



Universidad Autónoma del Estado de México
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia
Licenciatura en Medicina Veterinaria y Zootecnia



Manual de Prácticas.
MICROBIOLOGÍA

Elabora

MVZ. Salvador Lagunas Bernabé

QFB. Héctor Roberto Díaz Guadarrama

M. en C. Luis Fernando Vega Castillo

IAF. Ma. De Lourdes Fernando Vega
Castillo

**Fecha de
aprobación**

Junio 2019
H. Consejo Académico

Junio 2019
H. Consejo de Gobierno



ULTIMA REVISIÓN

Revisores

M. en C. Luis Fernando Vega Castillo

M. en Ed. María Lourdes García Bello

Fecha de aprobación

27/junio/2022
H. Consejo Académico

27/junio/2022
H. Consejo de Gobierno



Índice

	Pág.
I. Datos de identificación	4
II. Introducción	5
III. Lineamientos	5
IV. Organización y desarrollo de las prácticas	
Práctica 1: Reacción Antígeno-Anticuerpo	
1a: Técnica de aglutinación en tubo (determinación de grupo sanguíneo y el Rh)	5
Práctica 2: Toma, recolección, conservación y envío de muestras	8
Práctica 3: Manejo de los factores de crecimiento en el aislamiento Bacteriano.	
Practica3a: Aislamiento e identificación de los agentes bacterianos	13
Practica 4: Tinción de Gram	18
Práctica 5: Pruebas de susceptibilidad antimicrobiana	21
Práctica 6: Identificación de componentes estructurales y morfología fungal.	
6a: Inoculación y aislamiento de hongos filamentosos	25
6b: Métodos de cultivo e inoculación de hongos	28
Práctica 7: Identificación de componentes estructurales y morfológicos de los parásitos.	
7a: Pruebas directas de flotación y sedimentación	30
Práctica 8: Detección de partículas virales y sus efectos en cultivos celulares y embrión de pollo.	33
Práctica 9: Evaluación del cuadro clínico (Vídeos de la FAO)	35
V. Bibliografía	36



I. Datos de identificación

Espacio educativo donde se imparte

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Licenciatura

Licenciatura en Medicina Veterinaria y Zootecnia

Unidad de aprendizaje

Microbiología

Clave

L43784

Carga académica

4

2

6

10

Horas teóricas

Horas prácticas

Total de horas

Créditos

Período escolar en que se ubica

1

2

3

4

5

6

7

8

9

Seriación

Ninguna

Immunología, Bacteriología y Micología, Parasitología, Virología

UA Antecedente

UA Consecuente

Tipo de Unidad de Aprendizaje

Curso

Curso taller

Seminario

Taller

Laboratorio

Práctica profesional

Otro tipo (especificar)

Modalidad educativa

Escolarizada. Sistema rígido

No escolarizada. Sistema virtual

Escolarizada. Sistema flexible

No escolarizada. Sistema a distancia

No escolarizada. Sistema abierto

Mixta (especificar)

Formación común

N/A

Formación equivalente

Unidad de aprendizaje

N/A



II. Introducción

El Manual de Prácticas de la Unidad de Aprendizaje de Microbiología, es una herramienta de aprendizaje que contribuye al cumplimiento del Programa de Estudios que estructura y detalla los objetivos de aprendizaje y los contenidos establecidos en el Plan de Estudios de la Licenciatura de Medicina Veterinaria y Zootecnia, que son esenciales para el logro de los objetivos del programa educativo y el desarrollo de las competencias profesionales que señala el perfil de egreso.

El estudiante analizará y reconocerá los aspectos básicos de la diversidad microbiana, así como las características generales, estructurales y funcionales de los agentes infecciosos, permitirá dar una visión general de su interacción con el hospedero y el ambiente; y determinará los factores de patogenicidad, virulencia y de inmunidad

Así mismo, le permitirá sentar las bases de las unidades de aprendizaje de Bacteriología y Micología, Inmunología, Parasitología, Virología y se iniciará en el campo de la microbiología clínica, industrial, alimentaria y ambiental; el Médico Veterinario y Zootecnia contará con los elementos teóricos-metodológicos para su intervención en aspectos que conciernen a la prevención, control y diagnóstico de las enfermedades en las poblaciones animales.

A su vez el presente manual fue diseñado bajo un esquema, en que las prácticas establecidas sean realizadas de manera consecutiva con cada una de las unidades de competencia que conforma el Programa de Estudios de Microbiología.

III. Lineamientos

Las prácticas de tipo presencial se realizarán con base a los Lineamientos de los Laboratorios de Docencia de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Autónoma del Estado de México vigente. Así como, en caso de que existan lineamientos específicos de las distintas áreas de docencia de la FMVZ-UAEM.

Y para el caso de prácticas temáticas complejas, el curso se apoyará con videos equivalentes a prácticas virtuales.



IV. Organización y desarrollo de las prácticas

Unidad	Número de la practica
Unidad 1. Introducción a la microbiología Técnica de aglutinación en tubo; determinación del grupo sanguíneo y el Rh.	1 ^a

Objetivo o competencia de la práctica:

Realizará la técnica de aglutinación en tubo para la detección del grupo sanguíneo y el Rh de una muestra sanguínea, con la finalidad de conocer los principios de la reacción antígeno-anticuerpo.

Materiales:

- Gradillas metálicas
- Lancetas
- Lápiz graso
- Pipetas Pasteur
- Pizetas
- Tubos de ensaye de 13 x 100 mm
- Bulbos de goma
- Papel secante

Reactivos:

- Frascos con torundas de algodón impregnadas con alcohol
- Sueros Anti-A
- Sueros Anti-B
- Sueros Anti-AB
- Sueros Anti-D o Rh
- Frascos gotero con albumina Bovina al 22% 6
- sueros de Coombs
- Pizetas con solución salina al 0.9% p/v 6
- Pizetas con hipoclorito de sodio al 0.5%

Muestra biológica:

- Muestras de sangre capilar problema

Equipos:

- Estufa microbiológica a 37 °C
- Centrifuga clínica.

Equipo de protección personal:

- Bata blanca
- Cubrebocas
- Guantes de nitrilo

Lugar de realización:

- Laboratorio multidisciplinario de prácticas de la FMVZ-UAEM.



Observación: La cantidad de materiales, reactivos y equipos está establecido para 6 mesas de trabajo.

Desarrollo:

Obtención de la muestra sanguínea por punción de un dedo:

- Se toma el dedo del donador el cual se limpia perfectamente con un algodón embebido de alcohol, para eliminar la suciedad y favorecer el flujo sanguíneo en el sitio donde se hará la punción.
- Cuando la piel esté seca se hace una punción de uno a dos mm. Con una lanceta estéril desechable.
- Realizar la punción de golpe y con rapidez.
- Desechar la primera gota de sangre, recolectando las siguientes gotas. En un tubo de ensaye.

Realización de la técnica de aglutinación en tubo:

1. Preparar una suspensión de glóbulos rojos problema, lavados al 5% (3 veces)
2. Rotular cuatro tubos A, B, AB, y D (ó Rh).
3. Añadir dos gotas de suspensión de glóbulos rojos problema a cada uno de los tubos.
4. Agregar dos gotas de suero anti-A al tubo rotulado con la letra A.
5. Al tubo rotulado con la letra B, agregar dos gotas del suero anti-B.
6. Al tubo rotulado con la letra AB, agregar dos gotas del suero anti-AB.
7. Al tubo rotulado con la letra D, agregar dos gotas del suero anti-D (Rh), y además 2 gotas de Albumina Bovina al 22%.
8. Mezclar cada tubo e incubar a 37 °C en la estufa microbiológica por 30 minutos, sacarlos y nuevamente mezclar.
9. Centrifugar a 2500 r.p.m. durante 2 minutos.
10. Resuspender suavemente y observar macroscópicamente si hay aglutinación.
11. Realizar la interpretación de los resultados.

