Tropicales del Departamento de Epidemiología de la Escuela de Salud Pública de la Universidad de California (Los Ángeles, EEUU), disponibles en el libro “Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales” publicado por la Organización Mundial de la Salud. Las imágenes que no están referenciadas pertenecen a nuestro archivo personal.

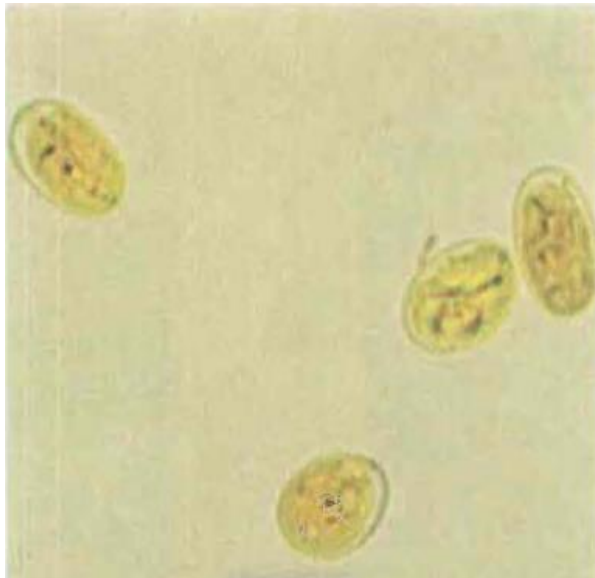
6.1 PROTOZOOS

Entamoeba histolytica



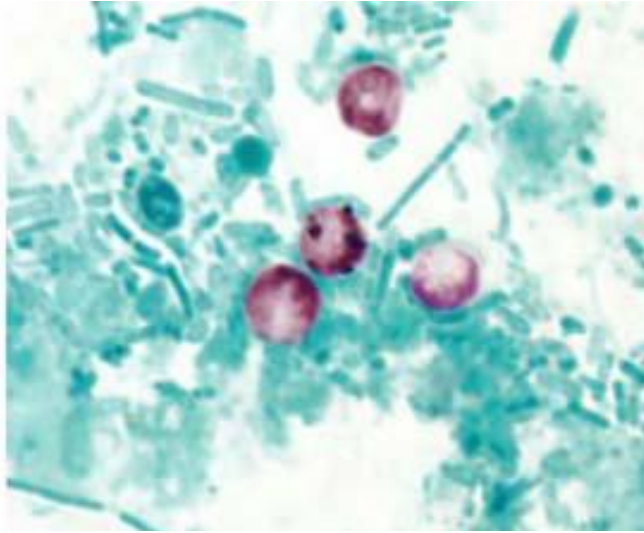
Fuente: <http://www.cdc.gov/dpdx/amebiasis/gallery.html>

Giardia lamblia



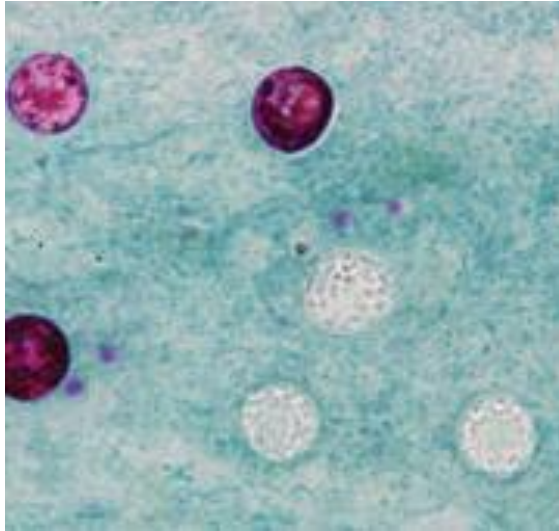
Fuente: OMS. Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales. 1994.

Cryptosporidium spp.



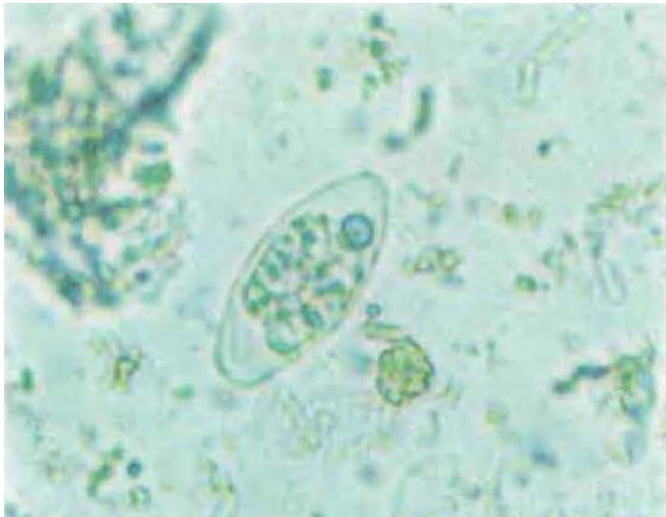
Fuente: <http://www.cdc.gov/dpdx/cryptosporidiosis/>

Cyclospora cayetanensis



Fuente: <http://wwwnc.cdc.gov/eid/article/17/10/10-1296-f1>

Isospora belli



Fuente: OMS. Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales. 1994.

