

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

" TEXTO DIDACTICO DE NECROPSIAS EN AVES "

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE MEDICO
VETERINARIO ZOOTECNISTA PRESENTA

Ma. TRINIDAD PERUSQUIA JASSO

Asesores: M.V.Z. LEOPOLDO PAASCH M.

LIC. ROCIO DE LA TORRE A.



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

RESUMEN

El presente trabajo tiene como propósito brindar a los estudiantes de la especialidad en producción animal: Aves y a los profesionistas dedicados a la avicultura un recurso didáctico para apoyar el conocimiento sobre clínica propédeutica y necropsia de las aves.

Por ser un texto programado, pretende que el alumno adquiera por sí mismo, los conocimientos señalados en los objetivos. Para ello consta de un índice de contenido, objetivos, evaluación previa, unidades de contenido temático, cuadros resúmenes, y pruebas, evaluación final, bibliografía y anexos de lo que se considero más importante en la clínica propédeutica y necropsia de las aves: Una descripción de los elementos que conforman una historia clínica y la manera de realizar la inspección ante-mortem; la reseña de una técnica de necropsia por aparatos y sistemas; así como las técnicas de sangrado, eutanasia, recolección y envío de muestras al laboratorio; además de explicar las condiciones más adecuadas que debe reunir una sala de necropsias y su equipo.

Puesto que la finalidad de este trabajo es la descripción de técnicas y procedimientos involucrados en la necropsia, no se hace incapié en las lesiones patológicas, sin embargo aparecen en un cuadro resumen.

PRESENTACION

La División del Sistema de Universidad Abierta de la Facultad de - Medicina Veterinaria y Zootecnia ha elaborado diversos recursos didácticos para el Curso De Especialización en Producción Animal: Aves, Bovinos y Cerdos. Entre estos recursos están los libros de texto; en ellos se desarrollan los contenidos programáticos de las materias que - corresponden a cada una de las especialidades, de manera que el lector pueda avanzar en su estudio en forma autodidacta.

El estudio y la evaluación satisfactoria del contenido de los mismos es una parte de los requisitos para la obtención del diploma.

El uso de estos textos conforme a las indicaciones que se dan a lo largo de los mismos, es indispensable para lograr un aprendizaje efectivo

Elementos estructurales de los textos

Cada volumen está constituido por los siguientes elementos:

- a) Índice de contenido
- b) Objetivos
- c) Evaluación previa
- d) Los capítulos o unidades correspondientes

Para facilitar la comprensión de la información se incluyen a lo largo de los capítulos cuadros que enmarcan los conceptos importantes, a sí como ejercicios y problemas diversos, para que el lector se entrene en la aplicación de las técnicas propias de la materia y cuente con la práctica necesaria para poder emplear posteriormente estos conocimientos en el medio real de trabajo.

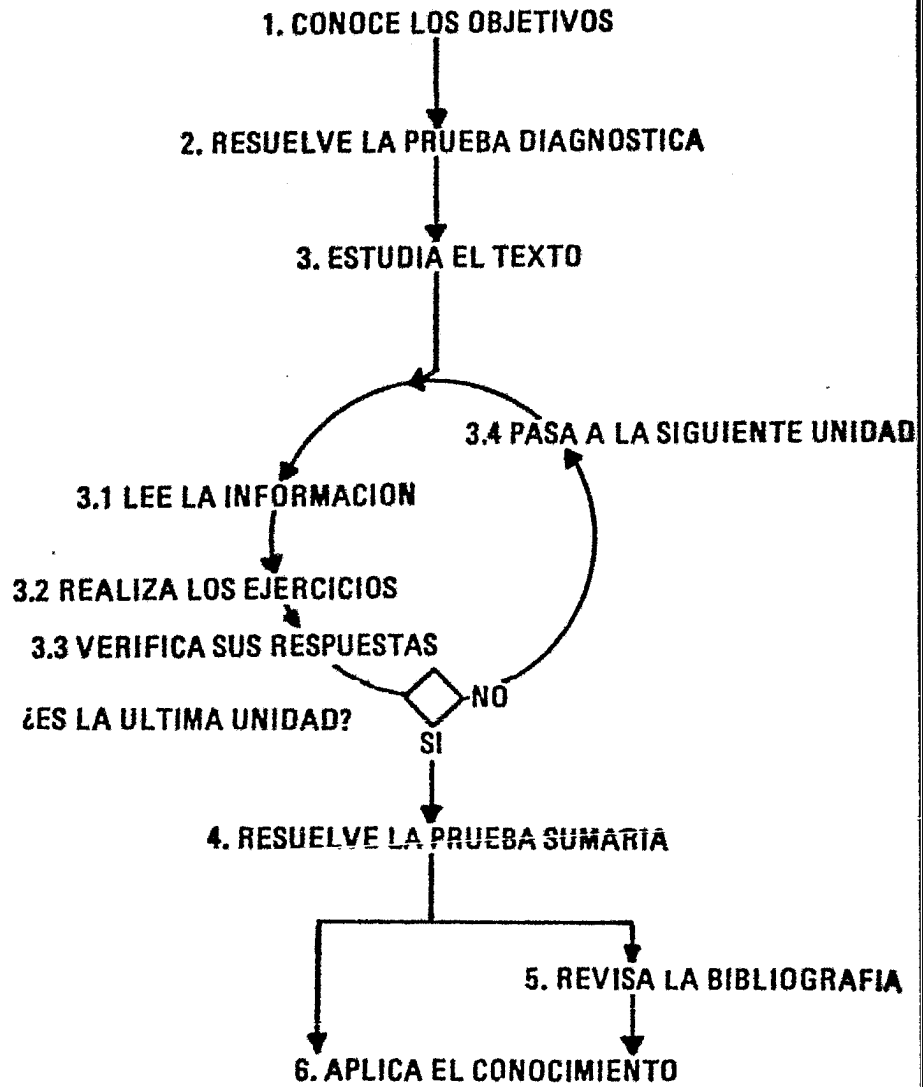
Los otros elementos son:

- e) Evaluación final
- f) Apéndice de respuestas
- g) La bibliografía básica y una serie de cuadros que apoyan el tema tratado.

Participación del estudiante

A continuación se describen las actividades que deberá efectuar de acuerdo al orden de aparición de los elementos que integran los textos

**FMVZ DIVISION DEL SISTEMA DE UNIVERSIDAD ABIERTA
ACTIVIDADES A EFECTUAR EN EL USO DE LOS TEXTOS**



INDICE

	PAGINA
1. Introducción	1
2. Material y Método	3
3. Objetivo	8
4. Evaluación Previa	9
5. Capítulo I : Instalaciones y equipo	16
6. Capítulo II: Historia Clínica	28
7. Capítulo III : Inspección Clínica	49
8. Capítulo IV : obtención de Muestras de Sangre	66
9. Capítulo V : Métodos de eutanasia	80
10. Capítulo VI : Técnica de Necropsia	92
11. Capítulo VII: Toma, Conservación y Envío de Muestras	125
12. Evaluación Final	151
13. Respuestas al Examen Final	158
14. Bibliografía	161
15. Anexo 1 : Eliminación de Cadáveres	163
16. Cuadro VI.1: Patología por Aparatos y Sistemas, y su posible causa	166
17. Cuadro VII.2: Guía para el Envío de Muestras	187

INTRODUCCION

" El desarrollo de la Medicina ha dependido en gran medida de los estudios post-mortem y de la investigación en animales. A partir del Renacimiento la adopción de un método de necropsia permitió el estudio sistemático de las enfermedades y el avance de la Medicina". (18)

El objeto de la necropsia, es orientar el diagnóstico mediante la observación de las lesiones que ocurren en los diferentes órganos a causa de las enfermedades, a corroborar o desechar las interpretaciones tentativas resultantes del examen clínico previo. Nos permite además obtener las muestras: útiles para realizar exámenes de laboratorio específicos tendientes a establecer el diagnóstico etiológico.

La necropsia también ayuda a esclarecer la etiología y los mecanismos patogénicos de enfermedades no estudiadas previamente, - mediante análisis secuenciales de los cambios patológicos.

La necropsia en clínica de aves tiene una importancia fundamental debido a las características que se enumeran a continuación:

- a).- Las explotaciones avícolas constan de un gran número de animales, por lo que se justifica el sacrificar uno o varios individuos en beneficio de la parvada.
- b).- Muchos de los métodos de la clínica propedéutica tienen escasa aplicación en las aves, tomando en cuenta la dificultad para emplearse y la escasa información que se obtiene de ellos.
- c).- Debido a que las aves padecen un buen número de enfermedades que rápidamente se difunden en la parvada y cuyo diagnóstico diferencial es difí-

cil, se requiere utilizar el método más directo posible, para llegar al diagnóstico.

- d).- El valor económico y efectivo de un ave comercial es muy escaso.
- e).- La Medicina preventiva es muy importante para mantener la salud de la parvada, se recurre a la necropsia en forma rutinaria para detectar condiciones patológicas antes de que representen un problema mayor en la parvada.
- f).- La necropsia de las aves, tiene la ventaja de no precisar de instrumental ni locales especiales, en condiciones de campo se puede realizar tan sólo con unas tijeras.
- g).- En un gran número de casos se requiere del auxilio que nos puede prestar el laboratorio de diagnóstico, para precisar la etiología del problema a partir de las muestra colectadas durante la necropsia y llegar a un diagnóstico correcto.

MATERIAL Y METODOS

El material empleado en esta tesis es esencialmente bibliográfico además de la experiencia recopilada.

El procedimiento seguido en la elaboración de las es:

- 1.- Recopilación del contenido que se va a enseñar.
- 2.- Jerarquización del contenido.
- 3.- Articulación y estructuración de los temas (capítulos)
- 4.- Establecimiento de los objetivos perseguidos.
- 5.- Establecimiento de la secuencia pedagógica ideal
- 6.- Análisis de contenido.
- 7.- Programación de la información.

Descripción del procedimiento

1.- Recopilación del contenido que se va a enseñar

Se hizo una recopilación bibliográfica de los temas sobre neocropsias de las aves, además se contó con las aportaciones del Dr. Leopoldo Paasch M. y los comentarios del Dr. Benjamin Lucio M. y del Dr. José Barbosa E.

2.- Jerarquización del contenido

Los temas tratados se ordenaron en forma cronológica, siguiendo un orden lógico de los procedimientos.

3.- Articulación y estructuración de los capítulos

La articulación consiste en establecer las relaciones de interdependencia entre los elementos o unidades de información o sea conocer qué conocimientos deben anteceder a otros.

4.- Establecimiento de los objetivos perseguidos.

Después de establecer la jerarquización de los temas y su articulación, se procedió a especificar las habilidades y conductas que el estudiante debe demostrar en relación a cada tema o unidad.

5.- Establecimiento de la secuencia pedagógica ideal

Una vez obtenida la estructuración, se determina la "secuencia ideal", los temas más sencillos y necesarios para entender - otros conceptos más complejos se abordarán inicialmente.

6.- Análisis de contenido

El análisis de contenido del material didáctico es tal vez la etapa que da mayor solidez a un texto didáctico.

De cada uno de los temas que se ha decidido incluir en el texto, se debe establecer lo siguiente:

Término: Es la frase u oración que designa los conceptos - de cada tema. Es la expresión del concepto.

Red Conceptual: En esta etapa se trata de relacionar y situar los conceptos de cada tema dentro de la gama de conceptos relacionados con las necropsias de las aves.

Extensión: Es el conjunto de objetos, elementos, procedimientos o situaciones a los que se aplican los términos. La extensión determina el alcance empírico del concepto. En otras palabras es expresar los ejemplos pertinentes del concepto y los pseudoejemplos.

Intensión: Es el conjunto de propiedades (o atributos) y relaciones entre estas que caracterizan al concepto. Determinan el alcance teórico del concepto.

La intención se divide a su vez en:

Concepto: que sintetiza el conjunto de propiedades y relaciones de un tema

Propiedades: Por propiedades del tema entendemos la utilidad o el para qué nos va a servir aprender dicho tema.

ANALISIS DE PROCEDIMIENTOS

Los elementos inventariados para el análisis de procedimientos son los siguientes:

1.- Término

2.- Contexto

Lo dicho sobre estos dos elementos en el análisis de conceptos es válido para los procedimientos.