Resultados:

Prueba positiva: se considera a la formación de un botón de eritrocitos en el fondo del tubo que no se desintegra al tratar de resuspender suavemente.

Prueba negativa: se considera a la resuspensión del botón de eritrocitos formados en el fondo del tubo a un movimiento suave

INTERPRETACIÓN

SUERO ANTI-A	SUERO ANTI-B	SUERO ANTI-AB	SUERO ANTI-RH	TIPO SANGUÍNEO	RH
+	-	+	+	A	+
+	-	+	-	A	-
-	+	+	+	B	+



-	+	+	-	B	-
+	+	+	+	AB	+
+	+	+	-	AB	-
-	-	-	+	O	+
-	-	-	-	O	-

Questionario:

1. ¿Qué ocurre si a una persona durante una transfusión se le administra sangre de diferente tipo sanguíneo?
2. ¿Qué ocurre si a un animal se le transfunde sangre de diferente tipo sanguíneo de una misma especie animal?
3. ¿Por qué a las personas con grupo sanguíneo A o B el suero anti-AB aglutina?
4. ¿Qué sistemas de grupo sanguíneo existen en las especies animales domésticas, cítalos?
5. ¿Qué otros sistemas de grupo sanguíneo existen en el humano además del sistema ABO?

Observaciones:

Los tubos, pipetas Pasteur, laminillas cubreobjetos con muestras sanguíneas, deberán ser inactivados en una solución de hipoclorito de sodio al 10% por lo menos durante una hora. Y posteriormente podrán ser lavados de manera normal con los detergentes habituales.

Para el caso de las lancetas y torundas utilizadas en la punción digital deberán ser colocadas en los contenedores correspondientes de materiales biológicos infecciosos; y el laboratorio de prácticas será el responsable de su disposición final y el académico hará el llenado de la bitácora de prácticas.



Unidad	Número de la practica
Unidad 2. Introducción a la bacteriología Toma, recolección, conservación y envío de muestras	2

Objetivo o competencia de la práctica:

Identificar el material que se requiere y realizará la toma, recolección y envío de muestras para la realización de pruebas bacteriológicas, como apoyo en el estudio de las enfermedades en las poblaciones.

Materiales:

- Hisopos estériles
- Frascos estériles con tapa hermética
- Tubos de ensaye con tapón de rosca estériles
- Jeringas con agujas estériles
- Bolsas herméticas
- Cajas térmicas
- Refrigerantes
- Paquetes de gasas estériles
- Etiquetas
- Plumón permanente
- Bolígrafos

Reactivos:

- Pizetas con alcohol al 70 %
- Tubos de ensaye con medio de transporte de Stuart
- Pizetas con solución fisiológica estéril

Equipo de protección personal:

- Overol (opcional bata)
- Guantes de látex rojos y de nitrilo
- Goggles
- Cubrebocas
- Botas de hule

Material Biológico:

- Diferentes especies de animales domésticos que se les permita manipularlos

Lugar de realización:

- Posta zootécnica de la FMVZ-UAEM.

Observación: La cantidad de materiales, reactivos y equipos está establecido para 6 mesas de trabajo.



Desarrollo:

Leche, para estudios bacteriológicos:

1. Lavar, enjuagar y secar la ubre
2. Desinfectar las manos con alcohol al 70%
3. Con una torunda de alcohol, desinfectar los pezones. Dejar secar y eliminar los tres primeros chorros de leche antes de tomar la muestra.
4. Ordeñar recogiendo en un tubo estéril sin tocar los bordes 3 a 10 mL de leche del cuarto afectado o de cada cuarto por separado.
5. Identificar la muestra correctamente y mantenerla refrigerada (4 a 8 °C) hasta su procesamiento en el laboratorio.

Heridas abiertas y exudados:

1. En caso de heridas y exudados en contacto con partes muy sucias del animal, se debe previamente lavar y secar la zona.
2. Con un hisopo estéril, raspar únicamente la zona afectada evitando el contacto con cualquier otra parte, introducirlo en el tubo con medio de transporte.
3. Mezclar la muestra con el medio de transporte y romper el mango del hisopo para eliminar la parte que ha estado en contacto con las manos.
4. Tapar el tubo evitando contaminar su interior.
5. Identificarlo y mantenerlo en refrigeración (4 a 8 °C) hasta su procesamiento en el laboratorio.

Abscesos y edemas:

1. Depilar, lavar y desinfectar el sitio a puncionar
2. Introducir la aguja en forma perpendicular a la zona de punción y a la profundidad necesaria de acuerdo con el caso. Recuerde que el material a utilizar debe ser estéril.
3. Aspirar la muestra hasta obtener una cantidad suficiente (1 a 2 mL).
4. Pasar la muestra a un tubo de ensaye estéril o bien sellar la punta de la aguja de la jeringa con su tapa.
5. Identificar y mantener en refrigeración (4 a 8 °C) hasta su procesamiento en el laboratorio.
6. Cuando la muestra no puede ser aspirada por lo denso del material, se puede inyectar en el sitio solución salina fisiológica estéril.

En Heces:

1. Colocarse un guante de palpación, e introducir la mano en el recto del animal (bovinos y equinos) o solo los dedos en animales pequeños, y estimular mediante masaje el esfínter anal.
2. Cuando se haya obtenido la cantidad suficiente (20 a 40 g) invertir el guante hacia adentro y cerrarlo. Identificar y mantener la muestra en refrigeración (4 a 8°C) hasta el momento de su procesamiento (se recomienda remitirla al laboratorio en un tiempo máximo de 4 horas después de su toma).
3. Cuando se requiera evaluar el grado de infestación o de infección en un grupo de animales, debe tomarse un "pool" de muestras delimitadas por edad y sexo. En



este caso se colectarán pequeñas muestras de heces tomadas al azar. Cada

“pool” debe corresponder a un solo grupo y por no más de 4 animales.

