



**UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO  
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**MANUAL DE PRÁCTICAS DE LA UNIDAD DE ÁREA INTEGRADORA:  
PRODUCCIÓN ANIMAL I. PRODUCCIÓN AVÍCOLA  
(VII SEMESTRE AGOSTO 2019 – FEBRERO 2020)**

**ELABORACIÓN:**

**MC. ARACELI FLORES ESPARZA  
DR. JOSÉ ARCE MENOCA  
DR. AURELIANO JUAREZ CARATACHEA  
DR. MAURICIO PEREA PEÑA  
MC. FERNANDO OCHOA AMBRIZ**

Morelia, Michoacán., Agosto de 2019.

## DIRECTORIO

MC. JORGE ARTURO ARANA SANDOVAL  
Director de la FMVZ

MC. CARLOS RAFAEL REYES RAMÍREZ  
Subdirector de la FMVZ

MVZ ESP. NORMA AVILÉS TORRES  
Secretario Académico de la FMVZ

DR. RENÉ BELLO ORBE  
Secretario Administrativo de la FMVZ

DR. JAVIER OVIEDO BOYSO  
Secretario técnico de la FMVZ

Dr. Daniel Val Arreola  
Jefe de la División de Estudios de Posgrado  
de la FMVZ

## ÍNDICE

	Página
<b>1. Encuadre del sistema de prácticas</b> .....	4
1.1. Introducción.....	4
<b>2. Ubicación de las prácticas dentro del mapa curricular</b> .....	5
1.3. Niveles de desempeño .....	5
<b>2. Mapa del sistema de prácticas</b> .....	6
2.1. Prácticas generales de seguridad.....	6
2.3. Medidas y prácticas generales de seguridad. ....	6
2.4. Prácticas generales de seguridad.....	7
2.5. Vestimenta de seguridad.....	8
2.6. Precauciones generales.....	8
2.7. Normas de seguridad relacionadas con el trabajo.....	8
2.8. Grupos de Riesgo (I a IV).....	9
2.9. Detección de riesgos.....	9
<b>2. Contenido de cada práctica en particular.</b> ....	13
Practica 1. Necropsia en aves.....	13
Practica 2. Extracción y evaluación de semen de gallo. ....	26

## **1. Encuadre del sistema de prácticas**

### **1.1. Introducción**

La avicultura en México es un sector importante dentro de la ganadería, se ha expandido en forma trascendental para cubrir mayoritariamente el mercado nacional, adoptando tecnología de punta que le permite obtener elevados índices productivos. La producción de huevo de gallina y carne de pollo en México es comparable a la de las naciones más desarrolladas y de hecho nos ubica dentro de los países con mayor producción a nivel mundial.

La avicultura tanto para productores de huevo como carne de pollo en México, tiene un importante potencial de desarrollo, tanto para ampliar su oferta al mercado interno con la incorporación de productos novedosos, como para incursionar en el mercado del exterior.

El área avícola requiere de profesionistas capacitados que conozcan de las teorías y las prácticas para satisfacer las necesidades que demanda este rubro.

Para apoyar en tal propósito la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UMSNH. Se a ha dado a la tarea de generar estrategias como es el diseño de este manual, para que se utilice como guía, en la programación y realización de las prácticas en campo, por docentes, alumnos y alumnas del séptimo semestre, que cursan la UAI de Producción Animal I, Producción Avícola. El aprendizaje del estudiante es más conceptualizado cuando se logra aterrizar lo que aprendió en las aulas a la práctica, es aquí en donde se genera la experiencia necesaria para desenvolverse en el medio laboral, al que como profesionista deberá de enfrentarse.

En el presente manual de prácticas se encuentran detalladamente las consideraciones que se deben tener en las visitas a las granjas avícolas y la técnica de necropsias que se utiliza como una herramienta de diagnóstico preventivo y oportuno.

## **2. Ubicación de las prácticas dentro del mapa curricular**

La UAI de Producción Animal I. Producción Avícola, se encuentra inserta dentro del plan vigente en la Universidad Michoacana en el séptimo semestre de la carrera de médico veterinario zootecnista.

### **2.1. Niveles de desempeño**

Datos generales de las prácticas de necropsias y diagnóstico de las mismas, colección y análisis de semen de gallo, además de actividades durante la visita a granjas.

- a) Propósito: Es que el estudiante conozca los diferentes tipos de explotación avícola, y adquiera conocimientos de manejo, nutrición, diagnóstico de enfermedades etc., que le permitan saber hacer quehaceres en el ámbito avícola.
- b) Nivel de competencia: Se propone el nivel tres donde el estudiante fortalezca los conocimientos de manejo, diagnóstico, nutrición, de las aves. También le permita posesionarse del conocimiento sobre la normatividad oficial mexicana que regula la producción avícola.
- c) Tiempo de revisión del manual: cada dos años. Una vez aprobado
- d) Justificación: Es acertado revisar la currícula del manual de prácticas para hacer los ajustes de mejora en el aspecto de calidad.
- e) Fecha de aprobación.
- f) Fecha de publicación:

