



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA



FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**MANUAL DE PRÁCTICAS DEL LABORATORIO DE
PARASITOLOGÍA**

**Responsable de la elaboración: Dra. Soila Maribel Gaxiola Camacho, MC.
Nohemí Castro del Campo, MVZ. Claudia Leonor Barraza Tizoc, Dra. Idalia
Enríquez Verdugo, MVZ. Jesús Daniel Solís Carrasco.**

**Elaboración: Agosto 2015
Actualización: agosto 2018; noviembre 2021**

Índice

1. Prólogo.....	3
2. Reglamento del laboratorio de Parasitología.....	4
3. Prácticas	
Práctica-01. Organización del grupo, material y equipo de laboratorio.....	7
Práctica-02. Técnica de colección, conservación, envío de muestras de sangre y fecales para el diagnóstico parasitológico.....	11
Práctica-03. Artrópodos.....	15
Práctica-04. Protozoarios.....	18
Práctica-05. Nematodos.....	21
Práctica-06. Trematodos.....	24
Práctica-07. Cestodos.....	27
Práctica-08. Técnicas coproparasitoscópicas.....	30
Práctica-09. Tinción de parásitos en sangre.....	39
Práctica-10. Colección, conservación, y envío de muestras de exudado, orina, tejidos y órganos en general para el diagnóstico de protozoarios, helmintos y artrópodos.....	42
Practica 11. Técnica de ELISA.....	49
Practica 12. Técnica de PCR.....	51
Practica 13. Identificación morfológica de garrapatas.....	54
4. Fuentes de información.....	60
5. Anexo Imágenes.....	61

PRÓLOGO

El objetivo de este manual es la orientación del alumno para reforzar los conocimientos adquiridos en clase, de modo que lo pueda aplicar a la práctica y por ende conocer los procedimientos correctos para desarrollarse en un laboratorio, en los aspectos de su cuidado personal, así como en la metodología que debe efectuar. Particularmente llevara a la práctica las técnicas para tomar y enviar muestras de diferentes especies animales al laboratorio, su procesamiento, el diagnostico mediante morfología y estructuras de artrópodos, protozoarios, nematodos, trematodos y cestodos. El estudiante deberá adquirir las competencias que le permitan desarrollarse dentro del ámbito laboral, científico, social de manera que se le abra un abanico de opciones donde pueda aplicar los conocimientos alcanzados.

2. REGLAMENTO DEL LABORATORIO DE PARASITOLOGÍA

Las medidas de bioseguridad en el laboratorio:

a. Requisitos para el ingreso al laboratorio:

- El acceso al laboratorio es restringido. Sólo podrán ingresar aquellas personas que tengan alguna actividad definida a realizar.
- El personal y alumnos que realicen prácticas de docencia, investigación o servicio deberán usar bata blanca debidamente abotonada y limpia. Y cuando así se requiera se usarán guantes, cubre bocas, lentes u otro material de protección.
- Los alumnos deberán colocar sus libros, mochilas y demás, en el lugar indicado para este fin.
- Los alumnos tendrán 10 minutos como máximo de tolerancia para llegar al laboratorio después de la hora fijada para la realización de sus prácticas
- Las personas que realicen alguna actividad en el laboratorio deberán lavarse cuidadosamente las manos al iniciar y terminar su trabajo.
- No introducir ninguna clase de alimentos o bebidas, ni equipos o materiales susceptibles de dañarse o contaminarse.
- No se deben ingresar animales.
- Guardar el debido comportamiento y seguir las instrucciones indicadas por el responsable y/o encargado, así como aquellas indicadas en carteles y avisos colocados a la vista.

b. Normas de comportamiento durante el desarrollo de la práctica:

- Cumplir con lo dispuesto en el manual de prácticas.
- Los alumnos para realizar sus prácticas deberán leerlas anticipadamente, ya sea que se las proporcione el docente de la asignatura correspondiente, el responsable de laboratorio o que haya adquirido su manual de prácticas.
- Toda persona que ingrese al laboratorio deberá guardar una actitud propia y respetuosa para el lugar de trabajo. Los alumnos no deberán conversar durante la realización de sus prácticas. Sólo lo concerniente a la misma.
- Cuando los alumnos rompan algún material en sus prácticas; cristalería, preparaciones fijas de los especímenes estudiados u otros, deberán reponerlo ya sea en especie o en efectivo.
- Los alumnos deberán colocar todo el material utilizado en la práctica en los recipientes indicados, antes de marcharse y, así mismo mantener y dejar su área de trabajo limpia y estéril en caso necesario.
- Avisar de inmediato al profesor y/o responsable en caso de accidente (cortaduras, derrames de líquidos tóxicos o corrosivos, salpicaduras, etc.).
- El responsable de la práctica verificará la limpieza y el orden del lugar antes y después de la práctica.



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

PRÁCTICA-01. ORGANIZACIÓN DEL GRUPO, MATERIAL Y EQUIPO DE LABORATORIO

INTRODUCCIÓN

El laboratorio de parasitología, es una herramienta útil para la realización y confirmación de la posible presencia de parásitos, en muestras obtenidas adecuadamente, de acuerdo al diagnóstico presuntivo. El laboratorio de parasitología cuenta con material de cristalería y diverso, así como soluciones, colorantes y equipo esencial para llevar a cabo las técnicas diagnósticas más comunes en parasitología veterinaria. El reconocimiento de material y equipo de laboratorio permitirá llevar a cabo las técnicas parasitológicas de mayor utilidad, más eficientemente.

1. PROPÓSITO

Los alumnos conocerán los materiales, reactivos y equipo que se utilizan para el funcionamiento adecuado, con el objetivo de la realización del diagnóstico parasitario.

2. MATERIAL Y EQUIPO

1. Microscopio compuesto binocular con oculares y objetivos necesarios.
2. Microscopio estereoscópico y lámpara de iluminación.
3. Triquinoscopio
4. Centrífuga eléctrica
5. Refrigeradores y congeladores
6. Ocular y objetivo micrométrico
7. Estufa de incubación
8. Lámpara eléctrica.
9. Platina caliente.
10. Balanza analítica y granataria.
11. Mechero de Bunsen o Fisher.
12. Charolas porcelanizadas y de fondo oscuro.
13. Cucharas de aluminio
14. Asa de alambre.
15. Espátula
16. Aparato de Baermann.
17. Pinza Mohr.
18. Termo.
19. Pissetas.
20. Cámara de McMaster.
21. Coladeras de plástico y de metal con orificios de diferentes diámetros.
22. Vasos de plástico de diferentes volúmenes.
23. Jeringas de varios volúmenes con agujas hipodérmicas.
24. Lupas.
25. Manguera de hule látex.
26. Cestos para basura.
27. Estantes para productos químicos.

28. Mesa de laboratorio.
29. Agitadores de vidrio.
30. Morteros y cápsulas de porcelana.
31. Pipetas Pasteur.
32. Probetas de diferentes medidas.
33. Vasos de precipitados.
34. Matraces de Earlen Mayer de varios volúmenes.
35. Frascos de varios tamaños.
36. Fuente de tinción.
37. Tubos de ensayo de diferente tipo.
38. Vidrios de reloj de diferentes diámetros.
39. Embudos de cristal y de plástico de varios volúmenes.
40. Cajas de Petri de varios volúmenes.
41. Cajas de Petri cuadrículadas.
42. Goteros.
43. Termómetros, Densímetros y Alcoholímetros.
44. Portaobjetos y Cubreobjetos.
45. Hisopos, torundas de algodón, gasa, papel filtro, papel seda, serrín estéril, e hilos de diferente tipo.
46. Colección de parásitos en preparaciones fijas en laminillas y parásitos fijos en formol al 10%.
47. Estuche de disección, cuchillo, guantes, bata blanca.
48. Soluciones y reactivos: Solución Salina Fisiológica, Solución saturada de Cloruro de Sodio, Solución Saturada glucosada, Agua destilada, Formol al 10%, Dicromato de Potasio al 2%, Alcoholes de Diferentes grados, Alcohol glicerinado, Alcohol ácido, Glicerina, Eter, Acido clorhídrico, Hidróxido de Potasio o Sodio al 10%, Resina sintética, E.D.T.A. y, otros.
49. Colorantes: Giemsa, Wright, Azul de Metileno, Lugol, Violeta de Genciana, Haemalumbre de Mayer, Carmín acético y, otros.

3. PROCEDIMIENTO

1. De acuerdo al número de alumnos el grupo se dividirá en 4 ó 5 equipos, con un representante por equipo, el cual se hará responsable del material y equipo usado en cada práctica.
2. El alumno conocerá el equipo básico necesario que se utiliza en los laboratorios de Parasitología.

4. RESULTADOS

Para el reporte el alumno deberá presentar una breve explicación, en la que mencione para que sirve el material y equipo de laboratorio.

5. CONCLUSIONES

El alumno conoció físicamente el equipo y material de laboratorio y la función básica para el diagnóstico parasitario.

¿Alcanzaron los objetivos? **Sí** **No**

Nombre y firma del instructor:



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

REPORTE DE LA PRÁCTICA

Nombre de la práctica:

Nombre del alumno: _____ Fecha: _____

Grupo: _____ Grado: _____ Equipo: _____ Carrera: _____

6.0 Conclusiones y comentarios

¿Alcanzaron los objetivos? **Sí** **No**

Nombre y firma del instructor:



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

PRÁCTICA-02. TÉCNICA DE COLECCIÓN, CONSERVACIÓN, ENVIÓ DE MUESTRAS DE SANGRE Y FECALES PARA EL DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO.

INTRODUCCIÓN

El diagnóstico parasitario es básico para identificación de enfermedades, por ello que es fundamental conocer la adecuada recolección y conservación de las muestras, de manera que se le pueda dar un proceso adecuado en el laboratorio.

1.-PROPÓSITO

El alumno aplicará las técnicas de colección, conservación, envío de muestras de sangre y fecales para el diagnóstico parasitológico.

2. MATERIAL

Tubos vacutainer con anticoagulante (E.D.T.A.)

Agujas hipodérmicas de varios calibres.

Jeringas de diferentes volúmenes.

Tijeras.

Torundas de algodón.

Alcohol de 96°, alcohol metílico y alcohol éter.

Toallas de papel.

3. PROCEDIMIENTO

a) Colección.- La obtención de sangre debe tomarse de preferencia durante los accesos febriles, de acuerdo a la especie animal, se toma de los siguientes lugares:

1. Bovinos : Vena yugular, vena caudal, vena mamaria.
2. Equinos : Vena yugular.
3. Ovinos y caprinos : Vena yugular.
4. Cerdos : Vena yugular, vena auricular, vena caudal y punción directa al corazón.
5. Perros y gatos : Vena safena, vena lingual, vena radial, y

Punción directa al corazón.

6. Aves : Vena del ala, punción directa al corazón y vena digital (corte de uña en paloma.)
7. Ratras y ratones : Vena caudal, subconjuntival y punción directa al corazón.

