
Manuales Departamentales

**Programa académico de la asignatura
de Microbiología y Parasitología**

Parasitología **Unidad Temática IV**

PLAN 2010

**Segundo año
2020 – 2021**

**Departamento de Microbiología y Parasitología
Facultad de Medicina
Universidad Nacional Autónoma de México**

Ciudad Universitaria, Cd. Mx. marzo 2021

FACULTAD DE MEDICINA

Dr. Germán Enrique Fajardo Dolci	Director
Dra. Irene Durante Montiel	Secretaria General
Dr. José Halabe Cherem	Jefe de la División Posgrado
Dra. Marcia Hiriarte Urdanivia	Jefa de la División de Investigación
Dr. Arturo Espinosa Velasco	Secretario de Consejo Técnico
Dr. Armando Ortiz Maldonado	Secretario de Educación Médica
Dra. Ana Elena Limón Rojas	Secretaria de Enseñanza Clínica, Internado y Servicio Social
Dra. Ma. de los Ángeles Fernández Altuna	Secretaria de Servicios Escolares
Dra. María Guadalupe Sánchez Bringas	Coordinadora de Ciencias Básicas
Dr. Carlos Andrés García y Moreno	Coordinador de Servicios a la Comunidad
Lic. Luis Arturo González Nava	Secretario Administrativo
Lic. Guadalupe Jazmín Aguilar Martínez	Secretaria Jurídica y de Control Administrativo

DEPARTAMENTO DE MICROBIOLOGÍA Y PARASITOLOGÍA

Dra. en C. Margarita Cabrera Bravo	Jefa del Departamento
QFB. Yolanda García Yáñez	Coordinadora de Enseñanza
M en E. Paola García Dávila	Coordinadora de Evaluación
Dr. en C. Rodolfo García Contreras	Coordinador de Investigación
M. en C. Aurora Candil Ruiz	Colaboradora de la Coordinación de Enseñanza

ACTUALIZACIÓN Y REVISIÓN DE LOS GUIONES

Dra. en C. Guillermina Ávila Ramírez	Profesora Titular
Dra. en C. Martha Irene Bucio Torres	Profesora Titular
M. en C. Aurora Candil Ruiz	Profesora Titular
Dra. en C. Margarita Cabrera Bravo	Profesora Titular
M en C. Andrea Rebeca Flores Sánchez	Profesora Titular
M en C. Rocío Carolina García Rivera	Profesora Titular
QFB. Yolanda García Yáñez	Profesora Titular
M. en C. Yolanda Guevara Gómez	Profesora Titular
M C. Albina Martínez Pérez	Profesora Titular
Dra. en C. Martha Ponce Macotela	Profesora Titular
Dra. en C. Norma Rivera Fernández	Profesora Titular
Dra. en C. Paz María Salazar Schettino	Profesora Titular
Dra. en C. Rimma Zurabian	Profesora Titular

MISIÓN Y VISIÓN DE LA FACULTAD DE MEDICINA

Misión

La Facultad de Medicina de la Universidad Nacional Autónoma de México es una institución pública que forma profesionales altamente calificados, éticos, críticos y humanistas, capaces de investigar y difundir el conocimiento para la solución de problemas de salud y otras áreas científicas en beneficio del ser humano y de la nación.

Visión

Estar a la vanguardia para ejercer el liderazgo en educación, investigación y difusión en salud y otras áreas científicas en beneficio del ser humano y de la nación.

Índice

Directorio	2	4. Protozoarios hemáticos y helmintos extra intestinales. (tisulares)	26
Actualización y revisión de los guiones, Misión y Visión	3	Amibas de vida libre (anfizoicas)	27
Índice	4	Toxoplasmosis	28
Datos generales de la asignatura	5	Malaria	29
Calendario Escolar	6	Leishmaniasis	30
Orientación General del Curso	7	Tripanosomiasis	31
Actividades del proceso enseñanza-aprendizaje.	8	Cisticercosis (forma larvaria de <i>Taenia solium</i>)	32
Material de apoyo a la docencia		Hidatidosis (forma larvaria de <i>Echinococcus granulosus</i> .)	33
Libros de consulta		Fasciolosis	34
Sitios de Internet con información confiable sobre parasitología médica		Paragonimiasis	35
Presentación	9	Larvas migratorias por nematodos	36
Objetivos Generales	10	Triquinosis	38
1.Generalidades de las enfermedades Parasitarias	11	Oncocercosis	39
2. Parásitos del intestino delgado	12	Tricomoniasis	40
Giardiasis	13	5.Artrópodos de importancia médica (clasificación)	41
Coccidios intestinales	14	Dípteros transmisores (clasificación)	42
Teniasis	15	Artrópodos	43
Himenolepiasis	16	Otros representantes de la clase insecta	44
Ascariasis	17	Ácaros	45
Necaroriasis	18	6. Animales venenosos y reptiles	46
Estrongiloidosis	19	Orden Araneae	
3.Parásitos del intestino grueso	20	Orden Scorpionida	
Amibiasis	21	Serpientes	
Balantidiasis	22	Saurios	
Blastocistosis	23	PRACTICAS DE LABORATORIO:	
Tricocefalosis	24	Práctica 19 Métodos útiles para la búsqueda de parásitos intestinales	47
Enterobiasis	25	Práctica 20 Métodos útiles para la búsqueda de parásitos extra intestinales	50
		Práctica 21 Enteroparasitosis	53
		Práctica 22 Enteroparasitosis	55
		Práctica 23 Protozoarios del intestino grueso	58
		Práctica 24 Parásitos hemáticos y tisulares	60
		Práctica 25 Parásitos hemáticos y tisulares	62

DATOS GENERALES DE LA ASIGNATURA

Coordinación del programa	Coordinación de Enseñanza, Departamento de Microbiología y Parasitología
Tipo de asignatura	Teórica – Práctica (40-60%)
Ubicación	2° año
Duración	Anual
Número de horas	Teoría 102 horas (3h/semana) Práctica 136 horas (4h/semana)
Créditos	17
Carácter	Obligatorio
Clave	1231
Requisitos académicos	Acreditación total de las asignaturas de 1° año

CALENDARIO ESCOLAR 2020-2021

Bacteriología

Inicio: Lunes 21 de septiembre

Término: Viernes 4 de diciembre

EXÁMENES ORDINARIOS

Primero: Miércoles 9 de junio

Virología

Inicio: Lunes 7 de diciembre

Término: Viernes 5 de febrero

Segundo: Lunes 21 de junio

Micología

Inicio: Lunes 8 de febrero

Término: Viernes 19 de marzo

EXAMEN EXTRAORDINARIO

Lunes 28 de junio

Parasitología

Inicio: Lunes 22 de marzo

Término: Viernes 28 de mayo

EXÁMENES PARCIALES

Primero: Jueves 7 enero

Bacteriología

Segundo: Viernes 26 de marzo

Virología y Micología

Tercero: Miércoles 2 de junio

Parasitología

VACACIONES

- Del 14 de diciembre de 2020 al 3 de enero del 2021
- Semana Santa del 29 de marzo al 2 de abril de 2021
- Del 5 al 23 de julio de 2021

ORIENTACIÓN GENERAL DEL CURSO

1. CONOCIMIENTOS NECESARIOS QUE SE REQUIEREN PARA LA ASIGNATURA

El alumno al inicio del segundo año de la carrera debe haber alcanzado el nivel suficiente de conocimiento, comprensión y análisis de las materias básicas estudiadas durante el primer año asimilando una mayor comprensión en la relación huésped-parásito, mecanismos defensivos del primero y patogénicos del segundo, así como el panorama general sobre elementos básicos del problema salud-enfermedad en la comunidad, complementando a este nivel no sólo el aspecto informativo sino el inicio del formativo.

Los conocimientos mínimos necesarios para aprobar la asignatura de Microbiología y Parasitología se encuentran en este Manual, por lo que, le sugerimos las revise cuidadosamente; en caso de que algún concepto no se discuta en clase, es responsabilidad suya buscar la información correspondiente y aprenderla apoyándose preferentemente en la bibliografía recomendada en el Manual.

2. LA IMPORTANCIA DE LA ASIGNATURA Y SU RELACIÓN CON LOS CONTENIDOS ACADÉMICOS DE LAS ASIGNATURAS Y ÁREAS CONSECUENTES DEL MISMO NIVEL

La asignatura en sí, dada la problemática del país, es una de las más importantes, no sólo porque las enfermedades infecciosas y parasitarias son motivo de consulta diaria, sino que para establecer las medidas preventivas y de control de las mismas, son necesarios conocimientos profundos de la materia y una debida integración con las materias básicas anteriores y del mismo ciclo y con las clínicas correspondientes y consecutivas.

3. LA CONTRIBUCIÓN PARA LA FORMACIÓN DEL PERFIL DEL EGRESADO

Dentro de las actividades profesionales realizará las que sean necesarias para promoción de la salud, la protección específica y el diagnóstico temprano en relación con los siguientes padecimientos: disentería bacilar, fiebre tifoidea y paratifoidea; otras infecciones por *Salmonella*, tuberculosis pulmonar, cólera, gastroenteritis, tosferina, erisipela, escarlatina, varicela, sarampión, rubéola, exantema súbito, herpes simple, herpes zoster, dengue, hepatitis viral aguda, sífilis, infecciones gonocócicas. Candidiasis oral, micosis cutáneas superficiales (dermatofitosis, pitiriasis versicolor). Ascariasis, tricosefalosis, necatoriasis, amibiasis intestinal, malaria, giardiasis, balantidiasis, fasciolosis, estrombiloidosis, miasis, enterobiasis, teniasis, pediculosis, sarna, brucelosis. Así como las enfermedades de transmisión por contacto sexual (trichomoniasis, candidiasis, infecciones por *Mycoplasma*, herpes genital, infecciones inespecíficas).

Realizará las acciones, pero solicitando apoyo especializado para la atención de los siguientes padecimientos.

Infecciones por *Mycoplasma*, clamidiasis, tuberculosis extrapulmonar, lepra, difteria, onchocercosis, tripanosomiasis americana, leishmaniasis, hidatidosis, trichinellosis, cisticercosis. Micosis subcutáneas (micetoma, esporotricosis, cromoblastomycosis) y pneumocistosis.

Realizará las acciones y referirá al especialista los pacientes que tengan los siguientes padecimientos: Síndrome de inmunodeficiencia adquirida (SIDA), rabia, sífilis secundaria y terciaria. Micosis sistémicas (histoplasmosis, coccidioidomycosis).

ACTIVIDADES DEL PROCESO ENSEÑANZA-APRENDIZAJE

DEL PROFESOR TITULAR

1. Discusión dirigida
2. Seminarios
3. Dinámica de grupos
4. Evaluación

DEL PROFESOR DE LABORATORIO

1. Discusión dirigida
2. Demostración
3. Evaluación

DEL ALUMNO

1. Preparación del tema
2. Revisión bibliográfica
3. Desarrollo de habilidades y destrezas
4. Participación en las clases teóricas y prácticas

PERFIL DEL DOCENTE

1. Licenciatura en medicina o áreas afines
2. Demostrar aptitud para la docencia
3. Tener preparación en el área docente por impartir
4. Enriquecer sus conocimientos en la materia que imparte
5. Contar con solvencia moral, ética y profesional
6. Realizar trabajo en equipo
7. Capacidad para conducir grupos de alumnos

MATERIAL DE APOYO A LA DOCENCIA

Físicos

1. Laboratorio

Materiales

1. Microscopios
2. Proyector
3. Programas en CD
4. Preparaciones para la observación al microscopio
5. Audiovisuales
6. Equipo y material de laboratorio
7. Acervo bibliográfico

FUENTES DE INFORMACIÓN ELECTRÓNICA

1. Departamento de Microbiología y Parasitología Recursos en Parasitología
<http://microypara.facmed.unam.mx>

LIBROS DE CONSULTA

1. Becerril Flores, Parasitología Médica. 5ª edición. Mc Graw Hill Interamericana, México 2019.
2. Cabello R. Microbiología y Parasitología Humana, 4ª. ed. Médica Panamericana. 2018.
3. Tay J, Gutiérrez Q M, Lara AR, Velasco CO. Parasitología médica. 8ª edición: Méndez Editores, México 2010

REFERENCIAS COMPLEMENTARIAS

1. Archivos de Investigación Médica, IMSS México). Arch Invest Med.
2. American Journal of Parasitology (EUA). Am J Parasitol.
3. American Journal of Tropical Medicine and Hygiene (EUA). Am J Trop Med Hyg.
4. Experimental Parasitology (Alemania). Exper Parasitol.
5. Gaceta Médica de México (Academia Nacional de Medicina). Gac Méd Méx. Infectología (México). Infectol.
6. Infection and Immunity (EUA). Infect Immun
7. Journal of Infectious Diseases (EUA). J Infect Dis
8. Journal of Parasitology, (EUA). J Parasit
9. Nature (U.K.). Nature
10. Parasitology (U.K.)
11. Parasitology Today (EUA).
12. Review of Infectious Diseases (EUA). Rev Infect Dis
13. Revista de la Facultad de Medicina, UNAM (México). Rev Fac Med UNAM
14. Revista Latinoamericana de Microbiología (México). Rev Latinoamer Microbiol
15. Revista de Salud Pública de México, Inst.Nal. Salud Pública. (México). Rev Sal Pub Mex.
16. Science (EUA)
17. Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene (U.K.). Trans Roy Soc Trop Med Hyg

PRESENTACIÓN

El propósito de la unidad temática de Parasitología de la asignatura de Microbiología y Parasitología de la carrera de Médico Cirujano de la Facultad de Medicina de la Universidad Nacional Autónoma de México, es proporcionar al alumno la información relacionada sobre la frecuencia y prevalencia de las infecciones, enfermedades, secuelas y muerte causadas por los parásitos.