Recomendaciones para la toma y envío de muestras para estudio bacteriológico, de acuerdo con las siguientes condiciones patológicas específicas:

Condición patológica	Tipo de muestra y cantidad recomendada	Material para recolección y su envío	Observaciones
Abortos	Feto completo o contenido abomasal (1 mL); Pulmón, bazo, hígado, riñón fetal (6 cm por lado); Placenta y placentomas; Secreción vaginal (1 mL); Leche (15 mL); Alimento (100 g)	Frascos, bolsas de plástico, hisopos, jeringas.	El feto y los órganos pueden enviarse en congelación, cuando se sospecha de candidiasis enviar hígado en medio de transporte especial. Alimento en caso de aflatoxicosis.
Abscesos, granulomas y exudados	Exudado purulento (1 mL); Absceso completo; Biopsia	Jeringa, hisopo, frasco, bolsa de plástico.	En caso de granulomas sospechosos de tuberculosis deben extremarse precauciones.
Artritis	Líquido sinovial (1 mL); Articulación completa	Jeringa, hisopo, bolsa de plástico.	Desinfectar la piel antes de realizar la artrocentesis.
Clostridiasis invasivas (Miositis necrótica, hepatitis necrótica)	Músculo necrótico (6 cm por lado); Tejido subcutáneo edematoso (6 cm por lado); Hígado (6 cm por lado)	Frasco, bolsa de plástico	Enviar rápidamente al laboratorio bajo una atmósfera anaeróbica, no es recomendable conservar en refrigeración.
Enterotoxemia	Intestino y órganos afectados	Segmento ligado de intestino en frasco de boca ancha.	Enviar en refrigeración.
Dermatomicosis	Pelos y escamas	Frascos, sobres de papel nuevos, portaobjetos	No es necesario que los recipientes estén estériles. Las muestras deben tomarse de la periferia de la lesión.
Diarreas	Intestino; Heces (1 g); Nódulos linfáticos mesentéricos; vesícula biliar; Alimento (100 g) y Agua (100 mL)	Segmento ligado del intestino en frasco. Guantes de palpación, frascos, bolsas, hisopos.	En grandes especies tomar las heces directamente del recto y en pequeñas especies con hisopos. En caso sospechoso de paratuberculosis enviar raspado y mucosa intestinal.
Infecciones genitales	Exudados (1 mL); Lavados prepuciales o vaginales (10 mL); Órganos: testículos,	Hisopos, jeringas, frascos o bolsas de plástico.	Si se sospecha de <i>Campylobacter</i> , <i>Leptospira</i> o <i>Mycoplasma</i> spp, las



	epidídimo, utero, placenta. (Completo o 6 cm por lado)		muestras deben enviarse dentro de las siguientes 3 horas posteriores a su recolección en refrigeración.
Infecciones urinarias	Orina (6 mL); Riñón (6 cm por lado)	Catéter, jeringa, frasco, bolsa de plástico.	Las muestras deben enviarse dentro de las siguientes 2 horas posteriores a su recolección.
Mastitis	Leche (15 mL); Glándula mamaria (6 cm por lado)	Frascos, bolsas de plástico	Lavar y desinfectar el pezón previo a la obtención de la muestra, cuidar de no tocar la piel con el frasco, sólo el chorro de leche tendrá contacto con el frasco.
Neumonías	Lavado traqueobronquial (5 mL); Pulmón (6 cm por lado); Nódulos linfáticos mediastínicos	Jeringas, frascos, bolsas de plástico	Si se sospecha de Micoplasmosis o Clamidiasis, las muestras deben enviarse dentro de las siguientes 4 horas posteriores a su recolección.
Otitis media aguda o crónica	Exudado (1 mL)	Hisopos, jeringas	Limpiar el canal externo con un antiséptico y tomar la muestra del oído medio.
Problemas nerviosos	Encéfalo (completo o 6 cm por lado); Exudados (1 mL); Líquido cefalorraquídeo (2 mL)	Bolsas de plástico, frascos, jeringa, hisopos.	El líquido cefalorraquídeo debe ser procesado lo más pronto posible.
Septicemias	Sangre (10 mL); Bazo, hígado, pulmón, nódulos linfáticos, riñones, cerebro (6 cm por lado); Médula Ósea (Una Costilla)	Jeringas, frascos, bolsas de plástico	Si el animal tiene más de 3 horas de muerto debe enviarse médula ósea.

Resultados:

Se resguardará la muestra que haya sido correctamente tomada e identificada, para continuar con las otras prácticas bacteriológicas en los laboratorios multidisciplinarios de la FMVZ-UAEM. Realizar un reporte de la práctica.

Cuestionario:

1. Cuando son muestras bacteriológicas es recomendable que la muestra se tome previo al tratamiento con antibióticos ¿Por qué?
2. ¿Qué bacterias se pueden encontrar en muestras de leche?
3. ¿Qué otras pruebas puedes realizar en campo? Describe por lo menos dos de



ellas.

Observaciones:

En caso de utilizar animales vivos, se deberá registrar que están siendo manejados bajo la normatividad respectiva y que no se está afectando con su bienestar animal. Durante la práctica se debe cuidar con las respectivas medidas de seguridad y bioseguridad tanto por los alumnos, administrativos y académicos bajo la supervisión del responsable de la práctica. La disposición final de las muestras será por parte del laboratorio donde se realizó la práctica, y el académico llenara la bitácora correspondiente.



Unidad	Número de la practica
Unidad 2. Introducción a la Bacteriología Aislamiento e identificación de los agentes bacterianos	3a

Objetivo o competencia de la práctica:

Realizar las diferentes técnicas de aislamiento e identificación de los agentes bacterianos, para describir la morfología colonial e identificar los factores de crecimiento en el desarrollo bacteriano, como apoyo en el estudio de las enfermedades en las poblaciones.

Material:

- Asas bacteriológicas graduadas
- Asas bacteriológicas rectas
- Gradillas metálicas
- Marcadores permanentes
- Papel secante

Reactivos:

- Cajas de Petri con agar gelosa sangre con sangre de ovino al 5%
- Cajas de Petri con agar MacConkey
- Cajas de Petri con agar Verde Brillante
- Cajas de Petri con agar Sal y manitol
- Tubos con tapón de rosca con Agar Sabouraud
- Tubos con tapón de rosca con Papa-Dextrosa Agar
- Tubos con tapón de rosca con agar TSI
- Tubos con tapón de rosca con Medio SIM
- Tubos con tapón de rosca con agar Citrato de Simmons
- Tubos con tapón de rosca con MR-VP
- Tubos con tapón de rosca con lactosa, maltosa, glucosa con indicador de pH (rojo de fenol o púrpura de bromocresol).
- Frascos goteros con rojo de metilo
- Frascos gotero con reactivo de Kovac
- Frascos gotero con reactivo de Voges-Proskauer
- Frascos gotero con aceite de inmersión
- Pizetas con alcohol al 70%
- Pizetas con cloro al 0.5%

Equipo:

- Mecheros Fisher
- Estufa microbiológica a 37 °C (temperatura constante)

Material biológico:

- Cultivos en agar de *Escherichia coli*
- Cultivos en agar de *Staphylococcus* spp.
- Muestras obtenidas en la práctica anterior (No. 2)



Equipo de protección personal:

- Bata
- Cubrebocas
- Guantes de nitrilo

Lugar de realización:

- Laboratorio multidisciplinario de prácticas de la FMVZ-UAEM

Observación: La cantidad de materiales, reactivos y equipos está establecido para 6 mesas de trabajo.

Desarrollo:

Proceso de Inoculación y Siembra en Placa:

Primer Día (Sesión Uno)

1. Desinfectar la mesa de trabajo con cloro al 0.5%.
2. Seleccionar una colonia del medio con cultivo puro, sosteniendo la placa a una distancia no mayor de 20 cm del mechero.
3. Esterilizar el asa con el mechero y enfriarla en el agar.
4. Tomar únicamente la colonia seleccionada con el asa.
5. Descargar el asa en uno de los extremos de la placa.
6. Realizar la siembra con la misma asa bajo la técnica de aislamiento en cultivo puro.
7. Esterilizar el asa y dejarla enfriar.
8. Cerrar la caja y rotularla con el número o nombre de muestra, número de equipo y fecha.
9. Incubar las placas a 37 °C por 24 horas.
10. Repetir los pasos 1 a 9 con la muestra problema.