Sarcocystis bovihominis



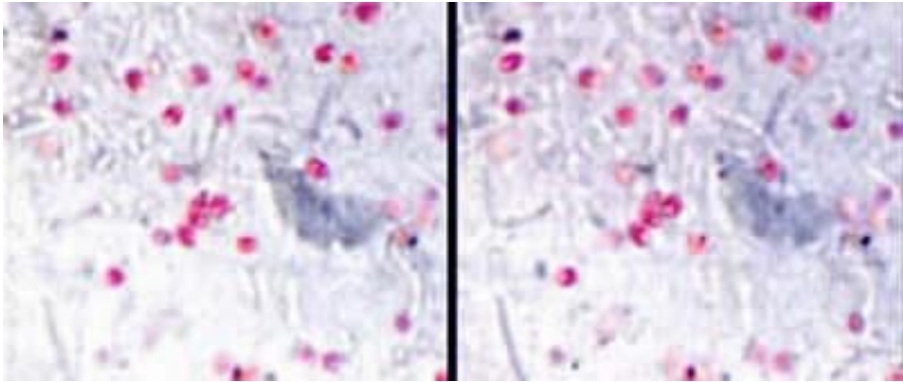
Fuente: <http://www.cdc.gov/dpdx/sarcocystosis/gallery.html>

Balantidium coli



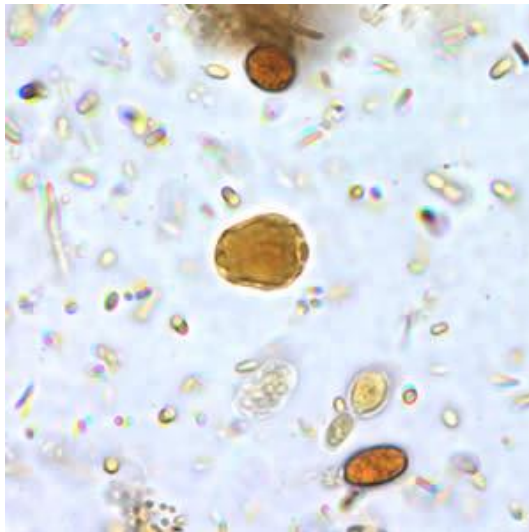
Fuente: OMS. Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales. 1994.

Enterocytozoon bieneusi



Fuente: <http://www.cdc.gov/dpdx/microsporidiosis/gallery.html>

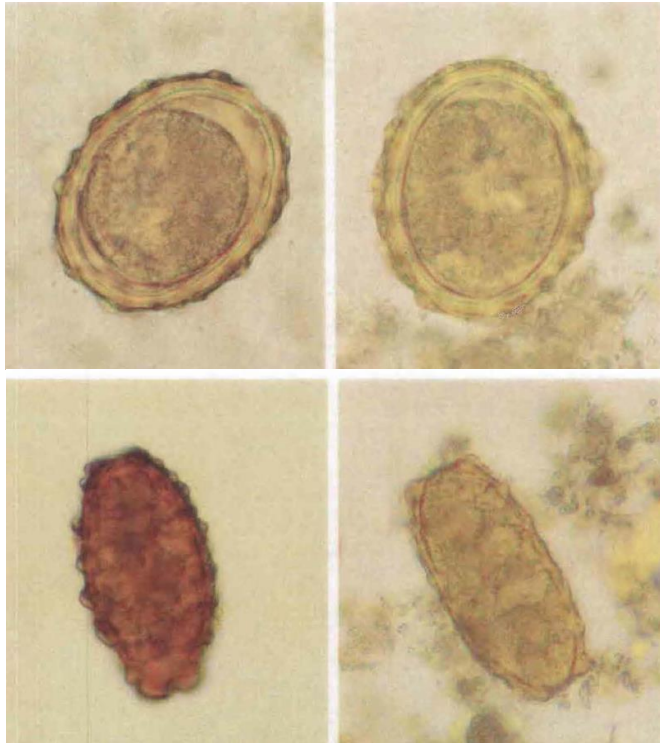
Blastocystis hominis



Fuente: <http://www.cdc.gov/dpdx/blastocystis/gallery.html>

6.2 NEMÁTODOS

Ascaris lumbricoides



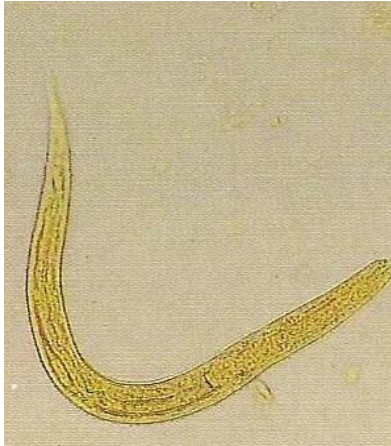
Fuente: OMS. Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales. 1994.

Enterobius vermicularis



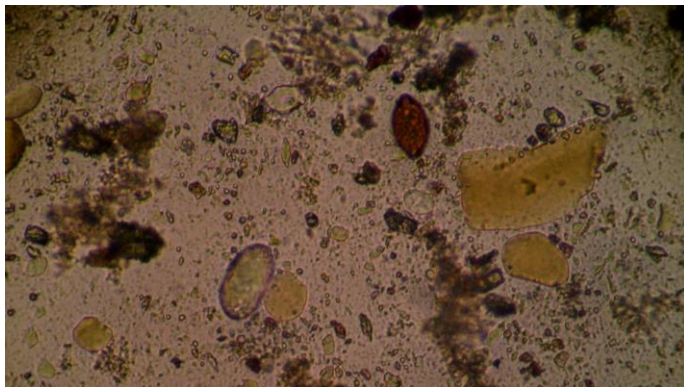
Fuente: <http://www.cdc.gov/dpdx/enterobiasis/gallery.html>