3.- Diferentes procedimientos. Puede haber varios procedimientos que nos conduzcan a resultados análogos.

4.- Sinónimos. Por supuesto del procedimiento que se analice, no de los procedimientos similares, ni previos o ulteriores a este.

5.- Requisitos

5.1 Conceptos

5.2 Mecanismos

5.3 Habilidades

Sólo se enumerará cada uno de ellos. Lo más probable es que todos los conceptos y fundamentos requeridos por los procedimientos ya hayan sido inventariados y analizados previamente. Por su parte, el dominio de habilidades y el razonamiento del mecanismo en ocasiones se logrará en forma simultánea a la práctica del procedimiento mismo, por ser exclusivas de este, ya que en otras ocasiones se habrá adquirido previamente. De una u otra manera se trata de habilidades y mecanismos de cuyo ejercicio dependerá la calidad del resultado. Conceptos: Eutanasia, Disección, Incisión, Revisión, Obtención, Extracción, Desarticulación, Exposición.

Habilidades: Disección de órganos, flamear órganos, separación y extracción de estructuras anatómicas, obtención de muestras.

6.- Situación previa. Aquí se incluyen todas las condiciones, necesarias y suficientes, que llevaron a la situación que hace pertinente la aplicación del procedimiento.

7.- Situación inicial. Se enuncian las características de la situación o estado inicial que debe transformarse.

- 8.- Situación final. Se incluye enseguida de la situación o estado inicial porque ambas, la inicial y la final, se suelen incluir en las instrucciones que se dan al estudiante.
- 9.- Situaciones de transición y señales perceptuales para continuar el siguiente paso. Cada operación ejecutada transformará parcialmente la situación inicial, en otras situaciones cada vez más proximas a la deseada como final. El estado, las condiciones, las características de cada situación determinan lo que se puede hacer. Por ello resulta extremadamente importante que se enlisten en una columna paralela, a las operaciones que ejecute el estudiante, los indicios o señales perceptuales que le permitirán identificar las condiciones en que se encuentra, lo que sufre el procedimiento, y seleccionar la siguiente operación para ejecutar.
- 10.- Rutas alternas. En ocasiones existen, dentro del procedimiento, formas alternas de ejecución. Pueden consistir en la diferente ubicación de algunos de los pasos o en la inclusión de rutinas opcionales. Cuando estas rutinas alternas se utilizan, conviene describirlas.
- 11.- Rutas erradas. También en este apartado sólo se incluirán los errores en que suelen incurrir los estudiantes.

Para ilustrar lo anterior exponemos a continuación el Análisis de Contenido que se hizo para uno de los capítulos tratados en el texto.

ANALISIS DE PROCEDIMIENTOS

Término: Necropsia

Contexto: Clínica de las aves.

Sinónimos: Examen pos-mortem.

Requisitos:

- Conceptos: Eutanasia, Disección, Incisión, Revisión, Obtención, Extracción, Desarticulación, Exposición.
- Habilidades: Disección de órganos, flamear órganos, separación y extracción de estructuras anatómicas, obtención de muestras.

-Situación inicial: Eutanasia y preparación del ave y preparación del equipo.

Muerta el ave, se sumerje en una solución jabonosa evitando sumerjir la cabeza para que el agua no penetre en las vías digestivas y respiratorias; esto facilita los cortes y evita la contaminación de las muestras. Posteriormente se coloca sobre pa pel húmedo y se inicia la necropsia.

-Situación final: Obtención de hallazgoa en base a las lesiones, lo que permite establecer el diagnóstico definitivo o las pistas que nos lleven a él.

-Situación de transición: 1) Exposición de cavidades. 2) Revisión del aparato respiratorio, cardiovascular, bazo, bolsa de Fabricio, aparato urinario, sistema nervioso, articulaciones y huesos, y aparato digestivo.

-Rutas alternas: La revisión de los diferentes órganos y sistemas depende de los signos de las aves y de la sospecha de una enfermedad determinada. Ejemplo: Si la parvada presenta signos respiratorios se procederá a revisar primero el aparato respiratorio.

-Rutas erradas: De no seguirse el procedimiento completo se puede omitir la inspección de algún órgano, ocasionando el entorpesimiento o la nulidad del diagnóstico. Ejemplo: No desprender la cutícula de la molleja al revisarla.

7.- Programación de la información

OBJETIVO GENERAL

Mediante el estudio del texto, el estudiante será capaz de establecer mejores diagnósticos.

1.- La historia mediata tiene como propósito conocer la información referente a la granja, en ella se incluyen varios datos. Explique brevemente los que a continuación se mencionan:

Localización de la granja _____

Finalidad Zootécnica _____

Procedencia del agua _____

Tapetes sanitarios _____

Control de visitas y vehículos _____

2.- Dentro de la historia inmediata se encuentra la información referente al padecimiento actual, describa brevemente por que es importante conocer los siguientes datos:

Edad _____

Calendario de vacunación _____

Descripción del problema actual _____

Inicio de los signos _____

Difusión de la enfermedad _____

Disminución de la producción _____

Tratamiento y resultados _____

3.- Elabore una historia clínica completa. (Puede basarse en el siguiente esquema)

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
DEPARTAMENTO DE PRODUCCION ANIMAL: AVES



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MEXICO

CLAVE _____

Fecha _____ No. de caso _____

Propietario _____ Tel. _____

Quien presenta el caso _____

Dirección _____

Localización de la granja _____ Raza o especie _____

No. de aves: _____

Incubadora _____ Edad _____ Entregadas vivas _____ Muertas _____ Piso _____ Jaula _____

Alimento _____

Estado nutricional: Bueno _____ Malo _____ Reg. _____ Pigmentación: Buena _____ Mala _____ Reg _____

VACUNACIONES

Cepa								
Marca								
Edad								
Via								

¿Cuándo empezaron los signos? _____ ¿Qué edades están afectadas? _____

¿En cuánto tiempo y de qué manera se difundieron? _____ Morbilidad total _____

¿Cuántas aves han muerto a causa del presente problema? _____

¿Cuánto tardan en morir las aves? _____

Mortalidad diaria _____

SIGNOS

RESPIRATORIOS

Estornudo _____ %

Boqueo _____ %

Secreción nasal _____ %

Secreción ocular _____ %

Estertor bronquial _____ %

Estertor traqueal _____ %

DIGESTIVOS

Diarrea _____ %

Sanguinolenta _____ %

Amarilla _____ %

Blanca _____ %

Verde _____ %

Acuosa _____ %

NERVIOSOS

Incoordinación _____ %

Parálisis _____ %

Torticolis _____ %

Temblor de cabeza _____ %

Ataxia _____ %

Tics _____ %

¿Ha disminuido el consumo de alimento? _____ ¿Desde cuándo? _____

Producción de huevo antes del problema _____ % Actual _____ % Anormalidades _____

Se ha presentado este problema en parvadas anteriores _____ ¿Cómo se ha resuelto? _____

Tratamiento para el problema actual y resultados _____

¿Han padecido estas aves otras enfermedades? _____ ¿Cuáles? _____ ¿A qué edad? _____

La granja más cercana se encuentra a: _____ ¿Hay pocas o muchas granjas en su área? _____ ¿De pollo de engorda? _____

¿Postura? _____ ¿Reproductoras _____ ¿Han tenido problemas similares al suyo? _____ ¿Tiene contacto con

ellos? _____ ¿Sus trabajadores van a otras granjas? _____ Entra el camión del alimento a su granja? _____ ¿Qué le hacen

al pollo muerto? _____ ¿Hay moscas? _____ ¿Ratas? _____ ¿Qué tipo de cama usa? _____

¿Está seca? _____ ¿Qué tipo de piso usa? _____

¿Han hecho necropsias de los animales en el campo? _____

OTROS COMENTARIOS:

4.-¿Por qué se deben enviar aves vivas al laboratorio de diagnóstico?

5.- La inspección clínica o examen ante-mortem se lleva a cabo para que el clínico pueda detectar alteraciones, que muerto el animal no sería posible observar. Parte de ese examen se incluye en el siguiente cuadro que usted debe completar.

ORGANO O TEJIDO	FORMA DE REVISION	POSIBLE LESION
ORIFICIOS NASALES		
CAVIDAD ORAL		EXUDADOS SANGRE PARASITOS
OJOS		
COORDINACION DEL APARATO LOCOMOTOR		
PLUMAJE		
CLOACA		TRAUMATISMOS, DIARREA

6.- Observe cuidadosamente las siguientes fotografias y: a) Anote el nombre de cada una de las punciones; b) Describa brevemente su procedimiento.





See Logis de Texto (misma pag. en el libro de Anatomia)

7.- Junto a cada una de las aseveraciones escriba una " V " si es verdadera y una " F " si es falsa.

- La inyección de sustancias por vía endovenosa ocasiona congestión de órganos ()
- En la técnica de émbolo gaseoso se introduce de 2 a 5 c.c. de Pentotal sódico por vía endovenosa ()
- La decapitación de pollitos afecta la morfología del cerebro ()
- La eutanacia por electrocución no causa inconciencia inmediata del animal y es muy riesgosa para el prosector ()

8.- ¿ Que se hace después de sacrificar al ave y antes de iniciar la necropsia _____

9.- Complete y ordene cronológicamente los pasos que se siguen para exponer las cavidades.

() El tercer corte se hace _____

() Con un cuchillo estéril se incide _____

() Para desprender la pechuga, se continua la incisión anterior con _____

() Por tracción se separa la piel anterior y posterior al corte, dejando al descubierto la parte inferior del abdomen y la pechuga.

() El ave se coloca sobre la mesa en decúbito dorsal.

() La incisión de la piel se continua hacia _____
 _____ evitando _____
 _____, en este momento se puede revisar

() Las primeras incisiones se hacen en _____

10.-Indique el orden en que se inspeccionan los diferentes órganos y sistemas durante la necropsia.

11.-En el siguiente cuadro anote la información que falta:

ORGANO	FORMA DE EXPONERLO Y EXTRAERLO
SACOS AEREOS	AL LEVANTAR LA QUILLA DE LA PECHUGA
BAZO	
EPIFISIS DE LOS HUESOS LARGOS	
BOLSA DE FABRICIO	
CORNETES Y MEATOS RES- PIRATORIOS	
ARTICULACIONES TIBIOTARSIANAS	
MEDULA ESPI- NAL	

12.- Relacione las columnas anotando en el paréntesis la letra correspondiente.

() Muestras de aves con no más de dos horas de muertas y colectadas en frascos esteriles, para enviar cada órgano por separado. A) HISTOPATOLOGIA

() Las muestras deben ser enviadas en un conservador para preservar los constituyentes celulares. B) BACTERIOLOGIA

() Nos permiten diagnosticar enfermedades, constatar vacunaciones, así como la determinación de enzimas y minerales. C) VIROLOGIA

() Deben enviarse en recipientes limpios, su estudio se basa principalmente en el analisis de heces y raspados cutaneos. D) SEROLOGIA

() Para su estudio se envía alimento, cama, contenido intestinal en frascos limpios. E) TOXICOLOGIA

() Se colectan en condiciones de asepsia, en recipientes esteriles, varios órganos juntos y pueden congelarse. F) PARASITOLOGIA

Verifique sus respuestas con las respuestas del examen final. Si el resultado de su evaluación no es satisfactorio proceda al estudio del texto.

CAPITULO I

INSTALACION Y EQUIPO

OBJETIVOS

Al terminar el lector:

1. Describirá cada una de las condiciones que determinan la funcionalidad de una sala de necropsias.
2. Describirá las características, cualidades y cuidados del mobiliario y equipo de la sala de necropsias.
3. Mencionará cuál es el instrumental y, vestuario necesario en la sala de necropsias, así como los cuidados que requieren.
4. Enlistará el equipo de limpieza indispensable en la sala de necropsias.
5. Indicará en que circunstancias se pueden aplicar cada uno los desinfectantes y sus cualidades.

INSTALACIONES Y EQUIPO

Este primer capítulo, ofrece al lector una breve descripción de las características necesarias que debe tener una sala de necropsias y su equipo, así como los cuidados indispensables, para que su trabajo en la sala de necropsias sea óptimo.