Segundo Día (Sesión Dos)

1. Desinfectar la mesa de trabajo y encender el mechero.
2. Analizar cuidadosamente el crecimiento bacteriano en las cajas de Petrí, sin abrirlas.
3. Observar las colonias obtenidas y describirlas teniendo en cuenta las siguientes características: tamaño, color de la colonia, pigmentación de medio, estructura interna, borde y hemólisis.
4. Interpretar las formas y características de las colonias.
5. Guardar las cajas en el refrigerador, hasta la próxima práctica (OPCIONAL).

Proceso de Inoculación y Siembra en Tubo (Medio Sólido):

Primer Día (Sesión Uno)

1. Destapar el tubo y flamear la parte superior.
2. Esterilizar el asa recta y enfriarla.
3. Tomar una colonia del medio que contiene el cultivo puro con el asa recta estéril.
4. Sembrar en los tubos con agar inclinado de acuerdo con el método que se



- utilice de siembra, a una distancia aproximada de 20 cm del mechero.
5. Rotular los tubos de la misma manera que las placas.
 6. Incubar placas a 37 °C por 24 horas.
 7. Repetir los pasos 1 a 6 con la muestra problema.

Segundo Día (Sesión Dos)

1. Analizar y observar cuidadosamente el crecimiento en los tubos, sin abrirlos, y anotar lo interpretado.
2. En caso de las pruebas bioquímicas, realizar la lectura respectiva y la aplicación de los reactivos correspondiente a la prueba a confirmar.
3. Guardar los tubos en el refrigerador, hasta la próxima práctica (opcional).

Proceso de Inoculación en Tubo (Medio Líquido):

Primer Día (Sesión Uno)

1. Esterilizar el asa recta y enfriarla.
2. Seleccionar una colonia del medio a una distancia aproximada de 20 cm del mechero.
3. Destapar el tubo y flamear la parte superior.
4. Introducir el asa con el inoculó a sembrar, agitar el asa hasta que la muestra sea homogénea.
5. Esterilizar el asa y dejarla enfriar.
6. Flamear el tubo y taparlo.
7. Rotular los tubos de la misma manera que las placas.
8. Desinfectar la mesa de trabajo.
9. Incubar tubos a 37 °C por 24 horas.
10. Repetir los pasos 1 a 9 con la muestra problema.

Segundo Día (Sesión Dos)

1. Analizar y observar cuidadosamente el crecimiento en los tubos, sin abrirlos, y anota lo observado.
2. En caso de las pruebas bioquímicas, realizar la lectura respectiva y la aplicación de los reactivos correspondiente a la prueba a confirmar.
3. Guardar los tubos en refrigeración (4 a 8 °C), hasta la próxima práctica (opcional).

Resultados:

Con la información obtenida durante la práctica y la posterior investigación que tendrá que realizar, entregará un reporte de práctica tal como lo solicite el docente.

Cuestionario:

1. ¿Por qué se debe trabajar cerca del mechero?
2. ¿Qué es un cultivo puro?
3. ¿Qué estudios se realizan aislando un agente bacteriano?
4. ¿Qué sucede si se recolecta una colonia bacteriana con el asa caliente?



5. ¿Qué medios selectivos y/o diferenciales se usan para el crecimiento y aislamiento de bacterias Gram positivas y Gram negativas?

Observaciones:

Durante la práctica, se deben cuidar las respectivas medidas de seguridad y bioseguridad tanto por los alumnos, administrativos y académicos bajo la supervisión del responsable de laboratorio. La disposición final de las muestras y reactivos será por parte del laboratorio donde se realizó la práctica, y el académico llenara la bitácora correspondiente.



Unidad	Número de la practica
Unidad 2. Introducción a la Bacteriología Tinción de Gram	4

Objetivo o competencia de la práctica:

Realizar la técnica de tinción de Gram, con la finalidad de reconocer la morfología y diferenciación tintorial de los diferentes agentes bacterianos, como proceso de apoyo en el estudio de las enfermedades en las poblaciones. Se recomienda realizar la práctica de tinción de Gram, después de la identificación morfológica de las colonias)

Materiales:

- Portaobjetos
- Asas bacteriológicas graduadas
- Asas bacteriológicas rectas
- Mechero Fisher
- Charolas y riel para tinción
- Lápiz graso
- Hojas de papel seda (para limpieza de objetivos).
- Papel secante o 6 franelas

Reactivos:

- Frascos gotero con Cristal violeta
- Frasco gotero con Yodo-Lugol
- Frasco gotero con Alcohol-Acetona
- Frasco gotero con Safranina
- Frasco gotero con Aceite de inmersión
- Frascos gotero con KOH al 3%
- Pizetas con agua destilada
- Pizetas con alcohol al 70%
- Pizetas con cloro al 0.5%

Equipo:

- Microscopios ópticos, binocular de campo claro (con objetivo de 4X, 10X, 40X y 100X)

Material biológico:

- Cultivo en agar de *Escherichia coli*
- Cultivo en agar de *Staphylococcus* spp.
- Aislamiento bacteriano de la Muestra obtenida en la práctica anterior (No. 3a).

Equipo de protección personal:

- Bata
- Cubrebocas
- Guantes de nitrilo

Lugar de realización:



- Laboratorio multidisciplinario de prácticas de la FMVZ-UAEM

Observación: La cantidad de materiales, reactivos y equipos está establecido para 6 mesas de trabajo.

Desarrollo:

Pasos para la realización de la tinción de Gram:

- 1.- Se coloca una gota de agua destilada estéril en el portaobjetos, con el asa bacteriológica previamente flameada y fría, se recolecta una colonia de medio con crecimiento bacteriano y se mezcla, realizando un extendido uniforme en el área marcada, dejar secar a temperatura ambiente.
2. Fijar el frotis de modo que no sea arrastrado durante el proceso de tinción, esto es pasando el portaobjeto 3 ó 4 veces por la flama del mechero.
3. Colocar el preparado sobre un soporte de tinción y cubrir la superficie con solución de Cristal Violeta por 1 minuto.
4. Pasando el minuto, lavar con agua destilada.
5. Cubrir el preparado con Yodo-Lugol por 1 minuto. Lavar nuevamente con agua destilada.
6. Sostener el portaobjeto entre el pulgar y el índice y bañar la superficie con unas gotas de Alcohol-Acetona hasta no arrastrar más colorante. Esto requiere habitualmente unos 5 a 10 segundos.
7. Lavar con agua destilada y colocar nuevamente el portaobjeto sobre el soporte. Cubrir la superficie con Safranina durante un minuto. Lavar con agua.
8. Colocar el preparado en un soporte de tinción en posición vertical, dejando que escurra el exceso de agua y que se seque el extendido.
9. Observar el frotis con el microscopio óptico con los objetivos 4 y/o 10X, y buscar un campo adecuado de visualización.
10. Colocar aceite de inmersión y visualizar con el objetivo de 100X.

Resultados:

- Las bacterias Gram positivas se observan de color azul intenso o violeta.
- Las bacterias Gram negativas se observarán de color rojo o rosado.

Realizar dibujos o fotografías de las formas bacterianas, así como una investigación bibliográfica para conocer de acuerdo la morfología colonial macroscópica y microscópica de las bacterias; entregando un reporte escrito de la práctica.

Cuestionario:

1. Estructuralmente ¿Qué fundamenta la tinción de Gram en bacterias?
2. ¿Qué importancia diagnóstica tiene la tinción de Gram?
3. ¿Cuál es el fundamento técnico de cada uno de los reactivos utilizados en la técnica de coloración de Gram?
4. Teniendo en cuenta la clasificación bacteriana por la tinción de Gram, ¿Cuál grupo tiene mayor importancia desde el punto de vista clínico veterinario?