Strongyloides stercoralis



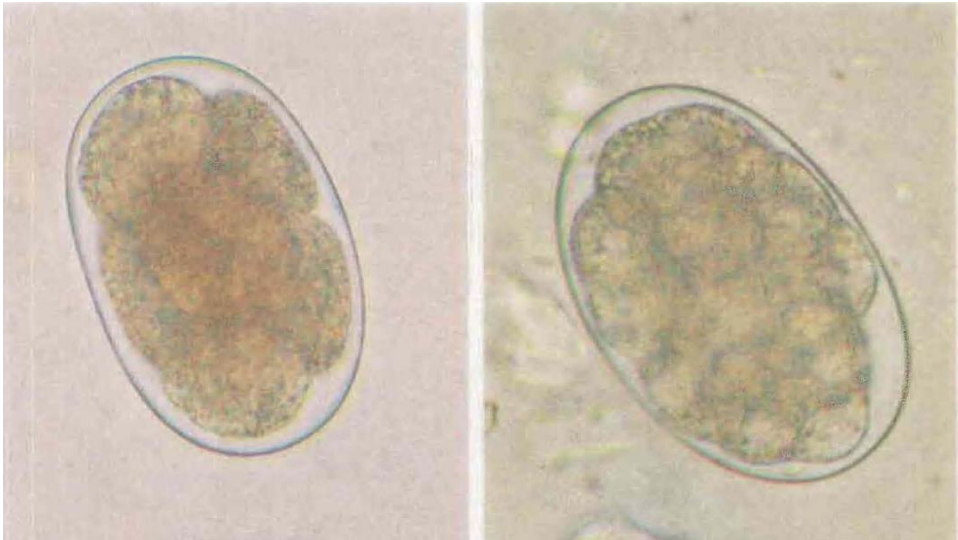
Fuente: OMS. *Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales*. 1994.

Trichuris trichiura



Fuente: *Elaboración propia*

Ancylostoma spp.



Fuente: OMS. *Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales*. 1994.

Capillaria philippinensis



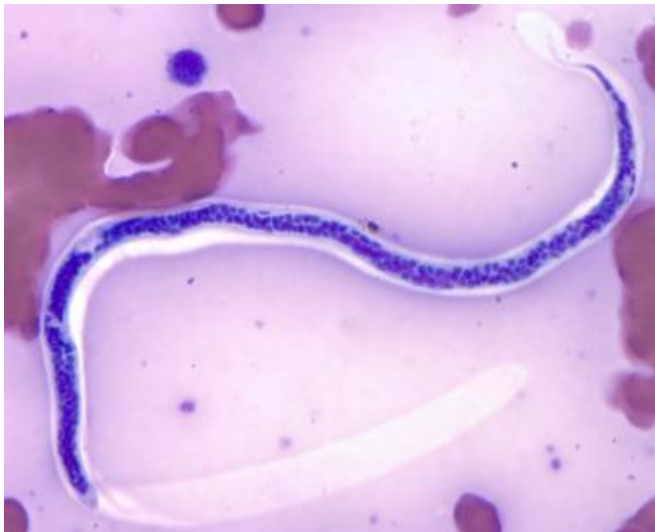
Fuente: <http://www.cdc.gov/parasites/capillaria/>

Loa Loa



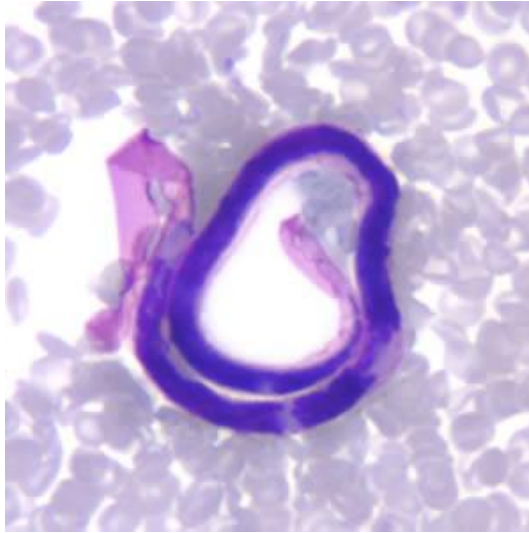
Fuente: <http://www.cdc.gov/dpdx/loiasis/gallery.html>

Wuchereria bancrofti



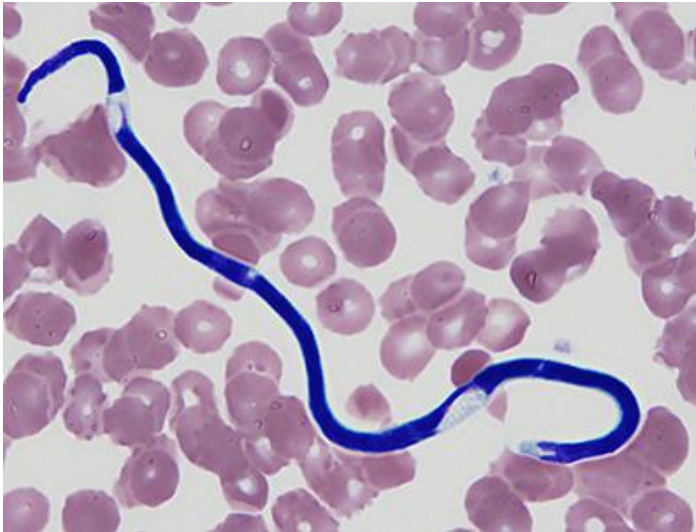
Fuente: <http://www.cdc.gov/dpdx/monthlyCaseStudies/2011/case311.html>

Brugia malayi



Fuente: <http://www.cdc.gov/dpdx/lymphaticFilariasis/index.html>

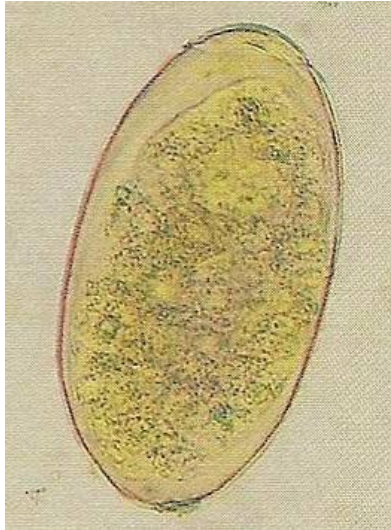
Mansonella perstans



Fuente: <http://www.cdc.gov/dpdx/monthlyCaseStudies/2015/case390.html>

6.3 TREMÁTODOS

Fasciola hepática



Fuente: OMS. *Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales*. 1994.