Es de gran importancia el conocimiento de los mecanismos de transmisión, hábitat y profilaxis, así como la relación huésped-parásito; esta última puede producir alteraciones en diferentes tejidos y órganos que se manifiesta con signos y síntomas que en ocasiones originan problemas de diagnóstico a nivel

individual, familiar y comunitario, originando pérdida económica en los diferentes estratos sociales

En esta unidad temática se revisan 28 temas, que corresponden uno a generalidades, 27 a diferentes parásitos, tres a artrópodos de importancia médica. Se incluyen además ejercicios prácticos para que el estudiante se familiarice con el aspecto morfológico de los parásitos, así como con las técnicas más utilizadas para su diagnóstico.

Para apoyar el proceso enseñanza-aprendizaje de esta unidad, se incluyen referencias bibliográficas de diferentes fuentes

OBJETIVOS GENERALES

1. Establecer un marco de referencia, para el estudio de las enfermedades infecciosas y parasitarias.

2. Describir las principales causas de morbimortalidad por enfermedades infecciosas y parasitarias en México y correlacionarlas con los aspectos relativos a las condiciones de vida de la población.

3. Describir la interacción huésped-parásito, a partir del análisis de los conceptos de mecanismo de agresión y de defensa.

4. Describir las características diferenciales de los agentes etiológicos de las enfermedades infecciosas y parasitarias, para efectuar el diagnóstico clínico y de laboratorio correctos.

5. Enunciar la utilidad de la respuesta inmune con fines diagnósticos, profilácticos y terapéuticos.

6. Describir los aspectos preventivos en las enfermedades infecciosas y parasitarias.

1. GENERALIDADES DE LAS ENFERMEDADES PARASITARIAS

1.1 IMPORTANCIA DE LAS ENFERMEDADES PARASITARIAS

- 1.1.1 Alta frecuencia a nivel mundial
- 1.1.2 Trascendencia en salud pública
- 1.1.3 Altos Índices de morbi-mortalidad
- 1.1.4 Impacto socioeconómico
 - 1.1.4.1 Ausentismo laboral y escolar
 - 1.1.4.2 Costo de la atención médica
 - 1.1.4.3 Gastos por defunción
- 1.1.5 Incidencia en pacientes Inmunocomprometidos

1.2 NOMENCLATURA DE LOS PARÁSITOS

1.3 CLASIFICACIÓN DE LOS PARÁSITOS

- 1.3.1 Protozoos
- 1.3.2 Helmintos
- 1.3.3 Artrópodos

1.4 GENERALIDADES DE LOS PROTOZOARIOS

- 1.4.1 Formas que existen en la naturaleza
- 1.4.2 Morfología de cada una de ellas
- 1.4.3 Organelos de locomoción
- 1.4.4 Reproducción

1.5 GENERALIDADES DE LOS HELMINTOS

- 1.5.1 Clase Cestoidea
 - 1.5.1.1 Generalidades
 - 1.5.1.2 Morfología
 - 1.5.1.3 Reproducción
 - 1.5.1.4 Mecanismos de Transmisión

1.5.2 Clase Trematoidea

- 1.5.2.1 Generalidades
- 1.5.2.2 Morfología
- 1.5.2.3 Reproducción
- 1.5.2.4 Mecanismos de transmisión

1.5.3 Clase Nematoidea

- 1.5.3.1 Generalidades
- 1.5.3.2 Morfología
- 1.5.3.3 Reproducción
- 1.5.3.4 Mecanismos de transmisión

1.6 ENFERMEDADES POCO CONOCIDAS POR EL PERSONAL DE SALUD EN MEXICO

- 1.6.1 Balantidiasis
- 1.6.2 Blastocistosis
- 1.6.3 Criptosporidiosis
- 1.6.4 Ciclosporiasis
- 1.6.5 Leishmaniasis visceral
- 1.6.6 Hidatidosis
- 1.6.7 Fasciolosis
- 1.6.8 Paragonimiasis
- 1.6.9 Gnatostomiasis

1.7 ARTRÓPODOS

- 1.7.1 Generalidades
- 1.7.2 Morfología
- 1.7.3 Reproducción

2. PARÁSITOS DEL INTESTINO DELGADO

A pesar de la transición epidemiológica, las enteroparasitosis siguen siendo un problema de salud mundial y afectan fundamentalmente a la población de países en desarrollo. Existen más de 280 millones de personas con giardiasis sintomática; esta parasitosis es más frecuente en la edad infantil, con impacto negativo en el desarrollo ponderal y cognitivo. (Existen 50 millones de individuos con amibiasis, con mortalidad de entre 40 y 100,000 casos por año). De las parasitosis emergentes, la criptosporidiosis produce cuadros diarreicos severos sobre todo en pacientes con SIDA, con prevalencias desde 0 hasta el 100%. La frecuencia de las geohelmintiasis también es alta, con 1472 millones de casos de ascariasis, 1298 millones con uncinariasis, 1050 millones con tricocefalosis y 70 millones con estrongiloidosis.

Por otro lado; los principales indicadores de riesgo que incrementan la frecuencia de las enteroparasitosis son la pobreza, bajo nivel cultural, malos hábitos higiénicos y carencia de servicios públicos, entre otros. En México se estima que más del 60% de la población vive en pobreza e incluso en pobreza extrema y la

prevalencia de las enteroparasitosis es del 64 al 70% con casos de individuos con parasitosis múltiples.

Por supuesto, el daño que producen estas parasitosis impacta en el desarrollo económico y social de la comunidad y por ende del país.

INTESTINO DELGADO	
Protozoarios	Helmintos
<i>Giardia lamblia</i>	<i>Taenia solium</i> , <i>T. saginata</i>
<i>Cryptosporidium</i> spp	<i>Hymenolepis nana</i> , <i>H. diminuta</i>
<i>Cyclospora cayetanensis</i>	<i>Ascaris lumbricoides</i>
<i>Cystoisospora belli</i>	<i>Necator americanus</i>
	<i>Strongyloides stercoralis</i>

2.1 GIARDIASIS

- 2.1.1 Introducción
 - 2.1.1.1 Antecedentes históricos
- 2.1.2 Epidemiología
 - 2.1.2.1 Distribución geográfica
 - 2.1.2.2 Frecuencia
 - 2.1.2.2.1 Mundial
 - 2.1.2.2.2 En México
 - 2.1.2.3 Factores de riesgo
- 2.1.3 Agente etiológico: *Giardia lamblia*
 - 2.1.3.1 Morfología
 - 2.1.3.2 Ciclo biológico
 - 2.1.3.3 Mecanismos de transmisión
- 2.1.4 Patogenia
 - 2.1.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito
 - 2.1.4.2 Respuesta inmune en la Infección - enfermedad
- 2.1.5 Patología
 - 2.1.5.1 Lesiones macroscópicas y microscópicas
- 2.1.6 Manifestaciones clínicas
 - 2.1.6.1 Fase aguda
 - 2.1.6.2 Fase crónica
 - 2.1.6.3 Complicaciones
- 2.1.7 Diagnóstico diferencial
- 2.1.8 Diagnóstico
 - 2.1.8.1 Laboratorio
- 2.1.9 Tratamiento
- 2.1.10 Prevención

2.2 COCCIDIOS INTESTINALES

Introducción

- 2.2.1 Antecedentes históricos
- 2.2.2 Epidemiología
 - 2.2.2.1 Distribución geográfica
 - 2.2.2.2 Frecuencia
 - 2.2.2.2.1 Mundial
 - 2.2.2.2.2 En México
 - 2.2.2.3 Factores de riesgo
- 2.2.3 Agentes etiológicos:
 - Cryptosporidium* spp.
 - Cyclospora cayetanensis*
 - Cystoisospora belli*
 - 2.2.3.1 Morfología
 - 2.2.3.2 Ciclo biológico
 - 2.2.3.3 Mecanismos de transmisión
- 2.2.4 Patogenia
 - 2.2.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito
 - 2.2.4.2 Respuesta inmune en la infección-enfermedad
- 2.2.5 Patología
 - 2.2.5.1 Lesiones macroscópicas y microscópicas
- 2.2.6 Cuadro clínico
 - 2.2.6.1 Fase aguda
 - 2.2.6.2 Fase crónica
 - 2.2.6.3 Complicaciones
- 2.2.7 Diagnóstico diferencial
- 2.2.8 Diagnóstico
 - 2.2.8.1 Laboratorio
- 2.2.9 Tratamiento
- 2.2.10 Prevención

2.3 TENIASIS

- 2.3.1 Introducción
 - 2.3.1.1 Antecedentes históricos
- 2.3.2 Epidemiología
 - 2.3.2.1 Distribución geográfica
 - 2.3.2.2 Frecuencia
 - 2.3.2.2.1 Mundial
 - 2.3.2.2.2 En México
 - 2.3.2.3 Factores de riesgo
- 2.3.3 Agentes etiológicos: *Taenia solium* *T. saginata*
 - 2.3.3.1 Morfología
 - 2.3.3.2 Ciclo biológico
 - 2.3.3.3 Mecanismos de transmisión
- 2.3.4 Patogenia
 - 2.3.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped- parásito
 - 2.3.4.2 Respuesta inmune en la infección-enfermedad
- 2.3.5 Patología
 - 2.3.5.1 Lesiones macroscópicas y microscópicas
- 2.3.6 Cuadro clínico
 - 2.3.6.1 Fase intestinal
 - 2.3.6.2 Complicaciones
- 2.3.7 Diagnóstico diferencial
- 2.3.8 Diagnóstico
 - 2.3.8.1 Laboratorio
- 2.3.9 Tratamiento
- 2.3.10 Prevención

2.4 HIMENOLEPIASIS

- 2.4.1 Introducción
 - 2.4.1.1 Antecedentes históricos
- 2.4.2 Epidemiología
 - 2.4.2.1 Distribución geográfica
 - 2.4.2.2 Frecuencia
 - 2.4.2.2.1 Mundial
 - 2.4.2.2.2 En México
 - 2.4.2.3 Factores de riesgo
- 2.4.3 Agente etiológico: *Hymenolepis nana*
H. diminuta
 - 2.4.3.1 Morfología
 - 2.4.3.2 Ciclo biológico
 - 2.4.3.3 Mecanismos de transmisión
- 2.4.4 Patogenia
 - 2.4.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito
 - 2.4.4.2 Respuesta inmune en la infección-enfermedad
- 2.4.5 Patología
 - 2.4.5.1 Lesiones microscópicas y macroscópicas
- 2.4.6 Cuadro clínico
 - 2.4.6.1 Fase intestinal
 - 2.4.6.2 Complicaciones
- 2.4.7 Diagnóstico diferencial
- 2.4.8 Diagnóstico
 - 2.4.8.1 Laboratorio
- 2.4.9 Tratamiento
- 2.4.10 Prevención

2.5 ASCARIASIS

- 2.5.1 Introducción
 - 2.5.1.1 Antecedentes históricos
- 2.5.2 Epidemiología
 - 2.5.2.1 Distribución geográfica
 - 2.5.2.2 Frecuencia
 - 2.5.2.2.1 Mundial
 - 2.5.2.2.2 En México
 - 2.5.2.3 Factores de riesgo
- 2.5.3 Agente etiológico: *Ascaris lumbricoides*
 - 2.5.3.1 Morfología
 - 2.5.3.2 Ciclo biológico
 - 2.5.3.3 Mecanismos de transmisión
- 2.5.4 Patogenia
 - 2.5.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito
 - 2.5.4.2 Respuesta inmune en la infección-enfermedad
- 2.5.5 Patología
 - 2.5.5.1 Lesiones microscópicas y macroscópicas
- 2.5.6 Cuadros clínicos
 - 2.5.6.1 Fase migratoria
 - 2.5.6.2 Fase intestinal
 - 2.5.6.3 Migraciones erráticas
 - 2.5.6.3.1 Fase de larva
 - 2.5.6.3.2 Fase de adulto
 - 2.5.6.4 Complicaciones
- 2.5.7 Diagnóstico diferencial
- 2.5.8 Diagnóstico
 - 2.5.8.1 Laboratorio
 - 2.5.8.2 Gabinete
- 2.5.9 Tratamiento
 - 2.5.9.1 Médico
 - 2.5.9.2 Quirúrgico
- 2.5.10 Prevención

2.6 NECATORIASIS

- 2.6.1 Introducción
 - 2.6.1.1 Antecedentes históricos
- 2.6.2 Epidemiología
 - 2.6.2.1 Distribución geográfica
 - 2.6.2.2 Frecuencia
 - 2.6.2.2.1 Mundial
 - 2.6.2.2.2 En México
 - 2.6.2.3 Factores de riesgo
- 2.6.3 Agente etiológico: *Necator americanus*
 - 2.6.3.1 Morfología
 - 2.6.3.2 Ciclo biológico
 - 2.6.3.3 Mecanismos de transmisión
 - 2.6.3.4 Otros agentes
- 2.6.4 Patogenia
 - 2.6.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito
 - 2.6.4.2 Respuesta inmune en la infección-enfermedad
- 2.6.5 Patología
 - 2.6.5.1 Lesiones microscópicas y macroscópicas
- 2.6.6 Cuadros clínicos
 - 2.6.6.1 Fase cutánea
 - 2.6.6.2 Fase migratoria
 - 2.6.6.3 Fase intestinal
 - 2.6.6.4 Complicaciones
- 2.6.7 Diagnóstico diferencial
- 2.6.8 Diagnóstico
 - 2.6.8.1 Laboratorio
 - 2.6.8.2 Gabinete
- 2.6.9 Tratamiento
- 2.6.10 Prevención