### 3. Mapa del sistema de prácticas

Tema	Prácticas programadas	Ámbito de desarrollo	Duración (hrs) y semana del semestre en que se realizará
Morfofisiología	Necropsia Sistema digestivo, respiratorio y reproductor	Área de morfológicas de la FMVZ	3 horas de la semana 10

Tema	Práctica Programada	Ámbito de desarrollo	Duración (hrs) y semana del semestre en que se realizara
Aves Reproductoras	Colección y evaluación de semen de gallo	Área de reproducción de FMVZ	3 horas de la semana 11

### 4. Prácticas generales de seguridad.

4.1. Reglamentos y procedimientos generales.

4.2. Medidas y prácticas generales de seguridad para la realización de las prácticas

- Durante la programación de las practicas se deberá conocer el tipo de actividad a realizar, si es visita de granja y es fuera de la ciudad de Morelia, se cumplirá con los requisitos de llenar los formatos para obtener el oficio de comisión que por seguridad deberá ser otorgado por la dirección de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UMSNH.
- Se realizara la reservación oportuna del medio de transporte, ya sea el autobús de la facultad o servicio privado.
- Solicitar la anuencia del encargado o responsable de la granja a visitar para que se faciliten las políticas y reglamentos de la explotación.
- Que los docentes y alumnos, así también como las alumnas conozcan las políticas y reglamentos de la explotación así como las normas oficiales mexicanas de competencia.

- Durante el trayecto, de ida y vuelta así como durante la estancia en granja, el comportamiento de los docentes y estudiantes deberá de ser supervisada por Coordinador de la UAI para que se realice con la misma seriedad y respeto que se predica en las aulas.
- Todo el alumno sin distinción de género que deba ingresar a los sistemas de producción donde se desarrollen tareas que impliquen el manejo de animales debe estar asesorado y supervisado.
- El Coordinador de la UAI junto con el encargado o encargada de la explotación o departamento son responsables de la capacitación de los alumnos y alumnas o bien por medio de un profesional debidamente formado, y debe existir registro escrito, detallado y firmado de que esta capacitación ha sido proporcionada y recibida.
- Forma parte de la capacitación la lectura y comprensión de estas normas, como así también su aceptación y compromiso de cumplimiento expresado por escrito.
- Para la práctica de necropsia, se deberá hacer la programación con el encargado del el área de morfológicas. También se solicitara señale el equipo de seguridad, vestimenta y material indispensables para la práctica. Para esta práctica el estudiante debe conocer la Norma NOM-033-ZOO-1995, Sacrificio humanitario de los animales domésticos y silvestres y **NOM-087-ECOL-1995**, que establece los requisitos para la separación, envasado, almacenamiento, recolección, transporte, tratamiento y disposición final de los residuos peligrosos biológico-infecciosos que se generan en establecimientos que presten atención médica.

#### 4.3. Prácticas generales de seguridad

- Queda prohibido ingresar a la explotación cuando no se cumplan con las medidas de bioseguridad o se ponga en riesgo la sanidad de las aves.
- Estará prohibido comer, beber, fumar y aplicarse cosméticos en el área de trabajo.

- Cuando se utilicen guantes, estos deberán descartarse si resultan rotos por contacto con algún objeto.
- Se identificarán los recipientes de descarte que se localicen en el lugar de trabajo.
- Las manos deberán lavarse luego de trabajar con material viable, luego de sacarse los guantes y antes de salir del área de morfológicas.

#### 4.4. Vestimenta de seguridad

- Se debe acatar las indicaciones de bioseguridad otorgadas por el responsable de la explotación avícola. En las granjas que cuentan con un sistema de bioseguridad, todo el personal que entre debe desinfectarse después pasar al baño donde dejara su ropa de calle en el área sucia, ducharse y vestirse con ropa y zapatos que se proporcione en la explotación.
- A la salida de la explotación se realiza el acto contrario se deja la ropa de granja en el área dispuesta para esta, se realiza la ducha y se viste con la ropa de calle.
- En la práctica a realizarse en el área de morfológicas se empleara el equipo de seguridad indicado por el responsable. Normalmente suele ser bata, cubre boca, guantes, cofia y cubre calzado.
- Si se trabaja con agentes del grupo 2, en aquellas situaciones en las que puedan producirse derrames, salpicaduras o aerosoles deben usarse guantes, anteojos y cubre bocas.

#### 4.5. Precauciones generales

Normas de seguridad relacionada con el trabajo:

1. No manipular las aves si no han sido autorizados por el encargado.
2. Usar ropa y calzado según las indicaciones del encargado de la explotación.
3. Informar inmediatamente sobre un mal uso de este beneficio.
4. Mantener el orden en el área de trabajo.
5. No fumar, beber o comer en áreas de animales.



6. Mantener las manos limpias.
7. Los materiales rotos deberán ser recogidos con escobilla y para y colocados en lugares apropiados.