Clonorchis sinensis



Fuente: <http://www.cdc.gov/dpdx/clonorchiasis/>

Opistorchis viverrini



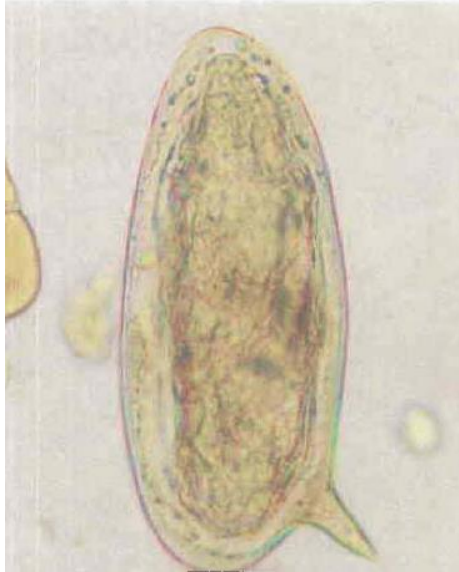
Fuente: <http://www.cdc.gov/dpdx/opisthorchiasis/gallery.html#eggs>

Paragonimus westermani



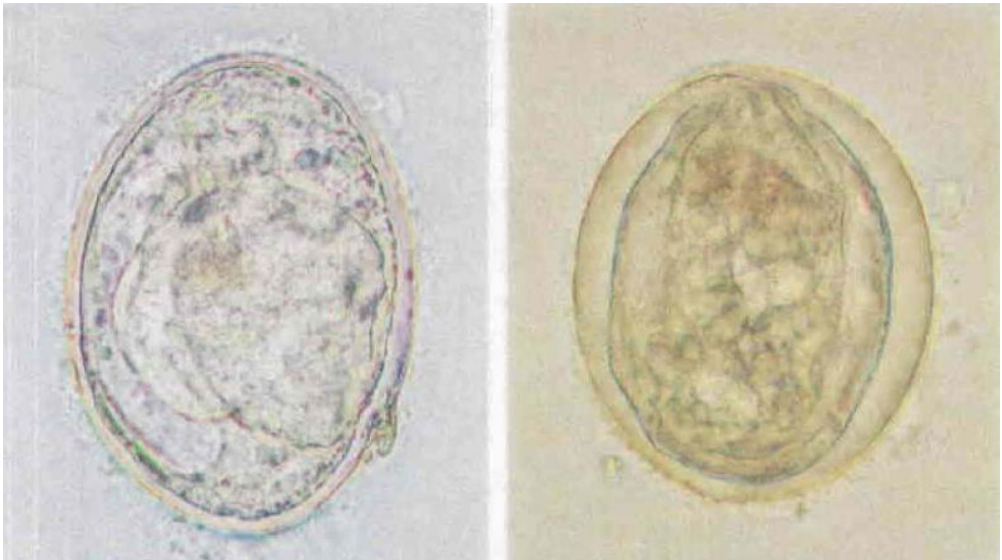
Fuente: OMS. Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales. 1994.

Schistosoma mansoni



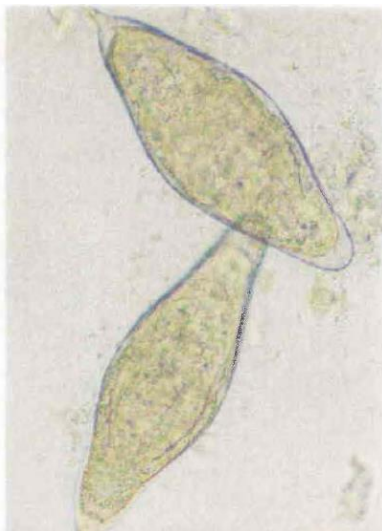
Fuente: OMS. Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales. 1994.

Schistosoma japonicum



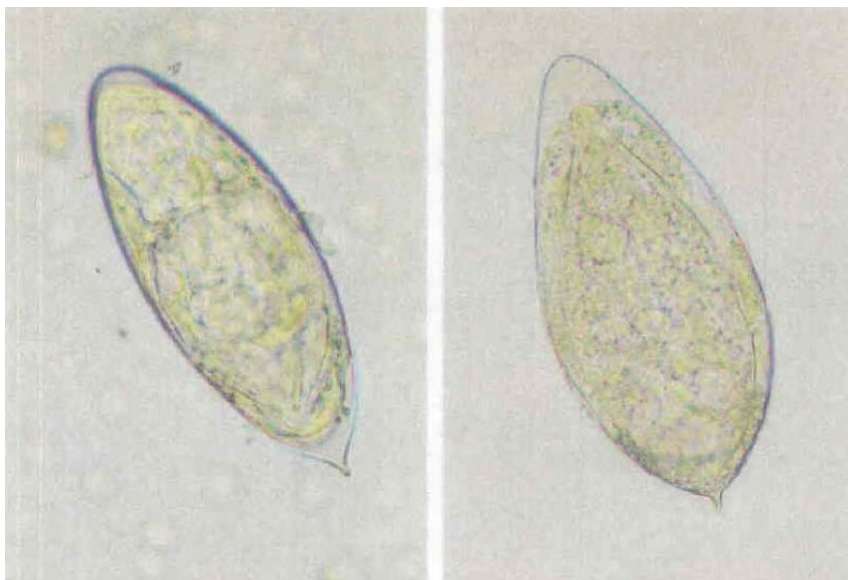
Fuente: OMS. Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales. 1994.