Observaciones:

Durante la práctica se debe tomar las respectivas medidas de seguridad y bioseguridad tanto por los alumnos, administrativos y académicos bajo la supervisión del responsable de laboratorio. La disposición final de las muestras y reactivos será por parte del laboratorio donde se realizó la práctica, y el académico llenara la bitácora correspondiente.



Unidad	Número de la practica
Unidad 7. Mecanismos de control de agentes infecciosos Pruebas de susceptibilidad antimicrobiana	5

Objetivo o competencia de la práctica:

Realizar la prueba de susceptibilidad antimicrobiana en agentes bacterianos como parte de su evaluación y aplicación en el hospedero y ambiente como método de control en el manejo de los agentes infecciosos.

Materiales:

- asas bacteriológicas graduadas
- Pinzas de disección sin dientes de uso clínico
- Compás de calibración, vernier, regla o platilla diseñada para este propósito
- Hisopos estériles
- Papel secante
- Marcador permanente de punto fino

Reactivos:

- Placas de Petri con Agar Muller-Hinton (con un grosor de 4 mm)
- Tubos con tapon de rosca con 3 mL de Caldo Muller-Hinton
- Caja de multidiscos de 12 antibióticos para bacterias Gram positivos
- Caja de multidiscos de 12 antibióticos para bacterias Gram negativos
- Juego de reactivo de MacFarland al 0.5 (El estándar se prepara mezclando 0.5 mL de BaCl₂ 0.048 M (1.175 % peso/volumen de BaCl₂H₂O) con 99.5 mL de H₂SO₄ al 1% v/v (0.36N))

Equipos:

- Mechero Fisher
- Agitador Vortex
- Estufa Bacteriológica a 37 °C (temperatura constante)

Material biológico:

- Cultivo en agar de *Escherichia coli*
- Cultivo en agar de *Staphylococcus* spp.
- Aislamiento obtenido de las muestras obtenidas en las prácticas referentes a la unidad de competencia II: Introducción a la Bacteriología

Equipo de protección personal:

- Bata
- Cubrebocas
- Guantes de nitrilo

Lugar de realización:

- Laboratorio de anatomía, sala de necropsias del CIESA o laboratorio multidisciplinario de prácticas de la FMVZ-UAEM.



Observación: La cantidad de materiales, reactivos y equipos está establecido para 6 mesas de trabajo.

Desarrollo:**Primer Día (Sesión Uno)****Preparación y Acondicionamiento de la Muestra:**

- Tomar con un asa bacteriológica de 4 a 5 colonias aisladas del mismo tipo morfológico e inocular en 4 mL de caldo Mueller-Hinton
- Se incuba a 35 ± 2.0 °C hasta que aparece una turbidez ligera (generalmente 2 a 5 horas)
- La turbidez se ajusta con solución salina estéril o caldo estéril hasta tener una densidad de 0.5 de MacFarland, comparable con un estándar de sulfato de bario [El estándar se prepara mezclando 0.5 mL de BaCl_2 0.048 M (1.175 % peso/volumen de $\text{BaCl}_2 \cdot \text{H}_2\text{O}$) con 99.5 mL de H_2SO_4 al 1% v/v (0.36N)].
- La suspensión ajustada del inóculo no debe permanecer más de 15 a 20 minutos antes de proceder a inocular en la caja de Petrí.

Procedimiento:

1. Para inocular el agar se utiliza un hisopo estéril de algodón, el cual se humedece con la suspensión, se quita el exceso de caldo presionado y girando el hisopo sobre la pared interna del tubo, por arriba del nivel del caldo
2. Se estría el medio en tres direcciones sobre la totalidad de la superficie de agar, para obtener un inóculo uniforme, se efectúa un último barrido del hisopo sobre el reborde de la caja de Petrí y el agar. Cuando el inóculo se haya secado (de 3 a 5 minutos) se procede a colocar los discos.
3. Los discos se toman con pinza estéril y se colocan en la superficie del medio en un tiempo menor de 15 minutos después de haber inoculado la placa, los discos deberán presionarse ligeramente para asegurar un contacto con la superficie
4. Deberá prevenirse una sobreposición de las zonas de inhibición con la distribución adecuada de los discos y con un límite no menor de 15 mm de los bordes de la placa.
5. Después de 15 minutos de haber colocado los discos, invertir la caja de Petrí e incubar a 35 °C. El tiempo de incubación es de 18 a 24 horas.

Segundo Día (Sesión Dos)**Interpretación:**

La medición de los halos de inhibición se hace con compás de calibración, Vernier o regla, por el fondo de la caja la cual se ilumina con luz reflejada. El punto final de todos los sistemas de lectura será hasta la completa inhibición del crecimiento determinada visualmente, ignorando colonias tenues o muy pequeñas que pueden ser observadas con minuciosidad.



Resultados:

Con la información obtenida durante la práctica y la posterior investigación que tendrá que realizar el alumno, entregará un reporte de práctica tal como lo solicite el docente.

Se puede apoyar de la siguiente tabla.

Tabla: clasificación de la susceptibilidad antimicrobiana con base al diámetro de los halos de inhibición en bacterias Gram positivas y Gram negativas.

ANTIBIÓTICO	CONCENTRACIÓN (µg/mL)	DIÁMETRO DEL HALO DE INHIBICIÓN EN mm (***)		
		Resistente (≤)	Intermedio	Susceptible (≥)
AMIKACINA	30	14	15-16	17
AMPICILINA	10			
Enterobacteriaceae		11	12-13	14
<i>Staphylococcus</i> spp.		28		29
<i>Enterococcus</i> spp.		16		17
<i>Streptococcus</i> spp.		21	22-29	30
CARBENICILINA	100			
Enterobacteriaceae		17	18-22	23
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>		13	14-16	17
CEFALOTINA	30	14	15-17	18
CEFOTAXIMA	30	14	15-22	23
CEFTAZIDIMA	30	14	15-17	18
CETRIAXONA	30	13	14-20	21
CEFUROXIMA	30	14	15-17	18
CLORANFENICOL	30	12	13-17	18
DICLOXACILINA	1			
<i>Staphylococcus</i> spp.		10	11-12	13
ENOXACIMA	10			
Enterobacteriaceae		14	15-17	18
ERITROMICINA	15			
<i>Enterococcus</i> spp.		13	14-17	18
GENTAMICINA	10			
Enterobacteriaceae		12	13-14	15
NETILMICINA	30	12	13-14	15
NITROFURANTOINA	300	14	15-16	17
PEFLOXACINA	5	14	15-22	23
PENICILINA	10 UI			
<i>Staphylococcus</i> spp.		28		29
<i>N. gonorrhoeae</i>		19		20
<i>Enterococcus</i> spp.		14		
<i>Streptococcus</i> spp.		19		20
TETRACICLINA	30			
Enterobacteriaceae		14	15-18	19
TRIMETROPRIM-SULFAMETOXAZOL	25	10	11-15	16

(***) : Instructivo de multidiscos Gram positivos, Gram negativos BIO-RAD



Cuestionario:

1. ¿Qué otros medios de cultivo se pueden utilizar para preparar el inóculo?
2. ¿Cómo sabremos que el tubo con el inóculo ya está listo para ser inculado?
3. ¿Qué otros medios de cultivo se pueden utilizar en lugar del agar Mueller-Hinton?

