Manuales Departamentales

Programa académico de la asignatura de Microbiología y Parasitología

Parasitología

Unidad Temática IV

PLAN 2010

Segundo año
2023–2024

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

Ciudad Universitaria, Cd. Mx. enero 2024

FACULTAD DE MEDICINA

Dr. Germán Enrique Fajardo Dolci	Director
Dra. Irene Durante Montiel	Secretaria General
Dra. Teresita Corona Vázquez	Jefa de la División de Estudios de Posgrado
Dra. Paz María Silvia Salazar Schettino	Jefa de la División de Investigación
Dr. Arturo Espinosa Velasco	Secretario Técnico del H. Consejo Técnico
Dr. Armando Ortíz Montalvo	Secretario de Educación Médica
Dra. Ana Elena Limón Rojas	Secretaria de Enseñanza Clínica, Internado Médico y Servicio Social
Dra. María 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 Yasmin Aguilar Martínez	Secretaria Jurídica y de Control Administrativo

DEPARTAMENTO DE MICROBIOLOGÍA Y PARASITOLOGÍA

Dra en C Margarita Cabrera Bravo	Jefa del Departamento
M. C. Juan Carlos Cadena Serrano	Coordinador de Enseñanza
Biól Nelia Danahe Luna Chavira	Coordinadora de Evaluación
Dra en C Norma Rivera Fernández	Coordinador de Investigación
M C Juan Carlos Cadena Serrano	Colaborador de la Coordinación de Enseñanza
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 C Juan Carlos Cadena Serrano	**Profesor 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**
QFB Yolanda García Yáñez	**Profesora Titular**
M en C Albina Martínez Pérez	**Profesora Titular**
M C Esp Beatriz Meraz Rios	**Profesora Titular**
M en C Luis Manuel Perea Mejia	**Profesor Titular**
Dra. en C Martha Ponce Macotela	**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

Actualización y revisión de los guiones, Misión y Visión …….....……..…….....… 3

Índice ……...……... 4

Datos generales de la asignatura 5

Calendario Escolar …….....……..… 6

Orientación General del Curso ……....……..... 7

Actividades del proceso enseñanza-aprendizaje. ……..……8

Presentación …….....…... 9

Objetivos Generales ……..……..… 10

1.Generalidades de las enfermedades Parasitarias ……..……..... 11

2. Parasitosis del intestino delgado ……12
Giardiasis ……..…….……..... 13
Coccidios intestinales ……..……..……..… 14
Teniasis ……...……..……..…... 15
Himenolepiasis ....…….....…. 16
Ascariasis ..……..... 17
Necatoriasis …..……..... 18
Estrongiloidosis …….……..…….....19

3. Parasitosis del intestino grueso ……. 20
Amibiasis …….……..... 21
Balantidiasis …….……..……..... 22
Blastocistosis ……..……..……..... 23
Tricocefalosis …….……..... 24
Enterobiasis …….…….…….…….. 25

4. Protozoarios hemáticos y helmintos extra intestinales (tisulares) ……..……..….. 26
Amibas de vida libre (anfizoicas) ..……..…….. 27
Toxoplasmosis …….…….…… 28
Malaria (paludismo) …..……..... 29
Leishmaniasis ……..... 30
Tripanosomiasis Americana ……..... 31
Cisticercosis (forma larvaria de *Taenia solium*) …..... 32
Hidatidosis (forma larvaria de *Echinococcus granulosus*.) …….. 33
Fasciolosis ……..……..... 34
Paragonimiasis ……..... 35
Larvas migratorias por nematodos 36
Triquinosis ……..... 37
Oncocercosis …..……..……..…..... 38
Tricomoniasis …..……..…...…….. 39

5.Artrópodos de importancia médica …… 40
Dípteros transmisores ……..... 41
Artrópodos (clase insecta) ……..…..... 42
Otros representantes de la clase insecta ……..… 43
Arthropoda (clase acarida) …….……..... 44

6. Animales venenosos (clase arachnida) y reptiles …….. 45
Orden Araneae
Orden Scorpionida
Serpientes
Saurios

PRÁCTICAS DE LABORATORIO:
Práctica 19 Métodos útiles para la búsqueda de parásitos intestinales …….……...….. 46
Práctica 20 Métodos útiles para la búsqueda de parásitos extraintestinales ……..... 49
Práctica 21 Protozoario del intestino delgado …..... 52
Práctica 22 Parásitos de intestino delgado (Helmintos) .....…. 54
Práctica 23 Protozoario de intestino grueso ……57
Práctica 24 Helminto de intestino grueso ……..... 59
Práctica 25 Parásitos hemáticos y tisulares (protozoarios) ……..…… 60
Práctica 26 Parásitos hemáticos y tisulares (Helminto) 63
Práctica 27 Artrópodos de importancia médica ….. 66