En todos los casos debe hacerse previa desinfección de la zona; la cantidad de sangre depende de las pruebas que se quieran realizar y de la especie animal (3-5 ml).

b) Conservación.- La sangre obtenida se deposita en tubos o frascos estériles con anticoagulante (E.D.T.A. 0.5 ml.), debe agitarse lentamente para que se homogenice con el anticoagulante, manteniendo la sangre en refrigeración para evitar alteraciones.

Para evitar la hemolisis se deben considerar los siguientes cuidados.

1. Las agujas y jeringas no estén húmedas.
2. El vaciamiento de la sangre por las paredes de los tubos no sea brusco.
3. Calentamiento de la muestra.
4. Contaminación bacteriana.

c) Envío.- Debe hacerse en días hábiles, seleccionando el medio de transporte más rápido.

La muestra debe ser enviada en cajas de poliuretano con los siguientes datos:

1. Nombre y dirección del remitente (propietario o encargado)
2. Especie animal (identificación, sexo, edad, raza, etc.)
3. Tipo de muestra con breve descripción.
4. medios físicos o químicos empleados para la conservación de la muestra.
5. Historia clínica.
6. Análisis que solicita.

2. MATERIAL

Guantes desechables de palpación.

Bolsas de plástico de diferentes tamaños.

Caja de poliuretano.

Hielo o refrigerante.

Varillas de vidrio.

Cucharas para muestreo de heces.

Formol al 10 %, Dicromato de potasio al 2 %.

Masking-tape y marcadores.

3. PROCEDIMIENTO

a) Técnica de colecta. Las muestras deben obtenerse directamente del recto con el fin de evitar contaminación de las mismas, ya que en el piso existen organismos que alteran los resultados, por lo tanto, debe introducirse la mano al recto del animal utilizando un guante para cada muestra. Esto es para el caso de bovinos y equinos. En pequeños rumiantes y cerdos, la colecta se realiza introduciendo uno o dos dedos en el recto del animal dando masaje en la región perianal.

En pequeñas especies (perros y gatos) se recurre a la introducción de una varilla de vidrio, cuchara para muestreo de heces o bien colocando a los animales en una superficie limpia y recogiendo la muestra inmediatamente después de que hayan defecado, o recurrir al empleo de enemas.

En aves, la colecta se realiza introduciendo una varilla de vidrio en la cloaca, o bien a la necropsia recogiendo el contenido intestinal en frascos limpios, o en Dicromato de sodio al 2 %.

En animales de laboratorio (ratas, ratones, hámster, cuyes y conejos) la colecta se realiza en grupos colocando a los animales en jaulas.

La cantidad aproximada de materia fecal en las distintas especies animales es la siguiente:

1. Bovinos y Equinos: 100 gr.
2. Ovinos, Caprinos y Cerdos: 30 gr.
3. Perros y gatos: 10 a 15 gr.
4. Aves, conejos y ratones: La cantidad depende de la técnica a realizar.

b) Conservación.

Si las muestras se van a trabajar inmediatamente después de la colecta, no necesitan de un conservador. En caso de que se transporten durante varias horas (4 a 8) es necesaria la refrigeración, utilizando hielo o refrigerante comercial. En caso de que no se cuente con la refrigeración puede adicionarse una solución de formol al 10 % (1 parte de formol por 4 partes de heces). Si las muestras son enviadas para el diagnóstico de vermes pulmonares NO debe utilizarse formol para su conservación, únicamente en refrigeración.

En aves, las muestras fecales se conservan en una solución de Dicromato de potasio al 2 % o bien, a la necropsia separando el tracto digestivo y conservándolo en Dicromato de potasio al 2 %.

c) Envío.

Debe hacerse de acuerdo a las indicaciones señaladas para el envío de sangre.

4. RESULTADOS

El alumno realizara un reporte con todas las especificaciones paso por paso describiendo los procedimientos realizados en la práctica.

5. CONCLUSIONES

El alumno conoció las técnicas que se llevan a cabo para tomar de manera correcta muestras de sangre y heces para el diagnóstico de parásitos.

¿Alcanzaron los objetivos? Sí No

Nombre y firma del instructor:



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

PRÁCTICA-03. ARTRÓPODOS

INTRODUCCIÓN

Los artrópodos son animales que se caracterizan por tener apéndices articulados. Forman el grupo más numeroso de especies animales que habitan la tierra, incluyen más del 85% de ellas con más de un millón de especies.

Algunas de las especies parasitas tienen gran importancia económica debido al gran daño que causan en la salud de animales domésticos. Causan efectos traumáticos, sustraen sangre, transmiten patógenos como bacterias, protozoarios, virus, helmintos u otros artrópodos.

Es por ello la importancia de conocer los diferentes artrópodos de importancia en Medicina Veterinaria.

1. PROPÓSITO

Los alumnos conocerán las características generales, morfología, estructuras y funciones de los artrópodos de importancia en Medicina Veterinaria y Salud Pública.

2. MATERIAL Y EQUIPO

1. Microscopio compuesto binocular con oculares y objetivos necesarios.
2. Microscopio estereoscópico.
3. Cajas de Petri.
4. Gradillas.
5. Portaobjetos y Cubreobjetos.
6. Colección de artrópodos en preparaciones fijas en laminillas.
7. Artrópodos en preparaciones fijas en formol al 10%.

3. PROCEDIMIENTO

De acuerdo al número de alumnos el grupo se dividirá en 4 ó 5 equipos, con un representante por equipo, el cual se hará responsable del material y equipo usado en cada práctica.

1. Coloca y observa al microscopio estereoscópico las laminillas con preparaciones fijas de artrópodos.
2. Coloca por grupos los especímenes preparados al 10% de los diferentes artrópodos y observar sus características.
3. Dibuja lo observado.

4. RESULTADOS

Para el reporte se debe cumplir con las siguientes especificaciones:

Dibujar los artrópodos observados (con el género escrito de manera correcta), dividirlos en Insectos y Ácaros.

5. CONCLUSIONES

El alumno conoció la morfología, estructura y funcionamiento de los artrópodos presentes en animales domésticos y con potencial zoonótico.

¿Alcanzaron los objetivos? Sí No

Nombre y firma del instructor:



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

REPORTE DE LA PRÁCTICA

Nombre de la práctica:

Nombre del alumno: _____ Fecha: _____
Grupo: _____ Grado: _____ Equipo: _____ Carrera: _____

Área reservada para el desarrollo del reporte de la práctica.

6.0 Conclusiones y comentarios

¿Alcanzaron los objetivos? **Sí** **No**

**Nombre y firma del
Instructor:**



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

PRÁCTICA-04. PROTOZOARIOS

INTRODUCCIÓN

Los protozoarios son microorganismos primitivos, su cuerpo esta forma por una sola célula, generalmente son microscópicos, algunos tienen un estado en su ciclo vital, en el cual el núcleo no tiene membrana, algunos quistes tienen varios núcleos y algunas especies tienen colonias. Se han descrito aproximadamente 45,000 especies.

Los protozoarios parásitos tienen un papel muy importante en la salud del hombre y de los animales, algunas de las enfermedades que contagian son piroplasmosis, paludismo, coccidiosis, giardiasis por mencionar algunas.

1. PROPÓSITO

Los alumnos conocerán las características morfológicas de los protozoarios.

2. MATERIAL Y EQUIPO

1. Microscopio compuesto binocular con oculares y objetivos de 10x, 40x y 100x
2. Asas de alambre.
3. Gradillas.
4. Portaobjetos y Cubreobjetos.
5. Colección de parásitos en preparaciones fijas en laminillas.
6. Preparaciones de muestras de heces con las técnicas de flotación, sedimentación y frotis sanguíneos positivos a protozoarios.

3. PROCEDIMIENTO

De acuerdo al número de alumnos el grupo se dividirá en 4 ó 5 equipos, con un representante por equipo, el cual se hará responsable del material y equipo usado en cada práctica.

2. Coloca al microscopio las laminillas con preparaciones fijas de protozoarios.
3. Coloca en un portaobjetos una pequeña cantidad de la muestra de la preparación, posteriormente acomoda un cubreobjetos sobre esta.
4. Observa cada una de las preparaciones de flotación y sedimentación al microscopio compuesto.
5. Dibuja lo observado.

4. RESULTADOS

Para el reporte se debe cumplir con las siguientes especificaciones:
Dibujar los protozoarios observados (con el género escrito de manera correcta) e indicar a que animales pueden parasitar.

5. CONCLUSIONES

El alumno conoció la morfología y estructura de los protozoarios.

¿Alcanzaron los objetivos? Sí No

Nombre y firma del instructor:



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

REPORTE DE LA PRÁCTICA

Nombre de la práctica:

Nombre del alumno: _____ Fecha: _____
Grupo: _____ Grado: _____ Equipo: _____ Carrera: _____

Empty box for the practice report content.

6.0 Conclusiones y comentarios

Four horizontal lines for writing conclusions and comments.

¿Alcanzaron los objetivos? **Sí** **No**

Nombre del Instructor:

Firma



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

PRÁCTICA-05. NEMATODOS

INTRODUCCIÓN

El *Phylum Nematoda* incluye una gran cantidad y diversidad de especies de gusanos cilíndricos. La mayoría son de vida libre, se encuentran en aguas marinas, continentales y en suelo húmedo, también existe un gran número de especies parásitas de plantas (fitonematodos), así como de animales que parasitan a todos los grupos de vertebrados, ya diversos grupos de insectos y otros invertebrados. 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. La infección causada por nematodos parásitos de los seres humanos y el ganado puede causar cambios significativos en la salud y costos económicos.

1. PROPÓSITO

Los alumnos conocerán las características generales morfología, estructuras y funciones de los nematodos de importancia en Medicina Veterinaria y Salud Pública.

2. MATERIAL Y EQUIPO

1. Microscopio compuesto binocular con oculares y objetivos necesarios.
2. Microscopio estereoscópico.
4. Asas de alambre.
5. Gradillas.
6. Portaobjetos y Cubreobjetos.
7. Colección de nematodos en preparaciones fijas en laminillas
8. Nematodos en preparaciones fijas en formol al 10%.
9. Preparaciones de muestras de heces con las técnicas de flotación, sedimentación positivos a nematodos.

3. PROCEDIMIENTO

De acuerdo al número de alumnos el grupo se dividirá en 4 ó 5 equipos, con un representante por equipo, el cual se hará responsable del material y equipo usado en cada práctica.

1. Coloca al microscopio estereoscópico las laminillas con preparaciones fijas de nematodos.
2. Coloca en un portaobjetos una pequeña cantidad de la muestra de la preparación, posteriormente acomoda un cubreobjetos sobre esta.
3. Observa cada una de las preparaciones de flotación y sedimentación al microscopio.

4. Dibuja lo observado.

5. RESULTADOS

Para el reporte se debe cumplir con las siguientes especificaciones:
Dibujar los nematodos observados (con el género escrito de manera correcta) e indicar a que animales pueden parasitar.

5. CONCLUSIONES

El alumno conoció la morfología y estructura de los nematodos.