2.7 ESTRONGILOIDOSIS

- 2.7.1 Introducción
 - 2.7.1.1 Antecedentes históricos
- 2.7.2 Epidemiología
 - 2.7.2.1 Distribución geográfica
 - 2.7.2.2 Frecuencia
 - 2.7.2.2.1 Mundial
 - 2.7.2.2.2 En México
 - 2.7.2.3 Factores de riesgo
- 2.7.3 Agente etiológico: *Strongyloides stercoralis*
 - 2.7.3.1 Morfología
 - 2.7.3.2 Ciclo biológico
 - 2.7.3.3 Mecanismos de transmisión
- 2.7.4 Patogenia
 - 2.7.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito
 - 2.7.4.2 Respuesta inmune en la infección-enfermedad
- 2.7.5 Patología
 - 2.7.5.1 Lesiones macroscópicas y microscópicas
- 2.7.6 Cuadros clínicos
 - 2.7.6.1 Fase cutánea
 - 2.7.6.2 Fase migratoria
 - 2.7.6.3 Fase intestinal
 - 2.7.6.4 Fase extraintestinal
 - 2.7.6.5 Síndrome de hiperinfección y diseminación
- 2.7.7 Diagnóstico diferencial
- 2.7.8 Diagnóstico
 - 2.7.8.1 Laboratorio
 - 2.7.8.2 Gabinete
- 2.7.9 Tratamiento
- 2.7.10 Prevención

3. PARÁSITOS DEL INTESTINO GRUESO

Las infecciones parasitarias intestinales en el ser humano constituyen un importante problema sanitario, variando sus cuadros de asintomáticos a casos graves que en algunas ocasiones causan la muerte. En el caso del intestino grueso, los parásitos que causan infección son:

Entamoeba histolytica es la única amiba patógena para el hombre, y afecta del 5 al 10% de la población mundial. Presenta una distribución mayor en los trópicos y en zonas con condiciones socio-sanitarias deficientes.

Blastocystis hominis es un protozoario sin pared celular que crece sólo en presencia de bacterias en medios anaeróbicos. Generalmente cursa con molestias abdominales, anorexia y distensión abdominal

Balantidium coli es el único ciliado que parasita al hombre. El reservorio y la fuente de infección más importante son los cerdos y menos frecuentemente roedores y monos. La prevalencia de la infección es baja en comparación con otros protozoarios.

Enterobius vermicularis es el helminto de mayor distribución geográfica, afecta al 30% de los niños en edad escolar, aunque también puede aparecer en otras edades.

La infectividad de los huevos durante la emisión explica las epidemias escolares o familiares. Los

huevos permanecen durante semanas en ropas, suelos y uñas, su presencia exige una serie de medidas higiénicas.

Trichuris trichiura, vive en el ciego donde penetran a la mucosa por su extremo anterior, cuando la carga de gusanos es grande la mucosa se inflama y queda edematosa. Cada tricocefalo consume .005 ml, de sangre y podría llegar a producir anemia. Las hemorragias en el sitio donde penetran los parásitos también constituyen una causa de anemia.

INTESTINO GRUESO	
Protozoarios	Helmintos
<i>Entamoeba histolytica</i>	<i>Enterobius vermicularis</i>
<i>Blastocystis hominis</i>	<i>Trichuris trichiura</i>
<i>Balantidium coli</i>	

3.1 AMIBIASIS

- 3.1.1 Introducción
 - 3.1.1.1 Antecedentes históricos
- 3.1.2 Epidemiología
 - 3.1.2.1 Distribución geográfica
 - 3.1.2.2 Frecuencia
 - 3.1.2.2.1 Mundial
 - 3.1.2.2.2 En México
 - 3.1.2.3 Factores de riesgo
- 3.1.3 Agente etiológico: *Entamoeba histolytica*
 - 3.1.3.1 Morfología
 - 3.1.3.2 Ciclo biológico
 - 3.1.3.3 Mecanismos de transmisión
 - 3.1.3.4 Otras amibas
- 3.1.4 Patogenia
 - 3.1.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito
 - 3.1.4.2 Respuesta inmune en la infección-enfermedad
- 3.1.5 Patología
 - 3.1.5.1 Lesiones macroscópicas y microscópicas
- 3.1.6 Cuadros clínicos
 - 3.1.6.1 Intestinal
 - 3.1.6.1.1 Aguda
 - 3.1.6.1.2 Crónica
 - 3.1.6.2 Extraintestinal
 - 3.1.6.2.1 Hepática
 - 3.1.6.2.2 Cutánea
 - 3.1.6.2.3 Mucocutánea
 - 3.1.6.2.4 Otros
 - 3.1.6.2.5 Complicaciones
- 3.1.7 Diagnóstico diferencial
- 3.1.8 Diagnóstico
 - 3.1.8.1 Laboratorio
 - 3.1.8.2 Gabinete
- 3.1.9 Tratamiento

3.2 BALANTIDIASIS

- 3.2.1 Introducción
 - 3.2.1.1 Antecedentes históricos
- 3.2.2 Epidemiología
 - 3.2.2.1 Distribución geográfica
 - 3.2.2.2 Frecuencia
 - 3.2.2.2.1 Mundial
 - 3.2.2.2.2 En México
 - 3.2.2.3 Factores de riesgo
- 3.2.3 Agente etiológico: *Balantidium coli*
 - 3.2.3.1 Morfología
 - 3.2.3.2 Ciclo biológico
 - 3.2.3.3 Mecanismos de transmisión
- 3.2.4 Patogenia
 - 3.2.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito
 - 3.2.4.2 Respuesta inmune en la infección-enfermedad
- 3.2.5 Patología
 - 3.2.5.1 Lesiones macroscópicas y microscópicas
- 3.2.6 Cuadros clínicos
 - 3.2.6.1 Intestinal
 - 3.2.6.1.1 Aguda
 - 3.2.6.1.2 Crónica
 - 3.2.6.1.3 Complicaciones
- 3.2.7 Diagnóstico diferencial
- 3.2.8 Diagnóstico
 - 3.2.8.1 Laboratorio
 - 3.2.8.2 Gabinete
- 3.2.9 Tratamiento
- 3.2.10 Prevención

3.3 BLASTOCISTOSIS

- 3.3.1 Introducción
 - 3.3.1.1 Antecedentes históricos
- 3.3.2 Epidemiología
 - 3.3.2.1 Zoonosis
 - 3.3.2.2 Distribución geográfica
 - 3.3.2.3 Frecuencia
 - 3.3.2.2.1 Mundial
 - 3.3.2.2.2 México
 - 3.3.2.4 Factores de riesgo
- 3.3.3 Agente etiológico: *Blastocystis* spp
 - 3.3.3.1 Morfología
 - 3.3.3.2 Ciclo biológico
 - 3.3.3.3 Mecanismos de transmisión
- 3.3.4 Patogenia
 - 3.3.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito
 - 3.3.4.2 Respuesta inmune en la infección-enfermedad
- 3.3.5 Patología
 - 3.3.5.1 Lesiones macroscópicas y microscópicas
- 3.3.6 Cuadros clínicos
 - 3.3.6.1 Intestinal
 - 3.3.6.1.1 Agudo
 - 3.3.6.1.2 Crónico
- 3.3.7 Diagnóstico diferencial
- 3.3.8 Diagnóstico
 - 3.3.8.1 Diagnóstico de laboratorio
- 3.3.9 Tratamiento
- 3.3.10 Prevención

3.4 TRICOCEFALOSIS

- 3.4.1 Introducción
 - 3.4.1.2 Antecedentes históricos
- 3.4.2 Epidemiología
 - 3.4.2.1 Distribución geográfica
 - 3.4.2.2 Frecuencia
 - 3.4.2.2.1 Mundial
 - 3.4.2.2.2 En México
 - 3.4.2.3 Factores de riesgo
- 3.4.3 Agente etiológico: *Trichuris trichiura*
 - 3.4.3.1 Morfología
 - 3.4.3.2 Ciclo biológico
 - 3.4.3.3 Mecanismos de transmisión
- 3.4.4 Patogenia
 - 3.4.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito
 - 3.4.4.2 Respuesta inmune en la infección-enfermedad
- 3.4.5 Patología
 - 3.4.5.1 Lesiones macroscópicas y microscópicas
- 3.4.6 Cuadros clínicos
 - 3.4.6.1 Intestinal
 - 3.4.6.2 Complicaciones
- 3.4.7 Diagnóstico diferencial
- 3.4.8 Diagnóstico
 - 3.4.8.1 Laboratorio
 - 3.4.8.2 Gabinete
- 3.4.9 Tratamiento
- 3.4.10 Prevención

3.5 ENTEROBIASIS

- 3.5.1 Introducción
 - 3.5.1.1 Antecedentes históricos
- 3.5.2 Epidemiología
 - 3.5.2.1 Distribución geográfica
 - 3.5.2.2 Frecuencia
 - 3.5.2.2.1 Mundial
 - 3.5.2.2.2 En México
 - 3.5.2.3 Factores de riesgo
- 3.5.3 Agente etiológico: *Enterobius vermicularis*
 - 3.5.3.1 Morfología
 - 3.5.3.2 Ciclo biológico
 - 3.5.3.3 Mecanismos de transmisión
- 3.5.4 Patogenia
 - 3.5.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito
 - 3.5.4.2 Respuesta inmune en la infección-enfermedad
- 3.5.5 Patología
 - 3.5.5.1 Lesiones macroscópicas y microscópicas
- 3.5.6 Cuadros clínicos
 - 3.5.6.1 Intestinales
 - 3.5.6.2 Complicaciones
- 3.5.7 Diagnóstico diferencial
- 3.5.8 Diagnóstico
 - 3.5.8.3 Laboratorio
 - 3.5.8.4 Gabinete
- 3.5.9 Tratamiento
- 3.5.10 Prevención

4. PROTOZOARIOS HEMÁTICOS Y HELMINTOS EXTRA INTESTINALES. (TISULARES)

El torrente sanguíneo y los tejidos pueden ser invadidos por diversos parásitos que permanecen o se multiplican en ellos durante una o varias fases de su ciclo biológico. Las parasitosis que tienen su hábitat a nivel de los tejidos y la sangre, presentan ciertos rasgos comunes que conviene conocer para efectuar un adecuado diagnóstico diferencial.

Los antecedentes epidemiológicos son de gran importancia, especialmente cuando se trata de infecciones en las cuales participan transmisores biológicos que solo se encuentran en determinadas áreas geográficas. El cuadro clínico de las hemoparasitosis e histoparasitosis es en la mayoría de ellas, polimorfo y poco característico.

HELMINTIASIS TISULARES
Cisticercosis: forma larvaria de <i>Taenia solium</i>
Hidatidosis: forma larvaria de <i>Echinococcus granulosus</i>
<i>Fasciola hepática</i>
<i>Paragonimus mexicanus</i>
Larvas migratorias por nematodos: a) <i>Ancylostoma caninum</i> y <i>A. braziliensis</i> b) <i>Toxocara canis</i> , <i>T. cati</i> c) <i>Gnathostoma binucleatum</i>
<i>Trichinella spiralis</i> <i>T. nativa</i> , <i>T. britovi</i> , <i>T. pseudospiralis</i> , <i>T. murrelli</i> , <i>T. nelsoni</i> , <i>T. papuae</i> .
<i>Onchocerca volvulus</i>

PROTOZOARIO DE CAVIDADES
<i>Trichomonas vaginalis</i>

PROTOZOARIOS	
<i>Naegleria fowleri</i> , <i>Acanthamoeba spp</i> , y <i>Balamuthia spp</i>	<i>Plasmodium vivax</i> , <i>P. malariae</i> , <i>P. falciparum</i> , <i>P. ovale</i> , <i>P. knowlesi</i>
<i>Toxoplasma gondii</i>	<i>Leishmania mexicana</i> , <i>L. braziliensis</i> , <i>L. donovani</i>
	<i>Trypanosoma cruzi</i>

4.1 AMIBAS DE VIDA LIBRE (anfizoicas)

- 4.1.1 Introducción
 - 4.1.1.1 Antecedentes históricos
- 4.1.2 Epidemiología
 - 4.1.2.1 Distribución geográfica
 - 4.1.2.2 Frecuencia
 - 4.1.2.2.1 Mundial
 - 4.1.2.2.2 México
 - 4.1.2.3 Factores de riesgo
- 4.1.3 Agentes etiológicos: *Naegleria fowleri*, *Acanthamoeba spp*, y *Balamuthia spp*
 - 4.1.3.1 Morfología
 - 4.1.3.2 Ciclo biológico
 - 4.1.3.3 Mecanismos de transmisión
- 4.1.4 Patogenia
 - 4.1.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped - parásito
 - 4.1.4.2 Respuesta inmune en la infección-Enfermedad
- 4.1.5 Patología
 - 4.1.5.1 Lesiones macroscópicas y microscópicas
- 4.1.6 Cuadros clínicos
 - 4.1.6.1 Meningoencefalitis amibiana primaria
 - 4.1.6.2 Encefalitis amibiana granulomatosa
 - 4.1.6.3 Queratitis
 - 4.1.6.4 Complicaciones
- 4.1.7 Diagnóstico diferencial
- 4.1.8 Diagnóstico
 - 4.1.8.1 Laboratorio
 - 4.1.8.2 Gabinete
- 4.1.9 Tratamiento
- 4.1.10 Prevención