DATOS GENERALES DE LA ASIGNATURA

Coordinación del programa	Coordinación de Enseñanza, Departamento de Microbiología y Parasitología
Tipo de asignatura	Teórica – Práctica
Ubicación	2° año
Duración	Anual
Número de horas	Teoría 120 horas (3h/semana) Práctica 120 horas (3h/semana)
Créditos	17
Carácter	Obligatorio
Clave	1231
Requisitos académicos	Acreditación total de las asignaturas de 1° año

CALENDARIO ESCOLAR 2023-2024

UNIDADES TEMÁTIAS

Bacteriología
Inicio: Lunes 7 de agosto
Término: Viernes 6 de octubre

Virología
Inicio: Lunes 9 de octubre
Término: Viernes 1 de diciembre

Micología
Inicio: Martes 4 de diciembre
Término: jueves 8 de febrero

Parasitología
Inicio: Lunes 12 de febrero
Término: Viernes 19 de abril

EXÁMENES PARCIALES

PRIMERO
Bacteriología Miércoles 15 de noviembre
T1: 10:00 horas
T2: 12:00 horas

SEGUNDO
Virología Viernes 8 de diciembre
T1: 10:00 horas
T2: 11:30 horas

TERCERO
Micología Viernes 9 de febrero
T1: 10:00 horas
T2: 11:30 horas

CUARTO
Parasitología Jueves 25 de abril
T1: 10:00 horas
T2: 12:00 horas

EXAMEN EXTRAORDINARIO

Martes 11 de junio
T1: 11:00 horas

EXÁMENES ORDINARIOS

PRIMERO
Viernes 17 de mayo
T1: 13:30 horas
T2: 15:30 horas

SEGUNDO
Lunes 27 de mayo
T1: 12:30 horas

EXAMEN EXTRAORDINARIO

Martes 11 de junio
T1: 11:00 horas

PERIODO VACACIONAL

Del 3 al 21 de julio el 2023

Del 18 de diciembre de 2023 al 05 de enero del 2024

Del 25 al 29 de marzo de 2024

ORIENTACIÓN GENERAL DEL CURSO

1.CONOCIMIENTOS NECESARIOS QUE SE REQUIEREN PARA LA ASIGNATURA

El alumno al inicio del segundo año de la carrera tendrá 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 lo 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, brucelosis, tosferina, erisipela, escarlatina, sífilis, infecciones gonocócicas, varicela, sarampión, rubéola, exantema súbito, herpes simple, herpes zoster, dengue y hepatitis viral aguda. Candidiasis oral, micosis cutáneas superficiales (dermatofitosis, pitiriasis versicolor). Ascariasis, tricosefalosis, necatorasis, amibiasis intestinal, malaria, giardiasis, balantidiasis, fasciolosis, estrongiloidosis, miasis, enterobiasis, teniasis, pediculosis y sarna. Así como las enfermedades de transmisión por contacto sexual (trichomonasis, candidasis, infecciones por *Mycoplasma*, herpes genital, infecciones inespecíficas).

Realizará las acciones, solicitando apoyo especializado para la atención de los siguientes padecimientos.
Infecciones por *Mycoplasma*, clamidiasis, tuberculosis extrapulmonar, lepra, difteria, oncocercosis, tripanosomiasis americana, leishmaniasis, hidatidosis, triquinelosis, cisticercosis. Micosis subcutáneas (micetoma, esporotricosis, cromoblastomicosis), pneumocistosis y mucormicosis.

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, coccidioidomicosis).

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. Proyectores
3. Programas en
4. Preparaciones para la observación al microscopio
5. Audiovisuales
6. Equipo y material de laboratorio
7. Aula Virtual
8. 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 ed. 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 ed.: Méndez Editores,México 2010

REFERENCIAS COMPLEMENTARIAS

1. Archivos de Investigación Médica, IMSS (México). Arch Med Res
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). Exp Parasitol.
5. Gaceta Médica de México (Academia Nacional de Medicina). Gac Méd Méx. Infectología (México).
6. Infection and Immunity (EUA). Infect Immun
7. Journal of Infectious Diseases (EUA). J Infect Dis
8. Journal of Parasitology, (EUA). J Parasitol
9. Nature (U.K.).
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 con 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 30 temas, que corresponden uno a generalidades, 25 de diferentes parásitos y cuatro de 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. PARASITOSIS DEL INTESTINO DELGADO

A pesar de la transición epidemiológica, las enteroparasitosis siguen siendo un problema de salud pública a nivel mundial. Sin embargo, la morbimortalidad es mayor en países en desarrollo, ya que entre los principales determinantes sociales e indicadores de riesgo para estas patologías están la pobreza, el bajo nivel cultural, los malos hábitos higiénicos y la carencia de servicios públicos, con repercusión en el desarrollo económico y social del país. Otro factor de riesgo, actualmente de gran relevancia, son las comorbilidades que conllevan inmunosupresión, porque favorecen el desarrollo de parasitosis emergentes como son la criptosporidiosis y la estrongiloidosis, con desarrollo de cuadros graves y muchas veces de mal pronóstico.