Observaciones:

Los materiales procedentes de esta práctica serán inactivados (esterilizados) en autoclave para su posterior limpieza.

Durante la práctica se debe cumplir con las respectivas medidas de seguridad y bioseguridad tanto por los alumnos, administrativos y académicos bajo la supervisión del responsable de laboratorio. La disposición final de las muestras y reactivos será por parte del laboratorio donde se realizó la práctica, y el académico llenará la bitácora correspondiente.



Unidad 3	Número de la practica
Unidad 3. Introducción a la Micología Inoculación y aislamiento de hongos filamentosos	6 ^a

Objetivo o competencia de la práctica:

Realizará la siembra y el aislamiento de hongos filamentosos a partir de una muestra problema, para destacar las características estructurales de los agentes micóticos, como apoyo en el estudio de las enfermedades en las poblaciones.

Materiales:

- Bulbos de goma
- Marcadores
- Pipetas Pasteur
- Caja de cubreobjetos
- Caja de portaobjetos
- Gradillas metálicas
- Mecheros Fisher
- Asas bacteriológicas rectas
- Asas micológicas
- Paquetes de gasas
- Cajas de Petri estériles
- Papel secante

Reactivos:

- Pizetas con hipoclorito de sodio al 0.5%
- Frascos gotero con Azul de algodón Lactofenol
- Frascos gotero con agua destilada
- Frascos gotero con KOH al 20%
- Tubos con agar de Sabouraud inclinado
- Cajas de Petri con agar PDA

Equipo:

- Microscopios ópticos, binocular de campo claro (con objetivo de 4X, 10X, 40X y 100X)
- Microscopios estereoscópicos
- Estufa microbológica a 20 °C (temperatura constante)
- Refrigerador de 4 a 8 °C

Material biológico:

- Muestra con Moho
- Raspado de piel, uñas, plumas o pelos

Equipo de protección personal:

- Bata
- Cubrebocas
- Guantes de nitrilo

**Lugar de realización:**

- Laboratorio multidisciplinario de prácticas de la FMVZ-UAEM

Observación: La cantidad de materiales, reactivos y equipos está establecido para 6 mesas de trabajo.

Desarrollo:**Muestra húmeda:**

- Colocar sobre un portaobjetos una gota de agua destilada
- Con el asa recta estéril tomar una pequeña cantidad del moho de la muestra y suspenderlo en la gota de agua.
- Añadir una gota de Azul algodón Lactofenol sobre la mezcla
- Cubrir con un cubreobjeto
- Observar al microscopio óptico en seco débil (10X) y seco fuerte (40X)
- Dibujar lo observado en cada caso.

Muestra con KOH:

Para el caso de muestras de raspado de piel, raspado de uñas, pelos o plumas es recomendable el siguiente procedimiento.

- Colocar sobre un portaobjetos, una o dos gotas de KOH al 20%
- Con el asa recta estéril tomar una pequeña cantidad de la muestra y mezclarlo con las gotas de KOH
- Cubrir con el cubreobjetos y pasar la muestra sobre la flama del mechero por unos segundos sin que llegue a la ebullición y dejar enfriar. Este procedimiento se repite 4 o 5 veces.
- Observar al microscopio óptico en seco débil (10X) y seco fuerte (40X)
- Dibujar lo observado en cada caso.

Inoculación en Agar inclinado agar de Sabouraud

- Se utilizará la muestra con moho
- Se esteriliza el asa recta y se enfría
- Se toma una pequeña cantidad de moho
- Se siembra en el tubo por picadura y se realiza el estriado haciendo un zig-zag sobre el agar de Sabouraud inclinado
- Se esteriliza el asa y se deja enfriar.
- Rotular el tubo con fecha, equipo, grupo y muestra
- Incubar a temperatura ambiente por una o dos semanas
- Revisar de manera periódica por lo menos 2 veces por semana hasta observar desarrollo del hongo.

Inoculación en la caja de Petri con PDA

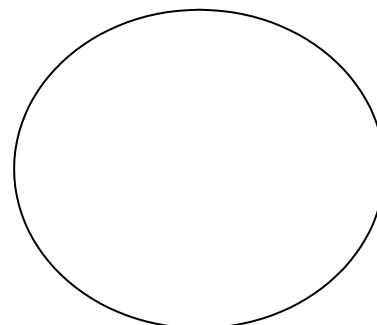
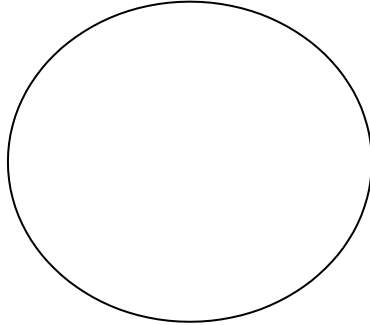
- Se utilizará la muestra con moho
- Se esteriliza el asa recta y se enfría



- Se toma una pequeña cantidad de moho
- Se siembra por picadura 4 veces en el agar formando un cuadro
- Se esteriliza el asa y se deja enfriar.
- Rotular la caja de PDA con fecha, equipo, grupo y muestra
- Incubar a temperatura ambiente por una o dos semanas
- Revisar de manera periódica por lo menos 2 veces por semana hasta observar desarrollo del hongo.

Resultados:

Observaciones al microscopio (dibújelas)



Cuestionario:

- 1.- Cita que estructuras sugieren que pueda ser un hongo filamentosos en una muestra húmeda.
- 2.- ¿En qué otros medios podemos aislar hongos?
- 3.- ¿Cuáles son las estructuras sexuales que caracterizan a un hongo filamentosos?
- 4.- ¿Cuáles son las estructuras asexuales que caracterizan a un hongo filamentosos?

Observaciones:

Las preparaciones húmedas y de KOH se colocarán en un recipiente que contenga hipoclorito de sodio al 1.0% durante una hora como mínimo para después ser lavados los materiales con jabón de manera acostumbrada.

En el caso de los tubos de Sabouraud inclinado y las cajas con cultivo en PDA después de ser utilizados deberán ser esterilizados en autoclave 15 libras, a 121 °C por 20 minutos. Posteriormente los materiales serán lavados de manera convencional.

Durante la práctica se debe cumplir con las medidas de seguridad y bioseguridad tanto por los alumnos, administrativos y académicos bajo la supervisión del responsable de laboratorio. La disposición final de las muestras será por parte del laboratorio donde se realizó la práctica, y el académico llenará la bitácora correspondiente.



Unidad	Número de la practica
Unidad 3. Introducción a la Micología Métodos de cultivo e inoculación de hongos	6b

Objetivo o competencia de la práctica:

Realizar las diferentes técnicas de inoculación para hongos en diferentes medios de cultivo, para destacar las características estructurales macroscópicas y microscópicas de los agentes micóticos, como apoyo en el estudio de las enfermedades en las poblaciones.

Materiales:

Asa bacteriológica

- Asas micológicas
- Agujas de inoculación
- Mecheros Fisher
- Paquete de papel secante

Reactivos:

- Pizeta con hipoclorito de sodio al 0.5%
- Tubos con agar dextrosa Sabouraud inclinado
- Cajas de Petri con agar PDA

Materiales biológicos:

- Cultivos micológicos en agares (pueden ser cultivos mixtos o de hongos que se hayan aislado previamente).