1. Sala de Necropsias:

Al construir una sala de necropsias debe estudiarse cuidadosamente su ubicación: que se encuentre cerca de las otras áreas del laboratorio, pero retirada de las zonas urbanas debido a que es un lugar sumamente contaminado. Por lo que se deben tomar en cuenta algunos aspectos que determinan su funcionalidad:

A. La entrada de la sala de necropsias se debe restringir, sobre todo a los avicultores para evitar que lleven agentes patógenos a sus granjas y pongan en peligro sus parvadas, esto se puede hacer mediante un letrero que prohíba la entrada.

La puerta de acceso a la sala de necropsias debe medir más o menos 107 cm. de ancho, y tener un tapete sanitario a la entrada. Se recomienda colocar un dispositivo que se pueda accionar con el pie o con el cuerpo para abrir la puerta sin tocarla con las manos, lo que aumenta los riesgos de contaminación.

B. Los techos, pisos y paredes deben ser de superficie lisas no porosas de materiales lavables y factibles de tratarse con desinfectantes (ver Foto 1. I).

C. El piso debe ser antiderrapante, contar con un sistema de drenaje adecuado, e instalación de suficientes llaves de agua para facilitar el aseo de la sala.

D. Iluminación. Debe procurarse que la fuente de luz cuente con características de intensidad luminosa adecuada, aunada

a una baja producción de calor y quedar protegida de la acción del agua y desinfectantes.

- E. Ventilación. El flujo de aire debe ser de arriba hacia abajo para impedir que se levanten partículas contaminantes del suelo o de las mesas de trabajo y cuidar que no se generen corrientes de aire. Se requieren que por lo menos ocurran 10 cambios de la totalidad del aire de la sala en 1 hora.
- F. Temperatura. Se recomienda que sea de 24°C. Se puede instalar un termostato dependiendo de las necesidades ambientales.
- G. Humedad. Es conveniente evitar el exceso de humedad, eliminando los factores que favorecen la formación de charcos.
- H. Insectos. Deben de eliminarse mediante el uso de mayas de alambre en las ventanas o bien por la instalación de matas moscas eléctricos con atracción luminosa.
- I. La sala de necropsias debe contar con un gallinero de cuarentena y un incinerador, ambos comunicados a la sala para evitar contaminaciones ambientales por la presencia de aves enfermas y la salida de cadáveres contaminados. (ver anexo 1).
- J. Es indispensable que exista un cuarto destinado a la ropa de necropsias, en donde el clínico pueda vestirse adecuadamente, se recomienda que en este cuarto existan duchas. Otra medida importante es no permitir que salgan las personas de la sala con la ropa de necropsias.

2. Mobiliario de la sala:

El mobiliario de la sala de necropsias está formado principalmente por:

- A. Mesas de necropsias
- B. Lavabos
- C. Refrigeradores
- D. Congeladores
- E. Estantes
- F. Lavadora y secadora de ropa para uso industrial.

El mobiliario debe tener superficies lisas, de material sumamente durable, como el acero inoxidable para facilitar su limpieza. Es conveniente que cada mesa de necropsias cuente con instalaciones de agua, drenaje y gas.

Las conexiones eléctricas y de gas deben estar protegidas por una cubierta abatible. (ver Foto I. 2.)

3. Equipo de la sala:

Es indispensable que la sala de necropsias cuente con el siguiente equipo:

- Báscula
- Autoclave
- Microscopio estereoscópico y microscopio compuesto
- Mesa y lámpara para fotografiar
- Equipo de eutanasia:
 - Campana de anestesia
 - Cables eléctricos e interruptor
 - Tanque de CO₂
 - Pinzas burdizzo
 - Tijeras

4. Instrumental:

El instrumental que se requiere para la necropsia de las aves es reducido y sencillo, a continuación se enlista el mínimo requerido en una sala de necropsias:

- A. Tijeras
- B. Tijeras para huesos pequeños
- C. Pinzas de disección con dientes de ratón
- D. Pinzas de disección sin dientes de ratón

- E. Cuchillos de varios tamaños
 - F. Costotomo de pequeñas especies
 - G. Bisturí
 - H. Chaira
 - I. Estilete
- (ver Foto I. 3.)

En la mayoría de las ocasiones las necropsias se realizan con tijeras, cuchillos y pinzas únicamente.

El instrumental de necropsias debe lavarse después de cada necropsia y esterilizarse periódicamente.

5. Ropa de necropsias:

El uso de la ropa de necropsias sirve para la protección física y sanitaria del prosector por lo que se recomienda el siguiente vestuario:

- A. Bata
- B. Mandil de hule o plástico
- C. Guantes
- D. Cubrebocas

La bata y el mandil se deben lavar todos los días, mientras que los guantes se deben lavar y desinfectar entre cada necropsia. El cubreboca debe utilizarse especialmente si se sospecha de alguna zoonosis como en el caso de ornitosis, erisipela, micosis, salmonelosis etc.

6. Equipo de limpieza:

Debido a que la sala de necropsias es un lugar sumamente contaminado, debe cuidarse su aseo y desinfección.

A continuación se enlista el equipo de limpieza:

- A. Escobas
- B. Jergas
- C. Cepillos
- D. Trapeadores
- E. Cubetas
- F. Detergentes
- G. Papel absorbente
- H. Mangueras

7. Desinfectantes:

Los desinfectantes empleados en la sala de necropsias no deben ser inflamables, tóxicos ni irritantes, es deseable que cubran las siguientes características:

- A. Elevada eficacia germicida
- b. Amplio espectro (virus, Bacterias, hongos y protozoario)
- C. Efecto letal rápido
- D. No corrosivo
- E. Compatibles con jabones
- F. Bajo costo

Debe cuidarse que la concentración sea correcta para que su acción sea efectiva. Antes de utilizar cualquier desinfectante, deben limpiarse perfectamente las superficies en donde se desean aplicar los desinfectantes.

Algunos de los desinfectantes a emplear pueden ser:

Cuaternarios de amonio.

Se usan de rutina en la desinfección de muebles y equipo, pero se inactivan cuando hay rastros de detergentes.

Hipocloritos.

El principio activo es el cloro. Se usan solo como desinfectantes de superficies previamente limpias, su actividad se reduce en presencia de detergentes y agua dura.

Yodóforos.

El principio activo es el yodo. Su acción disminuye cuando no hubo limpieza previa. Se usan para la esterilización de instrumentos, equipo de disección, guantes, botas, overoles, pantalones etc. Sólo los yodóforos, los compuestos cresílicos y fenólicos pueden utilizarse para tapetes sanitarios.

Compuestos fenólicos.

Constituyen un grupo de desinfectantes fuertes que son muy eficaces cuando se calientan. Pueden ser usados con detergentes y tienen efecto residual, se aplican sobre la pared por aerosol o con brocha.

Compuestos cresílicos.

Son los desinfectantes más fuertes, son efectivos en presencia de materia orgánica y son probablemente los mejores desinfectantes para los pisos sucios.

Formaldheido.

Es un germicida no corrosivo, se usa después de la limpieza, para la fumigación de locales, combinado con 500 cc. de formalina comercial y 250 gr. de permanganato de potasio, esta combinación gasifica por lo que debe cerrarse el local durante 24 hrs., se requiere una humedad alta con una temperatura de 30°C aproximadamente. Es sumamente irritante para las mucosa ocular y respiratoria.

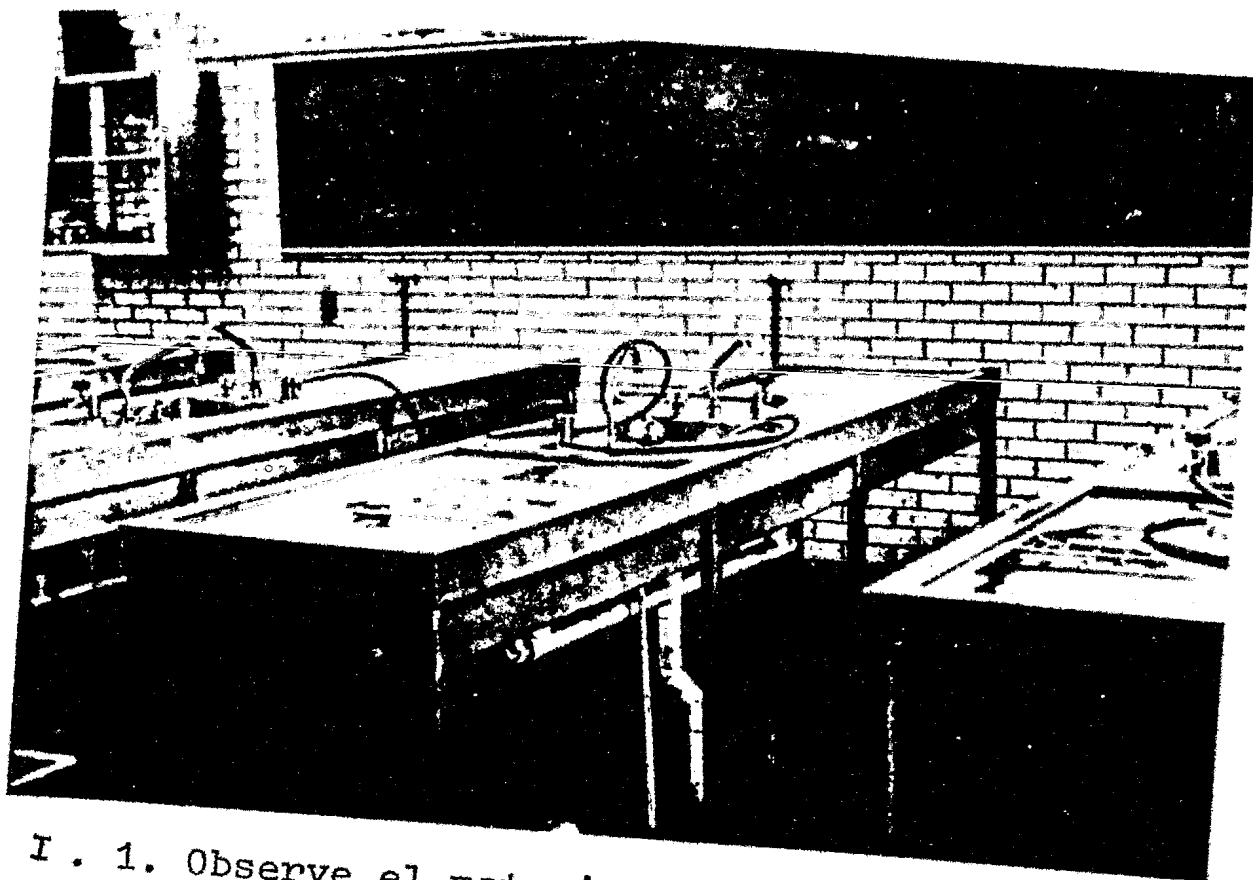


Foto I . 1. Observe el material de las paredes y piso, así como el de las mesas de trabajo.