4.2 TOXOPLASMOSIS

- 4.2.1 Introducción
 - 4.2.1.1 Antecedentes históricos
- 4.2.2 Epidemiología
 - 4.2.2.1 Distribución geográfica
 - 4.2.2.2 Frecuencia
 - 4.2.2.2.1 Mundial
 - 4.2.2.2.2 México
 - 4.2.2.3 Factores de riesgo
- 4.2.3 Agente etiológico: *Toxoplasma gondii*
 - 4.2.3.1 Morfología
 - 4.2.3.2 Ciclo biológico
 - 4.2.3.3 Mecanismos de transmisión
- 4.2.4 Patogenia
 - 4.2.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito
 - 4.2.4.2 Respuesta inmune en la infección-enfermedad
- 4.2.5 Patología
 - 4.2.5.1 Lesiones macroscópicas y microscópicas
- 4.2.6 Cuadros clínicos
 - 4.2.6.1 Infección congénita
 - 4.2.6.2 Infección adquirida
 - 4.2.6.3 Complicaciones
- 4.2.7 Diagnóstico diferencial
- 4.2.8 Diagnóstico
 - 4.2.8.1 Laboratorio
 - 4.2.8.2 Gabinete
- 4.2.9 Tratamiento
- 4.2.10 Prevención

4.3 MALARIA

- 4.3.1 Introducción
 - 4.3.1.1 Antecedentes históricos
- 4.3.2 Epidemiología
 - 4.3.2.1 Distribución geográfica
 - 4.3.2.2 Frecuencia de las especies que causan patología en humanos
 - 4.3.2.2.1 Mundial
 - 4.3.2.2.2 En México
 - 4.3.2.3 Factores de riesgo
- 4.3.3 Agentes etiológicos: *Plasmodium vivax*, *P. malariae*, *P. falciparum*, *P. ovale*, *P. knowlesi*
 - 4.3.3.1 Morfología
 - 4.3.3.2 Ciclo biológico
 - 4.3.3.3 Mecanismos de transmisión
- 4.3.4 Patogenia
 - 4.3.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito.
 - 4.3.4.2 Respuesta inmune a la infección-enfermedad
- 4.3.5 Patología
- 4.3.6 Cuadros clínicos
 - 4.3.6.1 Malaria (vectorial, transfusional y Transplacentaria)
 - 4.3.6.2 Recidivas
 - 4.3.6.3 Recaídas
 - 4.3.6.4 Complicaciones
- 4.3.7 Diagnóstico diferencial
- 4.3.8 Diagnóstico
 - 4.3.8.1 Laboratorio
 - 4.3.8.2 Gabinete
- 4.3.9 Tratamiento
 - 4.3.9.1 Supresivo
 - 4.3.9.2 Curativo
- 4.3.10 Prevención

4.4 LEISHMANIASIS

- 4.4.1 Introducción
 - 4.4.1.1 Antecedentes históricos
- 4.4.2 Epidemiología
 - 4.4.2.1 Distribución geográfica
 - 4.4.2.2 Frecuencia
 - 4.4.2.2.1 Mundial
 - 4.4.2.2.2 En México
 - 4.4.2.3 Factores de riesgo
- 4.4.3 Agentes etiológicos: *Leishmania mexicana*, *L. braziliensis*, *L. donovani*
 - 4.4.3.1 Morfología
 - 4.4.3.2 Ciclo biológico
 - 4.4.3.3 Mecanismos de transmisión
- 4.4.4 Patogenia
 - 4.4.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito.
 - 4.4.4.2 Respuesta inmune a la infección-enfermedad
- 4.4.5 Patología
- 4.4.6 Cuadros clínicos
 - 4.4.6.1 Cutáneas
 - 4.4.6.1.1 Localizada
 - 4.4.6.1.2 Diseminada
 - 4.4.6.2 Mucocutánea
 - 4.4.6.3 Visceral
 - 4.4.6.4 Complicaciones
- 4.4.7 Diagnóstico diferencial
- 4.4.8 Diagnóstico
 - 4.4.8.1 Laboratorio
 - 4.4.8.2 Gabinete
- 4.4.9 Tratamiento
- 4.4.10 Prevención

4.5 TRIPANOSOMIASIS

- 4.5.1 Introducción
 - 4.5.1.1 Antecedentes históricos
- 4.5.2 Epidemiología
 - 4.5.2.1 Distribución geográfica
 - 4.5.2.2 Frecuencia
 - 4.5.2.2.1 Mundial
 - 4.5.2.2.3 En México
 - 4.5.2.3 Factores de riesgo
- 4.5.3 Agente etiológico: *Trypanosoma cruzi*
 - 4.5.3.1 Morfología
 - 4.5.3.2 Ciclo biológico
 - 4.5.3.3 Mecanismos de transmisión
 - 4.5.3.4 Otras tripanosomiasis
- 4.5.4 Patogenia
 - 4.5.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito
 - 4.5.4.2 Respuesta inmune a la infección-enfermedad
- 4.5.5 Patología
- 4.5.6 Cuadros clínicos
 - 4.5.6.1 Aguda
 - 4.5.6.2 Crónica
 - 4.5.6.3 Complicaciones
- 4.5.7 Diagnóstico diferencial
- 4.5.8 Diagnóstico
 - 4.5.8.1 Laboratorio
 - 4.5.8.2 Gabinete
- 4.5.9 Tratamiento
- 4.5.10 Prevención

4.6 CISTICERCOSIS (forma larvaria de *Taenia solium*)

- 4.6.1 Introducción
 - 4.6.1.1 Antecedentes históricos
- 4.6.2 Epidemiología
 - 4.6.2.1 Distribución geográfica
 - 4.6.2.2 Frecuencia
 - 4.6.2.2.1 Mundial
 - 4.6.2.2.2 En México
 - 4.6.2.3 Factores de riesgo
- 4.6.3 Agente etiológico: Forma larvaria de *Taenia solium* (cisticerco)
 - 4.6.3.1 Morfología
 - 4.6.3.2 Ciclo biológico
 - 4.6.3.3 Mecanismos de transmisión
- 4.6.4 Patogenia
 - 4.6.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito.
 - 4.6.4.2 Respuesta inmune en la infección-enfermedad
- 4.6.5 Patología
- 4.6.6 Cuadros clínicos
 - 4.6.6.1 Diferentes localizaciones
 - 4.6.6.2 Complicaciones
- 4.6.7 Diagnóstico diferencial
- 4.6.8 Diagnóstico
 - 4.6.8.1 Laboratorio
 - 4.6.8.2 Gabinete
- 4.6.9 Tratamiento
 - 4.6.9.1 Médico
 - 4.6.9.2 Quirúrgico
- 4.6.10 Prevención

4.7 HIDATIDOSIS (forma larvaria de *Echinococcus granulosus*)

- 4.7.1 Introducción
 - 4.7.1.1 Antecedentes históricos
- 4.7.2 Epidemiología
 - 4.7.2.1 Distribución geográfica
 - 4.7.2.2 Frecuencia
 - 4.7.2.2.1 Mundial
 - 4.7.2.2.2 En México
 - 4.7.2.3 Factores de riesgo
- 4.7.3 Agente etiológico:
 - 4.7.3.1 Forma larvaria de *Echinococcus granulosus*
 - 4.7.3.2 Morfología
 - 4.7.3.3 Ciclo biológico
- 4.7.4 Patogenia
 - 4.7.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito
 - 4.7.4.2 Respuesta inmune a la infección-enfermedad
- 4.7.5 Patología
- 4.7.6 Cuadros clínicos
 - 4.7.6.1 Diferentes localizaciones
 - 4.7.6.2 Complicaciones
- 4.7.7 Diagnóstico diferencial
- 4.7.8 Diagnóstico
 - 4.7.8.1 Laboratorio
 - 4.7.8.2 Gabinete
- 4.7.9 Tratamiento
 - 4.7.9.1 Médico
 - 4.7.9.2 Quirúrgico
- 4.7.10 Prevención

4.8 FASCIOLOSIS

- 4.8.1 Introducción
 - 4.8.1.1 Antecedentes históricos
- 4.8.2 Epidemiología
 - 4.8.2.1 Distribución geográfica
 - 4.8.2.2 Frecuencia
 - 4.8.2.2.1 Mundial
 - 4.8.2.2.2 En México
 - 4.8.2.3 Factores de riesgo
- 4.8.3 Agente etiológico: *Fasciola hepatica*
 - 4.8.3.1 Morfología
 - 4.8.3.2 Ciclo biológico
 - 4.8.3.3 Mecanismos de transmisión
- 4.8.4 Patogenia
 - 4.8.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped - parásito
 - 4.8.4.2 Respuesta inmune en la infección -enfermedad
- 4.8.5 Patología
 - 4.8.5.1 Lesiones macroscópicas y microscópicas
- 4.8.6 Cuadros clínicos
 - 4.8.6.1 Fase intestinal
 - 4.8.6.2 Fase de migración
 - 4.8.6.3 Fase de estado
 - 4.8.6.4 Complicaciones
- 4.8.7 Diagnóstico diferencial
- 4.8.8 Diagnóstico
 - 4.8.8.1 Laboratorio
 - 4.8.8.2 Gabinete
- 4.8.9 Tratamiento
- 4.8.10 Prevención

4.9 PARAGONIMIASIS

- 4.9.1 Introducción
 - 4.9.1.1 Antecedentes históricos
- 4.9.2 Epidemiología
 - 4.9.2.1 Distribución geográfica
 - 4.9.2.2 Frecuencia
 - 4.9.2.2.1 Mundial
 - 4.9.2.2.2 En México
 - 4.9.2.3 Factores de riesgo
- 4.9.3 Agente etiológico: *Paragonimus mexicanus*
 - 4.9.3.1 Morfología
 - 4.9.3.2 Ciclo biológico
 - 4.9.3.3 Mecanismos de transmisión
- 4.9.4 Patogenia
 - 4.9.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito.
 - 4.9.4.2 Respuesta inmune a la infección-enfermedad
- 4.9.5 Patología
 - 4.9.5.1 Lesiones macroscópicas y microscópicas
- 4.9.6 Cuadros clínicos
 - 4.9.6.1 Fase intestinal
 - 4.9.6.2 Fase de migración
 - 4.9.6.3 Fase de estado
 - 4.9.6.4 Complicaciones
- 4.9.7 Diagnóstico diferencial
- 4.9.8 Diagnóstico
 - 4.9.8.1 Laboratorio
 - 4.9.8.2 Gabinete
- 4.9.9 Tratamiento
- 4.9.10 Prevención

4.10 LARVAS MIGRATORIAS POR NEMÁTODOS

- 4.10.1 Dermatitis Verminosa Reptante
 - 4.10.1.1 Introducción
 - 4.10.1.1.1 Antecedentes históricos
 - 4.10.1.2 Epidemiología
 - 4.10.1.2.1 Distribución geográfica
 - 4.10.1.2.2 Frecuencia
 - 4.10.1.2.2.1 Mundial
 - 4.10.1.2.2.2 En México
 - 4.10.1.2.3 Factores de riesgo
 - 4.10.1.3 Agentes etiológicos: forma larvaria de *Ancylostoma caninum*, *A. braziliensis*
 - 4.10.1.3.1 Morfología
 - 4.10.1.3.2 Ciclo biológico
 - 4.10.1.3.3 Mecanismos de transmisión
 - 4.10.1.4 Patogenia
 - 4.10.1.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito.
 - 4.10.1.4.2 Respuesta inmune a la infección-enfermedad
 - 4.10.1.5 Patología
 - 4.10.1.5.1 Lesiones macroscópicas y microscópicas
 - 4.10.1.6 Cuadros clínicos
 - 4.10.1.6.1 Cutáneas
 - 4.10.1.6.2 Complicaciones
 - 4.10.1.7 Diagnóstico diferencial
 - 4.10.1.8 Diagnóstico
 - 4.10.1.8.1 Laboratorio
 - 4.10.1.9 Tratamiento
 - 4.10.1.10 Prevención
- 4.10.2 Toxocariasis (Larva Visceral y Ocular)
 - 4.10.2.1 Introducción
 - 4.10.2.1.1 Antecedentes históricos
 - 4.10.2.2 Epidemiología
 - 4.10.2.2.1 Distribución geográfica
 - 4.10.2.2.2 Frecuencia
 - 4.10.2.2.2.1 Mundial
 - 4.10.2.2.2.2 En México
 - 4.10.2.2.3 Factores de riesgo
 - 4.10.2.3 Agentes etiológicos: forma larvaria de *Toxocara canis*, *T. cati*
 - 4.10.2.3.1 Morfología
 - 4.10.2.3.2 Ciclo biológico
 - 4.10.2.3.3 Mecanismos de transmisión
 - 4.10.2.4 Patogenia
 - 4.10.2.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito.
 - 4.10.2.4.2 Respuesta inmune a la infección-enfermedad

