

PARASITOLOGÍA CLÍNICA

Programa teórico

Tema 1.- Introducción al diagnóstico parasitológico.-Diagnóstico directo (morfológico).- Diagnóstico indirecto (inmunológico).- Nuevas tendencias en la detección de infecciones primarias recientes.

Tema 2.- Coprología parasitaria I: Toma de muestras, conservación, examen macroscópico, fijación, tinción y montaje de formas parasitarias macroscópicas.

Tema 3.- Coprología parasitaria II: Examen directo, técnicas de concentración.

Tema 4.- Coprología parasitaria III: Tinción de frotis fecales.- Identificación de formas parasitarias.

Tema 5.- Técnicas especiales: Diagnóstico de Enterobius vermicularis. Método de Kato. Métodos migratorios. Métodos cuantitativos. Coprocultivos.

Tema 6.-Técnicas hematológicas: Examen directo, gota gruesa, frotis fino, técnicas de concentración.

Tema 7.- Examen de otros fluidos corporales, aspirados y tejidos. Cultivo e inoculación animal.

Tema 8.- 1ª parte – Diagnóstico de parásitos genito-urinarios.

2ª parte – Pautas para el diagnóstico de las principales protozoosis humanas I: Toxoplasmosis; Leishmaniosis.

Tema 9.- Pautas para el diagnóstico de las principales protozoosis humanas II: Tripanosomosis africana y americana; Paludismo (Malaria); Amebiosis; Giardiosis.

Tema 10.- Pautas para el diagnóstico de las principales helmintosis humanas

Programa práctico

PRÁCTICA 1

Tema 1.- Coprología parasitaria I: Toma de muestras, conservación, examen macroscópico. Fijación, tinción y montaje de formas parasitarias macroscópicas.

Aislamiento, fijación, tinción y montaje de un nematodo adulto (pág. 12-13)

Tinción con carmín de un platelminto (pág. 14)

Aclaración con lactofenol de un anillo (pág. 14)

Montaje e identificación de una larva de mosca (pág. 15)

PRÁCTICA 2

Tema 2.- Coprología parasitaria II: examen directo, técnicas de concentración

Deshidratación y montaje del platelminto (pág. 14)

Examen directo (sin y con MYF) (pág. 17)

Flotación en azúcar de Sheather (pág. 20)

Técnica difásica –Bailenger o Ritchie- (pág. 23)

PRÁCTICA 3

Tema 3.- Coprología parasitaria III: tinción de frotis fecales

Tinción con Negro de clorazol (pág. 27)

Tinción Giemsa-Suárez Peregrín (pág. 28)

Tinción de Kinyoun (en frío) (pág. 28)

Identificación específica de amebas intestinales

PRÁCTICA 4

**Tema 4.- Técnicas especiales: diagnóstico de *Enterobius vermicularis*.
Método de Kato. Métodos migratorios. Métodos cuantitativos.
Coprocultivos.**

Método de cinta adhesiva –Graham- (pág. 30)

Método de Kato (pág. 31)

Método de la placa de agar (pág. 32)

Cultivo fecal sobre tira de papel de filtro en tubo (pág. 34)

Método cuantitativo –Stoll- (pág. 33)

PRÁCTICA 5

Tema 5. Técnicas hematológicas: examen directo, gota gruesa, frotis fino, técnicas de concentración

Observación de la placa de agar (pág. 32)

Identificación de larvas de strongilidos (preparaciones permanentes)

Sangre: examen directo –Trypanosoma- (pág. 36)

Gota gruesa – Tinción de Giemsa (pág. 36-38)

Frotis – Tinciones de Giemsa y Wright (pág. 37-38)

PRÁCTICA 6

Identificación morfológica de Plasmodium spp.

Obtención de antígeno de Trichinella (pág. 95)

PRÁCTICA 7

Tema 6. Diagnóstico de parásitos genitourinarios

Examen del cultivo fecal (pág. 34)

Valoración proteica del extracto antigénico (pág. 95-96)

ELISA, tapizado de las placas (pág. 96)

Observación de microfilarias

PRÁCTICA 8

Tema 7. Examen de otros fluidos corporales, aspirados y tejidos. Cultivo e inoculación animal

Observación de un cultivo de Leishmania sp.

Observación de quistes tisulares de Toxoplasma gondii

ELISA, postapizado (pág. 96)

Observación de microfilarias

PRÁCTICA 9

Tema 8. Pautas para el diagnóstico de las principales protozoosis humanas

ELISA, incorporación de los sueros (pág. 96)

PRÁCTICA 10

Tema 9. Pautas para el diagnóstico de las principales helmintosis humanas

ELISA, conjugado, sustrato, lectura (pág. 96)