#### 4.6. Grupos de Riesgo (I a IV)

GRUPO I	Microorganismos que no causan enfermedad al hombre o animales.
GRUPO II	Patógenos que pueden causar enfermedad al hombre o animales sin serio riesgo para técnicos, comunidad o medio ambiente.
GRUPO III	Patógenos que usualmente producen enfermedad al hombre o animales y puede ser transmitido rápidamente. Riesgo elevado para individuos y limitado para la comunidad, existen medidas de tratamiento y/o prevención.
GRUPO IV	Patógenos que usualmente producen enfermedad al hombre o animales y pueden ser transmitidos rápidamente. Riesgo elevado para individuos y la comunidad, no existe tratamiento o prevención.

#### 4.7. Detección de riesgos

Toda persona que entra en contacto con residuos peligrosos biológico-infecciosos está expuesta a algún tipo de accidente. Para minimizar los riesgos se debe conocer el peligro asociado a dichas actividades y las vías de infección.

Tipo de peligro	Como evitarlo	Como proceder en caso de accidente
Contaminación de heridas con material biológico	No manipular ningún tipo de material biológico si se tiene algún tipo de daño tisular como por eje. una herida	Lavar el área con agua limpia y jabón neutro además de aplicar algún desinfectante tópico, como yodo, isodine, o cualquiera para este fin.
Herida por manejo de material punzocortante.	Manejar los punzocortantes de manera responsable y descartarse en recipientes especiales a tal fin	Dar aviso al encargado de la práctica para que se proceda según la gravedad del caso. Y aplique los primeros auxilios.

de cortarse un dedo por no ajustar bien los guantes	Ajustar los guantes sobre los dedos antes de iniciar la incisión. Para reducir el peligro de accidentes, deberán utilizarse tijeras romas	Lavar el área con agua limpia y jabón neutro además de aplicar algún desinfectante tópico, como yodo, isodine, o cualquiera para este fin.
Descarga eléctrica	No intentar manipular equipo eléctrico en las instalaciones	Aviso de inmediato para que interrumpa el suministro de luz y de se brinde los primeros auxilios

Cuadro de disposición de desechos:

TIPO DE RESIDUOS	ESTADO FISICO	ENVASADO	COLOR
4.1 Sangre	Sólidos	Bolsa de plástico	Rojo
4.2 Cultivos y cepas almacenadas de agentes infecciosos			
4.4 Residuos no anatómicos derivados de la atención a pacientes y los laboratorios	Líquidos	Recipientes herméticos	Rojo
4.3 Patológicos	Sólidos	Bolsa de plástico	Amarillo
	Líquidos	Recipientes Herméticos	Amarillo
4.5 Objetos punzocortantes usados y sin usar	Sólidos	Recipientes rígidos	Rojo

- (Norma oficial mexicana **NOM-087-ECOL-1995**, que establece los requisitos para la separación, envasado, almacenamiento, recolección, transporte, tratamiento y disposición final de los residuos peligrosos biológico-infecciosos que se generan en establecimientos que presten atención médica.)

Clasificación de los residuos peligrosos biológico-infecciosos

a. Sangre

-Los productos derivados de la sangre incluyendo, plasma, suero y paquete globular.

- Los materiales con sangre o sus derivados, aun cuando se hayan secado, así como los recipientes que los contienen o contuvieron
- b. Cultivo y cepas almacenadas de agentes infecciosos
- Los cultivos generados en los procedimientos de diagnóstico e investigación, así como los generados en la producción de agentes biológicos.
  - Los instrumentos y aparatos para transferir, inocular y mezclar cultivos.
- c. Los patológicos
- Los tejidos, órganos, partes y fluidos corporales que se remueven durante las necropsias, la cirugía o algún otro tipo de intervención quirúrgica.
  - Las muestras biológicas para análisis químico, microbiológico, citológico o histológico.
  - Los cadáveres de pequeñas especies animales provenientes de clínicas veterinarias, centros antirrábicos o los utilizados en los centros de investigación.
- d. Los residuos no anatómicos derivados de la atención a pacientes y de los laboratorios
- El equipo, material y objetos utilizados durante la atención a humanos o animales.
  - Los equipos y dispositivos desechables utilizados para la exploración y toma de muestras biológicas.
- e. Los objetos punzocortantes usados o sin usar
- Los que han estado en contacto con humanos o animales o sus muestras biológicas durante el diagnóstico y tratamiento, incluyendo navajas, lancetas, jeringas, pipetas Pasteur, agujas hipodérmicas, de acupuntura y para tatuaje,

bisturíes, cajas de Petri, cristalería entera o rota, porta y cubre objetos, tubos de ensayo y similares.

**PRÁCTICA 1. DE NECROPSIAS EN AVES  
PRODUCCIÓN ANIMAL I. PRODUCCIÓN AVÍCOLA.**

ELABORACIÓN:

**MVZ. ALEJANDRO LOPEZ BONILLA**

**MC. ARACELI FLORES ESPARZA**

**DR. AURELIANO JUAREZ CARATACHEA**

**DR. JOSÉ ARCE MENOCA**

Morelia, Michoacán., Agosto de 2019.