- 4.10.2.5 Patología
 - 4.10.2.5.1 Lesiones macroscópicas y microscópicas
- 4.10.2.6 Manifestaciones clínicas
 - 4.10.2.6.1 Viscerales
 - 4.10.2.6.2 Oculares
 - 4.10.2.6.3 Otras
 - 4.10.2.6.4 Complicaciones
- 4.10.2.7 Diagnóstico diferencial
- 4.10.2.8 Diagnóstico
 - 4.10.2.8.1 Laboratorio
 - 4.10.2.8.2 Gabinete
- 4.10.2.9 Tratamiento
- 4.10.2.10 Prevención
- 4.10.3 Gnathostomiasis
 - 4.10.3.1 Introducción
 - 4.10.3.1.1 Antecedentes históricos
 - 4.10.3.2 Epidemiología
 - 4.10.3.2.1 Distribución geográfica
 - 4.10.3.2.2 Frecuencia
 - 4.10.3.2.2.1 Mundial
 - 4.10.3.2.2.2 En México
 - 4.10.3.2.3 Factores de riesgo
 - 4.10.3.3 Agentes etiológicos:
Gnathostoma binucleatum
 - 4.10.3.3.1 Morfología
 - 4.10.3.3.2 Ciclo biológico
 - 4.10.3.3.3 Mecanismos de transmisión
 - 4.10.3.4 Patogenia
 - 4.10.3.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito.
 - 4.10.3.4.2 Respuesta inmune a la infección-enfermedad
 - 4.10.3.5 Patología
 - 4.10.3.5.1 Lesiones macroscópicas y microscópicas
 - 4.10.3.6 Cuadros clínicos
 - 4.10.3.6.1 Cutáneas
 - 4.10.3.6.2 Oculares
 - 4.10.3.6.3 Viscerales
 - 4.10.3.6.4 Neurológicas
 - 4.10.3.6.5 Complicaciones
 - 4.10.3.7 Diagnóstico diferencial
 - 4.10.3.8 Diagnóstico
 - 4.10.3.8.1 Laboratorio
 - 4.10.3.8.2 Gabinete
 - 4.10.3.9 Tratamiento
 - 4.10.3.10 Prevención

4.11 TRIQUINOSIS

- 4.11.1 Introducción
 - 4.11.1.1 Antecedentes históricos
- 4.11.2 Epidemiología
 - 4.11.2.1 Distribución geográfica
 - 4.11.2.2 Frecuencia
 - 4.11.2.2.1 Mundial
 - 4.11.2.2.2 En México
 - 4.11.2.3 Factores de riesgo
- 4.11.3 Agente etiológico:
Trichinella spiralis *T. nativa*, *T. britovi*,
T. pseudospiralis, *T. murrelli*,
T. nelsoni, *T. papuae*.
 - 4.11.3.1 Morfología
 - 4.11.3.2 Ciclo Biológico
 - 4.11.3.3 Mecanismos de transmisión
- 4.11.4 Patogenia
 - 4.11.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito
 - 4.11.4.2 Respuesta inmune a la infección-enfermedad
- 4.11.5 Patología
 - 4.11.5.1 Lesiones macroscópicas y microscópicas
- 4.11.6 Cuadros clínicos
 - 4.11.6.1 Fase intestinal
 - 4.11.6.2 Fase de migración
 - 4.11.6.3 Fase de estado
 - 4.11.6.4 Complicaciones
- 4.11.7 Diagnóstico diferencial
- 4.11.8 Diagnóstico
 - 4.11.8.1 Laboratorio
 - 4.11.8.2 Gabinete
- 4.11.9 Tratamiento
- 4.11.10 Prevención

4.12 ONCOCERCOSIS

- 4.12.1 Introducción
 - 4.12.1.1 Antecedentes históricos
- 4.12.2 Epidemiología
 - 4.12.2.1 Distribución geográfica
 - 4.12.2.2 Frecuencia
 - 4.12.2.2.1 Mundial
 - 4.12.2.2.2 En México
 - 4.12.2.3 Factores de riesgo
- 4.12.3 Agente etiológico:
Onchocerca volvulus
 - 4.12.3.1 Morfología
 - 4.12.3.2 Ciclo biológico
 - 4.12.3.3 Mecanismos de transmisión
- 4.12.4 Patogenia
 - 4.12.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito
 - 4.12.4.2 Respuesta inmune a la infección-enfermedad
- 4.12.5 Patología
 - 4.12.5.1 Lesiones macroscópicas y microscópicas
- 4.12.6 Cuadros clínicos
 - 4.12.6.1 Cutáneas
 - 4.12.6.2 Oculares
- 4.12.7 Diagnóstico diferencial
- 4.12.8 Diagnóstico
 - 4.12.8.1 Laboratorio
 - 4.12.8.2 Gabinete
- 4.12.9 Tratamiento
- 4.12.10 Prevención

4.13 TRICOMONIASIS

- 4.13.1 Introducción
 - 4.13.1.1 Antecedentes históricos
- 4.13.2 Epidemiología
 - 4.13.2.1 Distribución geográfica
 - 4.13.2.2 Frecuencia
 - 4.13.2.2.1 Mundial
 - 4.13.2.2.2 En México
 - 4.13.2.3 Factores de riesgo
- 4.13.3 Agente etiológico:
Trichomonas vaginalis
 - 4.13.3.1 Morfología
 - 4.13.3.2 Ciclo biológico
 - 4.13.3.3 Mecanismos de transmisión
- 4.13.4 Patogenia
 - 4.13.4.1 Mecanismos patogénicos en la relación huésped-parásito.
 - 4.13.4.2 Respuesta inmune a la infección-enfermedad
- 4.13.5 Patología
 - 4.13.5.1 Lesiones macroscópicas y microscópicas
- 4.13.6 Cuadros clínicos
 - 4.13.6.1 En la mujer
 - 4.13.6.2 En el hombre
 - 4.13.6.3 Complicaciones
- 4.13.7 Diagnóstico diferencial
- 4.13.8 Diagnóstico
 - 4.13.8.1 Laboratorio
- 4.13.9 Tratamiento
- 4.13.10 Prevención

5. ARTRÓPODOS DE IMPORTANCIA MÉDICA

I. Principales órdenes y clases de artrópodos de importancia médica.

Phylum	Subphylum	Clase	Orden	Nombre coloquial
Arthropoda	Crustacea		Decapoda	Camarones y cangrejos
			Eucopepoda	Copépodos de agua dulce
		Diplopoda	Julida	Milpiés
	Mandibulata	Chilopoda	Scolopendrida	Cienpiés
		Insecta	Diptera	Moscas, mosquitos, papalotillas, tábanos, etcétera
			Anoplura	Piojos
			Siphonaptera	Pulgas
			Hemiptera	Chinches
			Dictyoptera	Cucarachas
			Hymenoptera	Abejas, hormigas y avispas
			Chelicerata	Acarida
	Prostigmata	Ácaros		
		Astigmata		Ácaros
	Arachnida	Araneae		Arañas
			Scorpionida	Alacranes

II. Dípteros transmisores.

Orden	Familia	Género	Especies	Agente(s) etiológico(s) transmitido(s) o enfermedad producida
Díptera	Psychodidae	<i>Lutzomyia</i> <i>Psychodopygus</i>	<i>L. Longipalpis</i> <i>L. Intermedia</i> <i>L. panamensis</i> <i>L. olmeca</i> <i>L. flaviscutellatus</i> <i>L. verrucara</i> <i>Psychodopygus</i> spp.	Transmisor de <i>Leishmania donovani</i> . Transmisor de <i>L. donovani</i> . Transmisor de <i>L. donovani</i> . Transmisor de <i>L. mexicana</i> . Transmisor de <i>L. mexicana amazonensis</i> . Transmisor de <i>L. peruviana</i> y <i>Bartonella bacilliformis</i> . Transmisor de <i>Le. braziliensis braziliensis</i> .
Díptera	Simuliidae	<i>Simulium</i>	<i>S. ochraceum</i> <i>S. callidum</i> <i>S. metallicum</i> <i>S. damnosum</i>	Transmisor de <i>O. volvulus</i> en México. Transmisor de <i>O. volvulus</i> en México. Transmisor de <i>O. volvulus</i> en México Transmisor de <i>O. volvulus</i> en África.
Díptera	Ceratopogonidae	<i>Culicoides</i>	<i>C. gabaldoni</i> <i>C. rangeli</i> <i>C. furens</i>	Picadura dolorosa e irritante se les conoce como chaquistes en el sureste y son muy voraces. Transmisor de <i>Mansonella ozzardi</i> .
Díptera	Culicidae	<i>Haemagogus</i> <i>Aedes</i> <i>Culex</i> <i>Anopheles</i>	<i>H. spegazzinii</i> <i>A. aegypti</i> <i>C. pipiens</i> <i>A. albimanus</i> <i>A. aztecus</i> <i>A. pseudopunctipennis</i> <i>A. punctipennis</i>	Transmisor del virus de la fiebre amarilla selvática. Transmisor del virus de la fiebre amarilla urbana. Transmisor de <i>Wuchereria bancrofti</i> . Transmisores de <i>Plasmodium vivax</i> , <i>P. malariae</i> y <i>P. falciparum</i> .

5.1 ARTRÓPODOS

- 5.1.1 Introducción
 - 5.1.1.1 Importancia en medicina
 - 5.1.1.1.1 Como transmisores
 - 5.1.1.1.2 Como agentes causantes de enfermedad
- 5.1.2 Principales grupos taxonómicos
- 5.1.3 Características morfológicas generales
- 5.1.4 Principales géneros y sinonimias
 - 5.1.4.1 Familia Culicidae
 - 5.1.4.1.1 *Anopheles*
 - 5.1.4.1.2 *Culex*
 - 5.1.4.1.3 *Aedes*
 - 5.1.4.1.4 *Haemagogus*
 - 5.1.4.2 Familia Psychodidae
 - 5.1.4.2.1 *Lutzomyia*
 - 5.1.4.3 Familia Simuliidae
 - 5.1.4.3.1 *Simulium*
 - 5.1.4.4 Familia Muscidae
 - 5.1.4.4.1 *Musca*
 - 5.1.4.4.2 *Stomoxis*
 - 5.1.4.4.3 *Glossina*

5.2 OTROS REPRESENTANTES DE LA CLASE INSECTA

- 5.2.1 Orden Anoplura
 - 5.2.1.1 Familia Pediculidae
 - 5.2.1.1.1 *Pediculus*
 - 5.2.1.1.2 *Phthirus*
- 5.2.2 Orden Hemiptera
 - 5.2.2.1 Familia Cimicidae
 - 5.2.2.1.1 *Cimex*
 - 5.2.2.2 Familia Reduvidae
 - 5.2.2.2.1 *Triatoma*
 - 5.2.2.2.2 *Rhodnius*
 - 5.2.2.2.3 *Dipetalogaster*
 - 5.2.2.2.4 Otros géneros
- 5.2.3 Orden Siphonaptera
 - 5.2.3.1 Familia Pulicidae
 - 5.2.3.1.1 *Pulex*
 - 5.2.3.1.2 *Ctenocephalidaes*
 - 5.2.3.1.3 *Xenopsylla*
 - 5.2.3.2 Familia Tungidae
 - 5.2.3.2.1 *Tunga*
- 5.2.4 Orden Dictyoptera
 - 5.2.4.1 Familia Blattellidae
 - 5.2.4.1.1 *Blatella*
 - 5.2.4.1.2 *Periplaneta*
- 5.2.5 Orden Hymenoptera
 - 5.2.5.1 Familia Vespidae
 - 5.2.5.1.1 *Vespa*
 - 5.2.5.2 Familia Apidae
 - 5.2.5.2.1 *Apis*
 - 5.2.5.3 Familia Formicidae
 - 5.2.5.3 *Solenopsis*

5.3 ÁCAROS

- 5.3.1 Orden Ixodida
 - 5.3.1.1 Familia Argasidae
 - 5.3.1.1.1 *Argas*
 - 5.3.1.1.2 *Otobius*
 - 5.3.1.1.3 *Ornithodoros*
 - 5.3.1.2 Familia Ixodidae
 - 5.3.1.2.1 *Amblyoma*
 - 5.3.1.2.2 *Boophilus*
 - 5.3.1.2.3 *Dermacentor*
 - 5.3.1.2.4 *Ixodes*
- 5.3.2 Orden Prostigmata
 - 5.3.2.1 Familia Trombiculidae
 - 5.3.2.1.1 *Eutrombicula*
 - 5.3.2.1.2 *Trombicula*
 - 5.3.2.2 Familia Democidae
 - 5.3.2.2.1 *Demodex*
- 5.3.3 Orden Astigmata
 - 5.3.3.1 Familia Epidemoptidae
 - 5.3.3.1.1 *Dermatophagoides*
 - 5.3.3.2 Familia Sarcoptidae
 - 5.3.3.2.1 *Sarcoptes*

6. ANIMALES VENENOSOS Y REPTILES

1. Mencionar de cada uno de los animales venenosos:

- 1.1 Distribución geográfica
- 1.2 Epidemiología
- 1.3 Manifestaciones clínicas
- 1.4 Tratamiento

2. Orden Araneae

- 2.1 Familia Theridiidae
 - 2.1.1 *Latrodectus mactans*
 - L. geometricum*
- 2.2 Familia Loxocelidae
 - 2.2.1 *Loxocelos laeta*
 - L. reclusa*

3. Orden Scorpionida

- 3.1 Familia Buthidae
 - 3.1.1 *Centruroides*

4. Serpientes

- 4.1 Familia Elapidae
 - 4.1.1 Subfamilia Hydrophinae
 - 4.1.1.1 *Pelamis*
 - 4.1.2 Subfamilia Elapinae
 - 4.1.2.1 *Crotalus*
 - 4.1.2.2 *Bothrops*
 - 4.1.2.3 *Micrurus*
 - 4.1.2.4 *Micruroides*
- 4.2 Familia Viperidae
 - 4.2.1 Subfamilia Crotalinae
 - 4.2.1.1 *Agkistrodom*
 - 4.2.1.2 *Lachesis*
 - 4.2.1.3 *Sistrurus*

5. Saurios

- 5.1 *Heloderma*

PRÁCTICAS DE LABORATORIO

MUESTRAS Y EXÁMENES ÚTILES PARA LA BÚSQUEDA DE PARÁSITOS INTESTINALES Y EXTRAINTESTINALES PRÁCTICA No. 19

I. Objetivos

1. Explicar los procedimientos de obtención y manejo de materia fecal para realizar estudios microscópicos.
2. Analizar y describir los procedimientos frecuentemente usados en el diagnóstico de parasitosis intestinales.
3. Realizar el procedimiento para conservar materia fecal con solución de formaldehído.
4. Realizar el examen coproparasitológico directo en fresco.