En México se estima que más del 60% de la población vive en pobreza e incluso en pobreza extrema, con una alta probabilidad de que un mismo individuo tenga una parasitosis múltiple. La población infantil que presenta una parasitosis intestinal y que no es diagnosticada y tratada correctamente, va a tener repercusiones en su desarrollo ponderal y cognitivo, en ocasiones irreversible. En la población adulta estas patologías repercuten tanto en su estado de salud como en su calidad de vida, ausentismo laboral y gastos de atención médica, entre otros.

Entre los protozoarios que parasitan el intestino delgado se encuentran Giardia lamblia, Criptosporidium, Cystoisospora y Ciclospora: los cestodos Taenia spp e Hymenolepis spp y los geohelmintos Ascarris lumbricoides, Necator americanus y Strongiloides stercolaris.

La giardiasis es una parasitosis frecuente en la edad infantil, se estima que existen más de 280 millones de personas con giardiasis sintomática; 50 millones de individuos con amibiasis, con mortalidad de entre 40 y 100,000 casos por año. 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.

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

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
2.1.6 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 COCCIDIAS INTESTINALES

2.2.1 Introducción
2.2.1.1 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
2.2.6 Manifestaciones clínicas
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 y 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
2.3.6 Manifestaciones clínicas
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

2.4.6 Manifestaciones clínicas
- 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

2.5.6 Manifestaciones clínicas
- 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

2.6.6 Manifestaciones clínicas
- 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

2.7.6 Manifestaciones clínicas
- 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. PARASITOSIS 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 spp. es un parásito frecuentemente identificado a nivel mundial en estudios CPS.

Balantidium coli es el único ciliado que parasita al hombre. Los reservorios más importantes son los porcinos 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 se puede presentar en otras edades.

Los huevos permanecen viables durante semanas en la ropa, suelo y uñas. Esta parasitosis se presenta en epidemias escolares o familiares, por tal motivo se deben tomar medidas higiénicas preventivas.

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 0.005 ml/por día, 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**
Entamoeba histolytica	*Enterobius vermicularis*
Blastocystis hominis	*Trichuris trichiura*
Balantidium coli	

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 / E. dispar*
- 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

3.1.6 Manifestaciones clínicas
- 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
- 3.1.6.3 Complicaciones

3.1.7 Diagnóstico diferencial

3.1.8 Diagnóstico
- 3.1.8.1 Laboratorio
- 3.1.8.2 Gabinete

3.1.9 Tratamiento

3.1.10 Prevención

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

3.2.6 Manifestaciones clínicas
- 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 Distribución geográfica
- 3.3.2.2 Frecuencia
  - 3.3.2.2.1 Mundial
  - 3.3.2.2.2 México
- 3.3.2.3 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

3.3.6 Manifestaciones clínicas
- 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 Laboratorio

3.3.9 Tratamiento

3.3.10 Prevención

3.4 TRICOCEFALOSIS

3.4.1 Introducción
- 3.4.1.1 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

3.4.6 Manifestaciones clínicas
- 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

3.5.6 Manifestaciones clínicas
- 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)

Las células sanguíneas y otros 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 cada parasitosis es impactante y puede dejar secuelas o llevar a la muerte.

PROTOZOARIOS	
Naegleria fowleri *Acanthamoeba spp* *Balamuthia spp*	*Plasmodium vivax* *P. malariae* *P. falciparum* *P. ovale* *P. knowlesi*
Toxoplasma gondii	*Leishmania mexicana* *L. braziliensis* *L. donovani*
	Trypanosoma cruzi

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

PROTOZOARIO DE CAVIDADES
Trichomonas vaginalis

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

4.1.6 Manifestaciones clínicas
- 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

4.2.6 Manifestaciones clínicas
- 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 (paludismo)

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* y *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 Manifestaciones clínicas
- 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* y *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 Manifestaciones clínicas
- 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 AMERICANA

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
  - 4.5.2.2.2 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 Manifestaciones clínicas
- 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 Manifestaciones clínicas
- 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 Manifestaciones clínicas
- 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

4.8.6 Manifestaciones clínicas
- 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

4.9.6 Manifestaciones clínicas
- 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* y *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
- 4.10.1.6 Manifestaciones clínicas
  - 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: forman larvaria de *Toxocara canis* y *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
- 4.10.2.6 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
- 4.10.3.6 Manifestaciones clínicas
  - 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 y *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