**Número de alumnos por unidad de práctica: 30**

## I. Introducción

La necropsia es una de las herramientas empleadas en el diagnóstico oportuno de las enfermedades de aves en explotación. Por lo que es muy importante la capacitación de los futuros médicos veterinarios para que cumplan con estricto apego a la normatividad y bienestar animal recomendado.

**II. Propósito específico:** que el estudiante conozca el proceso detallado de los distintos tipos de eutanasia en aves, así como la manera adecuada de realizar la inspección y exploración de los órganos, con el propósito de que le permita determinar lesiones y daños en los mismos.

## III. PROCEDIMIENTOS

### INSPECCIÓN CLÍNICA

- 1.- Comportamiento.
- 2.- Examen del estado de carnes, plumaje, piel, crestas y barbillas.
- 3.- Examen de la cabeza, del pico y de los ojos.
- 4.- Palpación del abdomen e inspección de la cloaca.
- 5.- Inspección de las extremidades y del esqueleto.

#### 1.- Comportamiento

La inspección clínica debe iniciar con la **observación a distancia** para determinar su actitud general y, así, detectar cualquier indicio de condiciones tales como **parálisis, incoordinación, debilidad de las patas o claudicación, signos respiratorios, ceguera y depresión**, entre otras.

#### 2.- Examen del estado de carnes, plumaje, piel, crestas y barbillas

- a) **Estado de carnes.**- Se palpa la región esternal para determinar el estado de carnes y se estima el peso.
- b) **Pluma y piel.**
  - 1.-Presencia de ectoparásitos
  - 2.- Cambios coloración en piel, tumores, abscesos e indicios de canibalismo.
  - 3.- En cabeza lesiones de canibalismo y parásitos (Echinofaga gallinácea)
  - 4.- En lomo problemas de mal emplume, dermatitis escamosa, canibalismo de pluma y piel.
  - 5.- Debajo de alas es frecuente encontrar ácaros o piojos y grado de pigmentación de pollos de engorda.
  - 6.- Cloaca, alrededor podemos encontrar parásitos y huellas de diarrea.
- c) **Cresta.**- Si es grande pero a perdido turgencia y esta oscura, se sospecha de un estado febril. Si es pequeña, enjuta y pálida se sospecha de un problema crónico.

#### 3.- Examen de la cabeza, pico y ojos.

##### a) Cabeza.

- 1.- Forma de la cabeza para detectar cambios como:

- Abultamiento de la cara por acumulación de exudado en los senos infraorbitarios (Paragallinárum y cólera).
- Edema del espacio intermaxilar (Enfermedad de Newcastle vicerotrópico).
- Inflamación de la cabeza (E. coli o irritación por medicamentos o vacunas oleosas).

#### **b) Orificios nasales.**

1.- Se presiona su pared superior, para determinar el tipo de secreción.

- Exudado nasal cristalino, sin mal olor (bronquitis infecciosa).
- Exudado gris lechoso y de mal olor (coriza infecciosa).

#### **c) Pico.**

1.- Se abre ejerciendo tracción a la cresta y barbillas para exponer la cavidad oral y se observa:

- Integridad de la lengua.
- Aspecto de la mucosa.
- Aspecto de la fisura palatina.

2.- Para inspeccionar tráquea se hace presión con la mano que sujeta las barbillas, se eleva la parte superior de la faringe y la parte inicial de la tráquea. Se puede observar:

- exudados.
- Sangre.
- Parásitos (S. trachea).

#### **d) Ojos.**

- Exudado en el saco conjuntival (aspergilosis).
- Párpados (hemorrágicos en laringotraqueitis), (pústulas en viruela).
- Transparencia e integridad de la córnea ( E. de Newcastle).
- Forma y color del iris (Marek).
- Exudado en cámara anterior del ojo (tifoidea y aspergilosis).
- Opacidad del cristalino (Encefalomiелitis aviar).

### **4.- Palpación del abdomen e inspección de la cloaca.**

#### **a) Palpación del abdomen.**

- Detección de líquido ascítico (Síndrome ascítico).
- Huevos retenidos (Bronquitis infecciosa).
- Postura abdominal o masas tumorales (Marek y leucosis linfoide).

#### **b) Cloaca.**

- Diarrea (Tifoidea)
- Traumatismos (Canibalismo).

### **5.- Inspección de las extremidades y del esqueleto.**

#### **a) Extremidades.**

1.- Observar la forma de muslos, tarsos, dedos, uñas y cojinetes plantares.

2.- Revisar y palpar articulaciones, tendones y vainas tendinosas a fin de detectar aumento o disminuciones de volumen y presencia de exudados (Raquitismo, condrodistrofia tibial, artritis viral, artritis bacteriana, etc...).

3.- Palpar las regiones cervical, torácica y pélvica (Fracturas o anomalías en los huesos).

#### **b) Reflejos motores.**

1.- reflejo pedal: Se levanta al ave por la base de las alas con una mano, se pone el dedo índice por debajo de las patas; las aves sanas tratarán de sujetar el dedo, las enfermas no.