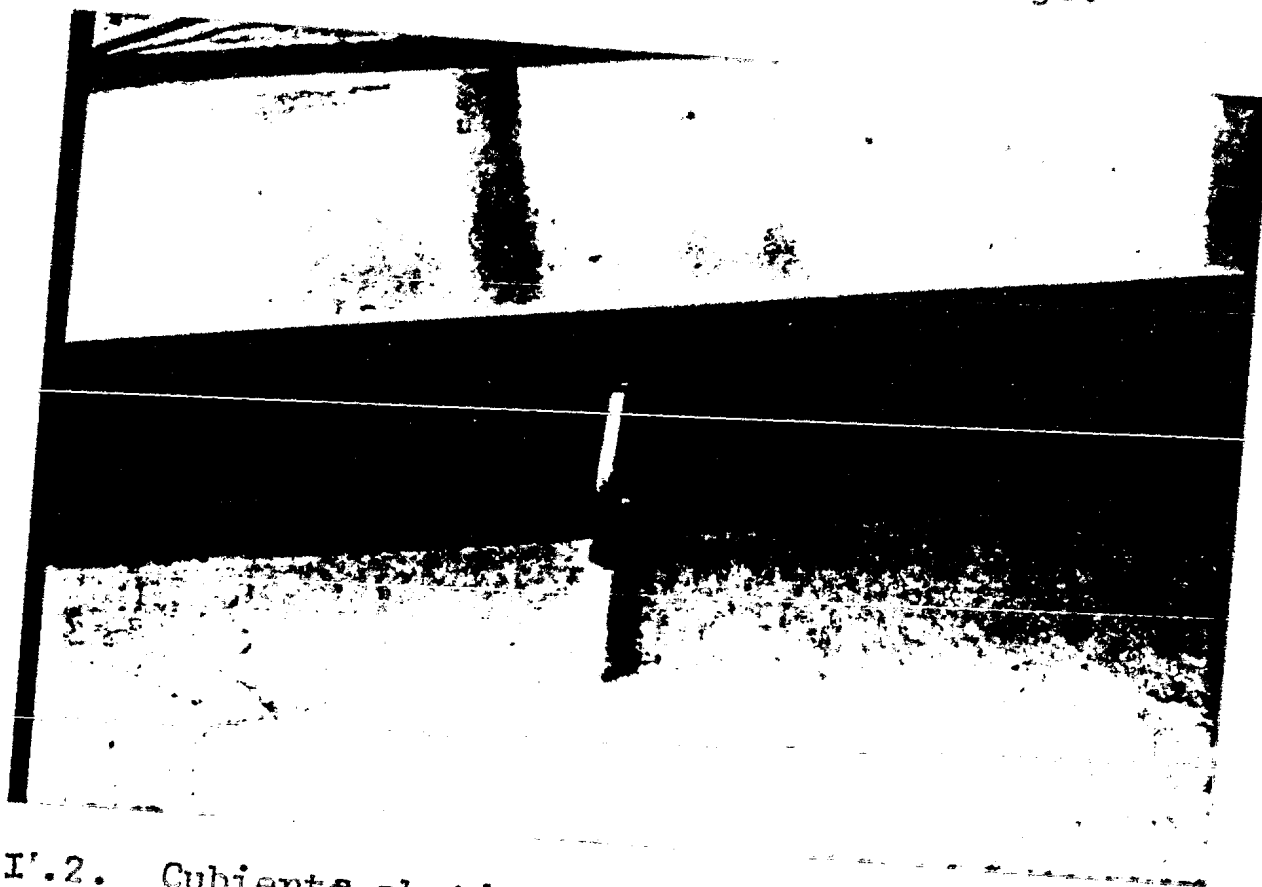


Foto I'.2. Cubierta abatible para conexiones eléctricas.

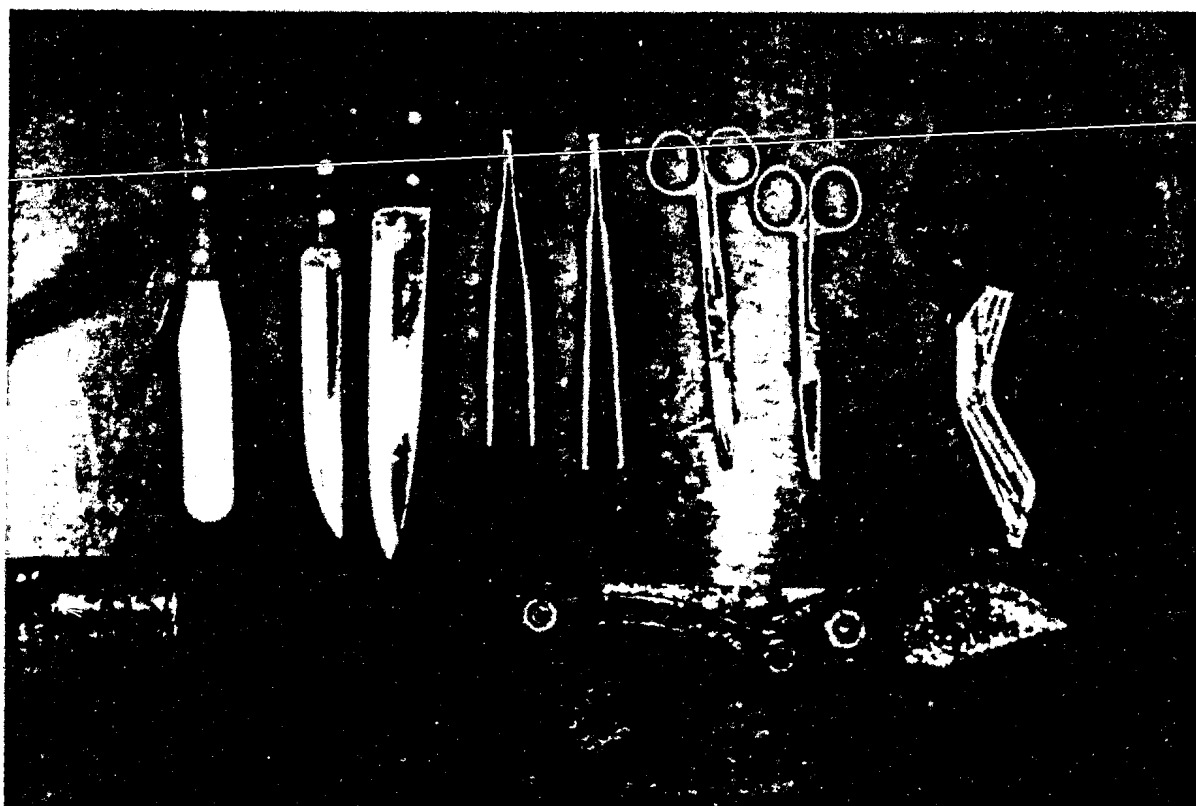


Foto I.3. Instrumental mínimo requerido para la ejecución de la necropsia.

RESUMEN Y PRUEBA

1. En donde se debe ubicar una sala de necropsias?

2. Enliste y describa cada uno de los factores que dan funcionalidad a una sala de necropsias.

3. Enumere el mobiliario de la sala de necropsias y mencione cuáles son las características deseables.

4. Enumere el equipo indispensable de la sala de necropsias

5. Enliste el instrumental que se requiere en la sala de necropsias y mencione sus cuidados.

6. Por qué es importante usar la ropa de necropsias?

7. Relacione las columnas anotando en el paréntesis la letra que corresponda.

Desinfectantes	Usos y características
A. Compuestos cresílicos	() se usan para la desinfección de muebles y equipo, se inactivan en presencia de detergentes
B. Cuaternarios de amonio	() es germicida, se usa para desinfectar locales.

- C. Hipocloritos () se inactivan en presencia de agua dura y detergentes.
- D. Yodoforos () son desinfectantes fuertes se usan para pisos sucios.
- E. Compuestos fenólicos () son más eficaces cuando se calientan, actúan en presencia de materia orgánica y detergentes.
- F. Formaldehido () se usan para esterilizar instrumental.

CAPITULO II

HISTORIA CLINICA

OBJETIVOS

Al terminar el lector:

1. Valorará la importancia que tiene la organización de los datos adquiridos en la historia clínica
2. Describirá cada uno de los elementos que forman la historia mediata y la historia inmediata
3. Elaborará una historia clínica tomando como base el modelo propuesto.

CAPITULO II

HISTORIA CLINICA

El diagnóstico de enfermedades se facilita considerablemente cuando se conocen los aspectos relacionados con la presentación del problema que afecta a la parvada. Este acopio de datos se obtiene mediante un interrogatorio extenso a la persona que presenta el caso.

Para la integración del diagnóstico, la historia clínica reviste tanta importancia como la necropsia, ya -- que cuando se obtiene una historia completa ésta, de ordinario sugiere cual puede ser la naturaleza del problema -- ayudando, así a adoptar los métodos específicos de diagnóstico diferencial necesario para establecer el diagnóstico-etiológico, así como para establecer un pronóstico y dictar las medidas correctivas.

La historia clínica se basa en gran parte - en la información obtenida durante el interrogatorio por lo que este debe efectuarse con especial cuidado a fin de que los datos obtenidos sean relevantes y confiables; en ocasiones la información proporcionada no es verídica, puede haber interés en ocultar negligencia o descuidos. Sin embargo, se puede caer en la cuenta de que la información es tendenciosa, por las frecuentes contradicciones cuando lo sugerido no concuerda con los hallazgos de los exámenes

clínicos y post-mortem.

Resulta evidente, saber conducir el interrogatorio para evitar datos confusos de poca relevancia para el diagnóstico de la entidad en cuestión.

En términos generales es conveniente que la historia clínica se estructure tomando en cuenta la información que aporta:

La historia mediata

La historia inmediata

HISTORIA MEDIATA:

Tiene como propósito conocer la historia previa de la parvada en relación al tipo de granja y operación. En la primera parte se anotan datos de identificación que son de gran utilidad para dar a conocer los resultados y recomendaciones.

1. Nombre de la granja
2. Propietario
3. Dirección
4. Teléfono
5. Localización geográfica
6. Granjas cercanas y proximidad a vías de comunicación
7. Finalidad zootécnica
8. Sistema de explotación
9. Tipo de instalaciones
10. Estirpes o líneas genéticas
11. Casa incubadora
12. Orientación de las casetas
13. Distancia entre las casetas
14. Almacenamiento de alimento
15. Procedencia del agua
16. Depósitos de basura
17. Tapetes sanitarios

18. Eliminación de cadáveres
19. Desinfección de la cama
20. Control de ratas, insectos y otras plagas
21. Control de visitantes, vehículos etc.

Nombre de la granja, propietario, dirección y teléfono:

Estos datos son de suma importancia para comunicar el diagnóstico e indicar las medidas necesarias para combatir el problema.

Localización geográfica:

Proporciona información sobre factores tales como clima y otras condiciones ambientales que pueden tener influencia directa sobre la presentación de enfermedades. A manera de ejemplo puede citarse la observación del síndrome ascítico el cual se presenta con más frecuencia en sitios con altitudes mayores a 1,300 mts. sobre el nivel del mar (1)

Granjas cercanas y proximidad a vías de comunicación:

Es de gran importancia conocer la existencia de granjas vecinas, así como su finalidad zootécnica, ya que existen numerosas enfermedades que se transmiten por el aire y vectores que fácilmente pueden pasar de una granja a la vecina.

Las aves de explotación situadas cerca de carreteras muy transitadas o rastros están más expuestas a contraer padecimientos contagiosos.

Finalidad zootécnica de la granja:

En la actualidad la mayoría de las granjas avícolas se especializan en un tipo específico de aves: pollos de engorda, gallinas de postura, reproductoras o progenitoras. Evidentemente el manejo, alimentación, instalaciones y el tiempo que se mantienen los animales varía considerablemente entre los diferentes tipos de aves. La especialidad de la granja permite eliminar la posibilidad de que se presenten determinados padecimientos en un grupo dado de animales. Como ejemplo puede citarse el caso de la leucosis aviar la cual presenta mayor mortalidad entre las 20 y 40 semanas de edad con lo que se elimina que este padecimiento constituya un problema para las parvadas de pollo de engorda que se ofrecen al mercado entre la séptima y novena semana de edad.

Sistema de explotación:

Existen dos formas fundamentales de manejo de las parvadas: el sistema denominado "*todo dentro, todo fuera*" y "*la - - cianza rotativa*". es muy importante conocer en la historia clínica cual de estos sistemas es el que se ha implantado en la granja. En el sistema "*todo dentro, todo fuera*" entra una parvada a la granja y sale completa al mercado, dando oportunidad a que se efectúe una limpieza total y se desinfecten las casetas cuando se vacíen, lo

que es muy favorable para evitar enfermedades enzoóticas. Sin embargo, este método, implica tener aves de la misma edad por lo que ciertos problemas infecciosos pueden difundirse en forma muy rápida, en una población susceptible. En el sistema de "crianza rotativa" se mantienen aves de diversas edades y las casetas nunca se encuentran vacías - haciendo muy difícil el control de padecimientos de presentación enzoótica, que tienden a perpetuarse en las granjas como es el caso de la enfermedad respiratoria crónica que sería muy difícil controlar en un sistema de crianza rotativa, además de que es frecuente la coexistencia de varias enfermedades simultáneamente.