II. Antecedentes

El diagnóstico de las parasitosis intestinales depende del hallazgo de huevos, larvas o adultos de helmintos y quistes o trofozoítos de protozoos en heces, por lo tanto, la recolección y el manejo adecuado de las muestras fecales son indispensables para la identificación correcta de los parásitos en el laboratorio.

Son factores que interfieren con el examen de las heces, la ingestión de medicamentos previa a su recolección y las muestras viejas o conservadas de manera inadecuada.

La cantidad de materia fecal suficiente para un examen rutinario, es una muestra del tamaño de una nuez o de dos o tres cucharadas soperas. La materia fecal se deposita en un recipiente de boca ancha con tapa hermética y limpia; no debe contaminarse con agua, orina o cualquier otro material extraño; no debe obtenerse de la taza del baño ni del suelo.

En lactantes, la muestra se obtiene mediante la cucharilla rectal, si el examen requerido es el microscópico en fresco. Las muestras, deben ser etiquetadas con el nombre del paciente, número de muestra, fecha y hora de colección. Generalmente, se recomienda examinar tres muestras, en días sucesivos, durante un periodo de siete a diez días.

Dependiendo de la consistencia de la materia fecal, se elige el procedimiento para la búsqueda de

trofozoítos, quistes, ooquistes, huevos o larvas (ver esquema).

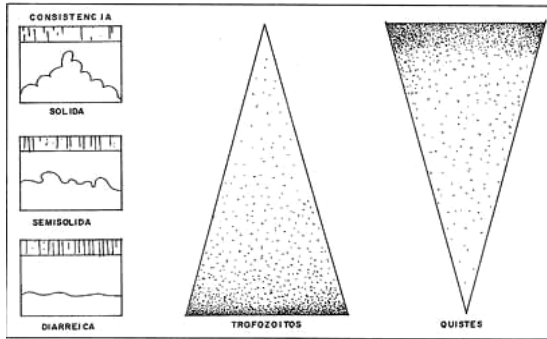
Si las heces son blandas, diarreicas y líquidas, deben examinarse dentro de las dos primeras horas de haber sido recolectadas; si esto no es posible, se adiciona una solución conservadora, por ejemplo: alcoholde polivinilo (PVA), merthiolate-iodo-formol (MIF) o Schaudin. Las heces formadas pueden ser examinadas durante el mismo día de su colección; si no es posible, pueden ser refrigeradas durante 24-48 h o conservadas en solución de formaldehído 10%.

La proporción en que se usan las soluciones conservadoras, es de una parte de materia fecal y tres de la solución; las heces pueden mantenerse así durante semanas o meses. Otras muestras útiles en la búsqueda de parásitos intestinales son el contenido duodenal, raspado perianal, aspirado rectal o material obtenido por rectosigmoidoscopia.

Existe una diversidad de exámenes útiles en el diagnóstico de parasitosis intestinales, la selección del examen adecuado, dependerá de la consistencia de la materia fecal o de los síntomas del paciente.

Los exámenes frecuentemente utilizados son el directo en fresco y los de concentración, que se basan en los principios físicos de flotación o sedimentación.

El examen en fresco es el más sencillo y se recomienda para la búsqueda de trofozoítos de protozoos, en muestras pastosas, diarreicas o líquidas. Los exámenes de concentración se recomiendan para la demostración de quistes, ooquistes, huevos o larvas



Modificado de: Melvin y Brooke. Métodos de laboratorio para diagnóstico de parasitosis intestinales. México: Editorial Interamericana; 1971.

III. Material

1. Para realizar el examen coproparasitológico en fresco:
 - a. Frascos gotero con lugol.
 - b. Frascos gotero con solución de NaCl a 0.85%.
 - c. Aplicadores de madera.
 - d. Portaobjetos de 26 x 76 mm.
 - e. Cubreobjetos de 22 x 22 mm.
 - f. Microscopio.
2. Para la conservación de materia fecal
 - a. Frascos de vidrio
 - b. Formaldehído al 5%

IV. Método

1. Conservación de materia fecal en solución de formaldehído:
 - a. Con un abatelenguas, colocar aproximadamente 5 grs. de materia fecal en el frasco de vidrio.
 - b. Añadir 15 ml de solución de formaldehído caliente y mezclar con el abatelenguas hasta obtener una suspensión homogénea.
 - c. Etiquetar el frasco, con el nombre del paciente, número de muestra y fecha.
2. Coproparasitológico directo en fresco:
 - a. Colocar una gota de solución NaCl al 0.85%, en un portaobjetos.
 - b. Con un aplicador obtener aproximadamente 2 mg de la materia fecal y mezclarla en la gota de solución salina.
 - c. Hacer una suspensión uniforme y retirar los detritos macroscópicos.
 - d. Colocar un cubreobjetos y hacer la observación microscópica inmediatamente con los objetivos 10X y 40X.
 - e. En otro portaobjetos colocar una gota de lugol y continuar como con la gota de solución salina.

CUESTIONARIO PARA RESPONDER DURANTE LA PRÁCTICA

Con el apoyo de la información recibida en el laboratorio conteste las siguientes preguntas:

1¿Cuál es el examen de laboratorio de elección para la búsqueda de huevos, quistes o larvas en heces?

2¿Cuál es el examen de laboratorio de elección para la búsqueda de trofozoítos en heces?:

3¿Cuáles son las indicaciones para el uso de la cucharilla rectal?:

4¿Por qué se recomienda que en los exámenes coproparasitológicos por concentración se estudien tres muestras seriadas de materia fecal?:

5¿Cuál es la función de las sustancias conservadoras como el alcohol polivinílico o el merthiolate-iodo-formol en los estudios coproparasitológicos?:

6.¿Qué entiende por examen coproparasitológico cualitativo?:

PRÁCTICA No. 20

I. Objetivos

1. Enlistar cinco ejemplos de muestras útiles para la búsqueda de parásitos extraintestinales.
2. Realizar un frotis sanguíneo y teñirlo con colorante de Giemsa.
3. Enlistar cinco parasitosis en las que la biopsia es un recurso útil para su diagnóstico.
4. Observar preparaciones de biopsia teñidas.

II. Antecedentes

La identificación de parásitos de localización extraintestinal, depende de su demostración en sangre, tejidos, exudados, esputo, aspirados, orina o LCR.

La detección de parásitos sanguíneos (protozoos y helmintos) se logra mediante un examen directo en fresco, frotis o gota gruesa.

Mediante el examen directo en fresco se pueden detectar hemoflagelados o microfilarias, debido a su motilidad o a su gran tamaño. Sin embargo, es necesario realizar preparaciones teñidas, para visualizar las características morfológicas específicas, ya sea en extendido delgado o gota gruesa.

En los exudados vaginal, uretral u orina, la búsqueda e identificación de *Trichomonas vaginalis*, se logra mediante el examen directo en fresco en base a su motilidad.

En algunas parasitosis, la biopsia puede resultar de gran utilidad en la búsqueda del agente etiológico, por ejemplo trichinellosis, onchocercosis, leishmaniasis y toxoplasmosis; ocasionalmente en cisticercosis.

El material de biopsia, puede ser útil para hacer examen directo, comprimiendo la muestra entre dos portaobjetos o para hacer impronta (leishmaniasis). Si la biopsia es obtenida durante un proceso quirúrgico, puede fijarse y hacer cortes histológicos.

Otros recursos útiles para el aislamiento de algunos protozoos sanguíneos, son el hemocultivo (medio NNN), el xenodiagnóstico y la inoculación en ratones.

III. Material

1. Frotis sanguíneo del ratón:
 - a. Torundas con etanol a 70 %.
 - b. Un frasco gotero con metanol
 - c. Frascos con colorante de Giemsa
 - d. Frascos gotero con aceite de inmersión
 - e. Soportes para portaobjetos
 - f. Pipetas Pasteur, con bulbo de caucho
 - g. Papel limpia lentes
2. Examen directo en fresco, de sangre del ratón:

Por laboratorio:

 - a. Un ratón infectado con *T. cruzi*.
 - b. Un par de guantes para cirujano.
 - c. Unas tijeras rectas.
 - d. Un frasco gotero con solución de NaCl a 0.85%.
 - e. Portaobjetos 26x76 mm.
 - f. Cubreobjetos 22x22 mm.
3. Describir como se realiza una biopsia de tejido muscular:
 - a. Fragmentos de tejido muscular, de rata infectada con *Trichinella spiralis*, comprimidos entre dos portaobjetos.

IV. Método

1. Frotis sanguíneo
 - a. Con unas tijeras cortar el extremo distal de la cola del ratón.
 - b. Colocar una gota pequeña de sangre en el extremo de un portaobjetos.
 - c. Colocar sobre la gota el extremo de otro portaobjetos y dejar que se extienda a lo largo del borde. Procurar que entre ambos portaobjetos se forme un ángulo de aproximadamente 45°.
 - d. Con movimiento firme hacer el extendido. Este debe cubrir aproximadamente, tres cuartas partes del portaobjetos y no presentar “escalones” o alguna otra irregularidad.
 - e. Dejar secar el extendido a temperatura ambiente.
 - f. Inclinar la preparación y escurrirle metanol para fijarlo.
 - g. Colocar el frotis, ya fijado, sobre el soporte para portaobjetos, cubrirlo con el colorante de Giemsa y dejarlo actuar durante 30 min.
 - h. Lavar al chorro de agua de la llave, en forma suave y breve.
 - i. Observar en el microscopio con el objetivo 100X.
2. Examen directo en fresco.
3. Observar las preparaciones
Observar en el microscopio con el objetivo 10X y luego con el de 40X.

CUESTIONARIO PARA RESPONDER DURANTE LA PRÁCTICA

Con el apoyo de la información recibida en el laboratorio contesta las siguientes preguntas

1. Mencione dos protozoosis extraintestinales en las que el frotis de sangre sea de utilidad diagnóstica:

2. En el hombre ¿en qué productos biológicos se puede realizar la búsqueda de *Trichomonas vaginalis*?:

3. Correlaciona las siguientes columnas:

- | | |
|---|------------------------------|
| () Impronta | A) Leishmaniasis cutánea |
| () Frotis y gota gruesa | B) Amibiasis cutánea |
| () Biopsia | C) Trichomoniasis urogenital |
| () Examen directo de secreción vaginal | D) Malaria |
| () Xenodiagnóstico | E) Tripanosomiasis americana |

ENTEROPARASITOSIS PRÁCTICA No. 21

I. Objetivos

1. Establecer un marco de referencia para el estudio de las protozoosis de intestino delgado.
2. Identificar los protozoarios que causan infecciones en intestino delgado.
3. Revisar los recursos para el diagnóstico de las protozoosis de intestino delgado.

II. Antecedentes

Las enfermedades parasitarias han producido a través de los tiempos más muertes y daño económico a la humanidad que todas las guerras juntas. En los países con poco o nulo desarrollo socioeconómico, las parasitosis se presentan con mayor frecuencia y se ven favorecidas por las condiciones climáticas y por la falta de cultura médica en la población. Los protozoarios que habitan el intestino delgado son: *Giardia lamblia*, *Cryptosporidium* spp, *Cyclospora* spp y *Cystoisospora belli*. La giardiasis es una parasitosis muy frecuente, sobre todo en niños. En el caso de las coccidias, la criptosporidiosis es causa de diarrea crónica en el paciente inmunocomprometido.

Giardia lamblia es un enteropatógeno flagelado que se localiza usualmente en las criptas de la mucosa del duodeno y la porción inicial del yeyuno. Clínicamente hay datos que permiten sospechar el diagnóstico de giardiasis, sin embargo es recomendable confirmarlo mediante exámenes de laboratorio.

El producto idóneo para buscar *G. lamblia*, es la materia fecal y el tipo de examen que se realice, dependerá de su consistencia; así, en el caso de evacuaciones líquidas o pastosas el examen indicado será microscópico directo en fresco, para realizar la búsqueda de trofozoítos. Si las heces son formadas se emplearán métodos de concentración por flotación o sedimentación para realizar la búsqueda de quistes. Cuando no se logre encontrar *G. lamblia* después de practicar varios exámenes de materia fecal, deberá recurrirse al estudio de contenido duodenal o técnicas inmunológicas y de biología molecular.

Las coccidias intestinales son protozoarios que en el individuo inmunocompetente causan diarrea que se autolimita y en los inmunocomprometidos el cuadro clínico se vuelve crónico, llegando a comprometer la vida del paciente. En los últimos años estos agentes son cada vez más importantes, dado el aumento del inmunocompromiso en la población. El diagnóstico se

establece con la búsqueda de ooquistes en materia fecal mediante diferentes tinciones como: Giemsa, Ziehl-Neelsen modificado o Kinyoun. También se puede recurrir a técnicas inmunológicas para la búsqueda de coproantígenos.

Desarrollo de la práctica:

Parte I

1. El profesor de laboratorio, conjuntamente con los alumnos, revisará un caso clínico e identificarán:
 - a) Datos relevantes del caso clínico.
 - b) Posibles diagnósticos clínicos.
 - c) Productos biológicos a utilizar para el diagnóstico de laboratorio.
 - d) Estudios de laboratorio útiles para confirmar el diagnóstico clínico.