- 2.- Reflejo aquiliano: Se levanta al ave, sujetándola por la base de las alas con una mano, se golpea suavemente por la parte superior y posterior de la articulación tibiotarsiana. En condiciones normales, el ave responde flexionando la extremidad.
- 3.- Coordinación: Se sujeta al ave por las plumas rectrices (de la cola), permitiéndole apenas tocar la superficie del piso. Una ave sana mueve las patas en forma coordinada (intenta correr).

## MÉTODOS DE EUTANASIA

Eutanasia.- Acto de producir la muerte sin dolor.

Una técnica de eutanasia efectiva deberá cumplir los siguientes aspectos:

- a) Que produzca una muerte rápida con el mínimo de dolor.
- b) Que sea segura para el operario.
- c) Que sea barata.
- d) Que no produzca cambios que interfieran el diagnóstico.

## MÉTODOS

- 1.- Desnucamiento manual. (**Produce cambios morfológicos en la región cervical**)
  - a) Desnucamiento con fijación de las alas.
  - b) Desnucamiento con fijación de las patas.
- 2.- Desnucamiento con pinzas Burdizzo. (**Cambios morfológicos en la región cervical**)
- 3.- Desnucamiento con tijeras. (**Produce cambios morfológicos en la región cervical**)
- 4.- Decapitación. (**Pollitos menores a 2 semanas, ventaja cerebro histopatología**)
  - a) Decapitación con tijeras.
  - a) Decapitación por presión sobre el filo de una mesa.
- 5.- Electrocutación. (**Produce congestión de órganos y es riesgosa**)
- 6.- Émbolo gaseoso. (**Produce congestión de órganos y contaminación bacteriana**)
- 7.- Inyección de sustancias. (**Produce congestión de órganos**)
  - Pentotal sódico.
  - Pentobarbital.
  - Hidrato de cloral.
  - Sulfato de magnesio
- 8.- Inhalación de sustancias. (**Produce congestión de órganos y puede ser riesgosa**)
  - Bióxido de carbono.
  - Cloroformo. (**Tóxico y flamable**)
  - Éter. (**Tóxico y flamable**)



## TÉCNICA DE LA NECROPSIA

Para obtener un buen diagnóstico, es necesario que la necropsia se realice siempre en forma sistemática y completa para detectar las lesiones en órganos y tejidos.

### Preparación del ave.

Una vez sacrificada el ave, de ser posible, se recomienda sumergirla en agua con detergente, evitando que la cabeza quede bajo el agua para que no entre a las vías respiratorias y digestivas, para después colocar el ave sobre la mesa en decúbito dorsal, con el cuello estirado y las patas hacia el prosector, y se procede en el siguiente orden:

1. Se realizan 2 incisiones primarias, en los pliegues cutáneos, entre las piernas y el abdomen, que involucren piel y tejido subcutáneo.
2. Sujetar firmemente las dos piernas, y con fuerza desarticular la articulación coxofemoral; para revisarla con el fin de detectar alteraciones por necrosis en la cabeza del fémur.
3. El tercer corte se hace horizontalmente, posterior a la quilla, sobre la franja de piel remanente entre las dos incisiones anteriores.
4. De la anterior incisión se ejerce tracción de la piel, hacia caudal para descubrir la parte posterior del abdomen y hacia craneal para descubrir la parte anterior del abdomen y la pechuga.
5. La incisión de la piel se continúa en dirección craneal por el lado izquierdo del cuello (para evitar lesionar el buche) hasta antes del pico, en este momento se revisa:
  - El timo, se retira. (Son 14 lóbulos localizados en dos cadenas laterales paralelas).
  - El nervio vago. (Localizado en ambos lados junto a las carótidas y venas yugulares).
  - La tiroides. (Está en contacto con los últimos lóbulos tímicos, a nivel de la división de las carótidas).
6. Se efectúa incisión en forma de ojal en la pared abdominal inmediata posterior al esternón; de él se continúa el corte hasta el proceso posterolateral del esternón y las costillas. En este momento, se levanta con cuidado la quilla y se observan los sacos aéreos
7. Para desprender la pechuga se continúa la incisión con tijeras o costotomo, cortando las costillas, los procesos posterolaterales del esternón, los coracoides y las clavículas, y se retira la pechuga.

Cuando exista particular interés por observar los sacos aéreos o en coleccionar muestras de los mismos, se puede optar por un corte longitudinal, ligeramente por un lado de la quilla, que va de la punta a la entrada del tórax.

8. La incisión abdominal se continúa con dos cortes divergentes hacia caudal, y así, se termina de exponer las cavidades.

Para la inspección de cualquier órgano o tejido, con independencia de las lesiones que pudieran encontrarse, es recomendable tener en cuenta:

- Relación con otros órganos.
- Tamaño
- Forma.
- Color.
- Consistencia.
- Superficie de corte.

## INSPECCIÓN Y EXTRACCIÓN DE SISTEMAS

### Sistema respiratorio

9. Sacos aéreos.- Inflamación y exudados (ERC, micoplasmosis y ornitosis)

10. Se desarticula la mandíbula y se procede a **revisar la fisura palatina**.

11. Efectuar corte transversal de la parte superior del pico, sobre los orificios nasales, y **se revisan los cornetes meatos respiratorios**.