Tipos de instalaciones:

En este aspecto se incluyen datos muy importantes sobre el medio ambiente en el que se mantienen las aves. Para resaltar la importancia de estos datos se puede citar como ejemplo el hecho de que aves mantenidas en jaula presentan mucho menor incidencia de enfermedades parasitarias, principalmente coccidiosis, debido a que la exposición de estos animales a la contaminación fecal es mínima.

Estirpes o líneas genéticas de las aves:

Esta información es útil ya que existen padecimientos que afectan más a ciertas aves que a otras. A este respecto, puede decirse que estirpes semipesadas son más susceptibles a la pulorosis y tifoidea, además de que padecen con mayor frecuencia desórdenes del aparato locomotor.

Casa incubadora de la que proceden las aves:

Resulta pertinente conocer este dato ya que existen enfermedades en reproductoras y progenitoras que se transmiten - - transováricamente, tales como: tifoidea, pulorosis, arizonosis, encefalomiелitis aviar, artritis viral, adenovirosis, - Leucosis y micoplasmosis. Además se conocen enfermedades - que suelen adquirirse en la nacedora, tales como la infección del saco vitelino y la aspergilosis.

Orientación de las casetas:

Es de gran ayuda conocer la orientación de las casetas ya que una mala orientación produce deficiente iluminación y ventilación, condiciones que pueden ocasionar descensos bruscos de temperatura y desencadenar afecciones respiratorias.

Distancia entre las casetas:

Cuando las casetas están demasiado cercanas se obstruye la ventilación, además se facilita la difusión de enfermedades de una caseta a otra.

Alimento:

Conocer los ingredientes del alimento, su procedencia y sus condiciones de almacenamiento es indispensable para detectar deficiencias nutricionales e intoxicaciones alimenticias.

Procedencia del agua:

Es importante conocer el origen del agua que consumen las aves ya que una cisterna o pozo con agua contaminada, puede ser fuente de infección para las aves.

Depósitos de basura, eliminación de cadáveres y otros despojos:

La mala ubicación y construcción de los depósitos de basura así como los métodos inadecuados para la eliminación de cadáveres y otros desechos pueden dar origen a contagios y persistencia de infecciones e infestaciones parasitarias en las aves.

Tapetes sanitarios:

La existencia de tapetes sanitarios da idea del manejo sanitario de la granja. Su uso reduce la posibilidad de la transmisión de enfermedades por contaminación en las suelas de los zapatos; neumáticos de los vehículos y demás implementos que entran a la granja.

Manejo de la cama:

El tratamiento adecuado del material de la cama y la limpieza de los nidos son factores importantes en la prevención de enfermedades de transmisión vertical y horizontal. Por ello es importante conocer cuales son los procedimientos que se utilizan en la granja.

Control de ratas, insectos y otras plagas:

Las ratas, moscas y aves silvestres entre otros, pueden ser importantes diseminadores mecánicos de enfermedades especialmente si se han alimentado de cadáveres de aves enfermas o de despojos de incubadoras y rastros. Para ello es necesario saber cuales son las principales plagas en determinada granja y qué métodos se emplean para controlarlas.

Control de Visitas:

Empleados, vendedores de alimentos, compradores de pollo y huevo, veterinarios y todas las personas que visitan rutinariamente diversas granjas, pueden ser vectores de infecciones. Si no se toman las precauciones necesarias para desinfectar el calzado, las manos y ropa. Cabe mencionar también que las jaulas de transporte y sacos de alimento pueden estar contaminados por lo que resulta importante conocer las precauciones que se toman en este sentido.

HISTORIA INMEDIATA:

La historia inmediata es la segunda parte que integra la historia clínica, es un interrogatorio encaminado a obtener la información pertinente referente al problema actual. Debe enfatizarse que una historia clínica útil requiere de una preparación cuidadosa de la historia mediata y de la inmediata ya que ambas se complementan para la obtención de una información ordenada y congruente.

Los elementos indispensables de la historia inmediata son:

1. Edad de las aves
2. Número de aves que componen la parvada
3. Estado de carnes de las aves
4. Pigmentación
5. Llegada de nuevos animales
6. Calendario de vacunación
7. Descripción del problema actual
8. Inicio de los signos
9. Difusión de la enfermedad
10. Morbilidad
11. Mortalidad
12. Signos clínicos
13. Consumo de alimento
14. Consumo de agua
15. Disminución de la producción
16. Padecimientos anteriores
17. Presentación del problema en otras parvadas
18. Tratamientos y resultados
19. Hallazgos de las necropsias efectuadas en la granja

Edad de las aves:

Dentro de las enfermedades que afectan a las aves hay algunas que sólo se presentan en aves jóvenes y otras que afectan preferentemente a las adultas.

Para ejemplificar lo anterior puede mencionarse que los pollitos hasta de una semana de edad, son susceptibles de padecer infección del saco vitelino y onfalitis, afecciones que no se observan en aves mayores. Por otra parte, la detección macroscópica de neoplasias producidas por el virus de la leucosis aviaria sólo es posible en aves mayores de 16 semanas.

Número de aves que componen la parvada:

Este dato es indispensable para calcular la morbilidad y mortalidad que está ocurriendo en la parvada.

Estado de carnes de las aves:

En general la mala nutrición se manifiesta por emaciación y crecimiento retrazado, este tipo de animales son más susceptibles de contraer infecciones, también se ha propuesto que el síndrome del hígado graso se debe entre otras causas a una elevada ingestión de calorías aunada a una baja utilización de energía, lo que implica que los animales afectados sean generalmente gordos. En padecimientos agudos Generalmente las aves conservan un buen estado de carnes mientras que en los crónicos es frecuente la emaciación.

Pigmentación

Esta característica puede resultar muy útil para determinar la fase del ciclo de producción en que se encuentran las - aves; las ponedoras activas se caracterizan por presentar crestas rojas y turgentes y la piel de los tarsos pálida; en pollos de engorda los padecimientos entéricos tienden a producir pérdidas de la pigmentación.

Llegada de nuevos animales:

El ingreso de nuevos animales puede llegar a desencadenar el brote de un padecimiento contagioso, tanto en los recién nacidos llegados como en los residentes.

Calendario de vacunación:

En este renglón no sólo se debe anotar contra que enfermedad se ha vacunado, sino también la marca de la vacuna, cepa, edad a la que se aplica, vía de aplicación y fecha de caducidad.

Debe hacerse notar que puede presentarse determinada enfermedad a pesar de que se ha vacunado contra ella, lo que puede deberse a factores tales como:

- falta de refrigeración de la vacuna
- mala dosificación
- mala técnica de aplicación
- vacunas mal elaboradas que no confieren protección
- fecha de caducidad

Descripción del problema actual:

En esta parte del interrogatorio es muy conveniente dejar que la persona que presenta el caso de una explicación libre de lo que ha ocurrido en relación al problema. Esta medida ayuda a obtener una visión general de la situación y conocer a juicio del dueño o encargado, cual es la posible causa o factores desencadenantes del padecimiento.

Una vez concluida la exposición debe ordenarse la información obtenida para su posterior análisis. Es conveniente hacer preguntas concretas para no omitir información importante

Inicio de los signos:

Esto permite conocer el curso de la enfermedad que puede ser:

aguda, subaguda o crónica

Ejemplos de enfermedades de curso agudo.

- Laringotraqueitis
- Botulismo
- Enteritis ulcerativa
- Bronquitis infecciosa

Ejemplos de enfermedades de curso subagudo:

- Hepatitis necrótica (puede ser también crónica).
- Infección con Mycoplasma synoviae (puede ser también crónica).
- Artritis viral

Ejemplos de enfermedades de curso crónico:

- Tuberculosis
- Enfermedad de Marek
- Leucosis aviar
- La mayoría de deficiencias nutricionales

Difusión de la enfermedad:

La rapidez de difusión es una característica típica y constante para muchas enfermedades. Existen enfermedades de difusión rápida, media y lenta.

Ejemplos de enfermedades que se difunden rápidamente:

- Bronquitis infecciosa
- Enfermedad de Newcastle
- Infección de la bolsa de Fabricio

Ejemplos de enfermedades de difusión media:

- Coriza infecciosa
- Clamidiosis en pavos

Ejemplos de enfermedades de difusión lenta:

- Enfermedad respiratoria crónica
- Hepatitis vibriónica
- Viruela
- Laringotraqueitis

Morbilidad:

Es el porcentaje de animales afectados en determinado núcleo de la población.

Para el diagnóstico diferencial es importante conocer la morbilidad, ya que ésta varía entre las diferentes enfermedades, se pueden citar como ejemplos:

Infección por bronquitis infecciosa, morbilidad cercana al 100%

Clamidiosis del pavo, morbilidad entre el 50 y 80%

Encefalomiелitis aviar, morbilidad entre el 40 y 60%

Viruela aviar presenta morbilidad variable.

Mortalidad:

La mortalidad es el porcentaje de individuos de un grupo que mueren afectados por una enfermedad. Al igual que la morbilidad, la mortalidad varía entre las diversas enfermedades e incluso entre las distintas formas de presentación de una misma enfermedad por lo que es un dato muy importante, para guiar el diagnóstico diferencial. Como ejemplos pueden citarse las diferentes formas de presentación de la enfermedad de Newcastle:

- Doyle mortalidad 90%
- Beach mortalidad del 90% en aves inmaduras y hasta 50% en aves maduras
- Beaudette baja mortalidad alrededor del 10% en pollos menores de 4 semanas
- Hitchner no hay mortalidad en aves maduras y en inmaduras puede llegar al 30%

- Signos clínicos

Debe anotarse aquí todas las manifestaciones de las aves enfermas detectables mediante un examen directo.

Conviene agrupar los signos clínicos por sistemas en la forma que se sugiere a continuación:

I Sistema Respiratorio:

En los problemas respiratorios se presentan generalmente una o más manifestaciones clínicas:

- a) boqueo
- b) estornudo
- c) ruidos adventicios: estertores, roces y ronquidos
- d) secreción nasal
- e) secreción ocular
- f) lagrimeo
- g) conjuntivitis
- h) abultamiento de la región infraorbitaria

II Sistema Digestivo:

Las principales manifestaciones de desórdenes - -
digestivos son:

- a) anorexia
- b) diarrea, si ésta se presenta conviene
conocer el tipo de evacuaciones que pueden ser
sanguinolentas, amarillentas, blancas, verdo -
sas o con moco.

III Sistema Nervioso:

Las principales signos son:

- Tortícolis

- ataxia e incordinación
- parálisis
- convulsiones
- temblores
- epistótonos
- opistótonos

IV Sistema Locomotor.

Principales manifestaciones clínicas:

- claudicación
- abultamiento de articulaciones
- abscesos plantares

Consumo de alimento:

Es importante conocer si disminuye o cesa el consumo de alimento en algunas afecciones como:

Laringotraqueitis, bronquitis infecciosa y enfermedad de Newcastle.

Existen por otro lado, enfermedades en las que el consumo de alimento no se afecta, como ocurre en la Xantomatosis.

Consumo de agua:

Hay condiciones en el que el consumo de agua se incrementa como en deshidratación, diarrea y estados febriles.

Disminución de la producción:

La producción se ve afectada en forma característica en diversas enfermedades. Por ejemplo, en el caso de bronquitis infecciosa se afectan parvadas, las ponedoras exhiben una marcada disminución en la producción acompañada con deformación del cascarón, la parvada jamás recupera su producción normal.

En el síndrome de baja de postura, la menor producción se observa dos semanas después de ocurrida la infección recuperándose en las siguientes dos a cuatro semanas.

Padecimientos anteriores en la parvada :

En la historia clínica, es indispensable recabar información acerca de los trastornos que ha sufrido la parvada y la edad en que se presentó.

Es conocido el hecho de que pollos con pocos anticuerpos maternos al ser expuestos al virus de la infección de la bolsa de fabricio tendrán una pobre respuesta humoral a las vacunas y mayores problemas con brotes de campo.

Conocer en un caso particular datos sobre este aspecto, puede ayudar a interpretar un grado anormal de alta mortalidad en la parvada en cuestión.