Schistosoma intercalatum



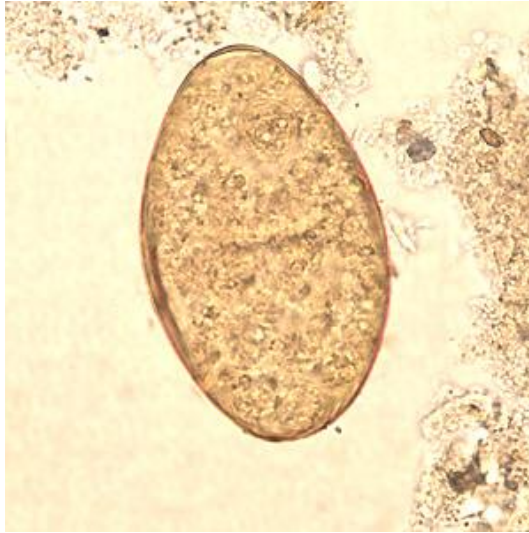
Fuente: OMS. Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales. 1994.

Schistosoma haematobium



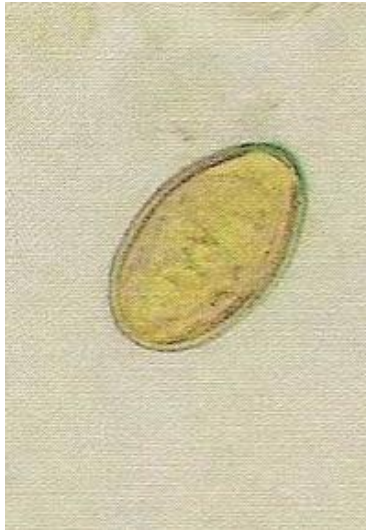
Fuente: OMS. Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales. 1994.

Fasciolopsis buski



Fuente: <http://www.cdc.gov/dpdx/fasciolopsiasis/gallery.html>

Metagonimus yokogawai



Fuente: OMS. Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales. 1994.

6.4 CESTODOS

Taenia spp.



Fuente: OMS. Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales. 1994.

Hymenolepis nana



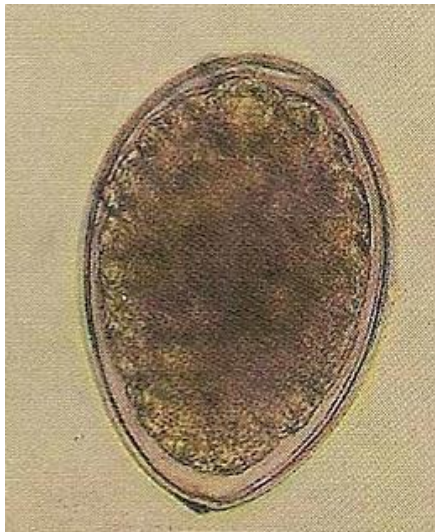
Fuente: OMS. Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales. 1994.

Hymenolepis diminuta



Fuente: OMS. Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales. 1994.

Diphyllobothrium latum



Fuente: OMS. Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales. 1994.

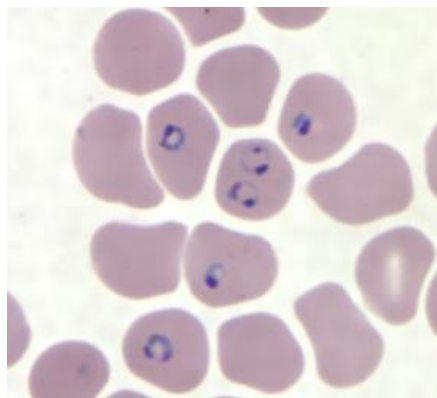
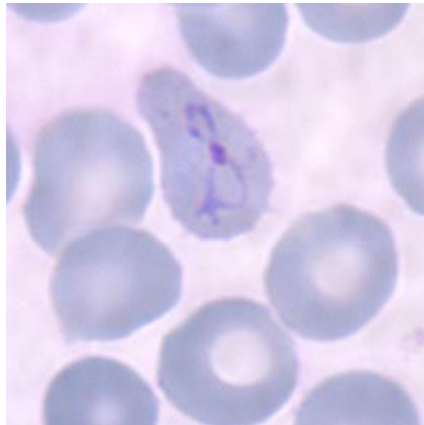
Dipylidium caninum



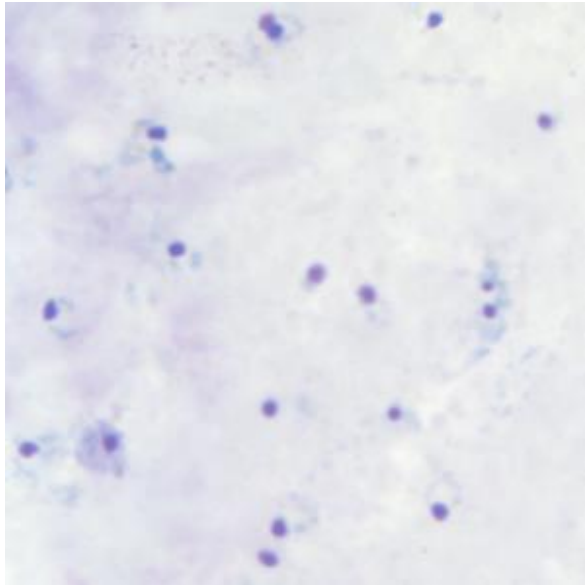
Fuente: <http://www.cdc.gov/dpdx/dipylidium/>