¿Alcanzaron los objetivos? Sí No

Nombre y firma del instructor:



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

REPORTE DE LA PRÁCTICA

Nombre de la práctica:

Nombre del alumno: _____ Fecha: _____
Grupo: _____ Grado: _____ Equipo: _____ Carrera: _____

Empty box for the practice report content.

6.0 Conclusiones y comentarios

¿Alcanzaron los objetivos? **Sí** **No**

Nombre del Instructor:

Firma



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

PRÁCTICA-06. TREMATODOS

INTRODUCCIÓN

Los trematodos pertenecen al *phylum* de los platelmintos, son gusanos aplanados dorsoventralmente, de cuerpo insegmentado, de forma foliácea, lanceolada, conoide, ovoide, cilindroide o filiforme. Poseen ventosas con o sin ganchos como órganos de fijación. Son hermafroditas y por tanto en ellas se reproducen por autofecundación y fecundación cruzada. Parasitan los conductos biliares y pancreáticos, tracto digestivo, pulmón, aparato genitourinario, circulatorio y formas aberrantes en ojos y útero entre otros.

1. PROPÓSITO

Los alumnos conocerán las características generales morfología, estructuras y funciones de los trematodos de importancia en Medicina Veterinaria.

2. MATERIAL Y EQUIPO:

1. Microscopio compuesto binocular con oculares y objetivos necesarios.
2. Microscopio estereoscópico.
3. Refrigeradores.
4. Asas de alambre.
5. Gradillas.
6. Portaobjetos y Cubreobjetos.
7. Charola.
8. Tijeras.
9. Porta bisturí
10. Navaja de bisturí.
11. Bolsa de plástico.
12. Colección de trematodos en preparaciones fijas en laminillas.
13. Trematodos en preparaciones fijas en formol al 10%.
14. Preparaciones en fresco positivas a trematodos.
15. Hígado con *Fasciola hepatica*.

3. PROCEDIMIENTO

De acuerdo al número de alumnos el grupo se dividirá en 4 ó 5 equipos, con un representante por equipo, el cual se hará responsable del material y equipo usado en cada práctica.

1. Coloca al microscopio estereoscópico las laminillas con preparaciones fijas de trematodos.
2. Coloca al microscopio en un portaobjetos una pequeña cantidad de la muestra de la preparación en fresco positiva a trematodos.

3. Disecciona el hígado e identifica las lesiones macroscópicas provocadas por *Fasciola hepatica* en el órgano
4. Observa las laminillas al microscopio
5. Dibuja lo observado.

4. RESULTADOS

Para el reporte se debe cumplir con las siguientes especificaciones:
Dibujar los trematodos observados (con el género escrito de manera correcta) e indicar a que animales pueden parasitar.

5. CONCLUSIONES

El alumno conoció la morfología y estructura de los trematodos.

¿Alcanzaron los objetivos? Sí No

Nombre y firma del instructor:



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

REPORTE DE LA PRÁCTICA

Nombre de la práctica:

Nombre del alumno: _____ Fecha: _____

Grupo: _____ Grado: _____ Equipo: _____ Carrera: _____

Empty box for the report content.

6.0 Conclusiones y comentarios

¿Alcanzaron los objetivos? **Sí** **No**

Nombre del Instructor:

Firma



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

PRÁCTICA-07. CESTODOS

INTRODUCCIÓN

Los cestodos pertenecen al *phylum* de los platelmintos, son organismos adaptados plenamente a la vida parasitaria y se caracterizan por poseer un cuerpo acintado y segmentado constituido por la cabeza (escólex), cuello y estróbilo (conjunto de segmentos inmaduros, maduros y grávidos). La mayoría de las especies de cestodos adultos se localizan en el aparato digestivo (intestino delgado, hígado y anexos) y las formas larvianas en diferentes órganos del cuerpo.

1. PROPÓSITO

Los alumnos conocerán las características generales morfología, estructuras y funciones de los cestodos de importancia en Medicina Veterinaria y Salud Pública.

2. MATERIAL Y EQUIPO:

1. Microscopio compuesto binocular con oculares y objetivos necesarios.
2. Microscopio estereoscópico.
3. Asas de alambre.
4. Gradillas.
5. Portaobjetos y Cubreobjetos.
6. Colección de cestodos en preparaciones fijas en laminillas.
7. Cestodos en preparaciones fijas en formol al 10%.
8. Preparaciones de muestras de heces con las técnicas de flotación, sedimentación positivos a cestodos.

3. PROCEDIMIENTO

De acuerdo al número de alumnos el grupo se dividirá en 4 ó 5 equipos, con un representante por equipo, el cual se hará responsable del material y equipo usado en cada práctica.

1. Coloca al microscopio estereoscópico las laminillas con preparaciones fijas de cestodos.
2. Coloca en un portaobjetos una pequeña cantidad de la muestra de la preparación, posteriormente acomoda un cubreobjetos sobre esta.
3. Observa cada una de las preparaciones de flotación y sedimentación al microscopio.
4. Dibuja lo observado.

5. RESULTADOS

Para el reporte se debe cumplir con las siguientes especificaciones:
Dibujar los cestodos observados (con el género escrito de manera correcta) e indicar a que animales pueden parasitar.

6. CONCLUSIONES

El alumno conoció la morfología y estructura de los cestodos.

¿Alcanzaron los objetivos? Sí No

Nombre y firma del instructor:



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

REPORTE DE LA PRÁCTICA

Nombre de la práctica:

Nombre del alumno: _____ Fecha: _____
Grupo: _____ Grado: _____ Equipo: _____ Carrera: _____

Empty box for the practice report content.

6.0 Conclusiones y comentarios

Four horizontal lines for writing conclusions and comments.

¿Alcanzaron los objetivos? **Sí** **No**

Nombre del Instructor:

Firma



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

PRÁCTICA08-. TÉCNICAS COPROPARASITOSCÓPICAS.

1.- El alumno usara las técnicas cualitativas y cuantitativas para la observación de parásitos en la materia fecal.

1.1. Aplicara las técnicas macroscópicas: a) Directa, b) Tamizado, para la observación de parásitos.

1.2. Empleará las técnicas microscópicas cualitativas:

a) Directa o simple, b) Flotación, c) Graham, d) Sedimentación, e) Migración larvaria (Baermann), f) Coprocultivo para la observación de fases evolutivas de los diferentes parásitos en la materia fecal.

1.3. Practicará la técnica microscópica cuantitativa de McMaster, para conteo de huevos por gramo de materia fecal.

1.- TÉCNICAS MACROSCÓPICAS.

a) Técnica Directa.- Esta técnica se basa en la dispersión de la materia fecal en busca de parásitos o fragmentos de estos (Trematodos, Cestodos, nematodos, larvas de artrópodos) en las distintas especies animales.

2.- EQUIPO:

Charola de fondo oscuro.

Espátula o cuchara o varilla de vidrio.

Agujas de disección y pinzas de disección.

Cajas de Petri.

Agua tibia y solución salina fisiológica (S.S.F.)

Vasos de precipitado de 1000 ml.

3.- PROCEDIMIENTO

Colocar la materia fecal en una charola de fondo oscuro, extenderla con una espátula con el objeto de buscar los parásitos macroscópicos, retirándolos con ayuda de unas pinzas o agujas de disección, colocándolos en cajas de Petri que contienen S.S.F. y observarlos en el microscopio estereoscópico.

NOTA: Se deben usar guantes de hule látex como medida de seguridad para evitar adquirir una parasitosis, por ejemplo la hidatidosis.

b) Técnica de tamizado.- Se fundamenta en el fenómeno de la filtración, utilizando tamices de diferentes diámetros en donde quedan atrapados los parásitos (Trematodos, Cestodos, nematodos, etc.).

2. EQUIPO:

Tamices de diferentes diámetros.
Cucharas y espátulas.
Pinzas y agujas de disección.
Cajas de Petri.
Agua tibia y solución salina fisiológica.
Vasos de precipitado de 1000 ml.

3. PROCEDIMIENTO:

Colocar pequeñas porciones de materia fecal, dispersando la muestra con ayuda de una cuchara o, una espátula y agua hasta lograr un tamizado lo más limpio posible, revisando cuidadosamente las partículas de la materia fecal y en caso de encontrar parásitos colocarlos en cajas de Petri con S.S.F., posteriormente se fijan en alcohol de 70°, o bien en formol al 10 %.

TÉCNICAS MICROSCÓPICAS CUALITATIVAS

Estas técnicas se utilizan para la búsqueda de ooquistes de protozoarios, huevos, larvas de helmintos y huevos de artrópodos (ácaros de vida libre).

NOTA: Se recomienda homogeneizar previamente la materia fecal, mediante el empleo de una espátula, cuchara o, una varilla de vidrio.

a) Técnica Directa simple o Rápida.- Tiene la ventaja de ser rápida y de utilizar poco equipo, pero también tiene la desventaja de ser poco confiable debido a la pequeña cantidad de materia fecal que se utiliza.

2.- EQUIPO:

Portaobjetos.
Cubreobjetos.
Varilla de vidrio.
Agua destilada o S.S.F.
Microscopio compuesto.

3.- PROCEDIMIENTO:

Con una varilla de vidrio se toma una pequeña muestra de materia fecal del tamaño de un grano de trigo, se coloca sobre un portaobjetos agregando unas gotas de agua destilada o S.S.F. homogeneizándose con ayuda de la varilla de vidrio, separando las partículas grandes de la materia fecal, procurando que la preparación quede transparente (se pueda leer a través de ella), se coloca un cubreobjetos y se observa en el microscopio con el objetivo seco débil.

b) Técnica de Graham.- se basa en aprovechar los hábitos que tienen algunos parásitos de migrar del intestino hacia la región perianal para depositar sus huevos, se utiliza para buscar huevos de oxiuros y Cestodos en equinos, perros y el hombre.

2.- EQUIPO:

Cinta adhesiva transparente (diurex).
Abatelenguas.
Portaobjetos.

Microscopio compuesto.

3.- Técnica:

Sobre un extremo del abatelenguas, se coloca la cinta transparente con la parte adhesiva hacia afuera hasta cubrir el otro extremo del abatelenguas sujetándolo con los dedos índice y pulgar, se coloca en la región perianal haciendo presión a uno y otro lado, separando cuidadosamente la cinta del abatelenguas y fijando sobre un portaobjetos, observar en el microscopio compuesto con el objetivo seco débil.

c) Técnica de flotación.- (utilizando medios de enriquecimiento).

Tiene como fundamento utilizar soluciones con pesos específicos mayores que el agua (1200-1300) en donde los huevos con menor peso específico subirán (flotarán) a la superficie, observando ooquistes de protozoarios, huevos de helmintos y huevos de algunos artrópodos (ácaros de vida libre).