12. En seguida, se realizan dos cortes, uno a cada lado del pico, que incluye la piel que cubre los senos infraorbitarios, y la pared de éstos, con lo que se dejan abiertas sus cavidades.

13. Después se desprenden simultáneamente la tráquea y el esófago, cortando el tejido conjuntivo que los une, hasta la entrada del tórax. **Aquí se revisan las glándulas paratiroides, que se encuentran en el punto de bifurcación de las arterias**.

14. Posteriormente se desprende el corazón junto con el pericardio, el mediastino, las venas cavas y las pulmonares y **se inspecciona detalladamente**.

15. A continuación, se separa el esófago de la tráquea y se coloca una hoja de la tijera en la laringe y se realiza un corte longitudinal a lo largo de la tráquea, la siringe y los bronquios primarios y, de ser posible se continúa hasta la porción intrapulmonar. **Se expone la mucosa de la tráquea y se revisa**. (Hemorragias; laringotrqueítis), (Exudado catarral; ERC, BI, EN.)

16. Se ejerce tensión sobre la tráquea y el esófago, se corta el mediastino y se extraen los pulmones mediante la incisión roma de las cavidades.

17. Una vez extraídos los pulmones, se separan del esófago y se realizan múltiples cortes transversales en ellos y se revisan las superficies de corte.

### SISTEMA CARDIOVASCULAR

18. Se revisa la morfología del saco pericárdico, al cual se realiza una incisión para determinar su contenido, y se retira.

19. Se expone el epicardio para evaluar la forma y el tamaño del corazón, el cual puede aparecer deforme. (**ERC, síndrome ascítico o la distrofia muscular**).

20. Se examinan cavidades cardíacas en el sentido de la circulación sanguínea. Se incide longitudinalmente en el techo de la aurícula derecha para exponer su endocardio y las válvulas sinoauriculares; la disección del ventrículo derecho se continua en dirección antero posterior e inmediata al tabique interventricular, con lo que se expone su endocardio y la hoja de la válvula auriculoventricular; se termina la incisión exponiendo la válvula sigmoidea pulmonar.

La aurícula izquierda se incide en la misma forma; se evalúa el endocardio, la válvula mitral con sus tres músculos papilares y sus cuerdas tendinosas. La incisión se concluye exponiendo la válvula sigmoidea y parte inicial del tronco aórtico.

#### **Bazo**

21. El bazo se separa de su unión peritoneal con el proventrículo y la molleja. Se determina su forma y apariencia externa para evaluar posteriormente la superficie de corte.

### **SISTEMA DIGESTIVO**

22. Se revisa cuidadosamente el mesenterio para detectar posibles alteraciones.

23. Se revisa el nervio Reimarck, el cual corre por el mesenterio, paralelo al recto.

24. Se extrae todo el aparato digestivo, desde el esófago hasta el recto, incluyendo hígado, bazo y páncreas. Se liga el recto y se secciona a nivel de la cloaca, se desprenden las hojas mesentéricas, separando en un solo paquete el sistema digestivo para su revisión posterior y evitar cualquier contaminación.

### **SISTEMA INMUNOCOMPETENTE**

25. Se desprende con cuidado la bolsa de Fabricio de la cavidad pélvica y del recto mediante disección roma. Se evalúa con base en el tamaño. Se incide para exponer su cavidad y observar los pliegues de la mucosa y el posible contenido. (Atrofia, hemorragias y exudado purulento o fibrinopurulento por **infección de la bolsa de Fabricio**), (Atrofia por **Marek**).

### **SISTEMA REPRODUCTOR**

Hembras.

26. Se observa el ovario izquierdo fijado a la pared dorsal de la cavidad abdominal en contacto con el lóbulo anterior del riñón izquierdo. Evaluar el estado de actividad o reposo, así como su aspecto en su evolución. (Ruptura de folículos, folículos congestionados y deformados con cambios de coloración= **Salmonelosis**).

27. Revisar oviducto, determinando su funcionalidad y la posible presencia de óvulos en su interior. Diseccionarlo para verificar su continuidad desde el infundíbulo hasta la cloaca y percatarse del aspecto de la mucosa.

Machos.

28. En los testículos revisar simetría y que estén adheridos dorsoventralmente a los lóbulos anteriores de los riñones. Ocasionalmente se presentan abscesos en los testículos en tifoidea aviar.

## **SISTEMA URINARIO**

**29.** Los riñones se inspeccionan in situ y se determina su volumen, y su aumento se nota cuando sobresalen de las fosas iliacas que los contienen.

**30.** Se revisan glándulas adrenales, que se encuentran muy cerca del polo anterior de los riñones.

**31.** Se extraen los riñones con cuidado, y se realizan múltiples cortes transversales para evaluar la superficie de corte.

## **SISTEMA NERVIOSO**

Extracción del encéfalo.