4.11.6 Manifestaciones clínicas
- 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

4.12.6 Manifestaciones clínicas
- 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
4.13.6 Manifestaciones clínicas
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
			Decapoda	Camarones y cangrejos
		Crustacea		
			Eucopepoda	Copépodos de agua dulce
		Diplopoda	Julida	Milpiés
		Chilopoda	Scolopendrida	Cienpiés
	Mandibulata			
		Insecta	Diptera	Moscas, mosquitos, papalotillas, tábanos, etcétera
			Anoplura	Piojos
			Siphonaptera	Pulgas
			Hemiptera	Chinches
			Dictyoptera	Cucarachas
Arthropoda			Hymenoptera	Abejas, hormigas y avispas
			Ixodida	Garrapatas
		Acarida	Prostigmata	Ácaros
			Astigmata	Ácaros
	Chelicerata		Araneae	Arañas
		Arachnida		
			Scorpionida	Alacranes

II. Dípteros transmisores.

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

5.1 ARTHROPODA (CLASE INSECTA)

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 (orden díptera)

5.1.4 Principales géneros
- 5.1.4.1 Familia Culicidae
  - 5.1.4.1.1 *Anopheles*
  - 5.1.4.1.2 *Culex*
  - 5.1.4.1.3 *Aëdes*
  - 5.1.4.1.4 *Haemagogus*
- 5.1.4.2 Familia Psychodidae
  - 5.1.4.2.1 *Lutzomyia*
- 5.1.4.3 Familia Simulidae
  - 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 Blattelidae
  - 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 ARTHROPODA (CLASE ACARIDA)

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 *Ornithodorus*
- 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 (CLASE ARACHNIDA) Y REPTILES

6.1 Mencionar de cada uno de los animales venenosos:
6.1.1 Distribución geográfica
6.1.2 Epidemiología
6.1.3 Manifestaciones clínicas
6.1.4 Tratamiento
6.2 Orden Araneae
6.2.1 Familia Theridiidae
6.2.1.1 *Latrodectus mactans*
L. geometricum
6.2.2 Familia Loxocelidae
6.2.2.1 *Loxoceles laeta*
L. reclusa
6.3 Orden Scorpionida
6.3.1 Familia Buthidae
6.3.1.1 *Centruroides*

6.4 Serpientes (reptiles)
6.4.1 Familia Elapidaee
6.4.1.1 Subfamilia Hidrophinae
6.4.1.1.1 Pelamis
6.4.1.2 Subfamilia Elapinae
6.4.1.2.1 *Crotalus*
6.4.1.2.2 *Bothrops*
6.4.1.2.3 *Micrurus*
6.4.1.2.4 *Micruroides*
6.4.2 Familia Viperidae
6.4.2.1 Subfamilia Crotalinae
6.4.2.1.1 *Agkistrodom*
6.4.2.1.2 *Lachesis*
6.4.2.1.3 *Sistrurus*
6.5. Saurios
6.5.1 *Heloderma*

PRÁCTICAS DE LABORATORIO

MÉTODOS ÚTILES PARA LA BÚSQUEDA DE PARÁSITOS INTESTINALES 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 formaldehido.
4. Realizar el examen coproparasitoscópico 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).

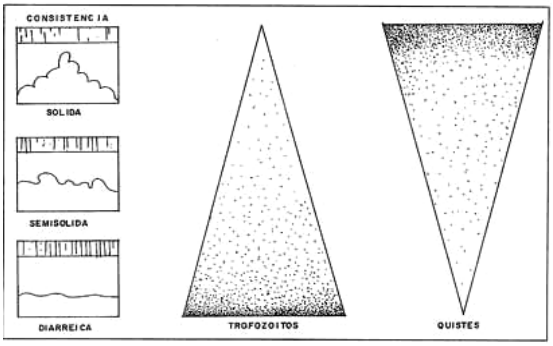
Si las heces son blandas, diarreicas y líquidas, deben examinarse dentro de las dos primeras horas de haber sido recolectadas; si esto no es posible, se adiciona una solución conservadora, por ejemplo: alcoholde polivinilo (PVA), merthiolate-iodo-formol (MIF) o Schaudin. Las heces formadas pueden ser examinadas durante el mismo día de su colección; si no es posible, pueden ser refrigeradas durante 24-48 horas o conservadas en solución de formaldehido 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-químicos 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 coproparasitoscópico 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. Formaldehido al 5%

IV. Método

1. Conservación de materia fecal en solución de formaldehido:
   a. Con un abatelenguas, colocar aproximadamente 5 grs. de materia fecal en el frasco de vidrio.
   b. Añadir 15 ml de solución de formaldehido 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. Coproparasitoscópico 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 qué en los exámenes coproparasitoscópicos 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 coproparasitoscópicos?:

_____

_____

_____

_____

_____

6.¿Qué entiende por examen coproparasitoscópico cualitativo?:

_____

_____

_____

_____

_____

MÉTODOS ÚTILES PARA LA BÚSQUEDA DE PARÁSITOS EXTRAINTESTINALES 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 de sangre, 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 tinciones, 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. Un frasco gotero con metanol
   b. Frascos con colorante de Giemsa
   c. Frascos gotero con aceite de inmersión
   d. Soportes para portaobjetos
   e. Pipetas Pasteur, con bulbo de caucho
   f. 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 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) Tripanosomasis americana

PROTOZOARIO DE INTESTINO DELGADO
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, sinembargo 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 coproantigenos.

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 Löeffler 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

PARÁSITOS DE INTESTINO DELGADO (HELMINTOS)
PRÁCTICA No. 22

I. Objetivos

1. Establecer un marco de referencia para el estudio de las geohelmintiasis.
2. Identificar los geohelmintos 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 seudoceloma.

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 qué 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 estrongiloidosis, se logra en el laboratorio con la demostración de larvas en heces o huevos en 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 horas o más, 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 o Ritchie). El de Baermann es un procedimiento sencillo y sensible en estrongiloidosis asintomática, cuya importancia se ha incrementado en pacientes inmunocomprometidos y que se encuentran en riesgo de desarrollar hiperinfección que lleva a una complicación fulminante y fatal.

En las geohelmintiasis es importante valorar la intensidad de la infección (leve, moderada o grave) para administrar tratamiento adecuado, así como la eficacia del mismo, 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 e 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 geohelmintos patógenos para el humano.
2. Mencione la morfología macroscópica y microscópica de los geohelmintos.
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 coproparasitoscópico?

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	***Necator americanus***	***Ancylostoma duodenale***	***Strongyloides stercoralis***
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, bífido
Extremo caudal (vaina)	Estriaciones netas	Estriaciones conspicuas	

PROTOZOARIO 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 coproparasitoscópicos, 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 seudópodos (prolongaciones digitiformes de ectoplasma). 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 bien mediante pruebas 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. En nuestro país se desconoce con precisión la incidencia de esta parasitosis. Este protozoario 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 un cubreobjetos 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.

HELMINTOS DE INTESTINO GRUESO
PRACTICA No. 24

I. Objetivos

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

II. Antecedentes

Los nematodos parásitos de humanos y otros animales se estudian dentro de la Helmintología, son organismos generalmente pequeños, alargados, redondeados, con sus extremos más o menos puntiagudos, presentan movimientos activos, su cavidad corporal es incompleta, que se conoce como pseudoceloma.

La pared del cuerpo está compuesta de tres capas, la más externa es la cutícula, la medida se conoce como hipodermis, la más interna está compuesta por musculatura somática. La cutícula es una capa delgada, transparente y acelular, cubre la parte externa del cuerpo. Se extiende hacia el interior de la cavidad bucal llamada estomódeo.

Los ciclos de vida de los nemátodos presentan dos patrones básicos: directo o monoxeno (un solo hospedero en su ciclo) e indirecto o heteroxeno (dos o más hospederos en su ciclo). En ambos patrones se presenta una forma de desarrollo básico. Cuando las larvas eclosionan, sufren una serie de cambios, que se inician con el primer estadio o larva uno (L-1), cada cambio o etapa se caracteriza por presentar una muda o renovación de la cutícula. Se conocen cuatro estadios larvales, después del cuarto se presenta el estadio adulto en el hospedero definitivo

Enterobius vermicularis es un gusano pequeño de color blanquecino, delgado como un hilo; tiene dimorfismo sexual. El macho mide 0.5 cm de largo y la hembra 1cm por un diámetro de 0.4 - 0.6 mm respectivamente. Su extremo anterior presenta una expansión cuticular, la cual se puede llenar con fluidos tisulares, sirviendo como órgano de fijación. El tubo digestivo se inicia en la boca, que presenta labios y se continúa como un esófago potente y el intestino.

Trichuris trichuria es un nematodo blanquecino. La hembra mide 35 – 50 mm y el macho 30 – 45 mm Tiene una forma característica muy delgada en la 3/5 partes anteriores y más gruesa en los 2/5 posteriores; semejante a un látigo.
La extremidad anterior está constituida por el orificio bucal que no presenta labios y el esófago, cuya parte anterior es un tubo muscular delgado y la posterior un tubo capilar rodeado por una capa única de células secretoras. La parte posterior del gusano contiene el aparato genital que se encuentra enrollado varias veces sobre él mismo.