Esta técnica tiene como principio hacer flotar los elementos contenidos en las heces mediante una solución saturada de NaCl que tiene una densidad de 1:15 a 1:20. La densidad de las soluciones se modifica por efecto de la temperatura ambiental, así por ejemplo, los huevos que tienen densidad entre 1:11 y 1:18 flotan a 20 grados centígrados, mientras que a 10 grados centígrados sedimentan.

2.- EQUIPO

Frasco de gerber.

Coladeras de plástico y metálicas de malla fina.

Cucharas.

Portaobjetos.

Cubreobjetos.

Tubos de centrifuga.

Gradillas.

Microscopio compuesto.

Solución salina saturada.

3.- PROCEDIMIENTO

Tomar de 5 a 10 gr. de heces, de diferentes partes de la muestra. Esta se diluye en un primer vaso con una pequeña cantidad de solución saturada de sal.

Agregar mas solución salina hasta tener aproximadamente un volumen de 100 ml. la suspensión fecal se tamiza utilizando una coladera.

Llenar dos tubos de centrifuga evitando el desbordamiento.

Centrifugar durante 5 minutos a 2000 r.p.m. previa nivelación de los tubos a fin de evitar la ruptura de los mismos con la consecuente pérdida de la suspensión.

Después de la centrifugación obtener 2 o 3 gotas del sobrenadante con un asa de platino, que se depositan entre porta y cubreobjetos.

Observar al microscopio con el objetivo de 10x.

Por ser un método cualitativo, la presencia de huevos no estima el grado de infección por lo que debe recurrir a un método cuantitativo.

d) Técnica de sedimentación.- Se utiliza para detectar huevos de Trematodos que tienen un peso específico mayor que la densidad del agua o de algunas otras soluciones frecuentemente empleadas para esta prueba.

El fundamento se basa en la capacidad que tienen algunos huevos de sedimentar en soluciones de baja densidad como el agua.

Los huevos de Trematodos tienen un color que facilita su localización, mas aun cuando al medio se le añade un colorante de contraste que no toma el huevo, pero si todo el resto de material vegetal donde se encuentra.

Esta técnica consiste en realizar decantamientos sucesivos del sobrenadante de una suspensión fecal después de periodos de sedimentación. De tal proceso se obtiene un sedimento claro en donde se encuentran los elementos parasitarios.

Su utilización está adaptada para el diagnóstico de las fasciolosis.

2.- EQUIPO:

Frascos de gerber.

Cucharas.

Coladeras.

Portaobjetos.

Cubreobjetos.

Agua corriente.

Microscopio compuesto.

3.- PROCEDIMIENTO:

Se diluyen 5 gr. de heces en 150 ml. de agua, utilizando un frasco de gerber.

la suspensión se homogeniza y se efectúa un doble filtrado, el primero útil a una coladera de cafetera de malla fina y el segundo un tamiz de malla no menor de .280 mm.

La suspensión se somete a un proceso de 3 a 4 sedimentaciones utilizando frascos de gerber, la primera de diez minutos y las restantes de cinco minutos.

El sedimento se observa entre portaobjetos y cubreobjetos agregando a la preparación una gota de colorante de contraste (Lugol)

Este método ofrece una alta sensibilidad en el diagnóstico de fasciolosis. En el medio nacional es ampliamente utilizado gracias a su bajo precio de ejecución.

e) **Técnica de Migración larvaria**(Baermann).- Esta técnica se utiliza para obtener estados larvarios de nematodos pulmonares, gastroentericos y larvas tisulares presentes en heces y secreciones.

El método se basa en la capacidad que tienen las larvas de migrar dentro de un substrato líquido o semilíquido gracias a su movilidad e hidrotropismo positivo, hecho por el cual sedimentan al fondo del recipiente que las contienen.

2. EQUIPO:

Embudo de vidrio o plástico de 7 a 10 cm de diámetro en la parte más ancha.

Coladera de malla fina de preferencia de alambre, con aberturas entre 600 y 700 micras, a fin de servir como soporte y de un segundo tamizado en las heces.

Tubo de ensaye.

Manguera de hule látex.

Pinza de mohor.

Pipetas Pasteur.

Gasa.

Perillas de hule.

Cubreobjetos.

Portaobjetos.

Microscopio estereoscópico.

Microscopio compuesto.

3.- PROCEDIMIENTO:

Una vez preparado el aparato de baermann, la pinza de paso se cierra y se llena el embudo con agua hasta rebasar aproximadamente dos cm. de la parte inferior de la coladera, la temperatura del agua no debe sobrepasar los 20 a 25 grados centígrados.

Colocar un pedazo de gasa sobre una coladera para recibir la cantidad de heces que se van a analizar también puede hacerse un muñón de heces con la gasa depositándolas sobre la coladera.

Agregar el agua suficiente para cubrir solamente la parte inferior del muñón.

Dejar en reposo entre 12 y 24 hrs. a fin de permitir la migración larvaria: debe evitarse la evaporación del agua, en tal caso restituir el nivel indicado para no interrumpir la migración.

Al termino de este periodo, obtener del tubo los primeros 10 cm³ de sedimento, en este volumen se encuentran las larvas.

El tubo puede ser centrifugado a 3000 r.p.m. durante tres minutos.

Eliminar por aspiración el sobrenadante conservando aproximadamente un mililitro del sedimento, de él se toman dos o tres gotas para observarse al microscopio con el objetivo de 40x.

Agotar la observación del sedimento, cuantificando el número de larvas presentes y finalmente hacer la conversión de acuerdo a la cantidad de heces utilizadas que generalmente son 10 gr.

Para matar y fijar las larvas debe agregarse una gota de lugol, ya que el constante movimiento de las larvas impide su identificación.

f) **Técnica de coprocultivo.**- se utiliza para la obtención de larvas III (L3) de nematodos gastroentericos e identificación de los géneros correspondientes.

Se fundamente principalmente en el cultivo de materia fecal que contenga huevos de los diferentes nematodos gastroentericos colocados en un medio de serrín, el cual le proporciona humedad, temperatura y oxigenación, condiciones óptimas mínimas que los huevos en las heces necesitan para poder evolucionar hasta L3 (tal como lo hacen en el suelo en condiciones naturales.) Muchos de los huevos gastrointestinales encontrados por la técnica de flotación, sobre todo en rumiante son muy parecidos, por consiguiente no se puede definir el género del parásito por lo que es necesario obtener las L3 para identificarlas por su tamaño, forma, número de células intestinales, estructuras del extremo anterior, posterior, etc., y de esta manera se llega a establecer su identidad (género).

2.- EQUIPO:

Vaso de plástico.

Serrín.

Cuchara de aluminio.

Aparato de Baermann.

Agua.

Estufa de cultivo.

Vidrio de reloj o Matraz de Earlen Mayer.

3.- PROCEDIMIENTO:

Técnica de cultivo con serrín. En un vaso de plástico se coloca aproximadamente 5 gr. de materia fecal positiva a nematodos gastroentericos, agregar una cucharada de aserrín estéril, adicionando unas gotas de agua homogeneizando con ayuda de una

cuchara y agregando pequeñas cantidades de agua hasta que el contenido del vaso se observe con suficiente humedad (no encharcado). Se etiqueta el vaso anotando los siguientes datos: Número o nombre del animal, fecha de entrada y fecha de salida del coprocultivo. Se mete a la estufa de cultivo a una temperatura de 27°C durante 10 a 12 días, tiempo suficiente para que los huevos de los nematodos evolucionen a la etapa de L3. Se debe revisar diariamente la humedad en el interior del vaso y mover el contenido con una cuchara para oxigenar el cultivo. Después de los 10-12 días se saca de la estufa de cultivo y todo el contenido se coloca en el aparato de baermann, dejándose reposar 8 horas, posteriormente se afloja la pinza mohr para colocar el líquido en un vidrio de reloj o, en un matraz, se toma una gota del líquido con una pipeta Pasteur colocándose esta en un portaobjeto, se observa en el microscopio compuesto las larvas las cuales se van a fijar con una gota de lugol y se coloca un cubreobjeto para identificar el género de acuerdo a su morfología correspondiente.

TÉCNICA MICROSCOPICA CUANTITATIVA DE McMASTER DE CAMPO

Esta técnica sirve para determinar el número de ooquistes de protozoarios y huevos de helmintos por gramo de materia fecal. Utilizando la solución saturada de cloruro de sodio que por su densidad permite que los huevos suban a la superficie (floten)

La cámara de McMaster, está constituida por un portaobjeto y un cubreobjeto unidos, formando dos cámaras; cada cámara tiene un cuadro de 1 cm², y cada uno presenta 6 divisiones, la cámara tiene una profundidad de 1.5 mm. Y una capacidad de 0.15 ml, sumando ambas dan un volumen de 0.30 ml., lo que corresponde a la centésima parte de la dilución original, esto es cuando se trabaja con 2 gramos de materia fecal y 28 ml. de S.S. NaCl.

2.- EQUIPO:

Cámara de McMaster (tubo, gotero, tapa)

Solución saturada de cloruro de sodio.

Cuchara de aluminio.

Gasa.

Microscopio compuesto.

3. PROCEDIMIENTO:

Poner S.S. NaCl hasta la primer marca del tubo, agregar materia fecal (2 gramos) hasta que llegue a la segunda marca, tapar el tubo agitando hasta que homogenice la materia, se destapa y adiciona nuevamente S.S. NaCl hasta la tercer marca, se tapa de nuevo el tubo y se homogeniza el contenido e inmediatamente después destaparlo introduciendo una gasa y un gotero para tomar la muestra llenando las cámaras, teniendo cuidado de que no queden burbujas, se deja reposar 3 minutos. Para leer la cámara de McMaster se debe hacer enfocando el Angulo superior derecho del cuadro, bajando y subiendolo con el objeto de leer las 6 divisiones de esta manera, anotando el número de ooquistes de protozoarios y huevos de helmintos encontrados, haciendo lo mismo con la siguiente cámara y al terminar el conteo, se suma el total de huevos y ooquistes encontrados en las dos cámaras, se multiplica por 100 y se divide entre 2, el resultado será el número de huevos u ooquistes por gramo de materia fecal, por ejemplo: 150 h/g/h.



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

REPORTE DE LA PRÀCTICA

Nombre de la práctica: _____

Nombre del alumno: _____ Fecha: _____

Grupo: _____ Grado: _____ Equipo: _____ Carrera: _____

6.0 Conclusiones y comentarios

¿Alcanzaron los objetivos? Sí No

Nombre del Instructor: _____

Firma



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

PRÁCTICA-09. TINCIÓN DE PARÁSITOS EN SANGRE

1.- PROPOSITO:

El alumno aplicara las técnicas de tinción de sangre para la identificación de parásitos.

2.- EQUIPO

Microscopio compuesto.

Fuente de tinción.

Portaobjetos y Cubreobjetos.

Toallas de papel.

Colorantes de giemsa y wright.

Aceite de inmersión.

Papel seda.

Agua destilada y agua corriente.

Xilol.

Muestras biológicas: animales de laboratorio (ratas, ratones, conejos, pollos y palomas.)