Equipo:

- Estufa microbiológica a 20 °C (temperatura constante)
- Refrigerador de 4 a 8 °C

Equipo de protección personal:

- Bata
- Cubrebocas
- Guantes de nitrilo

Lugar de realización:

- Laboratorio multidisciplinario de prácticas de la FMVZ-UAEM

Observación: La cantidad de materiales, reactivos y equipos está establecido para 6 mesas de trabajo.



Desarrollo:

Medios sólidos en placa

Efectuar diferentes técnicas de siembra y aislamiento microbiano (hongos)

Medios en agar inclinado

Efectuar diferentes técnicas de siembra y resiembra

Medios de cultivo semisólido

Realizar técnicas de resiembra y conservación

Medios de cultivo líquido

Realizar técnicas de inoculación, descarga y conservación,

Después de realizar los procedimientos correspondientes se incubarán los tubos y cajas previamente identificados y serán revisados a las 24 y 48 horas.

Resultados:

Después de la incubación de 24 o 48 horas serán evaluados los procedimientos conforme a los resultados esperados

Cuestionario:

- 1.- Menciona en qué casos se utilizan cada una de las técnicas que desarrollaste e indicar las ventajas y desventajas de cada uno de los cultivos.
- 2.- ¿Describe cuáles son las medidas de seguridad que se deben manejar durante el proceso en este tipo de técnicas?

Observaciones:

Los materiales procedentes de esta práctica serán esterilizados en autoclave para su posterior limpieza.

Durante la práctica se debe cumplir con las respectivas medidas de seguridad y bioseguridad por los alumnos, administrativos y académicos bajo la supervisión del responsable de laboratorio. La disposición final de las muestras será por parte del laboratorio donde se realizó la práctica, y el académico llenará la bitácora correspondiente.



Unidad 4	Número de la práctica
Unidad 4. Introducción a la Parasitología Pruebas directas de flotación y sedimentación	7a

Objetivo o competencia de la práctica:

Reconocer las diferentes estructuras y formas de los parásitos (fase de huevecillos) mediante la realización de las pruebas de flotación y sedimentación; como parte de un proceso establecido para apoyar el estudio de las enfermedades en las poblaciones.

Materiales:

- Muestras de heces previamente tomadas
- Vasos de plástico
- Coladeras de malla fina
- Cucharas de plástico
- Cubreobjetos
- Portaobjetos
- Tubos de ensaye
- Gradillas metálicas
- Pipetas Pasteur
- Cajas de Petri no estéril

Reactivos:

- Pizetas de Solución de NaCl con densidad de 1:15 a 1:20
- Detergente comercial (polvo)
- Frascos gotero con solución de Yodo al 2%

Equipo

- Microscopios estereoscópicos
- Microscopios ópticos, binocular de campo claro (con objetivo de 4X, 10X, 40X y 100X)
- Centrifugas clínicas

Equipo de protección personal:

- Bata
- Cubrebocas
- Guantes de nitrilo

Lugar de realización:

- Laboratorio multidisciplinario de prácticas de la FMVZ-UAEM

Observación: La cantidad de materiales, reactivos y equipos está establecido para 6 mesas de trabajo.



Desarrollo:

Técnica de flotación:

1. De la muestra recolectada anteriormente se separan 5 gramos, colocándolos en un vaso de plástico
2. Se agrega 100 mL de agua destilada en el vaso con las heces, y mezclarlos hasta obtener una completa disolución de la muestra.
3. En otro vaso se coloca una coladera y se hará pasar la muestra disuelta sin ejercer presión o forzar su paso.
4. De lo obtenido por tamizado se llenan dos tubos de ensaye, llenándolos hasta $\frac{3}{4}$ parte de cada tubo
5. Se colocan en la centrifuga y se centrifugan a 2500 rpm por 3 minutos.
6. Después de la centrifugación se decanta el sobrenadante y el pellet se resuspende con solución saturada de NaCl; llenando nuevamente los tubos a $\frac{3}{4}$ partes de cada tubo
7. Se colocan nuevamente a la centrifuga y se centrifuga a 2500 rpm por 3 minutos.
8. Después de la centrifugación se obtienen dos o tres gotas de la parte superior del sobrenadante con una pipeta Pasteur, y se colocan en un portaobjetos
9. Se le coloca un cubreobjetos en la gota, cuidando de no formar burbujas
10. Se observa al microscopio ópticos, con los objetivos de 10X y 20X en busca de formas parasitarias (Huevecillos o larvas)

Técnica de sedimentación:

1. A partir del vaso con el contenido tamizado de la prueba de flotación; se llena hasta dejar un centímetro del borde del vaso con agua limpia.
2. Dejar reposar de cinco a diez minutos, decantar el sobrenadante hasta casi empezar a eliminar el sedimento
3. Resuspender el sedimento nuevamente con agua limpia llenando hasta dejar un centímetro del borde del vaso
4. Repetir los pasos 2 y 3 cinco veces o hasta que el sobrenadante tenga una transparencia aceptable y no exista material fibroso en el sedimento.
5. Decantar el sobrenadante, el sedimento se coloca en la caja petri, se agrega tres gotas de la solución de yodo, para posteriormente buscar formas parasitarias con ayuda del microscopio estereoscópico

Resultados:

Con la información obtenida durante la práctica (dibujos o fotos) y la posterior investigación que tendrá que realizar, entregará un reporte de práctica tal como lo solicite el docente.

Cuestionario:

1. ¿Qué solución se utiliza para realizar la técnica de flotación?
2. Escriba el principio de la técnica o método de sedimentación:



Observaciones:

Durante la práctica se debe cumplir con las respectivas medidas de seguridad y bioseguridad tanto por los alumnos, administrativos y académicos bajo la supervisión del responsable de laboratorio. La disposición final de las muestras y reactivos será por parte del laboratorio donde se realizó la práctica, y el académico llenará la bitácora correspondiente.



Unidad	Número de la practica
Unidad 5. Introducción a la Virología Detección de partículas virales y sus efectos en cultivos celulares y embrión de pollo	8

Objetivo o competencia de la práctica:

Reconocerá a parte de videos interactivos, los diferentes métodos de aislamiento e identificación viral para la detección de partículas virales, sus efectos en cultivos celulares y en embrión de pollo; que les permita analizar el proceso de interacción con el hospedero y el ambiente para apoyar el estudio de las enfermedades en las poblaciones.

Materiales:

- NO APLICA

Reactivos:

- NO APLICA

Equipo:

- Equipo audiovisual (Cañón, computadora y bocinas)

Equipo de protección personal:

- NO APLICA

Lugar de realización:

- Salón de clases de la FMVZ-UAEM asignado

Desarrollo:

Debido a los avances en el país, en la erradicación de ciertos agentes virales, las medidas para el control y erradicación han establecido que solo los laboratorios de referencia nacionales (CENASA y CPA) puedan realizar el aislamiento e identificación de los principales virus que afectan la población animal. Por lo que se presentaran diversos videos sobre los diferentes métodos de aislamiento e identificación de los virus.

Resultados:

Los alumnos analizaran la información proporcionada y realizara un reporte que le permita reconocer las características estructurales y funcionales de los virus y su interacción con el método de diagnóstico empleado para su detección.

Cuestionario:

- 1.- Identifique cuales son las características morfológicas de los virus esenciales para los diferentes métodos de diagnóstico que existen.
- 2.- Qué es un mecanismo fisiopatogénico y su importancia en los métodos de detección de los virus.
- 3.- Describa brevemente los métodos de aislamiento e identificación de los virus directos e indirectos.