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. Observarán preparaciones.
2. Describir el método

III. Material

1. Preparaciones fijas
2. Microscopios.
3. Diapositivas

IV. Método

1. Describir los métodos de diagnóstico
2. Observar las preparaciones fijas

Preguntas orientadas para consolidar el conocimiento

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

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 (PROTOZOARIOS)
PRACTICA No. 25

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 frote 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 frote y gota gruesa (método de Knott) o bien, pruebas inmunológicas o de biología molecular.

La trypanosomiasis 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 trypanosomiasis, 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 parasito.
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 parasito 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 prepa-raciones fijas, con los objetivos 40X y100X.

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 (HELMINTO)
PRÁCTICA 26

I. Objetivos

Establecer un marco de referencia para el estudio de los nemátodos tisulares.
Identificar los nemátodos tisulares que parasitan al hombre.
Revisar los recursos para el diagnóstico de las infecciones en humanos causadas por nematodos tisulares.

II. Antecedentes

Los nemátodos de localización extraintestinal son Onchocerca volvulus y Trichinella spiralis y algunas larvas de nemátodos de perros, gatos y otros mamíferos, que pueden producir patología en humanos como la gnathostomiasis, dermatitis verminosa reptante y larva migrans visceral. La oncocercosis que prevalece en los estados de Chiapas y Oaxaca, es transmitida por mosquitos del género Simulium. En países con deficientes políticas de salud pública y vigilancia sanitaria, la población está expuesta a adquirir estas infecciones. Las manifestaciones clínicas son diversas, incluyendo lesiones a nivel cutáneo, visceral y muscular.

La trichinellosis es una helmintiasis causada por T. spiralis, que se caracteriza por síndrome febril, signos oculopalpebrales, mialgias y eosinofilia. Esta parasitosis usualmente se sospecha por la sintomatología y los antecedentes de ingestión de carne de cerdo infectada cruda o poco cocida.

Durante la fase intestinal de la infección, se puede realizar el diagnóstico mediante la identificación de adultos en heces en un examen coproparasitoscópico. En la fase de estado, el diagnóstico de certeza se logra mediante la demostración de larvas en biopsia de músculo deltoides, bíceps, gemelos o pectorales. La presencia de larvas se evidencia comprimiendo un fragmento de músculo entre dos portaobjetos

El fragmento de biopsia debe ser de aproximadamente un gramo (1.5x1x0.5 cm). Este procedimiento por lo general se procura evitar en niños cuando se cuenta con otros recursos diagnósticos (serología) debido a lo cruento del procedimiento.

La toma de la biopsia se recomienda después del día 25 de iniciada la infección ya que antes de este tiempo, las larvas pueden no estar enrolladas, lo que dificulta y disminuye la sensibilidad del estudio. En estas circunstancias, es recomendable realizar digestión con jugo gástrico artificial y lectura del sedimento al microscopio.

Otro examen de laboratorio, aunque poco utilizado, es el xenodiagnóstico; para practicarlo, se alimenta a una rata con biopsia de tejidos de un paciente en estudio y en una semana o menos, pueden detectarse adultos en intestino y larvas en los tejidos. En aproximadamente un mes las larvas pueden ser identificadas en fragmentos de músculo comprimido entre dos portaobjetos o digerido en jugo gástrico artificial.

Otras pruebas útiles para confirmar el diagnóstico de triquinosis, son las pruebas inmunológicas.

La oncocercosis es una filariosis ocasionada por el nemátodo Onchocerca volvulus, el cual en su estadio de adulto es de color blanco, filiforme y con estriaciones transversales en su cutícula; la infección se adquiere por la picadura de moscos de género Simulium que albergan las formas infectantes.

Los adultos de O. volvulus que se encuentran en nódulos subcutáneos se localizan en las regiones del arco pélvico, temporal y occipital del cráneo.

Las microfilarias generalmente se encuentran en ganglios linfáticos y piel, en la proximidad de los nódulos subcutáneos y en la conjuntiva corneal. Se confirma la presencia del parásito en su estadio de larva o adulto mediante los siguientes estudios: Extirpación y disección de nódulos subcutáneos (oncocercomas), biopsia de piel de la región escapular, observación de la cámara anterior del ojo con lámpara de hendidura y pruebas inmunológicas.

La gnathostomiasis es una entidad clínica producida por la migración cutánea o visceral en la forma larvaria de nemátodos espirulados pertenecientes al género Gnathostoma, requiere para su desarrollo de dos hospederos intermediarios y uno definitivo, así como una gran variedad de hospederos paraténicos. El humano la adquiere por el consumo de carne cruda o insuficientemente cocida de peces de agua dulce o salobre, aves de corral y otros animales infectados con larvas L3.