PROCEDIMIENTO

TÉCNICA DEL FROTIS SANGUÍNEO

Se realiza con sangre para observar e identificar parásitos.

1. Deposita una gota pequeña de sangre en uno de los extremos del portaobjetos perfectamente desengrasado.
2. Coloca otro portaobjetos desengrasado a la mitad del primero, formando un ángulo de 30 o 45°.
3. Desliza el segundo portaobjetos en dirección de la gota de sangre hasta tocarla y por capilaridad que corra por el borde sin llegar a la orilla.
4. Con un movimiento suave pero firme y rápido, extiende toda la sangre en el primer portaobjeto.
5. Toma el frotis entre el pulgar y el índice y secar con movimientos rápidos.

NOTA: En caso de animales recién muertos toma muestras de sangre de corazón, hígado y bazo.

TÉCNICA DE GIEMSA.

1. Coloca el frotis sanguíneo en la fuente de tinción.
2. Fíjalo en alcohol metílico (3 gotas) durante 2 minutos y espera a que se evapore.
3. Agrega el colorante de Giemsa a que cubra todo el portaobjeto.

4. Se tapa la fuente de tinción y se deja actuar el colorante de 30 a 45 minutos.
5. Sitúa en un vaso de 50 ml. de agua destilada.
6. Vierte el agua destilada sobre el frotis tenido rápidamente, evitando así que el colorante se precipite.
7. Lava a chorro de agua ligero durante 30 segundos.
8. Seca y observa al microscopio con el objetivo de inmersión (100x).

TÉCNICA DE WRIGHT.

1. Coloca el frotis en la fuente de tinción.
2. Agrega de 4 a 10 gotas del colorante dejándolo que actúe durante 4 minutos. Tapa la fuente de tinción.
3. Agrega agua destilada de 4 a 10 gotas y dejar que actúe 4 minutos.
4. Ubica en un vaso de 50 ml. de agua destilada.
5. Vierte el agua destilada sobre el frotis rápidamente para evitar que el colorante se precipite.
6. Lava a chorro de agua ligero durante 30 segundos.
7. Seca el frotis y observa al microscopio con el objetivo de inmersión (100x).

NOTA: Los tiempos de reposo indicados en ambas técnicas, varían de acuerdo a la madurez del colorante.



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

REPORTE DE LA PRÁCTICA

Nombre de la práctica:

Nombre del alumno: _____ Fecha: _____
Grupo: _____ Grado: _____ Equipo: _____ Carrera: _____

6.0 Conclusiones y comentarios

¿Alcanzaron los objetivos? Sí No

Nombre del Instructor:

Firma

Sello



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

PRÁCTICA-10. COLECCIÓN, CONSERVACIÓN Y ENVIÓ DE MUESTRAS DE EXUDADO, ORINA, TEJIDOS Y ÓRGANOS EN GENERAL PARA EL DIAGNÓSTICO DE PROTOZOARIOS, HELMINTOS Y ARTRÓPODOS.

1.- OBJETIVO

El alumno aplicara las técnicas de colección, conservación y envío de muestras de exudado, orina, tejidos y órganos en general, para la observación de parásitos en las distintas especies animales.

TECNICAS DE COLECCIÓN, CONSERVACIÓN Y ENVÍO DE MUESTRAS DE EXUDADO.

2. MATERIAL EQUIPO:

Frascos limpios	estuche de disección
Frascos irrigador	hilo cáñamo
Hisopos, algodón y gasa	microscopio compuesto y estereoscópico
Pipetas Pasteur	alcohol de 70· grados
Tubos de centrifuga	formol al 10%
Tubos de ensayo	centrifuga eléctrica
Termo	varillas de vidrio
Pipetas para inseminación artificial	porta objetos y cubre objetos
Guantes de palpación	
Solución salina fisiológica (tibia)	

3. PROCEDIMIENTO

Técnica de colecta (exudado vaginal y prepucial de bovinos)

La colecta de exudado en hembras (vacas), se realiza de los siguientes órganos: vagina y útero para observar *Trichomonas foetus*. Se hace utilizando s.s.f. tibia (37·), haciendo en previo aseo de la región con agua, para evitar que al tomarse la muestra se contamine con organismos de vida libre. Se introduce en la vagina un hisopo estéril empapado en solución salina fisiológica o, una pipeta de inseminación conectada a una perilla de goma y depositar la solución en el útero. La obtención de exudado en la hembra se facilita mediante en masaje uterino vía rectal hasta que aparezca el exudado. Depositándolo en frascos limpios, en el macho se realiza previa aplicación de un tranquilizante (en caso necesario) y aseo de la región prepucial con agua tibia. La obtención de exudado se lleva a cabo mediante la utilización de un frasco irrigador (consta de un frasco de vidrio con un tapón de doble entrada, conectada una a un tubo de vidrio a la manguera de hule látex y la otra entrada únicamente con un tubo de vidrio) introduciendo 150 ml de solución salina fisiológica tibia con una pipeta entre el pene y el prepucio, se cierra el forro con la mano se levanta el frasco irrigador lo que permite que por gravedad entre la solución salina fisiológica tibia, se da masaje durante 5 minutos, para ayudar a que se desprenda el exudado, se baja el frasco irrigador el piso para obtener el líquido.

Las muestras de exudado vaginal uterino y prepucial deberán depositarse en frascos limpios con S.S.F. tibia (37-38) colocándose en termos para obtener las muestras a temperatura constante y ser enviadas al laboratorio.

La obtención de exudado nasal y bucofaríngeo en perros, bovinos y aves. Para la obtención de exudado de las fosas nasales de perros, se utiliza un hisopo impregnado en

S.S.F. haciendo movimientos circulares para que colectar la mucosidad presenta. Ejemplos: para observación de huevos de *Linguatula serrata*.

Otra técnica es utilizar una pipeta pasteur con una perilla con la finalidad de lavar las fosas nasales, colectando el líquido en frascos limpios. para la obtención de exudados bucofaríngeos de bovinos se utiliza un hisopo impregnado en S.S.F. realizando movimientos circulares, Ejemplo: huevos de nematodos como *Mammomonogamus ssp*.

La colecta de exudados en palomas se hace introduciendo un hisopo impregnado en S.S.F. en la boca, realizando movimientos circulares para la obtención de moco o, a la necropsia, haciendo improntas de buche, faringe e intestino poniéndose en un portaobjeto observándose al microscopio. Ejemplo: *Trichomonas spp*.

Conservación. Las muestras se conservan en solución salina fisiológica a 37- 38°C.

Envío. Las muestras se envían en termos a 37- 38 °C.

Para la obtención de los parásitos en las diferentes muestras, esta se realiza por medio de técnica de centrifugación, la cual consiste en vaciar la muestra de exudado en tubos de ensayo para centrifuga, centrifugándose por 2 minutos a 2500 rpm. descartando el sobrenadante y con una pipeta Pasteur , tomar una muestra del sedimento, colocándose en portaobjeto y un cubreobjeto observándola al microscopio con los objetivos de 10x y 40x para identificar Trichomonas, huevos de nematodos, etc.

TÉCNICA DE COLECCIÓN, CONSERVACIÓN Y ENVÍO DE ORINA.

1. EQUIPO

Frascos limpios.
Bolsas hembra.
Jeringas.
Pipeta Pasteur.
Formol al 10 %

Jaulas con pisos de rejillas.
Catéter o sonda
Charolas porcelanizadas.
Portaobjeto y cubreobjeto
Microscopio compuesto.

2. PROCEDIMIENTO

Técnica. Colectar de las diferentes especies animales, muestras de orina durante la micción o, a la necropsia en frascos limpios y de boca ancha en grandes especies la colecta se efectúa durante la micción por medio de caterización o sondeo uretral, en los machos se utiliza la bolsa hembra. en pequeñas especies se coloca a los animales en jaulas con piso de rejillas, en cajas o corraletas metabólicas según sea la talla del animal, por sondeo, con jeringas y haciendo presión sobre la vejiga o, a la necropsia por punción directa de la vejiga. en animales con temperamento nervio se les aplica in tranquilizante y se obtiene la muestra.

Conservación. Formol al 10 %, Refrigeración a 4` c.

Envío. Ver las recomendaciones señaladas en la práctica # 2

El examen de orina en el laboratorio, se realiza observándola a simple vista, para ver si hay alteraciones en ella por ejemplo: el cambio de color como en el caso de piroplasmosis.

El examen microscópico se hace para buscar huevos de nematodos, centrifugándose la muestra 3 minutos a 2500 rpm, se tira el sobrenadante y con una pipeta

Pasteur se toman unas gotas del sedimento, colocándolas entre portaobjeto y cubreobjeto, se observan con los objetivos de 10x y 40x. Ejemplo: *Capillaria plica*. en carnívoros y *Stephanurus dendatus* en cerdos.

TECNICA DE COLECCION, CONSERVACION Y ENVIO DE TEJIDOS Y ORGANOS EN GENERAL

1. EQUIPO

Torundas de algodón impregnadas con alcohol-éter	
Frascos con alcohol de 70'	Glicerina.
Hisopos.	Bolsas de plástico.
Formol al 10%	Paño negro.
Portaobjetos y cubreobjetos.	Estuche de disección.
Guantes de hele látex.	Frascos limpios.
Caja de Petri	Agua destilada.
Parilla eléctrica	Hilo cáñamo
Charola plana porcelanizada.	

Material biológico:

Perro, rata, ratón, conejo, gallina, paloma, etc.

2. PROCEDIMIENTO

METODOS DE COLECTA:

PIEL.

a) Artrópodos.- Se colectan impregnando una torunda de algodón con alcohol-éter, pasándose sobre el animal repetidas veces, los ectoparásitos colectados (piojos, pulgas), los cuales son puestos en frascos con alcohol de 70' para su identificación en el laboratorio.

b) Dípteros.- Se colectan utilizando redes de golpeo, para atrapar dípteros nocturnos, utilizando una manta blanca a la cual se le incide luz, los artrópodos obtenidos son depositados en frascos limpios con alcohol de 70' e identificando los parásitos en el laboratorio. Ejemplo: Moscas, mosquitos, etc.

MIASIS GUSANERAS.

a) Miasis subcutánea.- La colecta se hace por extracción manual, haciendo una ligera presión de la larva del parásito, sobre las heridas, hasta lograr la expulsión de los mismos, obtenidas las muestras son lavadas con agua y conservadas en alcohol de 70'.

b) Miasis cavitaria.- Las larvas se colectan haciendo lavados con bicarbonato de sodio al 2%. Ejemplo: *Gasterophilus* en equinos, *Oestrus ovis* también a la necropsia.