Presentación del padecimiento en parvadas anteriores:

Si se detecta en una granja la aparición repetida de un mismo problema, esto puede ser indicativo de situaciones como errores de manejo no corregidos, contaminaciones presentes en los locales o bien el suministro de una ración mal balanceada o contaminada, entre otros.

Tratamiento:

Resulta de importancia conocer los tratamientos suministrados y los resultados obtenidos con ellos en esta parvada u otras anteriores, lo que resulta de gran utilidad para establecer un esquema terapéutico adecuado.

Resultados de las necropsias efectuadas en la granja:

Los hallazgos de necropsias previas nos permiten verificar si las aves enviadas son representativas del padecimiento al que se está haciendo referencia. También es posible mediante el conocimiento de estos datos, detectar la coexistencia de varios padecimientos en forma simultánea en las aves.

Conocer cada uno de estos datos aisladamente no es útil para el diagnóstico, más aún el médico veterinario que acumula demasiada información sin analizarla, sólo logra con fundirse y desviar su atención en observaciones poco importantes.

El valor de la historia clínica radica en saber ordenar, analizar y relacionar la información de una manera lógica, que nos permita descubrir pistas seguras para el diagnóstico de la enfermedad.

A continuación se presenta una historia clínica en la que se emplea el modelo propuesto por el Departamento de Producción Animal: Aves de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Se le sugiere que la llene con los datos reales que estén a su alcance.

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
DEPARTAMENTO DE PRODUCCION ANIMAL: AVES



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTONOMA DE
MEXICO

CLAVE _____

Fecha _____ No. de caso _____

Propietario _____ Tel. _____

Quien presenta el caso _____

Dirección _____

Localización de la granja _____ Raza o especie _____

No. de aves: _____

Incubadora _____ Edad _____ Entregadas vivas _____ Muertas _____ Piso _____ Jaula _____

Alimento _____

Estado nutricional: Bueno _____ Malo _____ Reg. _____ Pigmentación: Buena _____ Mala _____ Reg _____

VACUNACIONES

Cepa								
Marca								
Edad								
Via								

¿Cuándo empezaron los signos? _____ ¿Qué edades están afectadas? _____

¿En cuánto tiempo y de qué manera se difundieron? _____ Morbilidad total _____

¿Cuántas aves han muerto a causa del presente problema? _____

¿Cuánto tardan en morir las aves? _____

Mortalidad diaria _____

SIGNOS

RESPIRATORIOS

Estornudo _____ %

Boqueo _____ %

Secreción nasal _____ %

Secreción ocular _____ %

Estertor bronquial _____ %

Estertor traqueal _____ %

DIGESTIVOS

Diarrea _____ %

Sanguinolento: _____ %

Amarilla _____ %

Blanca _____ %

Verde _____ %

Acuosa _____ %

NERVIOSOS

Incoordinación _____ %

Parálisis _____ %

Tortícolis _____ %

Temblo de cabeza _____ %

Ataxia _____ %

Tics _____ %

¿Ha disminuido el consumo de alimento? _____ ¿Desde cuándo? _____

Producción de huevo antes del problema _____ % Actual _____ % Anormalidades _____

Se ha presentado este problema en parvadas anteriores _____ ¿Cómo se ha resuelto? _____

Tratamiento para el problema actual y resultados _____

¿Han padecido estas aves otras enfermedades? _____ ¿Cuáles? _____ ¿A qué edad? _____

La granja más cercana se encuentra a: _____ ¿Hay pocas o muchas granjas en su área? _____ ¿De pollo de engorda? _____

¿Postura? _____ ¿Reproductoras _____ ¿Han tenido problemas similares al suyo? _____ ¿Tiene contacto con

ellos? _____ ¿Sus trabajadores van a otras granjas? _____ Entra el camión del alimento a su granja? _____ ¿Qué le hacen

al pollo muerto? _____ ¿Hay moscas? _____ ¿Ratas? _____ ¿Qué tipo de cama usa? _____

¿Está seca? _____ ¿Qué tipo de piso usa? _____

¿Han hecho necropsias de los animales en el campo? _____

OTROS COMENTARIOS: _____

RESUMEN Y PRUEBA

1. Indique los datos que sirven para estructurar una historia clínica.

2. ¿ Por que es importante ordenar, analizar y sistematizar los datos de la historia clínica?

3. Marque con una "M" los datos que pertenecen a la historia mediata y con una "I" las que pertenecen a la historia inmediata.

- | | |
|--|--|
| <input type="checkbox"/> Depósitos de basura | <input type="checkbox"/> Almacenamiento de alimento |
| <input type="checkbox"/> Tapetes sanitarios | <input type="checkbox"/> Signos clínicos |
| <input type="checkbox"/> Tratamientos y resultados | <input type="checkbox"/> Casa incubadora |
| <input type="checkbox"/> Difusión de la enfermedad | <input type="checkbox"/> Tipos de instalaciones |
| <input type="checkbox"/> Control de visitas y vehículos | <input type="checkbox"/> Consumo de alimento |
| <input type="checkbox"/> Descripción del problema actual | <input type="checkbox"/> Finalidad zootécnica |
| <input type="checkbox"/> Llegada de nuevos animales | <input type="checkbox"/> Calendario de vacunación |
| <input type="checkbox"/> Localización geográfica | <input type="checkbox"/> Sistema de explotación |
| <input type="checkbox"/> Pigmentación | <input type="checkbox"/> Edad de las aves |
| <input type="checkbox"/> Mortalidad | <input type="checkbox"/> Distancia entre las casetas |

4. Explique brevemente la importancia de conocer cada uno de los siguientes datos.

- finalidad zootécnica _____

- signos clínicos _____

- Difusión de la enfermedad _____

- Morbilidad y mortalidad _____

- Padecimientos anteriores _____

CAPITULO III

INSPECCION CLINICA

Al terminar la unidad el lector:

1. Mencionará las condiciones que deben reunir las aves que se envían al laboratorio de diagnóstico.
2. Describirá cómo se realiza la inspección de la parvada.
3. Describirá cómo se lleva a cabo la inspección clínica de:
 - comportamiento
 - estado de carnes, plumaje, piel, crestas, barbillas
 - cabeza, pico y ojos
 - palpación del abdomen e inspección de la cloaca
 - extremidades y esqueleto

CAPITULO III

INSPECCION CLINICA

La exactitud de un diagnóstico depende de la acertada selección de las aves sometidas a la inspección clínica y a la necropsia, conviene entregar varias aves vivas, para que el agente patógeno se aisle con más seguridad o bien, animales recién sacrificados, Para que los cambios posmortem, no interfieran con el diagnóstico.

Se eligen las aves que con mayor precisión presentan el estado morbozo que esta afectando a la parvada, y de ser posible es conveniente presentar animales en diferentes periodos de la enfermedad.

Las aves vivas deben enviarse por el medio más rápido posible, permitiéndoles durante el transporte una adecuada ventilación, espacio suficiente para evitar aglomeraciones, asfixias y entumecimientos. Además deberán acompañarse de una historia clínica completa.

Una adecuada inspección de la parvada siempre que sea posible permite seleccionar mejor a las aves que se enviarán al laboratorio de diagnóstico. Dicha inspección debe basarse en la observación directa de las aves dentro de la caseta, después de haber realizado la ananesis.

INSPECCION DE LA PARVADA:

- Al entrar a la caseta se debe caminar con cuidado y por las orillas para no espantar a las aves.
- Hay que observar la actitud de las aves, si están tristes, alertas, despiertas, etc.
- Es muy importante escuchar a la parvada, sobre todo para detectar problemas respiratorios. Se puede hacer que las aves callen momentaneamente, aplaudiendo o haciendo cualquier otro ruido.
- Revisar la cama, comederos bebederos, temperatura, ventilación etc, pueden darnos pistas para el diagnóstico, debido a que la falla de cualquiera de estos aspectos - puede ocasionar una alteración de salud en la parvada.

La inspección clínica debe realizarse siguiendo un método sistemático que permita descubrir alteraciones y condiciones anormales a fin de obtener el mayor número de datos útiles para el diagnóstico. Una práctica aconsejable es - colocar a las aves para estudio, en una jaula u otro sitio donde se les pueda observar una vez que se hayan acostumbrado al nuevo ambiente, es conveniente detectar la posible recuperación de algunas condiciones pasajeras originadas por el transporte al laboratorio tales como: parálisis transitoria, deshidratación o irritación de mucosas ocular y respiratoria.

En la inspección clínica o examen antemortem se - deben considerar los siguientes aspectos:

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

1.- COMPORTAMIENTO

La inspección clínica debe iniciarse con la observación de las aves a distancia para determinar cual es su actitud general y así, detectar cualquier evidencia de condiciones como: parálisis, incoordinación, debilidad de las patas o claudicación, signos respiratorios, ceguera y depresión entre otras. (ver Foto III. 1.)

2.- EXAMEN DEL ESTADO DE CARNES, PLUMAJE, PIEL, CRESTAS Y BARBILLAS

Generalmente se sujeta a la gallina por las alas, colocando la palma de la mano sobre el dorso y deslizando el pulgar bajo una de las alas y el resto de los dedos bajo la otra ala para levantarla. Otra forma es colocar el ave sobre la palma de la mano con la cabeza hacia el prosector fijado entre los dedos extendidos las patas - por su región tibial, de tal manera que el esternón descansa - sobre la palma de la mano y las alas se sujetan con - los muslos, de esta manera el ave se siente cómoda y no realiza movimientos defensivos, además nos permite tener la otra mano libre para la inspección. (ver Foto III. 2y3.)

2.1 Se palpa la región esternal para determinar el estado de carnes, se considera el volumen de las masas musculares, cantidad del tejido adiposo y el grado de prominencia de los huesos y se aprecia también el peso.

2.2 Al revisar el plumaje y piel debe ponerse especial atención a la presencia de ectoparásitos, cambios de coloración en la piel, tumores, abscesos y evidencia de canibalismo. En la cabeza se pueden encontrar

lesiones de canibalismo, parásitos como Echinofaga gallinacea; en el lomo se pueden ver problemas de mal emplumaje, dermatitis escamosa, canibalismo de pluma y de piel; debajo de las alas es frecuente encontrar acaros o piojos, así como observar el grado de pigmentación del pollo de engorda; alrededor de la cloaca podemos encontrar parásitos, diarrea; evaluar en las hembras si están o no poniendo y en los machos si tienen actividad sexual. (ver Fotos III. 4 y 5.).

Una cresta grande, roja y turgente es evidencia de una gallina sana en postura. Si la cresta es grande pero ha perdido turgencia y está obscura podemos sospechar de un estado febril, una cresta pequeña, enjuta y pálida evidencia un problema crónico en una gallina que debiera estar en postura. (ver Foto III. 6.).

3.- EXAMEN DE LA CABEZA, PICO Y OJOS

- 3.1 Debe observarse la forma de la cabeza para detectar cambios como abultamiento de la cara por acumulación de exudado en los senos infraorbitarios común en casos de H. gallinarum, de cólera y edema del espacio intermaxilar en enfermedad de Newcastle viscerotrópica; inflamación de la cabeza por afecciones de E. coli o por irritación al aplicar medicamentos y vacunas oleosas. (ver Foto III.7.).
- 3.2 Debe hacerse una inspección de los orificios nasales presionando su pared superior determinar el tipo de secreción. En casos de bronquitis infecciosa encontramos exudado nasal cristalino, sin mal olor, en cambio, en coriza infecciosa el exudado tiende a ser gris lechoso y de mal olor.

- 3.3 El pico se abre haciendo tracción de la cresta y barbillas se exponen la cavidad oral en donde hay que poner atención en la integridad de la lengua, aspecto de la mucosa y hendidura palatina. Para inspeccionar la 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 pueden observar exudados, sangre o parásitos como S. trachea.
- 3.4 En los ojos se debe observar. La presencia de exudado en el saco conjuntival cuando se sospecha de aspergilosis; los párpados pueden estar hemorrágicos en laringotraqueítis o con pústulas en casos de viruela; transparencia e integridad de la córnea, en enfermedad de Newcastle; forma y color del iris, en enfermedad de Marek; así como la posible presencia de exudado en la cámara anterior del ojo en casos de tifoidea y aspergilosis; opacidad del cristalino en encefalomiелitis aviar. (ver Foto III.8.)