Las manifestaciones clínicas se deben en la mayor parte de los casos a una sola larva y dependen de la migración del parásito. La migración subcutánea se hace evidente 3 a 4

. Objetivos

Establecer un marco de referencia para el estudio de los nemátodos tisulares.
Identificar los nemátodos tisulares que parasitan al hombre.
Revisar los recursos para el diagnóstico de las infecciones en humanos causadas por nematodos tisulares.

II. Antecedentes

Los nemátodos de localización extraintestinal son Onchocerca volvulus y Trichinella spiralis y algunas larvas de nemátodos de perros, gatos y otros mamíferos, que pueden producir patología en humanos como la gnathostomiasis, dermatitis verminosa reptante y larva migrans visceral. La oncocercosis que prevalece en los estados de Chiapas y Oaxaca, es transmitida por mosquitos del género Simulium. En países con deficientes políticas de salud pública y vigilancia sanitaria, la población está expuesta a adquirir estas infecciones. Las manifestaciones clínicas son diversas, incluyendo lesiones a nivel cutáneo, visceral y muscular.

La trichinellosis es una helmintiasis causada por T. spiralis, que se caracteriza por síndrome febril, signos oculopalpebrales, mialgias y eosinofilia. Esta parasitosis usualmente se sospecha por la sintomatología y los antecedentes de ingestión de carne de cerdo infectada cruda o poco cocida.

Durante la fase intestinal de la infección, se puede realizar el diagnóstico mediante la identificación de adultos en heces en un examen coproparasitoscópico. En la fase de estado, el diagnóstico de certeza se logra mediante la demostración de larvas en biopsia de músculo deltoides, bíceps, gemelos o pectorales. La presencia de larvas se evidencia comprimiendo un fragmento de músculo entre dos portaobjetos

El fragmento de biopsia debe ser de aproximadamente un gramo (1.5x1x0.5 cm). Este procedimiento por lo general se procura evitar en niños cuando se cuenta con otros recursos diagnósticos (serología) debido a lo cruento del procedimiento.

La toma de la biopsia se recomienda después del día 25 de iniciada la infección ya que antes de este tiempo, las larvas pueden no estar enrolladas, lo que dificulta y disminuye la sensibilidad del estudio. En estas circunstancias, es recomendable realizar digestión con jugo gástrico artificial y lectura del sedimento al microscopio.

Otro examen de laboratorio, aunque poco utilizado, es el xenodiagnóstico; para practicarlo, se alimenta a una rata con biopsia de tejidos de un paciente en estudio y en una semana o menos, pueden detectarse adultos en intestino y larvas en los tejidos. En aproximadamente un mes las larvas pueden ser identificadas en fragmentos de músculo comprimido entre dos portaobjetos o digerido en jugo gástrico artificial.

Otras pruebas útiles para confirmar el diagnóstico de triquinosis, son las pruebas inmunológicas.

La oncocercosis es una filariosis ocasionada por el nemátodo Onchocerca volvulus, el cual en su estadio de adulto es de color blanco, filiforme y con estriaciones transversales en su cutícula; la infección se adquiere por la picadura de moscos de género Simulium que albergan las formas infectantes.

Los adultos de O. volvulus que se encuentran en nódulos subcutáneos se localizan en las regiones del arco pélvico, temporal y occipital del cráneo.

Las microfilarias generalmente se encuentran en ganglios linfáticos y piel, en la proximidad de los nódulos subcutáneos y en la conjuntiva corneal. Se confirma la presencia del parásito en su estadio de larva o adulto mediante los siguientes estudios: Extirpación y disección de nódulos subcutáneos (oncocercomas), biopsia de piel de la región escapular, observación de la cámara anterior del ojo con lámpara de hendidura y pruebas inmunológicas.

La gnathostomiasis es una entidad clínica producida por la migración cutánea o visceral en la forma larvaria de nemátodos espirulados pertenecientes al género Gnathostoma, requiere para su desarrollo de dos hospederos intermediarios y uno definitivo, así como una gran variedad de hospederos paraténicos. El humano la adquiere por el consumo de carne cruda o insuficientemente cocida de peces de agua dulce o salobre, aves de corral y otros animales infectados con larvas L3.

Las manifestaciones clínicas se deben en la mayor parte de los casos a una sola larva y dependen de la migración del parásito. La migración subcutánea se hace evidente 3 a 4 semanas después o cuando han transcurrido meses o incluso años. Las formas clínicas típicas son la cutánea, visceral, ocular y neurológica.

El diagnóstico se realiza mediante pruebas inmunológicas y biopsia.

La dermatitis verminosa reptante (DVR) es causada por larvas de uncinaria del perro y del gato: *Ancylostoma caninum* y *A. braziliense.* Las larvas filariformes al penetrar la piel humana migran por las capas superficiales y causan dermatitis.