ARACNIDOS.

a) Garrapatas.- La colección de estos ectoparásitos se realiza por extracción manual, colocando el dedo índice en la parte ventral de la garrapata y el pulgar en el dorso, accionando en el dorso como si se destapara una botella, una vez colectados son conservados en alcohol de 70', para su identificación en el laboratorio, o bien en un frasco con tapa perforada y papel filtro humedecido para mantenerlas vivas.

b) Ácaros productores de sarna.- Se eligen áreas cutáneas escamosas con alopecias (desprovistas de pelo o lana), y con ayuda de un bisturí se hacen raspados profundos con glicerina en el área afectada, incluyendo los bordes de la lesión arrastrando pelo y escamas, la muestra se conserva en muy poca glicerina, una cantidad pequeña de la muestra se pone en un portaobjetos, se observa al microscopio compuesto en busca de estos ácaros. Ejemplo: *Psoroptes spp* y *Sarcoptes spp.*, etc.

Algunos ácaros se encuentran en el conducto auditivo, los cuales se colectan introduciendo un hisopo en el oído haciendo movimientos circulares, los hisopos son colocados en bolsas de plásticos para observarlos en laboratorio.

CONSERVACION. Alcohol de 70'
Glicerina.

ENVÍO

La muestra deberá llevar los siguientes datos:

- Nombre del remitente.
- Especie animal de que se trate.
- Conservador empleado.
- Historia clínica.
- Análisis que solicita.

ÓRGANOS EN GENERAL.

Se práctica la necropsia, para la colecta de formas adultas, larvianas y quísticas de protozoarios y helmintos en los diferentes órganos y tejidos del animal.

Revisar los órganos por aparatos y sistemas, efectuando cortes longitudinales de los mismos.

CAVIDAD TORÁCICA

Aparato respiratorio. Para la búsqueda de parásitos pulmonares, se procede a incidir longitudinalmente la tráquea siguiendo las ramificaciones bronquiales, asimismo incidir el parénquima pulmonar, observando cuidadosamente los órganos y de encontrar parásitos, separarlos con pinzas o, agujas de disección, colocándolos en cajas de Petri con solución salina fisiológica tibia para quitar el exceso de moco, después se pasa a una caja de Petri con alcohol de 70' glicerinado tibio para su fijación (en caso de nematodos), posteriormente se pasan a un frasco con formol al 10 % para la conservación, e identificación de los parásitos se pasaran a lactofenol o se teñirán. Ejemplos:

Mammomonogamus spp. en tráquea de bovinos, *Dictyocaulus arnfielsi* en bronquios de equinos, *Filaroides osleri* en tráquea de perros.

APARATO CIRCULATORIO

Para la conservación de parásito de corazón se procede a revisar cuidadosamente el órgano en busca de helmintos adultos, o bien de protozoarios, los parásitos macroscópicos se fijaran en alcohol de 70° tibio o en formol al 10 %.

Si se sospecha de protozoarios se cortara un trazo de corazón de aproximadamente un centímetro cubico, fijándose inmediatamente en formol al 10 %. Ejemplo: *Sarcocystis spp.* en todas las especies, *Dirofilaria immitis* en perros y *Cysticercus cellulosae* en cerdos y perros.

CAVIDAD ABDOMINAL

Incidir por línea media y sacar los órganos que forman el aparato digestivo, dividiéndolo en secciones, ligando con un hilo cáñamo las siguientes porciones anatómicas:

I. MONOGÁSTRICOS.

Esófago
Estómago
Intestino delgado
Intestino grueso
Recto

II. POLIGÁSTRICOS

Esófago
Rumen
Retículo
Omaso
Intestino delgado
Intestino grueso
Recto.

Separadas las secciones, se examinara cada órgano por separado, con ayuda de unas tijeras incidir longitudinalmente las secciones vaciando el contenido en charolas o cubetas de plástico, haciendo soluciones con agua corriente, observando cuidadosamente la mucosa para ver si hay parásitos adultos adheridos a ella, posteriormente hacer una improntas de la mucosa para detectar la presencia de protozoarios, Ejemplo: *Eimeria spp.*, con el contenido gástrico e intestinal se hacen tamizados para la obtención de los parásitos adultos o fragmentos de estos, se pasan a una caja de Petri con S.S.F., posteriormente se fijan en alcohol de 70' tibio o, en formol al 10% donde se conservaran para su identificación posterior. Ejemplo: *Spirocerca lupi* en esófago y estomago de perros, *Ancylostoma caninum* en intestino delgado de perros y *Trichuris vulpis* en ciegos de perros.

HÍGADO

Se separa de las demás vísceras, se abrirán los conductos biliares en cortes longitudinales en busca de Trematodos: *Fasciola hepatica*, en las diferentes especies animales (rumiantes, equinos, cerdos, conejos, etc.), se extraen las fasciolas con unas pinzas de disección o pinceles, colocándolas en cajas de Petri con S.S.F., posteriormente se colocan entre dos placas de vidrio ejerciendo una leve presión para que se estiren, evitando de esta manera que se contraigan o se doblen, después se colocaran en frascos

con formol al 10% para su conservación. Ejemplos: *Fasciola hepatica* en todas las especies animales, *Dicroelium dendriticum* en rumiantes.

APARATO URINARIO

Separar el aparato urinario e incidir longitudinalmente los riñones, la pelvícula renal, uréteres, vejiga y grasa perirrenal, en busca de protozoarios y helmintos, en caso de encontrarlos depositarlos en cajas de Petri con S.S.F., después serán fijados en alcohol de 70° tibio o, en formol al 10%.

Cuando se sospecha de protozoarios se realizará una impronta de los uréteres de ganso para encontrar al protozoario *Eimeria truncata*.

Ejemplos de nematodos que se pueden encontrar en las diferentes partes anatómicas:

Dioctophyma renale. (Riñones y pelvícula renal de carnívoros)

Capillaria plica. (vejiga de carnívoros)

Stephanurus dendatus (grasa perirrenal de cerdos).

SISTEMA NERVIOSO

Utilizando la técnica adecuada sacar el cerebro, revisándolo cuidadosamente en busca de fases larvares de Cestodos por ejemplo *Cysticercus cellulosae* en cerdos, y de encontrarse realizar la disección de los cisticercos, para su identificación del escólex, se colocara entre dos portaobjetos y haciendo una leve presión para que evagine y poder observar sus características morfológicas en el microscopio compuesto con el objetivo de 10x, por último se conservaran en formol al 10%, Ejemplo: *Cysticercus cellulosae* en cerdos y *Coenurus cerebralis* en ovinos.

TEJIDO MUSCULAR

En la musculatura de los animales domésticos se pueden encontrar protozoarios y larvas de helmintos, cuando se trate de protozoarios por ejemplo: sarcosporidios, los músculos a muestrear son músculos del diafragma, corazón, etc., donde se realizaran cortes de aproximadamente un centímetro cubico, depositándolos en frascos que contengan formol al 10% para su fijación, serán incluidos en parafina para hacer cortes histológicos, se teñirán en hematoxilina-eosina e identificarlos en microscopio con los objetivos de 10x y 40x. Ejemplo: *Sarcocystis spp.* en todas las especies animales.

Cuando se trate de larvas de Cestodos como por ejemplo: cisticercos, se buscaran en los músculos de lengua, maseteros, intercostales, músculos del miocardio, etc., de los cerdos, una vez detectados se cortaran las porciones afectadas depositándose en bolsas de plástico para trasladarse al laboratorio en refrigeración a 4°C, donde se disectara el tejido muscular para la colección de los cisticercos, poniéndolo en cajas de Petri con S.S.F., donde permanecerán un tiempo, dependiendo de la finalidad para lo cual se colectaron, por ejemplo para ver su viabilidad, morfología, para la elaboración de antígenos, etc., o bien, se pondrán en frascos con formol al 10% para su fijación y conservación.

Cuando se sospecha de nematodos (*Trichinella spiralis*), la cual se localiza en músculos del diafragma, maseteros, lengua, etc., de cerdos y ratas, donde se harán cortes

de estos músculos, siguiendo longitudinalmente la dirección de las fibras musculares, depositándolas en bolsas de plástico y refrigeradas a 4°C para trasladarse al laboratorio (el tamaño de la muestra dependerá de la especie animal, por ejemplo: en cerdos se colectaran aproximadamente 80 gr de carne). Donde se realizaran las siguientes técnicas:

a) Examen por compresión en placa (consiste en realizar cortes longitudinales en dirección de las fibras musculares del tamaño de un grano de avena, los cortes se colocan entre dos placas de vidrio compresoras especiales para el triquinoscopio, o bien entre dos portaobjetos y se observan al microscopio).

b) digestión artificial. (Consiste en picar la carne finamente y depositarla en el aparato de Baermann y agregar el jugo gástrico artificial (pepsina, ácido clorhídrico y agua destilada), manteniéndose a una temperatura de 37° C. durante 8 a 24 hr tiempo que tarda en digerirse la carne y los quistes, dejando en libertad la larvas de *Trichinella spiralis*, colectándose en un vidrio de reloj y observándose en el microscopio estereoscópico).

TEJIDO CONJUNTIVO Y FIBROSO

Para llevar a cabo la colecta del ligamento cervical de los bovinos y equinos, se hace a la necropsia, realizando una incisión para localizar el ligamento, depositándose estos en bolsas de plástico y conservándose en refrigeración a 4°C. Para ser transportados al laboratorio, en donde se buscaran nódulos y se separaran de los ligamentos colocándolos en un vaso de precipitado al cual se le agrega jugo gástrico artificial y se mantiene a una temperatura de 37°C durante 8 a 24 horas, una vez digerido el tejido conjuntivo dejando en libertad a los parásitos, se lavaran con agua tibia y se pondrán en cajas de Petri para posteriormente fijarlos en formol al 10%, o en alcohol de 70° para su conservación. Ejemplos: *Onchocerca gutturosa* en bovinos y *Onchocerca cervicalis* en equinos.



Universidad Autónoma de Sinaloa Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

REPORTE DE LA PRÁCTICA

Nombre de la práctica:

Nombre del alumno:

Fecha:

Grupo:

Grado:

Equipo:

Carrera:

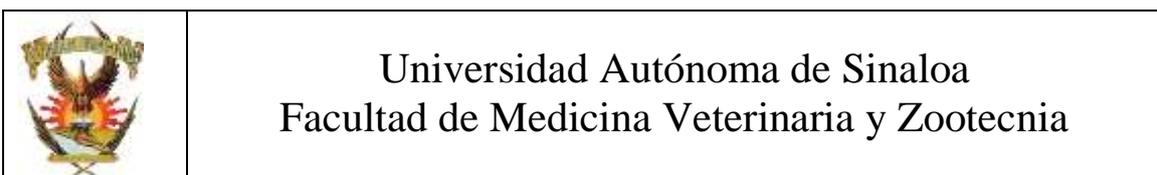
--

--

6.0 Conclusiones y comentarios

¿Alcanzaron los objetivos? Sí No

Nombre del Instructor:	
Firma	Sello



PRÁCTICA-11. TÉCNICA DE ELISA

INTRODUCCIÓN

La técnica de ELISA (Enzyme Linked InmunoSorbent Assay) es un procedimiento de ensayo inmunoenzimático. Se basa en la detección antígeno (Ag) o anticuerpo (Ac), inmovilizado sobre una fase sólida y mediante anticuerpos que directa o indirectamente

producen una reacción, la prueba recurre al empleo de inmunógenos, haptenos ó anticuerpos marcados con una enzima cuyo producto colorido, puede ser medido espectrofotométricamente.