6.5 HEMOPÀRÁSITOS

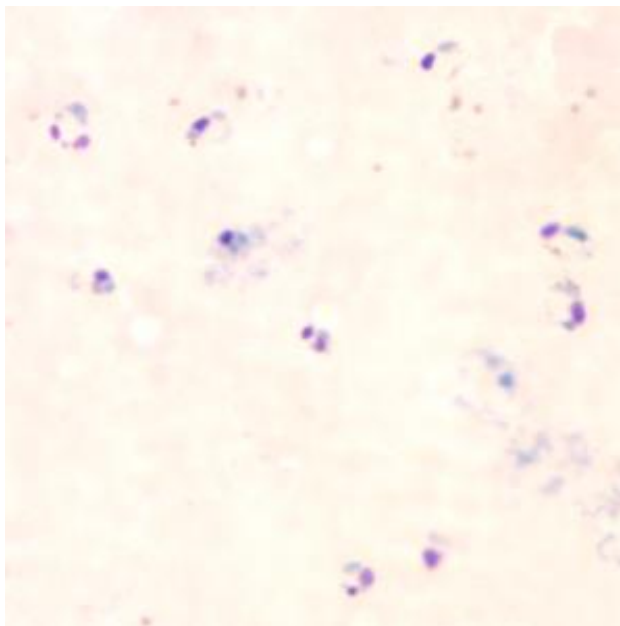
Plasmodium



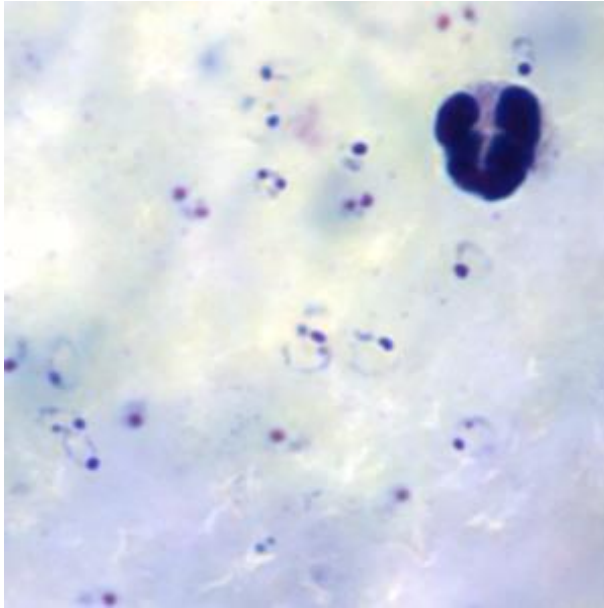
Fuente: http://blogs.cdc.gov/global/2014/02/24/dpdx-15-years-of-strengthening-laboratory-capacity-for-parasitic-disease-diagnosis/b_microti_vs_p_falciparum-2/



Fuente: <http://www.cdc.gov/dpdx/malaria/gallery.html#pfalringformtrophs>

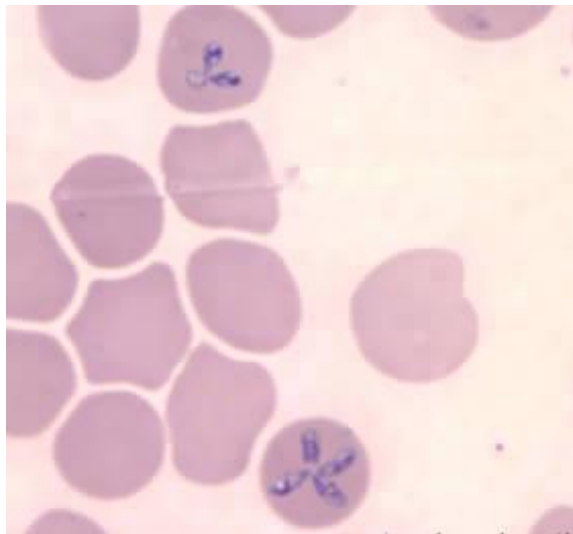


Fuente: <http://www.cdc.gov/dpdx/malaria/gallery.html#pfalringformtrophs>



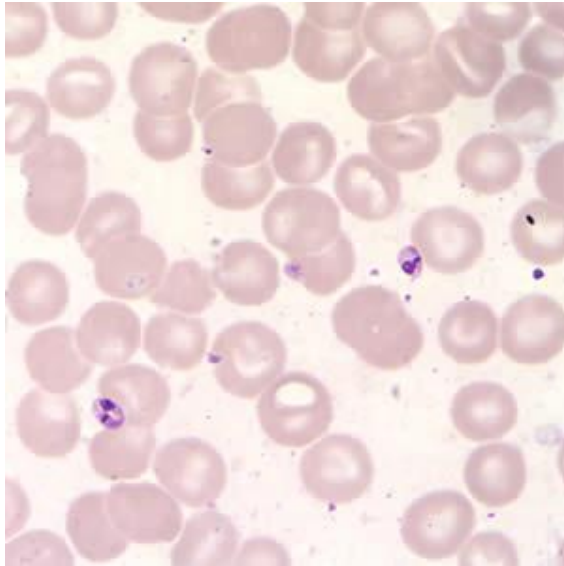
Fuente: <http://www.cdc.gov/dpdx/malaria/gallery.html#pfalringformtrophs>

Babesia spp.



Fuente: <http://blogs.cdc.gov/global/2014/02/24/dpdx-15-years-of-strengthening-laboratory-capacity-for-parasitic-disease-diaqnosis/b-microti-vs-p-falci-parum-2/>

Leishmania spp.