El diagnóstico se basa en las características clínicas y la morfología de las lesiones, además debe tomarse en cuenta el antecedente del contacto de la piel o con tierra o arena de playas, donde deambulan perros y gatos.

La larva migrans visceral (LMV) es causada por *Toxocara canis* y *T. cati* helmintos del perro y del gato respectivamente. Se adquiere por la ingestión de huevos larvados de estos nemátodos.
Las manifestaciones clínicas más frecuentes son a nivel visceral y ocular. El diagnóstico debe orientarse con los antecedentes eidemiológicos (convivencia estrecha con perros y gatos), pruebas inmunológicas y biometría hemática.

Desarrollo de la práctica:

Parte I

1. El profesor de laboratorio conjuntamente con los alumnos revisarán un caso clínico de infecciones por nematodos 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

Preguntas orientadas para consolidar el conocimiento

1. Enlistar los nemátodos tisulares de importancia médica.
2. Mencione la morfología microscópica de los nemátodos tisulares de importancia médica.
3. Indicar los recursos de laboratorio para el diagnóstico de nemátodos tisulares de importancia médica.

Preguntas orientadas para evaluar el conocimiento adquirido

1. De acuerdo al cuadro clínico revisado, ¿Cuál es el estudio de laboratorio indicado 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.

ARTRÓPODOS DE IMPORTANCIA MÉDICA
PRÁCTICA 27

I. Objetivos

1. Establecer un marco de referencia para el estudio de los artrópodos de importancia médica.
2. Identificar los artrópodos de importancia médica.
3. Revisar los recursos para el diagnóstico de las enfermedades causadas por artrópodos.

II. Antecedentes

Los artrópodos son metazoos que se caracterizan por tener sus patas articuladas, simetría bilateral, cuerpo cubierto por quitina y dimorfismo sexual. Su morfología es muy variada y dependiendo de ella se puede establecer el grupo taxonómico al que pertenecen.

Desde el punto de vista médico son importantes porque son vectores mecánicos o biológicos de algunos virus, bacterias, protozoarios y helmintos. Dentro de la clase insecta encontramos a los transmisores de enfermedades como malaria, tripanosomiasis americana, leishmaniasis, oncocercosis, dengue y fiebre amarilla, entre otras.

Los artrópodos son capaces por sí solos producir al hombre y a los animales una gran cantidad de enfermedades aun sin transmitirle ningún agente infeccioso o parasitario, entre los principales ejemplos están las larvas de las moscas capaces de producir miasis. Las larvas de la pulga *Tunga penetrans* (nigua) que penetran en los pliegues interdigitales y producen una tungiasis, así mismo las picaduras frecuentes de los piojos producen una dermatitis llamada pediculosis, por chinches la cimiasis y la sarcoptosis (sarna) producida por el ácaro *Sarcoptes scabiei*.

La picadura de alacranes y arañas son capaces de introducir al hombre y animales sus venenos altamente tóxicos y producir enfermedad grave y muchas veces la muerte. También la picadura de abejas, avispas y hormigas pueden agredir fuertemente al hombre induciendo reacción de hipersensibilidad severa.

Desarrollo de la práctica:

Parte I

1. El profesor de laboratorio conjuntamente con los alumnos revisarán un caso clínico de enfermedad causada por artrópodos 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.
2. Los alumnos observar preparaciones de artrópodos de importancia médica.
3. El profesor junto con los alumnos elaborará las conclusiones del caso clínico.

III. Material

1. Caja entomológica con ejemplares de artrópodos
2. Microscopio estereoscópico
3. Preparaciones fijas
4. Microscopio óptico

IV. Método

1. Siguiendo las instrucciones del profesor y en base a la clave pictórica referente a artrópodos, clasificar los artrópodos proporcionados.
2. Observación macro y microscópica de los especímenes y laminillas.

Preguntas orientadas para consolidar el conocimiento.

1. Enlistar los artrópodos de importancia médica.
2. De acuerdo al cuadro clínico revisado, ¿Cuál es el diagnóstico presuntivo?

Mencione la morfología microscópica de artrópodos de importancia médica
3. ¿Cuáles fueron las principales manifestaciones clínicas que presentó el paciente del caso clínico revisado?
4. Indicar los recursos de laboratorio para el diagnóstico de patologías causadas por artrópodos de importancia médica.

Preguntas orientadas para evaluar el conocimiento adquirido

1. ¿Cómo se confirmó el diagnóstico en el caso clínico revisado?
2. ¿Cómo se confirma el diagnóstico en escabiasis?
3. ¿Qué medidas de prevención están indicadas en el caso clínico revisado?
4. ¿Mencione dos géneros de moscas que causan de miasis?

Resumen de la práctica

El profesor, junto con los alumnos, elaborarán
las conclusiones del caso