4.- PALPACION DEL ABDOMEN E INSPECCION DE LA CLOACA

4.1 La palpación del abdomen permite la detección de líquido ascítico en la cavidad abdominal en síndrome ascítico; presencia de huevos retenidos, en bronquitis infecciosa; postura abdominal o masas tumorales en enfermedad de Marek y leucosis linfoide. Mediante la palpación digital rectal es posible determinar la presencia de tumores en la bolsa de fabricio.

- 4.2 Para exponer la cloaca se separan las plumas de esta área, hay diarrea, en tifoidea y traumatismos en canivalismo.
(ver Foto III. 9.)

5.- INSPECCION DE LAS EXTREMIDADES Y ESQUELETO

- 5.1 Debe ponerse atención en la forma de los muslos, tarsos, dedos, uñas y cojinetes plantares. Con especial cuidado se deben revisar y palpar las articulaciones, tendones y vainas tendinosas para detectar aumento de volumen, presencia de exudados o disminuciones. Aquí podemos observar lesiones de raquitismo, condrodristrofia tibial, artritis viral, artritis bacteriana etc.(ver Foto III.10.)
- 5.2 Una práctica muy común es revisar el reflejo pedal, esto se hace levantando al ave por la base de las alas con una mano, poniendo el dedo índice debajo de las patas, las aves normales tratan de sujetar el dedo, no así las aves enfermas.
- 5.3 El reflejo aquiliano se revisa levantando el ave, sujetandola por la base de las alas con la mano izquierda, se golpea suavemente la parte superior y posterior de la articulación tibiotarsiana. En condiciones normales el ave responde flexionando la extremidad. (ver Foto III. 11.)
- 5.4 Para determinar si hay coordinación se levanta el ave, sujeta por las plumas rectrices (de la cola) permitiéndole apenas tocar la superficie del piso, un ave normal mueve las patas en forma coordinada, trata de correr.
(ver Foto III.12.)

5.5 Conviene palpar la región cervical, torácica y pélvica para descubrir fracturas o anormalidades en los huesos. La flexibilidad y separación de los huesos pélvicos nos permite evaluar si una ave está o no en postura.

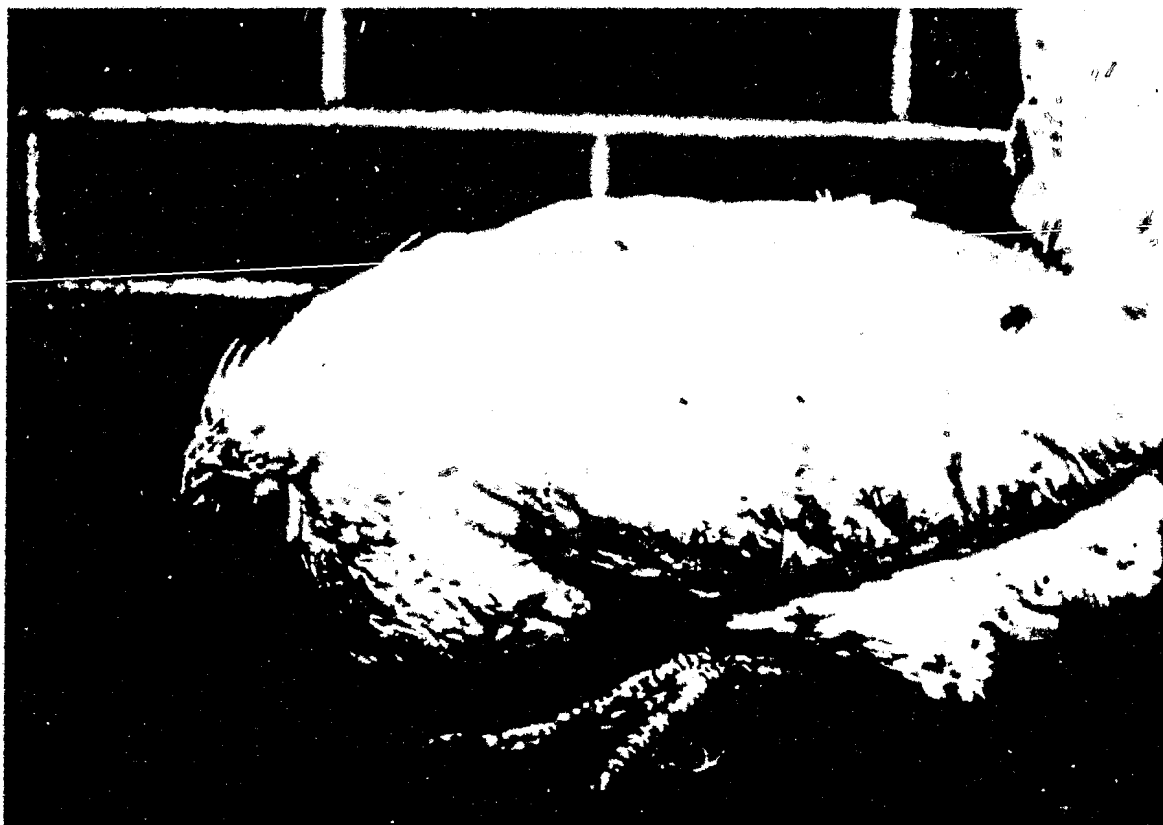


Foto III. 1. Aspecto anímico de una ave: postrada y triste.



Foto III. 2. Sujeción del ave por las alas.

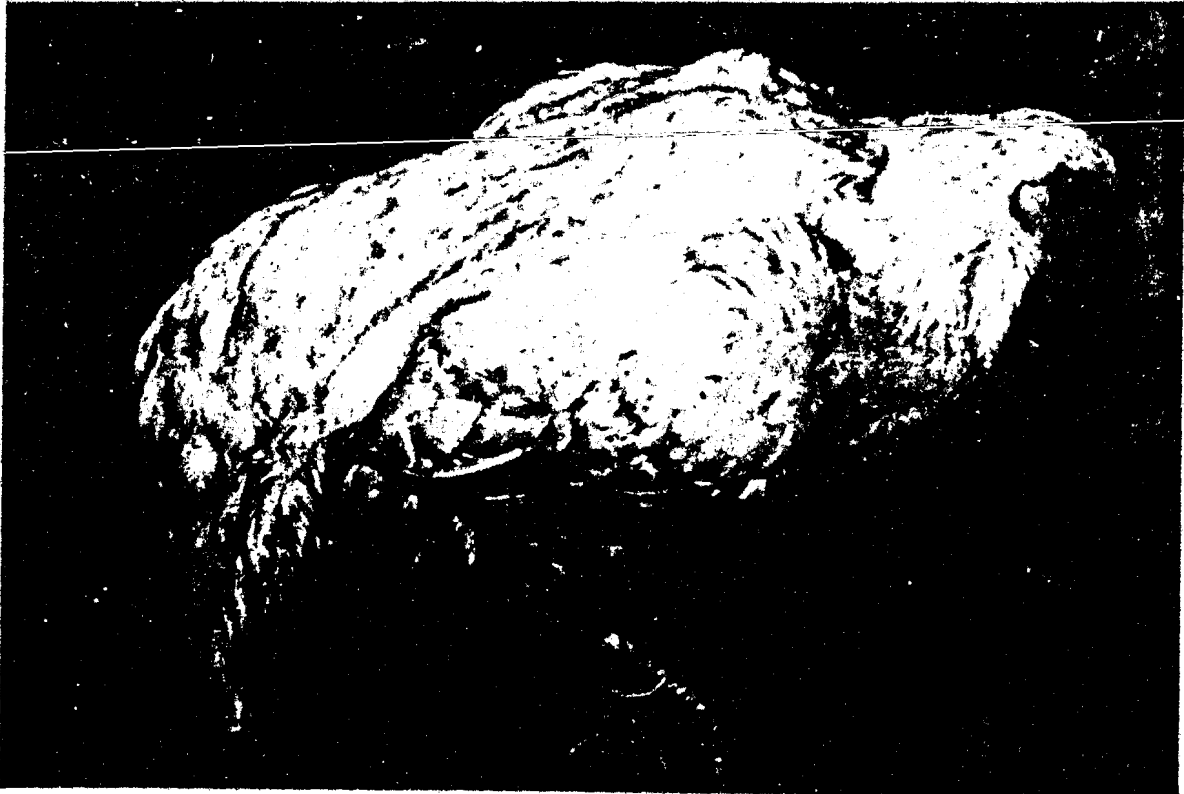


Foto III. 3. Sujeción del ave por las patas, en donde descansa la pechuga en la palma de la mano.



Foto III. 4. Ave que muestra plumaje desaliñado.



Foto III, 5. Formaciones tumorales encontradas en la revisión de piel.



Foto III.6. Lesiones de viruela en la cresta.

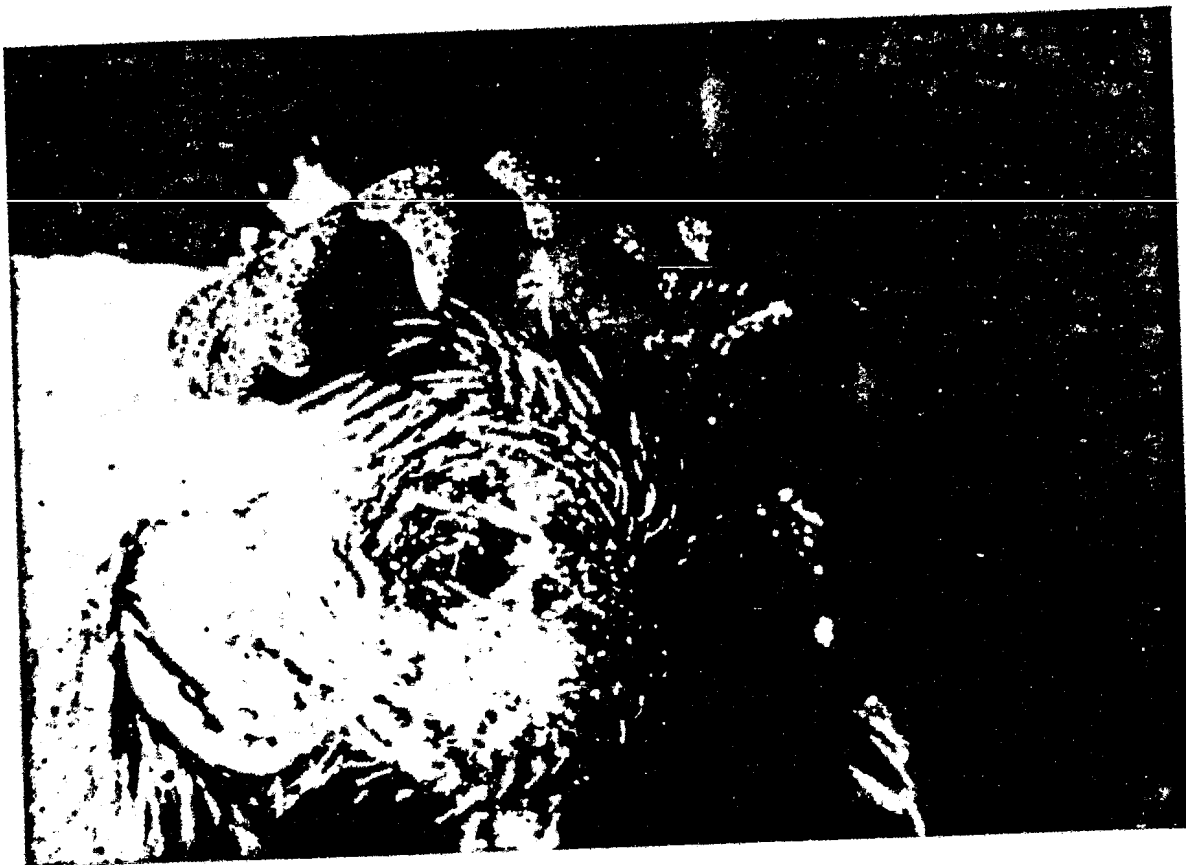


Foto III.7. Abultamiento de la cara.



Foto III.8. Exudado caseoso en el seno conjuntival.