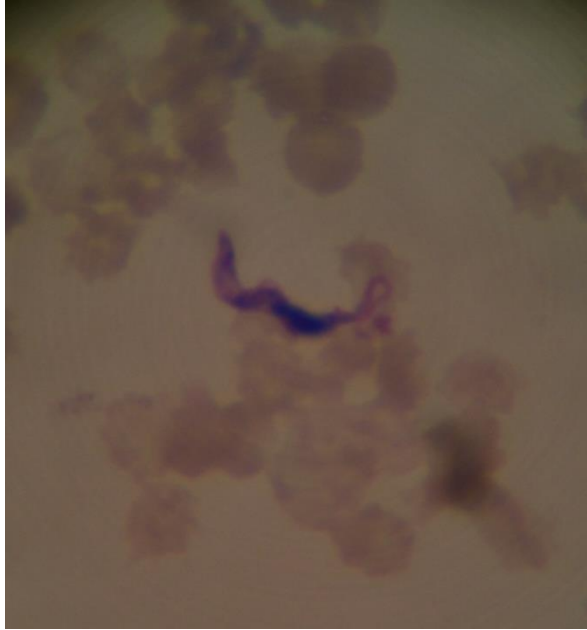


Fuente: <http://www.cdc.gov/dpdx/leishmaniasis/gallery.html>

Trypanosoma spp.



Fuente: Elaboración propia



Fuente: Elaboración propia

7. GLOSARIO

A

Amebiasis, 9, 19, 34, 37
Ancylostoma duodenale, 53, 54
Ancylostoma spp., 99
Anquilostomiasis, 9, 53, 54
Ascariasis, 48
Ascaris lumbricoides, 18, 34, 48, 97

B

Babesia spp., 17, 27, 28, 85, 117
Babesiosis, 85
Balantidiasis, 43
Balantidium coli, 19, 20, 43, 94
Blastocistosis, 45
Blastocystis hominis, 45, 95
Brugia malayi, 57, 101

C

Capilariasis, 55
Capillaria philippinensis, 55, 99
Cestodiasis, 9
Cestodos, 75, 109
Ciclospora cayetanensis, 40, 92
Ciclosporosis, 9, 40
Clonorchis sinensis, 11, 62, 103
Criptosporidiosis, 9, 39
Cryptosporidium spp., 26, 39, 40, 41, 92
Cyclosporidium spp., 26

D

Difilobotriosis, 80
Diphyllobothrium latum, 80, 111
Dipilidiasis, 81
Dipylidium caninum, 81, 112

Distoma hepático, 62, 63
Distoma intestinal, 73
Distomatosis pulmonar. Véase *Paragominiasis*
Duela china. Véase *Distoma hepático*

E

Enfermedad de Chagas, 88
Enfermedad del sueño. Véase *Tripanosomiasis*
Entamoeba dispar, 37
Entamoeba histolytica, 37, 91
Enterobiosis, 49
Enterobius vermicularis, 11, 13, 18, 34, 49, 97
Enterocytozoon bieneusi, 44, 94
Esquistosomiasis, 9
Esquistosomiasis intestinal, 65, 66, 67, 68
Esquistosomiasis urinaria, 69
Estrongiloidosis, 9, 50
Examen en fresco, 19, 28, 31
Extensión sanguínea, 30, 31, 84, 85

F

Fasciola hepática, 103
Fasciolapsiasis, 70
Fasciolopsis buski, 70, 107
Filarias, 11, 15, 17, 27, 28, 31, 32, 56, 57, 58
Filariasis, 9

G

Gastrodiscoides hominis, 73
Giardia lamblia, 11, 19, 20, 34, 38, 91
Giardiasis, 9, 38
Giemsa, 29, 30, 31
Gota gruesa, 28, 29, 84, 85

H

Helmintos, 11, 17, 18, 19, 21, 22, 23
Hematoxilina, 31

Hemoparásitos, 27, 34, 82, 113
Heterofiasis, 71
Heterophyes heterophyes, 71
Histoplasmosis, 9
Hymenolepis diminuta, 78, 79, 111
Hymenolepis nana, 78, 110

I

Isospora belli, 20, 26, 41, 93
Isosporosis, 41

L

Larva migrans cutánea, 9
Leishmania spp., 17, 27, 86, 118
Leishmaniasis, 9, 86
Leucoconcentración, 31
Levaduras, 20
Loa Loa, 31, 56, 100
Loasis, 56

M

Malaria, 9, Véase *Paludismo*,
Mansonelosis benigna, 58
Mansonella ozzardi, 58
Mansonella perstans, 58, 101
Mansonella streptocerca, 31
Membranas de Nucleopore, 32
Metagonimiasis, 72
Metagonimus yokogawai, 72, 108
Método de Allen and Ridley, 21
Método de Formol, 24, 48
Método de Willis, 23
Método MIF, 23, 38, 40, 41, 45, 48
Métodos de fijación de heces, 23
Microsporidiosis, 44