**32.** Se desprende la piel que recubre el cráneo, y por el foramen occipital se introduce la hoja aguda de las tijeras y se hacen dos cortes divergentes a ambos lados de los huesos parietales, hasta las cuencas orbitarias, y se realiza un tercer corte que va de una cuenca a la otra. Se desprende cuidadosamente el techo de la cavidad craneana.

Una vez expuesta la masa encefálica, se invierte la cabeza para separar el cerebro de su cavidad, cortando el quiasma óptico, los ligamentos y las meninges.

**33.** Se inspecciona la glándula hipófisis que se encuentra en la silla turca.

### **Extracción de los ojos.**

**34.** Una vez removido el encéfalo se extraen los ojos y se revisan las glándulas de Harder.

### **Extracción de la medula espinal.**

**35.** Se fracturan los cuerpos vertebrales para exponer la medula espinal y se extrae el segmento deseado, si se quiere una muestra.

### **36. Inspección del plexo braquial.**

Se localiza en la parte anterior del tórax a la altura de donde emergen los miembros torácicos.

### **37. Inspección del plexo ciático.**

Se encuentra localizado en el tercio posterior de las cavidades iliacas y puede revisarse después de haber extraído los riñones. Mediante presión del dedo índice, sobre el parénquima renal, se desplaza de la fosa iliaca, quedando expuesto el plexo.

### **38. Extracción del nervio ciático.**

Para revisar el nervio ciático, se debe hacer la disección de los músculos aductores de las piernas. Se localiza el nervio paralelo al fémur y al paquete vascular. Es conveniente exponer los nervios de ambas piernas, ya que las lesiones tienden a hacerlos asimétricos.

### **Sistema óseo**

**39.** Se palpan las articulaciones tibiotarsianas para determinar forma, volumen y consistencia.

40. se realiza una incisión paralela a la pierna sobre la piel de dicha articulación, exponiendo así las superficies articulares, el tejido conjuntivo periarticular y los tendones.

41. Los huesos largos se flexionan hasta fracturarlos, para evaluar la dureza, grado de flexibilidad y exponer la medula ósea.

42. Para observar las epífisis de los huesos largos, se cortan éstos longitudinalmente en dirección ligeramente oblicua de la diáfisis a la epífisis.

#### **Examen del tendón de Aquiles.**

43. Se practica una incisión en la piel de la articulación tibiotarsiana para verificar que el tendón se encuentre íntegro y dentro de los cóndilos. Es importante extender la incisión en dirección superior, para observar las vainas tendinosas alrededor del origen del tendón en el músculo gastrocnemio.

#### **Examen del cojinete plantar.**

44. Debe revisarse, palpase y practicarse una incisión en los cojinetes, ya que con frecuencia se presentan abscesos o exudado en las bruzas plantares.

#### **Examen del sistema digestivo**

45. Se separa el hígado del paquete digestivo; después se revisa su superficie externa y a su vez se evalúa el estado de la vesícula biliar. Posteriormente se hacen cortes en el parénquima hepático a fin de exponer la superficie de corte.

46. Se separa el intestino del mesenterio, comenzando por el recto, al llegar al asa duodenal se retira el páncreas, el cual se evalúa y se secciona para revisar su superficie de corte.

47. Se introduce la punta roma de la tijera en el interior del esófago y se efectúa un corte en todo el tubo digestivo, al llegar a la molleja se retira de ésta la cutícula, para exponer la mucosa del órgano, en la que pueden descubrirse lesiones.

48. Se continúa el corte en el intestino; se revisa el contenido a fin de detectar parásitos, cuerpos extraños y otros elementos importantes.

49. Con extremo cuidado se remueve el contenido intestinal con el borde sin filo de la tijera y de ésta manera exponer la mucosa para examinarla.

50. Al llegar a la válvula ileocecal, se continúa el corte hasta el recto, para luego diseccionar en dirección contraria de los ciegos, comenzando por la unión cecocólica, para exponer la mucosa y revisar el aspecto de las tonsilas cecales.

## BIBLIOGRAFÍA

Alamargot, J. Manual de Anatomía y Necropsias de las Aves. CECSA, México, D.F., 1987.

Antillón, A. y López, C. Enfermedades Nutricionales de la Aves, SUA, FMVZ-UNAM, México, D.F., 1987.

Calnek, B. Enfermedades de las Aves, 10<sup>a</sup>. Ed. El Manual Moderno, México, 1997.

Mc. Lelland, J. Atlas en Color de Anatomía de las Aves. Nueva Editorial Interamericana, México, D.F., 1992.

Moreno, R. Enfermedades Parasitarias de las Aves, 2a. ed. SUA, FMVZ-UNAM, México, D.F., 1991.

Mosqueda, A.T. y B. Lucio, Enfermedades Comunes de las Aves Domésticas. Departamento de Producción Animal. Aves, FMVZ-UNAM, 1985.

Rojo, Mediavilla M. Enfermedades de las Aves. Trillas, México, D.F. 1985.