Parte II

III. Material

1. Un frasco con materia fecal
2. Preparaciones fijas
3. Papel limpia lentes
4. Frasco con aceite para inmersión
5. Microscopios
6. Portaobjetos de 26x76 mm
7. Cubreobjetos 22 x 22 mm.
8. Medio de cultivo

VI. Método

Los alumnos:

1. Realizarán una tinción de kinyoun

- a. Preparar un extendido de heces frescas o conservadas en formol; dejar secar al aire.
- b. Fijar la preparación con metanol durante 1 minuto, dejar secar al aire.
- c. Cubrir la preparación con carbol-fuscina y teñir durante 5 minutos.
- d. Lavar con alcohol-ácido y enjuagar con agua de la llave.
- e. Teñir con azul de metileno de Loeffler durante 1 minuto; lavar con agua de la llave y dejar secar al aire.
- f. Examinar la preparación en el microscopio, con los objetivos 10X, 40X y 100X. Los ooquistes de *Cryptosporidium* se tiñen de color cereza.

Preguntas orientadas para consolidar el conocimiento

1. Enliste los protozoarios del intestino delgado.
2. Mencione la morfología microscópica de los protozoarios de intestino delgado
3. Indique los recursos de laboratorio para el diagnóstico de las protozoosis de intestino delgado

Preguntas orientadas para evaluar el conocimiento adquirido

1. De acuerdo al cuadro clínico revisado, ¿Cuál es el estudio de laboratorio indicado para establecer el diagnóstico etiológico?
2. Mencione dos productos biológicos útiles para confirmar el diagnóstico.
3. ¿Cuál es la fase del parásito que se observa en cada uno de ellos?

Resumen de la práctica

El profesor junto con los alumnos correlacionará el caso clínico con el diagnóstico de laboratorio y elaborarán un esquema gráfico

ENTEROPARASITOSIS PRÁCTICA No. 22

I. Objetivos

1. Establecer un marco de referencia para el estudio de las geohelmintiasis.
2. Identificar los geohelminetos que causan infecciones humanas.
3. Revisar los recursos para el diagnóstico de las geohelmintiasis.

II. Antecedentes

Las geohelmintiasis son causadas por gusanos cilíndricos (nemátodos) cuyas formas infectantes se desarrollan en el suelo. Los nemátodos son los helmintos más evolucionados, tienen sexos separados, aparato digestivo completo y pseudoceloma. En México, son muy frecuentes, principalmente en poblaciones con condiciones de vivienda precaria, saneamiento inadecuado, carencia de agua potable, deficiente higiene en la preparación y almacenamiento de los alimentos y sobre todo en condiciones que favorecen el contacto con tierra contaminada. En niños pequeños, estas parasitosis repercuten en su adecuado crecimiento y desarrollo.

Los agentes etiológicos de las geohelmintiasis son: *Trichiuris trichiura*, *Ascaris lumbricoides*, *Strongyloides stercoralis*, *Necator americanus* y *Ancylostoma duodenale*. Todos excepto *T. trichiura* tienen ciclo migratorio por hígado, corazón, pulmones para finalmente establecerse en intestino delgado. *T. trichiura* se localiza en el ciego.

Una vez establecidos los adultos en el intestino delgado o grueso y cuando alcanzan su madurez sexual, son eliminados huevos, larvas o adultos con la materia fecal; que permiten hacer el diagnóstico.

El diagnóstico de la tricocefalosis se establece por el hallazgo de huevos en las heces y por medio de la observación directa de los adultos, al efectuar la rectosigmoidoscopia o en la mucosa rectal prolapsada. El diagnóstico de la ascariasis se fundamenta en el hallazgo de adultos o huevos en heces. Otros estudios útiles, sobre todo en etapas tempranas de la infección son las pruebas inmunológicas y la biometría hemática.

En la ascariasis, generalmente cuando es masiva, los pacientes pueden eliminar adultos por la boca, narinas y otros orificios; también pueden observarse en

estudios radiológicos cuando se utiliza medio de contraste. En el empiema por ruptura de un absceso hepático ocasionado por *A. lumbricoides*, puede buscarse huevos en el aspirado pleural.

En las uncinariasis el diagnóstico se realiza con la demostración de los huevos en las heces, mediante exámenes CPS. Sin embargo, con estos estudios no es posible definir la especie de que se trate, debido a que en la fase de huevo, comparten características morfológicas. La diferenciación entre *N. americanus* y *A. duodenale*, se logra con las características morfológicas de las larvas filariformes obtenidas en el cultivo de heces (Harada-Mori).

El diagnóstico de la estrogiloidosis, se logra en el laboratorio con la demostración de larvas en heces o huevos en esputo o contenido duodenal obtenido por aspiración o cápsula de Beal. En las heces recientes, se pueden identificar larvas rabditoides y en heces que han permanecido a temperatura ambiente durante 24 h, si se encuentran larvas deben diferenciarse de las de uncinarias.

Los exámenes CPS utilizados frecuentemente para la identificación de larvas de *S. stercoralis* son los de concentración (Faust, Willis). El de Baermann es un procedimiento sencillo y sensible en estrogiloidosis asintomática, cuya importancia se ha incrementado en pacientes inmunocomprometidos y que se encuentran en riesgo de desarrollar autoinfección interna que lleva a una complicación fulminante y fatal.

En las geohelmintiasis es importante valorar la intensidad de la infección (leve moderada o grave) o la eficacia del tratamiento, mediante exámenes CPS cuantitativos como: Stoll, Kato-Miura o Kato-Katz.

Ocasionalmente en los exámenes de las heces no se detectan huevos, aun haciéndolos en forma correcta, esto puede deberse a que los helmintos sean machos o a que los parásitos no hayan alcanzado la madurez sexual.

Desarrollo de la práctica:

Parte I

1. El profesor de laboratorio, conjuntamente con los alumnos, revisará un caso clínico e identificarán:

- a) Datos relevantes del caso clínico
- b) Posibles diagnósticos clínicos
- c) Productos biológicos a utilizar para el diagnóstico de laboratorio
- d) Estudios de laboratorio útiles para confirmar el diagnóstico clínico

Parte II

III. Material

1. Pipetas Pasteur con bulbo de caucho
2. Cuadros de celofán de 22x30 mm, en solución de verde de malaquita-glicerol
3. Frasco gotero con lugol
4. Portaobjetos de 26x76 mm
5. Cubreobjetos de 22x22 mm
6. Microscopios ópticos
7. Preparaciones fijas

IV. Método

1. Describir la técnica de Baermann
2. Observar las preparaciones fijas

Preguntas orientadas para consolidar el conocimiento

1. Enlistar los geohelminintos patógenos para el humano.
2. Mencione la morfología macroscópica y microscópica de los geohelminintos.
3. Indicar los recursos de laboratorio para el diagnóstico de las geohelmintiasis humanas

Preguntas orientadas para evaluar el conocimiento adquirido

1. De acuerdo al cuadro clínico revisado ¿Cuál es el estudio de laboratorio indicado para establecer el diagnóstico etiológico?
2. Mencione dos productos biológicos útiles para confirmar el diagnóstico del cuadro clínico revisado.
3. ¿Cuál es la fase del parásito que se observó en el examen coproparasitológico?

Resumen de la práctica

El profesor junto con los alumnos correlacionará el caso clínico con el diagnóstico de laboratorio y elaborarán un esquema gráfico.

DIFERENCIAS ENTRE LARVAS FILARIFORMES

Característica diferencial	<i>Necator americanus</i>	<i>Ancylostoma duodenale</i>	<i>Strongyloides stercoralis</i>
Tamaño sin vaina	590 µm	660 µm	500 µm
Tamaño con vaina	650 µm	720 µm	Generalmente sin vaina
Extremo bucal	Redondeado	Aplanado (chato)	Redondeado
Espículas bucales	Oscuras, gruesas, quitinosas	Menos visibles	Ausentes
Extremo anterior	Igual de ancho que el esófago	Menos ancho que el esófago	Igual de ancho que el esófago
Extremo caudal	Agudo, muy afilado	Cónico	Aplanado, bifido
Extremo caudal (vaina)	Estriaciones netas	Estriaciones conspicuas	

PROTOZOARIOS DEL INTESTINO GRUESO

PRÁCTICA No. 23

I. Objetivos

1. Establecer un marco de referencia para el estudio de las protozoosis de intestino grueso.
2. Identificar los protozoarios que causan infecciones en el intestino grueso.
3. Revisar los recursos para el diagnóstico de las protozoosis del intestino grueso.

II. Antecedentes

Entre los protozoarios que parasitan el intestino grueso se encuentran: *Entamoeba histolytica/dispar*, *E. coli*, *E. hartmanni*, *Endolimax nana*, *Balantidium coli* y *Blastocystis* spp.

Una de las protozoosis intestinales con las que se enfrenta el médico con cierta frecuencia es la amibiasis. Desde el punto de vista clínico esta parasitosis es similar a otras entidades, por lo que es muy importante recurrir a diferentes exámenes de laboratorio como los estudios coproparasitológicos, inmunológicos, histopatológicos y moleculares que permitan poner en evidencia al agente etiológico que es *E. histolytica*. Ahora bien, es relativamente fácil la búsqueda de trofozoítos y quistes de este protozoo en la materia fecal, por lo que su estudio es de primera elección en la amibiasis intestinal. Los trofozoítos miden de 10 a 60 micrómetros de diámetro, poseen movimiento activo, resultante de la formación de pseudópodos (prolongaciones digitiformes de endoplasma). En su citoplasma se puede diferenciar el ectoplasma hialino hacia la periferia, así como un endoplasma granuloso con aspecto de vidrio molido. Su núcleo, localizado hacia el centro muestra un endosoma central, con gránulos de cromatina pequeños adosados a la membrana nuclear. Los quistes de *E. histolytica* miden de 5 a 20 micrómetros con una forma ovoide o esférica dada por su pared quística. En los quistes maduros se pueden observar cuatro núcleos con cariosoma central y cromatina fina periférica.

Cuando *E. histolytica* se aloja fuera del intestino por ejemplo en hígado, pulmón u otros tejidos, no es fácil su hallazgo por los métodos de laboratorio rutinarios, sino que se tiene que recurrir a la biopsia o la detección de anticuerpos específicos mediante técnicas inmunológicas o moleculares.

La balantidiasis es una protozoosis cuyas manifestaciones clínicas son muy similares a las que se presentan en la amibiasis, shigelosis y otras, por lo que debe recurrirse a exámenes de laboratorio para demostrar el agente etiológico: *B. coli*.

Esta protozoosis es quizá la más fácil de diagnosticar con exámenes de laboratorio que son sencillos, rápidos y baratos. Ahora bien, el tipo de examen dependerá de la consistencia de la materia fecal que es el producto que debe estudiarse; si es líquida o pastosa debe recurrirse al examen microscópico directo en fresco. En el que se deberán buscar trofozoítos grandes (58-120 μm) de forma ovoidal, rodeados de cilios. En su citoplasma es posible observar vacuolas alimenticias y contráctiles, así como un macronúcleo en forma de riñón.

Si la materia fecal es formada, deberá estudiarse por métodos de concentración para buscar quistes. Éstos presentan forma esférica o ligeramente ovoidal y miden de 40 a 65 μm y se encuentran rodeados por una pared quística gruesa transparente en el interior de la cual se observa al macronúcleo y una hilera de cilios.

Actualmente también se debe considerar a *Blastocystis* spp. como agente causal de gastroenteritis aguda ya que tiende a ser subdiagnosticado y en nuestro país se desconoce con precisión la incidencia de esta parasitosis. Este protozoo por mucho tiempo fue confundido con levaduras intestinales del hombre debido a su frecuente presencia en las heces. Morfológicamente presenta diversas formas, de tamaño variable. Su hábitat es el intestino grueso del hombre y de otros primates.

Desarrollo de la práctica:

Parte I

1. El profesor de laboratorio conjuntamente con los alumnos revisarán un caso clínico de infecciones del intestino grueso e identificarán:
 - a) Datos relevantes del caso clínico
 - b) Posibles diagnósticos clínicos.
 - c) Productos biológicos a utilizar para el diagnóstico de laboratorio.
 - d) Estudios de laboratorio útiles para confirmar el diagnóstico clínico.

Parte II

Los alumnos:

1. Realizarán un examen directo de la materia fecal y del cultivo.
2. Observarán preparaciones.

III. Material

1. Un frasco con materia fecal
2. Preparaciones fijas
3. Pipetas Pasteur y bulbos de caucho
4. Portaobjetos de 26x76 mm..
5. Cubreobjetos de 22x22 mm..
6. Aplicadores de madera
7. Aceite para inmersión
8. Frasco gotero con solución salina isotónica
9. Frasco gotero con lugol parasitológico
10. Cultivo
11. Microscopios ópticos

Hacer una preparación del medio de cultivo proporcionado.

IV. Método

1. Realizar un examen directo de la materia fecal:
 - a) Colocar una gota de solución de cloruro de sodio a 0.85% sobre un portaobjetos
 - b) Tomar con un aplicador aproximadamente 2 mg. de la materia fecal y mezclarla con la gota de solución salina
 - c) Hacer una suspensión uniforme y retirar los detritos macroscópicos.
 - d) Cubrir con una laminilla y efectuar la observación microscópica, con los objetivos 10X y 40X

2. Hacer una preparación teñida con lugol de las heces formadas para identificar y diferenciar los quistes.
3. Hacer la observación microscópica con los objetivos de 10X y 40X.