N

Necator americanus, 54

Nemátodos, 47, 96

O

Oncocercosis, 9

Onchocerca volvulus, 31

Opistorchis felineus, 63

Opistorchis viverrini, 63, 104

Oxiurosis. Véase *Enterobiosis*

P

Paludismo, 83

Paragominiasis, 64

Paragonimus westermani, 64, 104

Plasmodium malariae, 83

Plasmodium falciparum, 30, 83

Plasmodium ovale, 83

Plasmodium spp., 11, 15, 17, 27, 28, 30, 34, 83, 114

Plasmodium vivax, 83

Platelmintos, 17

Protozoos, 11, 17, 18, 19, 21, 23, 24, 36, 90

S

Sarcocistosis, 42

Sarcocystis bovi-hominis, 42, 93

Schistosoma haematobium, 69, 106

Schistosoma intercalatum, 68, 106

Schistosoma japonicum, 66, 105

Schistosoma mansoni, 65, 105

Schistosoma mekongi, 67

Schistosoma spp., 34

Strongyloides stercoralis, 11, 17, 25, 50, 98

T

Taenia saginata, 76

Taenia solium, 77

Taenia spp., 13, 34, 110
Técnica de Kato-Katz, 21
Técnica de Ritchie, 21
Técnicas de concentración de heces, 21, 50
Técnicas de concentración de heces por flotación, 23
Tenia de la vaca, 76
Tenia del cerdo, 77
Tenia enana, 78
Test de Graham, 11, 13, 14, 49
Tinción de Auramina, 26
Tinción de Field, 29
Tinción de Weber, 44
Tinción de Ziehl-Neelsen, 26, 39
Toxoplasmosis, 9
Tremátodos, 60, 102
Tricocefalosis. Véase *Trichuriasis*
Trichuriasis, 52
Trichuris trichiura, 52, 98
Tripanosoma brucei, 87
Tripanosoma cruzi, 88
Tripanosomiasis, 87
Tripanosomiasis africana, 9
Tripanosomiasis americana. Véase *Enfermedad de Chagas*
Triquinosis, 9
Trypanosoma spp., 17, 27, 28, 119

W

Wuchereria bancrofti, 57, 100

8. BIBLIOGRAFÍA

- Beltrán Fabián de Estrada, M; Tello Casanova, R; Naquira Velarde, C. Manual de procedimientos de laboratorio para el diagnóstico de los parásitos intestinales del hombre. Lima: Ministerio de Sanidad; 2003.
- Boquet Jiménez, E; Boquet Figueras, M. El paludismo. Etiología, diagnóstico de laboratorio y profilaxis. Barcelona: Sociedad Española de Bioquímica Clínica y Patología Molecular; 2001.
- Boquet Jiménez, E; Boquet Figueras, M. Filariasis. Etiología y diagnóstico de laboratorio. Sociedad Española de Bioquímica Clínica y Patología Molecular; 2001.
- García, Lynne Shore; Bruckner, David A. Diagnostic Medical Parasitology. 3rd ed. ASM Press; 2007.
- Garcia, Lynne Shore; Isenberg, Henry D. Clinical Microbiology Procedures Handbook. 2^a ed. ASM Press; 2007.
- Lawrence, R. Ash; Thomas C. Orihel. Atlas of Human Parasitology. 4^a ed. Chicago: ASCP Press; 1997.
- Lidangalia Nha Guti Madwalli; Dhibuku Dha Lâyo Kudziva Madhuly; A Buku Go Kamba A Mababyi. Manual de Laboratorio Clínico. Mozambique: Unitat de Medicina Tropical i Salut Internacional de Drassanes (UMTSID). Institut Català de la Salut; 2008.
- López Alonso, B; Beltrán Rosel, A. Parasitosis. Guías Clínicas 2005; 5(44). Fisterra.
- Medina Claros A.F; Mellado peña M.J; Parasitosis intestinales. Protocolos diagnósticos-terapéuticos de la AEP: Infectología pediátrica.
- Merino, Anna. Manual de Citología de sangre periférica. Barcelona: Acción Médica; 2005.
- Ministerio de Sanidad y Consumo. Guía de enfermedades infecciosas importadas. Madrid: Gobierno de España; 2008.
- Organización Mundial de la Salud. Bases del diagnóstico microscópico del paludismo. Parte I: Guía del alumno. 2^a ed. Ginebra: OMS; 2014.
- Organización Mundial de la Salud. Bases del diagnóstico microscópico del paludismo. Parte II: Guía del instructor. 2^a ed. Ginebra: OMS; 2014.

- Organización Mundial de la Salud. Manual of basic techniques for a health laboratory. 2ª ed. Ginebra: OMS; 2003.
- Organización Mundial de la Salud. Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales. Ginebra: OMS; 1994.
- Prats, G. Microbiología clínica. Madrid: Editorial Médica Panamericana; 2005.
- Rina Girard de Kaminsky, M.Sc. Manual de Parasitología. Métodos para laboratorios de Atención Primaria de Salud. 2ª ed. Honduras: OMS; 2003.
- Sociedad Española de Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica. Procedimiento en Microbiología Clínica de la SEIMC nº 10 "Seguridad en el laboratorio de Microbiología Clínica". Madrid: SEIMC; 2000.
- Sociedad Española de Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica. Procedimiento en Microbiología Clínica de la SEIMC nº 1 "Recogida, transporte y procesamiento general de las muestras". Madrid: SEIMC; 2003.
- Sociedad Española de Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica. Procedimiento en Microbiología Clínica de la SEIMC nº 30 "Diagnóstico microbiológico de las infecciones gastrointestinales". Madrid: SEIMC; 2008
- Vives Corrons, J.L; Aguilar Bascompte, J.L. Manual de Técnicas de Laboratorio en Hematología. Barcelona: Elsevier Masson; 2008.

RECURSOS WEB

- Clinical and Laboratory Standards Institute. Disponible en: <http://clsi.org/>
- Division of Parasitic Diseases. Center for Disease Control and Prevention. Disponible en: <http://www.cdc.gov/ncidod/dpd/parasites/>
- Organización Mundial de la Salud. Disponible en: <http://www.who.int/es/>
- Recursos en Parasitología. Departamento de Microbiología y Parasitología. Universidad Nacional Autónoma de México. Disponible en: <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/trypanosomosis.html#>

ISBN: 978-84-944687-0-4

Medicina