Es por ello la técnica de ELISA es una herramienta de importancia en Medicina Veterinaria.

1. PROPÓSITO

Los alumnos conocerán las características generales de la técnica de ELISA.

2. MATERIAL Y EQUIPO

1. Micropipetas.
2. Puntas para micropipetas
3. Placas de ELISA
4. Espectrofotómetro

3. PROCEDIMIENTO

De acuerdo al número de alumnos el grupo se dividirá en 4 ó 5 equipos, con un representante por equipo, el cual se hará responsable del material y equipo usado en cada práctica.

La determinación de inmunoglobulinas, proteínas, antígenos, entre otros, se realiza en base a las especificaciones de la determinación que va a utilizar y el kit a utilizar (IDEXX, VMRD, POURQUIER, ETC.).

4. RESULTADOS

Para el reporte se debe cumplir con las siguientes especificaciones:
Describir la técnica de ELISA en un resumen.

5. CONCLUSIONES

El alumno conoció el uso que se le puede dar a los anticuerpos, proteínas, haptenos en esta técnica serológica.

¿Alcanzaron los objetivos? Sí No

Nombre y firma del instructor:



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

REPORTE DE LA PRÁCTICA

Nombre de la práctica:

Nombre del alumno: _____ Fecha: _____
Grupo: _____ Grado: _____ Equipo: _____ Carrera: _____

--

6.0 Conclusiones y comentarios

<hr/> <hr/> <hr/> <hr/>

¿Alcanzaron los objetivos? Sí No

Nombre del Instructor:	
Firma	Sello

	<p>Universidad Autónoma de Sinaloa Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia</p>
---	---

PRÁCTICA-12. TÉCNICA DE PCR

INTRODUCCIÓN

La reacción en cadena de la polimerasa o PCR (siglas de su nombre en inglés Polymerase Chain Reaction), la cual permite generar una gran cantidad de copias de un fragmento o gen del DNA (ácido desoxirribonucleico). El requisito fundamental para poder llevar a cabo la reacción es disponer de fragmentos cortos de DNA de cadena sencilla complementarios a los extremos del fragmento a amplificar. Es una herramienta de

diagnóstico molecular donde solo requerimos un fragmento de DNA del patógeno para poder obtener un resultado positivo

Es por ello la reacción en cadena de la polimerasa es una herramienta de importancia en Medicina Veterinaria.

1. PROPÓSITO

Los alumnos conocerán las características generales de la técnica de PCR.

2. MATERIAL Y EQUIPO

1. Termociclador.
2. *Taq* DNA polimerasa.
3. Desoxirribonucleotidos trifosfatados DnTps.
4. Cloruro de magnesio.
5. Oligonucleótidos o cebadores.
6. Agua libre de nucleasas.
7. Micropipetas.
8. Tubos de 0.2ml.

9. Puntas para micropipetas
10. DNA molde.
11. Agarosa.
12. TAE 1X.
13. Matraz Erlenmeyer.
14. Gasa.
15. Bromuro de etidio o Gel Red.
16. Marcador de tamaño molecular.
17. Transluminador ultravioleta.
18. Buffer de carga para las muestras.
19. cámara de electroforesis.

3. PROCEDIMIENTO

De acuerdo al número de alumnos el grupo se dividirá en 4 ó 5 equipos, con un representante por equipo, el cual se hará responsable del material y equipo usado en cada práctica.

1. Preparación de la mezcla de reacción: la mezcla de reacción se compone de los siguientes reactivos, *taq* DNA polimerasa, DNA molde, Dntps, cloruro de magnesio, el par de oligonucleótidos, y agua libre de nucleasas estas se añaden a los tubos de 0.2ml con el uso de las micropipetas y las puntas de micropipetas.
2. Uso del termociclador: las mezclas de reacción de las diferentes muestras se llevaran al termociclador y se programara el protocolo de ciclos de temperaturas y tiempos.

3. Revelado en gel de agarosa: se preparara un gel de agarosa al 1% utilizando 60ml de TAE 1X y 0.6gr. de agarosa, al gel se le teñirá con bromuro de etidio o el producto comercial gel red, al solidificarse se pasara ala cámara de electroforesis y se cargara el marcador de tamaño molecular utilizando el buffer de carga y las reacciones de PCR, se correrá la electroforesis y se visualizara en un transluminador ultravioleta para observar una amplificación.

4. RESULTADOS

Para el reporte se debe cumplir con las siguientes especificaciones:
Describir la técnica molecular en un resumen.

5. CONCLUSIONES

El alumno conoció el uso que se le puede dar al DNA en esta técnica de diagnóstico molecular.

¿Alcanzaron los objetivos? Sí No

Nombre y firma del instructor:



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

REPORTE DE LA PRÁCTICA

Nombre de la práctica:

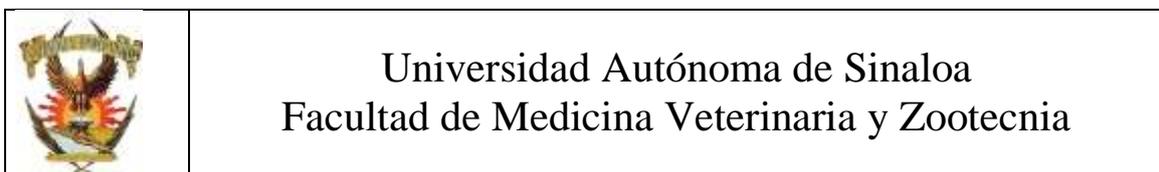
Nombre del alumno: _____ Fecha: _____

Grupo: _____ Grado: _____ Equipo: _____ Carrera: _____

6.0 Conclusiones y comentarios

¿Alcanzaron los objetivos? Sí No

Nombre del Instructor:	
Firma	Sello



PRÁCTICA-13 IDENTIFICACIÓN MORFOLÓGICA DE GARRAPATAS

INTRODUCCIÓN

La importancia económica y de salud pública de las garrapatas, está relacionado con el género y especie, de esto depende el tipo de patógenos que transmiten y causan enfermedad en animales y humanos.

Conocer las estructuras que diferencian entre las garrapatas blandas y duras como comúnmente se les conoce se puede lograr a través de la observación microscópica de las mismas.

PROPÓSITO

El alumno identificara las características morfológicas de las garrapatas de las familias Ixodidae y Argasidae, por microscopia estereoscópica.

MATERIAL Y EQUIPO

Espécimen
Microscopio estereoscópico
Pinza de reloj
Plastilina
Caja de petrí
Claves dicotómicas