4.- Enliste al menos 10 virus de importancia para el país y su respectivo método de diagnóstico.

Observaciones:

Como es una práctica audiovisual no se emplearán animales de laboratorio, ni se generarán residuos biológicos y/o químicos peligrosos que deban de tener una disposición final.



Unidad	Número de la practica
Unidad 6. Introducción a los Priones Evaluación del cuadro clínico (Vídeos de la FAO)	9

Objetivo o competencia de la práctica:

Reconocerá y evaluará las diferentes fases de cuadro clínico de la encefalopatía espongiforme bovina, mediante la presentación de material audiovisual proporcionado por la FAO; que les permita analizar el proceso de interacción con el hospedero y el ambiente para apoyar en el estudio de las enfermedades en las poblaciones.

Materiales:

- NO APLICA

Reactivos:

- NO APLICA

Equipo:

- Equipo audiovisual (Cañón, computadora y bocinas)

Equipo de protección personal:

- NO APLICA

Lugar de realización:

Salón de clases de la FMVZ-UAEM asignado

Desarrollo:

1. Se presentarán los videos sobre la evaluación clínica de la encefalopatía espongiforme bovina

Resultados:

Analizaran la información proporcionada y realizara un reporte que le permita reconocer las características estructurales y funcionales de los priones y su interacción con el método de diagnóstico empleado para su detección.

Cuestionario:

- 1.- Identifique cuales son las características biológicas de los priones esenciales para los diferentes métodos de diagnóstico.
- 2.- Describa los mecanismos de patogénesis de los priones en los animales.
- 3.- Describa las diferencias de entre las enfermedades priónicas infecciosas y las hereditarias.

Observaciones:

Como es una práctica audiovisual no se emplearán animales de laboratorio, ni se generarán residuos biológicos y/o químicos peligrosos que deban de tener una disposición final.



Bibliografía:

Básico:

- Bibek R. Arun B. 2010. Fundamentos de Microbiología de los Alimentos. McGraw-Hill Interamericana, México. ISBN: 9786071503398. (QR115.R3918 2010)
- Bowman D. D. 2011. Georgis' Parasitología para veterinarios. (9ª ed). España. Elsevier. ISBN: 9788480867054 (SF810 A3 B74 2011).
- Coico R. y Sinshine G. 2009. Immunology. (6ª ed). Canadá. Wiley-Blackwell. ISBN: 9780470081587 (QR181.B395 2009)
- Gerard J. T. Berdell R. Funke, C. L. C. 2016. Microbiology: an introduction. 12th. Edition. U.S.A. Pearson College Division. ISBN: 9780133905571. (QR41.2. T67 2016)
- MacLachlan N. J. y Dubovi E. J. 2011. Fenner's Veterinary Virology. (4ª ed). USA. Academic Press - Elsevier. ISBN: 9780123751584. (SF780.4. F46 2011)
- Mahy, B. W. J. y Regenmortel, M. H. V. V. 2010. Desk Enciclopedia of Animal and Bacterial Virology. (1ª ed). USA. Academic Press- Elsevier. ISBN: 9780123751447 (QR 358. D475 2010).
- Markey B. K. Leonard F. C. Archambault M. Cullinane A. Maguire D. 2013. Clinical Veterinary Microbiology. 2da Edition. Canada. ELSEVIER. ISBN: 9780723432371. (SF780.2 .C55 2013)
- Michael T. Madigan. 2009. Brock Biología de los Microorganismos. Pearson Educación. Madrid. ISBN: 9788478290970. (QR41.2. B753 2009)
- Molina L. J. Manjarrez Z. M. E. 2010. Microbiología: Bacteriología y Virología. Méndez Editores, México. ISBN: 9786077659112. (QR46.M653 2010)
- Prescott L. M. Harley J. P. Klein D. A. 2014. Prescott's Microbiology. Ninth Edition. Nueva York. McGraw-Hill. ISBN: 84-486-0525-X. (QR41.2. P74 2014)
- Quinn P. J. Markey B. K. Leonard F. C. FitzPatrick E. S. Fanning S. Hartigan P. J. 2016. Veterinary Microbiology and Microbial Disease. 2da Edition. Iowa, USA. WILEY-BLACKWELL. ISBN: 9781405158237. (SF780.2. V48 2016)
- Scott. D. Kennedy M. Chengappa M. 2013. Veterinary Microbiology. 3er Edition. Manhattan, KS. WILEY-BLACKWELL. ISBN: 9780470959497. (SF780.2. V48 2013)
- Songer J. G. y Post K. W. 2005. Veterinary Microbiology (Bacterial and fungal Agents of Animal Disease). (1ª ed). USA. Elsevier Saunders. ISBN: 0721687172. (SF780.2 .S66 2005)
- Stanchi N. O. Martino P. E. 2007. Microbiología Veterinaria. Inter-Médica. Buenos Aires. ISBN: 9789505553211. (SF780.2 M53 2007)
- Tizard, I. R. 2013. Inmunología Veterinaria. (9ª ed). España. Saunders, Elsevier. ISBN: 9781455703623. (SF757.2. T58 2013)
- Wagner E. K. Hewlett M. J. Bloom D. C. y Camerini D. 2008. Basic Virology. (3ª ed). USA Blackwell Publishing. ISBN: 9781405147156 1405147156. (QR 360.W25)



2008).

Wilson B.A., Winkler M.E., Brian T. Ho. (2011). Bacterial Pathogenesis: a Molecular Approach. 3er. Edition. Washington, DC. ISBN: 9781555814182. (QR201.B34 S24 2011)

Zajac M. A. Conboy A. G. 2006. Veterinary Clinical Parasitology. (7^a ed). USA. Black Well Publishing. ISBN: 9780813817347. (SF810. A3 S56 2006)

Complementario:

Ballweber R. L. 2001. Veterinary parasitology. (1^a ed). USA. Butterworth Heinemann. ISBN: 0-7506-7261-7. (SF810 A3 B35)

Brogden K. A. 2000. Virulence Mechanisms of Bacterial Pathogens. (4^a ed). USA. Asm Press. Washington. ISBN: 1-55581-174-4. (QR175 V57 2000)

Hirsh D. C, Maclachlan J. Walker L. J. 2004. Veterinary Microbiology. (1^a ed). USA. Blackwell Science, Malten, Mass. ISBN: 9780813803791. (SF 780.2. V48 2004)

Knipe D. M. y Howley P. M. N. 2001. Fundamental Virology. (4^a ed). USA. Lippincott Williams and Wilkins. (QR 360.F847 2001)

Prescott L. M. et al. 2008. Microbiología. 7^a. España. Mc Graw-Hill. ISBN: 84-486-0261-7. (QR41.2 P74)

Thomas J. Kindt R. A. Goldsby B. A. 2007. Inmunología de kuby. (6ta ed). México. McGRAW-Hill. ISBN: 9789701064542. (QR181 .G62618 2007)

Samuel M. W. Pybus J. M. Kocan A. A. 2001. Parasitic diseases of wild mammals. (2^a ed). Canadá. University Press/Ames. ISBN:0-8138-2978-X. (SF996.4 P37 2001).

Urquhart G. M. Armour J. Duncan J. L. Dunn A. M. Jennings F. W. 2001. Parasitología veterinaria. España. Acribia. ISBN: 84-200-0955-5. (SF810 A3 P37).