# **PRÁCTICA 2. EXTRACCION Y EVALUACION DE SEMEN DE GALLO**

PRODUCCIÓN ANIMAL I. PRODUCCIÓN AVÍCOLA

ELABORACIÓN:

**MC. ARACELI FLORES ESPARZA**

**DR. AURELIANO JUAREZ CARATACHEA**

**DR. JOSÉ ARCE MENOCA**

Morelia, Michoacán., Agosto de 2019.

**Número de alumnos por unidad de práctica: 30**

**I. Introducción**

Actualmente la avicultura nacional depende genéticamente del extranjero en un 100, debido a que no se cuenta con un programa genético que garantice por un lado la estabilidad y el crecimiento de la producción y por otro lado, las enfermedades que se transmiten en forma horizontal. Como parte de las acciones de interés es que el estudiante se acerque a prácticas que le permitan precisamente tener herramientas para la mejora en la reproducción aviar.

**II. Propósito específico:** que el estudiante adquiera la destreza y habilidad para extraer y evaluar la calidad del gallo.

### **III. PROCESO**

#### **Entrenamiento del gallo**

Los gallos para la recolección de semen deben ser mayores de seis meses y menores de un año, de apariencia saludable y libre de defectos en su apariencia externa. Previo a la recolección de semen serán sometidos a un proceso de entrenamiento para acostúbrarlos a la manipulación por parte del operador, al menos 2 o 3 veces por semana durante 3 semanas. Este periodo de entrenamiento también se aprovecha para identificar los gallos que no reaccionen al estímulo del masaje eyaculatoria para descartarlos; a los que respondan, cortar las plumas del contorno de la cloaca con tijeras, para observar claramente el órgano copulador excitado y facilitar la recolección del semen sin contaminar.

#### **Técnica de colección de semen**

Se masajea suavemente el dorso del gallo, desde la base o el nacimiento de las alas hacia la cola, de 3 a 5 veces, aplicando ligera presión con los dedos, alrededor de la base de la cola. El falo u órgano copulador aparece erecto en el interior de la cloaca. En ese momento se empuja la cola hacia el dorso y realiza una presión suave pero firme alrededor de la cloaca, provocando que el falo se haga más visible, y entonces el semen es liberado del conducto deferente de forma casi inmediata, el cual es recolectado en tubo de ensayo de boca ancha.

#### **Evaluación de semen fresco**



La evaluación del semen se realizará en dos etapas: macroscópica y microscópica, en la primera quedan comprendidas aquellas mediciones que no requieren del uso del microscopio, como volumen, color y pH. El resto de las variables se evaluarán como se indica a continuación:

**Movilidad progresiva:** esta se determinará inmediatamente después de la colecta del semen, para ello se utilizará un microscopio compuesto con objetivos de 10x y 40x, manteniendo el semen y el material a una temperatura de 24° C, se colocará una gota de semen sin diluir sobre un porta objetos y se determinará el porcentaje de los espermatozoides con movimiento progresivo o de avance.

**Concentración espermática:** se determinara con una cámara de Neubauer, donde se realizará una dilución del semen en agua destilada (proporción 1:2 semen agua respectivamente) en una pipeta de thoma, se colocará una gota en la cuadrícula de la cámara, el conteo espermático se realizará con el objetivo de 40x. Para obtener la concentración total de espermatozoides se utilizará la siguiente fórmula:

$$\begin{aligned} & \text{Número de espermatozoides contados} \\ \text{Concentración espermática} &= \frac{\text{Número de espermatozoides contados}}{\text{Altura cámara X dilución X superficie evaluada}} \\ \text{Esp./mm}^3 &= (\text{No. Promedio}) (10,000) \\ \text{Esp./ml} &= (\text{esp./mm}^3) (1000) \\ \text{Concentración total de espermatozoides} &= (\text{esp./ml}) (\text{volumen eyaculado}) \\ \text{Concentración total de espermatozoides vivos} &= (\text{esp./ml}) (\text{volumen eyaculado}) \\ & (\text{movilidad progresiva}) \end{aligned}$$

**III.i.vi Morfología y viabilidad espermática:** se evaluará mediante un frotis, para ello se colocará una gota de semen sobre un portaobjetos, se mezclará con una gota de la tinción Eosina-Nigrosina y se realizará la extensión, dejándola secar durante 10 minutos. La muestra será observada con el objetivo de 40X y se contarán los espermatozoides vivos muertos y deformes.

## BIBLIOGRAFÍA

-Cunningham, G. M. 1997. Fisiología veterinaria. 2 ed. Ed. McGraw-Hill Interamericana, México D F, 763 pp.

-Garner, D. L. 1991. Artificial insemination: reproduction in domestic animals. 4<sup>th</sup>. Edited by Cupps P. T. Academic Press, 497 pp.

-Mauldin, M. J. 2000. Fertilización del embrión aviar. Rev. Industria Avícola 47(12):8-12.

-Sauveur, B. y Reviere, M. 1991. Reproducción de las aves. Ed. Trillas, Madrid, España, 236 pp.

-Wishart, G. J. and Staines, H. J. 1999. Measuring sperm: egg interaction to assess breeding efficiency in chickens and turkeys. Poultry Sci. 78(48):428-436.