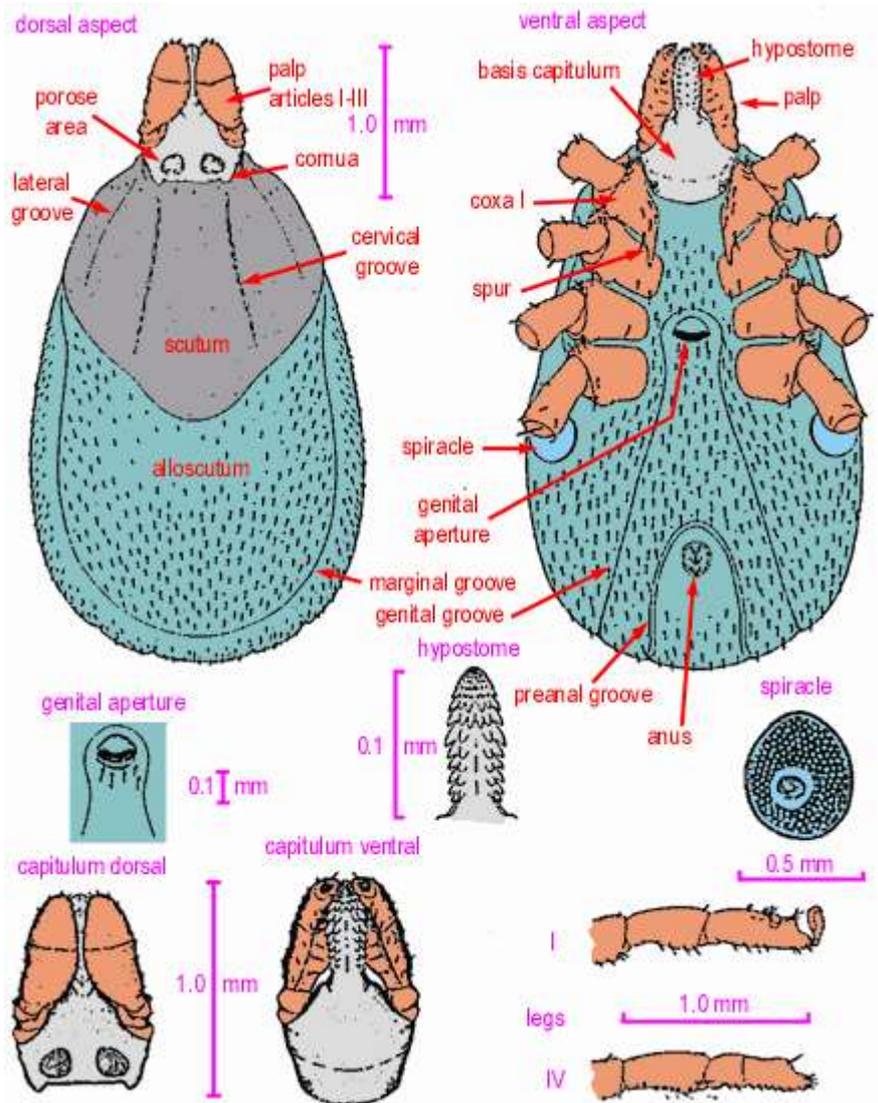
PROCEDIMIENTO

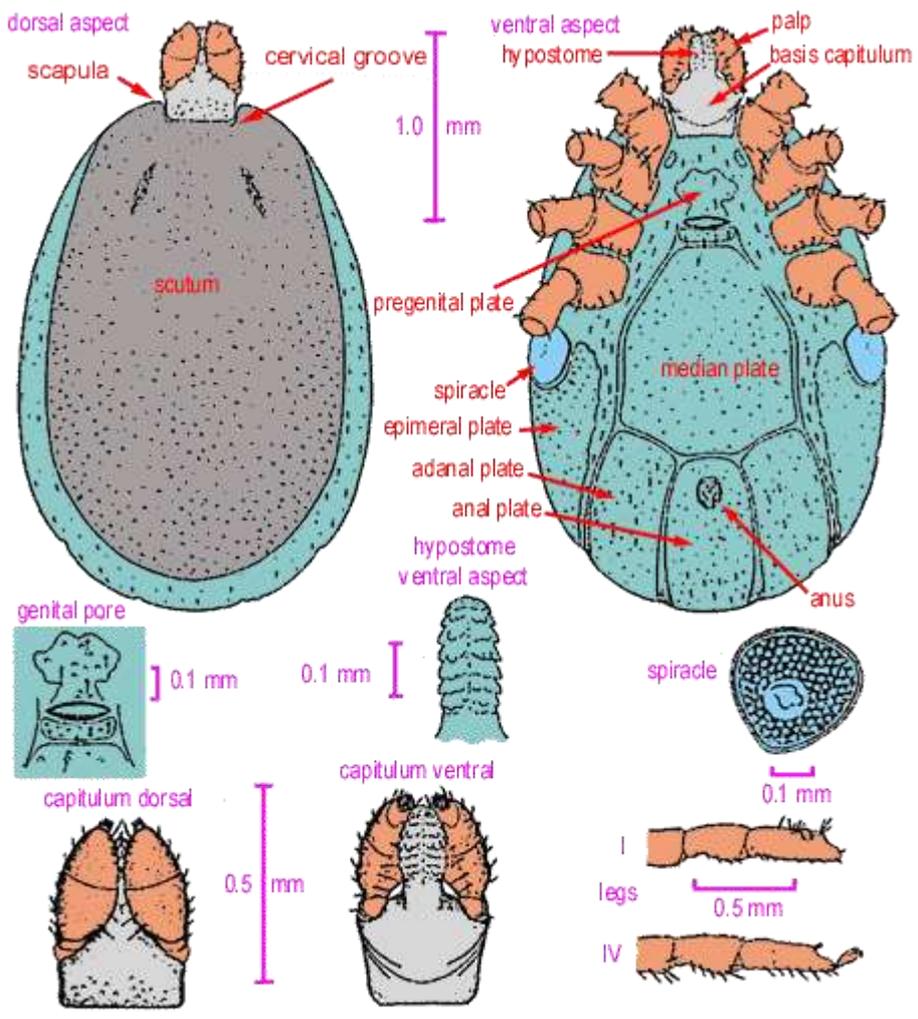
Se coloca el espécimen de garrapata en la caja de petri, se fija con la plastilina, se coloca de forma ventral y se procede a observar al microscopio estereoscópico.

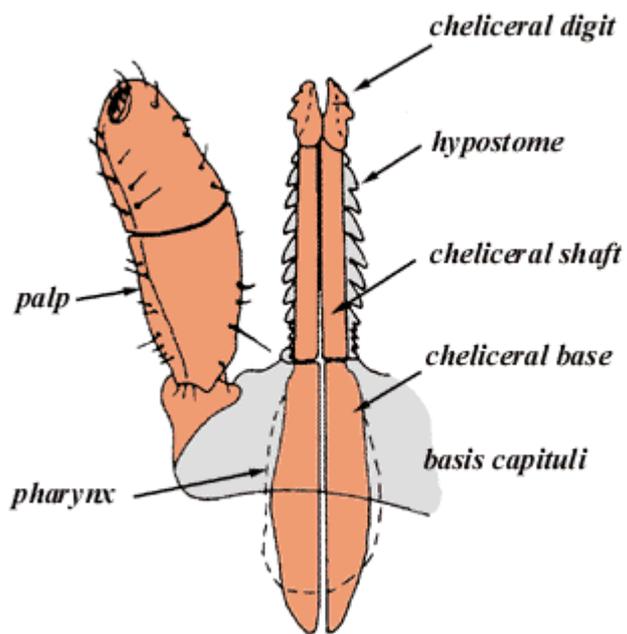
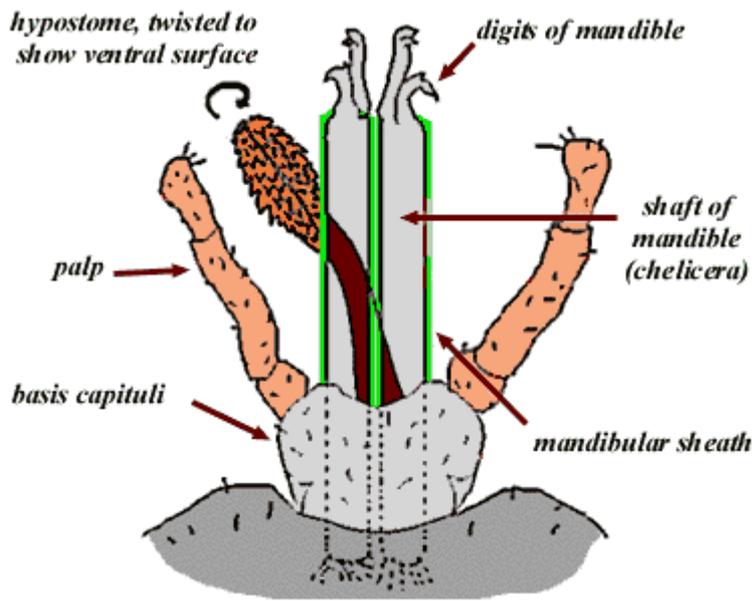
Las estructuras básicas para hacer la diferenciación de las garrapatas son:

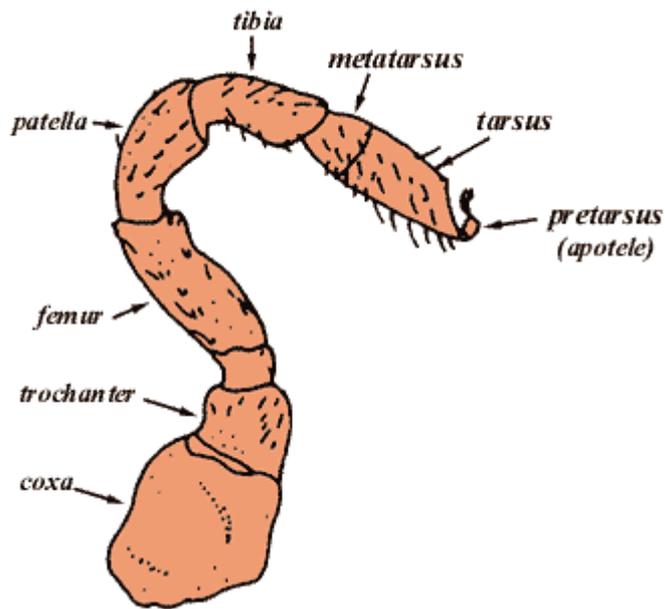
Gnatostoma, idiosoma, escudo, estigma respiratorios, quelíceros, pedipalpos, hipostoma.

El dimorfismo sexual es muy marcado, los machos presentan un escudo completo y hembras uno corto.









4. RESULTADOS

Para el reporte se debe cumplir con las siguientes especificaciones:
Escribir el nombre de las estructuras anatómicas de las garrapatas, de acuerdo a las figuras.

5. CONCLUSIONES

El alumno diferencio géneros y especies de garrapatas, así mismo la etapa de desarrollo y fases del ciclo de las especies domésticas y silvestres.

¿Alcanzaron los objetivos? Sí No

Nombre y firma del instructor



Universidad Autónoma de Sinaloa
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

REPORTE DE LA PRÁCTICA

Nombre de la práctica:

Nombre del alumno: _____ Fecha: _____
Grupo: _____ Grado: _____ Equipo: _____ Carrera: _____

6.0 Conclusiones y comentarios

¿Alcanzaron los objetivos? Sí No

Nombre del Instructor:

Firma

Sello

FUENTES DE INFORMACIÓN

Mehlhorn. H., Düwel., Raether W., Manual de Parasitología veterinaria

Quiroz Romero H. Parasitología y enfermedades parasitarias de animales domésticos. Edit. Limusa. 2000.

Tibor Kassai .Helmintología veterinaria. Editorial Acribia, S.A año 2000.

Urquhart G.M., Armour J. Duncan J.L., Dunn.A.M., Jennings F.W. Parasitología Veterinaria. Edit. Acribia. S.A. España. 2001.

Fareyt Willian J. Veterinary parasitology Reference manual. Editorial. USA 4ta edición. Washigton State university school of veterinary. 1997.

<http://cenida.una.edu.ni/Textos/nl70p226p.pdf>

<http://www.lowchensaustralia.com/pests/paralysis-tick/basic-anatomy.htm>

based on Sonenshine, DE: Biology of Ticks, 2 volumes: Oxford University Press, New York, Oxford, 1991

5. ANEXO DE IMÁGENES

IMÁGENES DE NEMATODOS



Toxocara canis



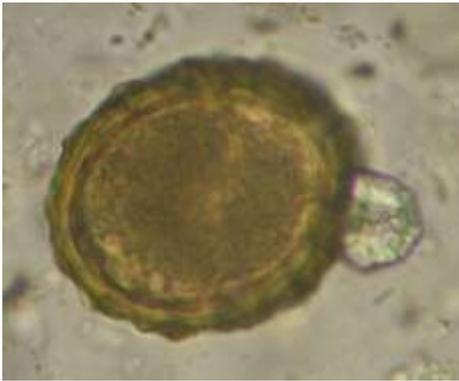
Toxocara canis



Ancylostoma caninum



uncinaria sp



Ascaris suum



Trichuris spp



Trichuris spp



Parascaris equorum

IMÁGENES DE TREMATODOS



Huevo de Fasciola hepatica.



Adulto de Fasciola hepatica.

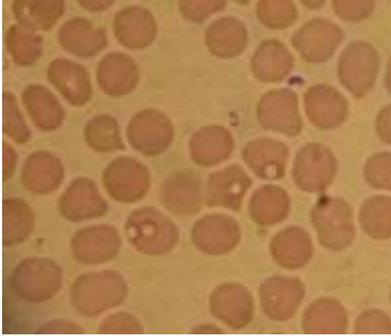


Adulto de Fasciola hepatica.



Adulto de Fasciola hepatica.

IMÁGENES DE PROTOZOARIOS



Babesia spp.



Isospora spp.



Sarcocystis spp.



Eimeria spp.



Giardia spp.

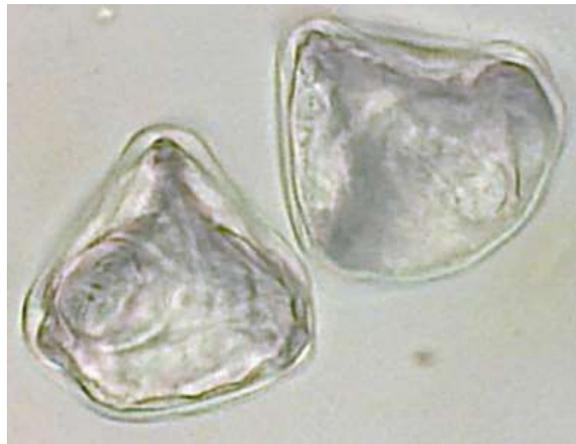
IMÁGENES DE CESTODOS



Bolsas ovigeras de *Dipylidium caninum*



Adulto de *Moniezia* spp



Moniezia spp.



Raillietina spp



Taenia spp



Cysticercus cellulosae

Artrópodos



Sarcoptes scabiei



Oestrus ovis



Oestrus ovis



Garrapata hembra adulta ovopositando