Preguntas orientadas para consolidar el conocimiento

1. Enlistar los protozoarios que parasitan el intestino grueso.
2. Mencione la morfología microscópica de los protozoarios que parasitan el intestino grueso.
3. Indicar los recursos de laboratorio para el diagnóstico de las protozoosis del intestino grueso.

Preguntas orientadas para evaluar el conocimiento adquirido

1. De acuerdo al cuadro clínico revisado, ¿Cuál es el estudio(s) de laboratorio indicado(s) para establecer el diagnóstico etiológico?
2. Mencione dos productos biológicos útiles para confirmar la parasitosis causante del cuadro clínico revisado.
3. ¿Cuál es la fase del parásito que se observa en el examen directo?
4. ¿Cuándo está indicado solicitar coproantígenos?

Resumen de la práctica

El profesor junto con los alumnos correlacionará el caso clínico con el diagnóstico de laboratorio y elaborarán un esquema gráfico.

PARÁSITOS HEMÁTICOS Y TISULARES

PRACTICA No. 24

La malaria o paludismo sigue siendo un problema de salud pública y debe sospecharse en un paciente con síndrome febril de etiología no determinada y que viva o haya permanecido en zonas donde la malaria sea endémica o que haya sido transfundido.

El diagnóstico de certeza se establece mediante la demostración de plasmodios en la sangre, esto se logra, realizando un frotis y gota gruesa de sangre obtenida momentos antes del acceso febril. Es conveniente tomar varias muestras en cada caso, para tener una mayor seguridad de encontrarlos. Este método permite la identificación morfológica de las fases evolutivas del ciclo eritrocítico y la diferenciación entre las especies de *Plasmodium*.

Tanto en pacientes en los que la parasitemia es baja resulta difícil encontrar a los parásitos por los métodos rutinarios, así como algunos casos en que los datos epidemiológicos y clínicos sean muy sugestivos, se puede recurrir a la concentración de una muestra de sangre y a partir de esta realizar el frotis y gota gruesa (método de Knott) o bien, pruebas inmunológicas o de biología molecular.

La tripanosomiasis americana o enfermedad de Chagas es causada por el flagelado *T. cruzi*, que generalmente es transmitido al humano por las heces de un artrópodo. El parásito en el humano, afecta células del sistema retículo endotelial, particularmente las de miocardio, esófago y colon.

Los datos clínicos y epidemiológicos pueden hacer sospechar de tripanosomiasis, para confirmar el diagnóstico se cuenta con los siguientes recursos de laboratorio: exámenes parasitológicos, inmunológicos y de biología molecular, los cuales se solicitarán dependiendo de la fase de la enfermedad.

La leishmaniasis es una histoparasitosis producida por protozoos del género *Leishmania*, de localización intracelular; caracterizada por lesiones cutáneas, mucocutáneas o viscerales y cuyo agente causal es transmitido por la picadura de mosquitos del género *Lutzomyia*.

En su ciclo biológico, las especies del género *Leishmania*, presentan una fase de amastigote y otra de promastigote. Las diferentes especies de *Leishmania* son indistinguibles con esta morfología.

La leishmaniasis cutánea y mucocutánea pueden ser diagnosticadas por medio de improntas, estudios histopatológicos y cultivo en medio NNN, principalmente.

En el caso de la leishmaniasis visceral, serán de mayor utilidad la biopsia de médula ósea y ganglios linfáticos, así como los cultivos, estudios inmunológicos y de biología molecular.

La toxoplasmosis es causada por el parásito más diseminado en el mundo: *Toxoplasma gondii*. Esto trae como consecuencia que pueda coexistir con cualquier otra enfermedad, sin una relación causa-efecto entre esta parasitosis y la sintomatología del paciente. Resulta muy difícil establecer el diagnóstico sin la ayuda del laboratorio.

Los métodos de laboratorio pueden ser directos e indirectos. Los primeros ayudan a demostrar la presencia del parásito y los segundos a detectar anticuerpos específicos.

La variedad de antígenos que posee *T. gondii* explica el empleo de diferentes técnicas serológicas. Cada una de ellas tiene su valor y limitantes, por eso es indispensable asociar por lo menos dos, para establecer de manera confiable el diagnóstico.

En los casos con sospecha de toxoplasmosis evolutiva, es recomendable repetir los exámenes con dos a tres semanas de intervalo para seguir la cinética de los anticuerpos

I. Objetivos

1. Esquematizar las fases del parásito.
2. Analizar la utilidad de los recursos de diagnóstico.
3. Reconocer las formas que existen en los cortes histiológicos.
4. Identificar microscópicamente las formas del parásito en las improntas.

Desarrollo de la práctica:

Parte I

1. El profesor de laboratorio, conjuntamente con los alumnos, revisará un caso clínico de infecciones por protozoarios tisulares e identificarán:
 - a. Datos relevantes del caso clínico.
 - b. Posibles diagnósticos clínicos.
 - c. Productos biológicos a utilizar para el diagnóstico de laboratorio.
 - d. Estudios de laboratorio útiles para confirmar el diagnóstico clínico.

Parte II

Los alumnos:

1. Realizarán estudio parasitológico
2. Observarán preparaciones

II. Material

1. Tubo con medio de cultivo de NNN.
2. Frasco gotero con colorante de Giemsa.
3. Pipetas Pasteur estériles con bulbo de caucho.
4. Frasco gotero con aceite para inmersión.
5. Frasco gotero con metanol
6. Portaobjetos de 22x76 mm.
7. Cubreobjetos de 22x22 mm.
8. Papel limpia lentes.
9. Microscopios
- 10 Preparaciones fijas.

III. Método

1. Junto a la flama del mechero, destapar el tubo con medio de cultivo y aspirar el líquido con una pipeta Pasteur.
 - a. Depositar una gota sobre un portaobjetos y cubrirla con un cubreobjetos.
 - b. Observar al microscopio con los objetivos 10X y 40X.
2. Observar en el microscopio las preparaciones fijas, con los objetivos 40X y 100X.

Preguntas orientadas para consolidar el conocimiento

1. Enlistar las enfermedades causadas por protozoarios tisulares.
2. Mencione la morfología microscópica de los protozoarios tisulares.
3. Indicar los recursos de laboratorio para el diagnóstico de las protozoosis tisulares.

Preguntas orientadas para evaluar el conocimiento adquirido

1. De acuerdo al cuadro clínico revisado, ¿Cuál es el estudio(s) de laboratorio indicado(s) para el diagnóstico?
2. Mencione dos productos biológicos útiles para confirmar el diagnóstico del cuadro clínico revisado.
3. ¿Cuál es la fase del parásito que se observa en el estudio parasitológico del caso clínico revisado?
4. ¿Está indicado solicitar estudios inmunológicos o de biología molecular en el caso clínico revisado?

Resumen de la práctica

El profesor junto con los alumnos correlacionará el caso clínico con el diagnóstico de laboratorio y elaborarán un esquema gráfico.

PARÁSITOS HEMÁTICOS Y TISULARES

PRACTICA No. 25

I. Objetivos

1. Establecer un marco de referencia para el estudio de los platelmintos tisulares.
2. Identificar los platelmintos que causan infecciones tisulares.
3. Revisar los recursos para el diagnóstico de las parasitosis causadas por platelmintos tisulares.

II. Antecedentes

El metacéstodo de *T. solium* causa la cisticercosis humana adquirida por la ingesta de huevos de *T. solium*, eliminados con la materia fecal de personas con teniasis. En México la cisticercosis continúa prevaleciendo como causa de una amplia gama de cuadros clínicos a nivel de SNC. Cuando es otra su localización, suele ser asintomática. Los malos hábitos higiénicos, la falta de servicios públicos en el medio rural y la deficiente educación para la salud, son factores que propician su prevalencia.

La imagenología y el laboratorio, ofrecen una ayuda muy valiosa en el diagnóstico de esta enfermedad. En el primer caso se pueden utilizar la radiografía simple de cráneo, tomografía axial computarizada (TAC) y resonancia magnética nuclear (RMN).

En el laboratorio se puede realizar el estudio citoquímico de líquido cefalorraquídeo, en el que se encuentran: aumento de la albúmina, pleocitosis a base de linfocitos, disminución de la glucosa y a veces eosinofilia.

Métodos inmunológicos

Para el diagnóstico inmunológico de esta parasitosis, existen métodos que ayudan a detectar anticuerpos producidos por el huésped, en respuesta a la presencia de la forma larvaria de *T. solium* en su organismo. La utilidad de cada prueba es variable debido a factores tales como: antígeno usado, sensibilidad de la prueba, concentración de anticuerpos en la muestra analizada (LCR o suero), intensidad de la respuesta inmune del huésped que a su vez depende del número de parásitos, localización y estado evolutivo del mismo; además depende también del tiempo de evolución del padecimiento.

En la mayoría de las pruebas inmunológicas que se usan, se emplea un extracto crudo de forma larvaria de *T. solium*, obtenido de carne de cerdo infectada, pero

produce reacciones cruzadas con otros parásitos. Existe una fracción para "antígeno B" que disminuye la posibilidad de reacciones cruzadas, pero no permite el diagnóstico diferencial entre cisticercosis e hidatidosis y probablemente de otras enfermedades por céstodos.

La presencia de la etapa larvaria de céstodos del género *Echinococcus*, en el humano y herbívoros, se conoce como hidatidosis. La especie más frecuente es *E. granulosus*, cuya fase adulta se localiza en el intestino de perros. El hombre actúa como huésped intermediario al ingerir alimentos contaminados con huevos de *E. granulosus*.

El quiste hidatídico es una vesícula unilocular cuya pared está constituida por: cutícula, membrana germinativa y capa de tejido conectivo del huésped. En el humano, generalmente se localiza en hígado.

Para el diagnóstico integral de la hidatidosis, deben considerarse datos epidemiológicos, clínicos, pruebas de inmunodiagnóstico y estudios por imagenología.

En la interpretación de las pruebas de inmunodiagnóstico, debe tenerse en consideración que existen reacciones cruzadas con otras especies de *Echinococcus* y con el cisticerco de *Taenia solium*. Los trematodos de importancia en México son *Fasciola hepatica* y *Paragonimus mexicanus*. La fasciolosis es una zoonosis causada *F. hepatica* que tiene como hospederos definitivos a animales herbívoros y humanos, en los que se localiza en los conductos biliares intrahepáticos.

La sospecha clínica de fasciolosis se establece mediante la sintomatología del paciente y tomando en consideración los antecedentes epidemiológicos y hábitos de alimentación. El diagnóstico se debe confirmar mediante métodos directos durante la fase de estado o indirectos durante la fase migratoria o de invasión. Los métodos directos consisten en la búsqueda de huevos en heces mediante exámenes coproparasitológicos de sedimentación o en el contenido biliar obtenido mediante sondeo o cápsula de Beal. Otro método directo es el macroscópico, ante el hallazgo de adultos, durante el acto quirúrgico de vías biliares.

En la etapa migratoria de *F. hepatica* (periodo prepatente), el paciente no elimina huevos en las heces, por lo que el diagnóstico debe basarse en pruebas inmunológicas.

La paragonimiasis es una zoonosis causada por otro tremátodo: *Paragonimus* spp. y en nuestro país por la especie *P. mexicanus*. Se adquiere por ingestión de cangrejos, langostinos y camarones de agua dulce infectados o mal cocidos infectados con metacercarias (cebiche).

El adulto se localiza en pulmón, sin embargo, las formas juveniles pueden tener migraciones erráticas a diversos órganos.

El diagnóstico parasitológico se hace por identificación de huevos en esputo, líquido pleural e incluso en materia fecal (por deglución). También se han desarrollado pruebas inmunológicas.

La fasciolosis, paragonimiasis e hidatidosis, aunque no son tan frecuentes en nuestro país, son de relevancia dado el cuadro clínico que producen a nivel pulmonar y hepático.

Desarrollo de la práctica:

Parte I

1. El profesor de laboratorio conjuntamente con los alumnos revisarán un caso clínico de infecciones por plathelminths tisulares e identificarán:
 - a. Datos relevantes del caso clínico.
 - b. Posibles diagnósticos clínicos.
 - c. Productos biológicos a utilizar para el diagnóstico de laboratorio.
 - d. Estudios de laboratorio útiles para confirmar el diagnóstico clínico.

III. Material

1. Portaobjetos 26x76 mm.
2. Cubreobjetos 22x22 mm.
3. Microscopios.
4. Diapositivas.
5. Estereomicroscopio.
6. Preparaciones fijas

Parte II

IV. Método

1. Observar al microscopio las preparaciones fijas.

Preguntas orientadas para consolidar el conocimiento

1. Enliste los platelmintos tisulares patógenos para el ser humano
2. Describa la morfología macroscópica y microscópica de los platelmintos tisulares.
3. Indique los recursos de laboratorio para el diagnóstico de las helmintiasis tisulares causadas por platelmintos.

Preguntas orientadas para evaluar el conocimiento adquirido

1. De acuerdo al cuadro clínico revisado, ¿Cuál es el estudio(s) de laboratorio indicado(s) para el diagnóstico?
2. Mencione dos productos biológicos útiles para confirmar el diagnóstico del cuadro clínico revisado.
3. ¿Cuál es la fase del parásito que se observa en el examen parasitológico?
4. ¿Cuándo está indicado solicitar estudios inmunológicos o de biología molecular?

Resumen de la práctica

El profesor junto con los alumnos correlacionará el caso clínico con el diagnóstico de laboratorio y elaborarán un esquema gráfico.