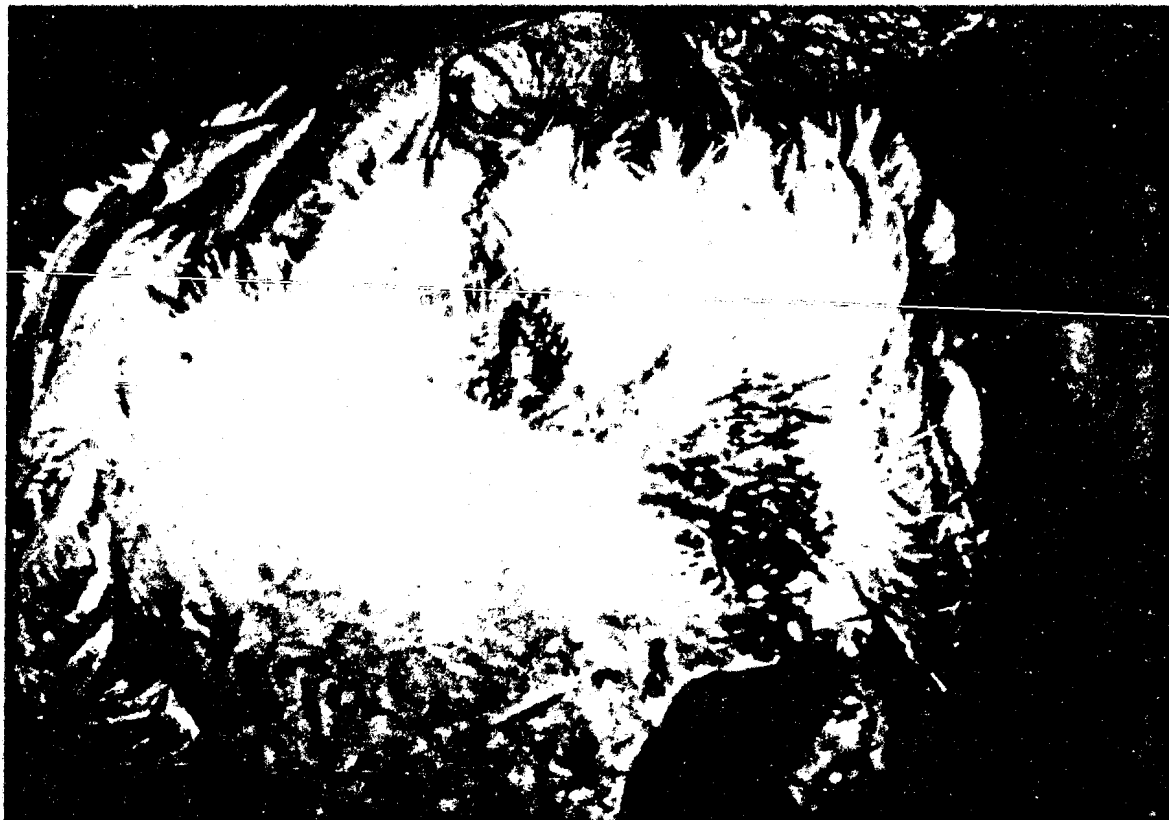


Foto III.9. Revisión de la cloaca



Foto III.10. Aumento de la articulación tibio-tarso metatarsiana encontrada al inspeccionar el aparato locomotor.



Foto III.11. Revisión del reflejo aquiliano.



Foto III.12. Sujeción del ave.

Para determinar la coordinación de las patas.

1. ¿ Por qué se deben enviar aves vivas al laboratorio de diagnóstico? _____

2. En caso de no poder enviar aves vivas, por qué se sugiere que los animales hayan sido sacrificados recientemente _____

3. Escriba en que condiciones se deben enviar las aves al laboratorio _____

4. Complete el siguiente cuadro, anotando en los espacios en blanco la información que hace falta

ORGANO ó TEJIDO	FORMA DE REVISION	POSIBLE LESION
EJEMPLO ESTADO DE CARNES .	PALPACION DE LA REGION ESTERNAL	CAQUEXIA
PLUMAJE		
PIEL		CAMBIOS DE COLO- RACION, TUMORES, ABSCESOS, CANIBA LISMO, DERMATITIS. DESPIGMENTACION, ACTIVIDAD SEXUAL.
CRESTAS		
CABEZA	OBSERVACION DE FORMA, TAMAÑO	

ORGANO ó TEJIDO	FORMA DE REVISION	POSIBLE LESION
ORIFICIOS NASALES		
CAVIDAD ORAL		EXUDADOS SANGRE PARASITOS
OJOS		
ABDOMEN	MEDIANTE PALPACION	
BOLSA DE FABRICIO		
CLOACA		TRAUMATISMOS, DIA- RREA.
MUSLOS, TARSOS DEDOS, UÑAS Y COJINETE PLAN- TAR.		
ARTICULACIONES y VAINAS TENDINO- SAS.	OBSERVACION Y PALPACION	
COORDINACION DEL APARATO LOCOMOTOR		
REFLEJO PEDAL		AUSENCIA DEL RE- FLEJO.

ORGANO ó TEJIDO	FORMA DE REVISION	POSIBLE LESION
REFLEJO AQUILIANO		
REGION CERVICAL, TORAXICO Y PEL- VICA.	MEDIANTE PALPACION DE LA REGION CERVI CAL TORAXICA Y PEL VICA.	
HUESOS PELVICOS		OSIFICACION DE LOS HUESOS.

CAPITULO IV

OBTENCION DE MUESTRAS DE SANGRE

OBJETIVOS

Al terminar el lector:

1. Describirá cada una de las técnicas de sangrado.
2. Explicará bajo qué condiciones se aplican cada una de las técnicas de sangrado.
3. Aplicará las técnicas de sangrado descritas.

CAPITULO IV

OBTENCION DE MUESTRAS DE SANGRE

En muchas ocasiones se requieren muestras de san gre para llevar a cabo pruebas serológicas o hematológi - cas. Por lo que antes de sacrificar al ave para reali - zar estudios pos-mortem, es necesario en la mayoría de - los casos obtener una muestra de sangre. Para seleccionar la técnica más adecuada en un caso particular se deben to mar en cuenta:

- a) Edad y tamaño del ave
- b) Volumen de sangre requerido
- c) Destino posterior del ave:
reingreso a la parvada, conservarla para -
obtener muestras subsecuentes o sacrificio
inmediato

A continuación se describen las técnicas más -
empleadas para obtener muestras de sangre:

1) PUNCION DE LA VENA BRAQUIAL:

Esta técnica se emplea en forma rutinaria para detectar en parvadas de reproductoras las reactóras positi - vas a pulorosis y tifoidea; se basa en una prueba de - aglutinación con sangre completa para lo que se requiere de una gota de sangre.

Para poder observar la vena braquial es necesario quitar algunas plumas de la superficie ventral de la región del ala. La vena corre a lo largo de la depresión entre los músculos, bíceps braquial y tríceps humeral.

Una vez localizada la vena, se punciona con una aguja calibre 20 e inmediatamente brota la gota de sangre que generalmente se colecta con una asa metálica.

Generalmente la punción es a nivel de la articulación HUMERO-RADIO-CUBITAL. (ver Foto Iv .1.)

2) EXTRACCION DE SANGRE DE LA VENA BRAQUIAL.

Esta técnica se emplea para realizar pruebas serológicas y hematológicas de aves vivas, de las que se desea obtener un volumen mayor de sangre (1 a 3 ml.).

Se expone la vena braquial en la misma forma descrita para la punción de esta vena, es recomendable exponer la vena del ala de re cha y posteriormente inmovilizar ambas alas con la mano izquier da y extraer la sangre con la mano derecha con una aguja calibre 20 ó 21 que se inserta en dirección contraria al flujo sanguíneo (ver Foto Iv .2.) . Es conveniente utilizar agujas nuevas y cuidar que el vacío aplicado al émbolo sea lento a fin de no -- colapsar las venas.

3) EXTRACCION DE SANGRE DE LA VENA SAFENA.

Esta técnica se utiliza en patos y gansos., para los mismos fines de la punción braquial. La vena safena se localiza sobre la aponeurosis de los músculos peroneos, encima del cóndilo lateral del hueso tibiotarsiano, para exponer la vena se deben retirar las plumas cercanas a la articulación tarsiana. (ver Foto IV .3.).

4) EXTRACCION DE LA SANGRE DE LAS CAVIDADES POR LA ENTRADA DEL TORAX:

El mayor volumen de sangre puede obtenerse directamente del corazón, sin embargo hay que tomar en cuenta que este método puede causar la muerte del ave, sobre todo si se extraen volúmenes de sangre mayores a 5 ml. por lo que no se recomienda para animales que se desea conservar o sangra repetidamente.

La extracción por la entrada del tórax puede resultar difícil en pavos, gallos o reproductoras pesadas adultas. Las aves deben colocarse en decúbito dorsal con la quilla hacia arriba. Mediante presión del dedo índice debe quitarse el buche de la trayectoria de inserción de la aguja. La aguja se introduce en el ángulo ventral de la entrada del tórax y se dirige en posición horizontal hacia atrás sobre la línea media hasta puncionar la pared cardíaca (ver Foto Iv. 4.).

El diámetro de la aguja que debe usarse es calibre 20, la longitud depende del tamaño del ave pudiendo variar desde 3/4 de pulgada hasta dos pulgadas.

5) EXTRACCION DE SANGRE DE LA CAVIDAD CARDIACA POR PUNCION LATERAL:

Debe colocarse el ave en decúbito lateral derecho quedando el costado izquierdo hacia arriba. El ala izquierda se eleva, se toma como referencia el radio longitudinal inferior de la quilla a nivel de su extremo anterior y se traza una línea imaginaria en ángulo recto. A lo largo de esa línea se palpa el latido cardíaco y donde se perciva más fuerte se inserta la aguja en dirección perpendicular hasta puncionar la pared cardíaca (ver Foto Iv. 5.).

6) EXTRACCION DE SANGRE DE CAVIDAD CARDIACA POR PUNCION ENTRE EL ESTERNON Y EL METAESTERNON

EL sitio de punción se encuentra en el ángulo que forman el esternón y metaesternón (proceso postero-lateral del esternón), Este

hueco puede palpase atrás y arriba de la punta del esternón. La aguja debe dirigirse en dirección antero-medial apuntando a la articulación coracoideohumeral del lado contrario hasta puncionar la pared cardíaca (ver Foto IV. 6.).

7) SANGRADO POR DECAPITACION:

Este método se aconseja para obtener volúmenes suficientes de sangre y poder separar el suero en pollitos, sobre todo para la determinación de títulos de anticuerpos contra alguna enfermedad. Para que la decapitación pueda realizarse en forma súbita y eficiente, conviene usar tijeras con buen filo. (ver Foto IV. 7 y 8).

8) PUNCION DE LA CRESTA EN POLLITOS:

Esta técnica se utiliza para obtener una gota de sangre cuando se requiere hacer un frotis en polluelos recién nacidos, se punciona con una aguja hipodérmica la parte más sobresaliente de la cresta inmadura. (ver Foto IV. 9).

9) CORTE DE LA PRIMERA FALANGE:

Esta técnica permite obtener unas gotas de sangre; es traumática por lo que es poco frecuente.

El corte se hace sobre el extremo anterior de la primera falange del dedo medio. (ver Foto IV. 10).

10) PUNCION DE LA VENA YUGULAR EN POLLITOS:

Esta técnica es útil para obtener un volumen adecuado de sangre sin tener que sacrificar al pollito cuando se hace cuidadosamente. Se toma el pollito con la mano derecha, se sujeta por las alas y patas, dejando libre la cabeza y hacia arriba. Con la mano izquierda se toma la cabeza del pollo entre los dedos índice y medio poniendo la palma de la mano opuesta al dorso del ave, esta mano se gira hacia abajo flexionando el cuello del pollito para sujetarlo

entre la mano con el resto de los dedos. De esta manera se sujeta al pollo y se expone la vena yugular con una sola mano quedando libre la derecha para tomar la muestra. La punción de la vena se hace con una aguja de insulina (ver Foto IV . 11).

Las muestras de sangre obtenidas por cualquiera de las técnicas debe colectarse lo más asépticamente posible. Una vez obtenida la cantidad deseada, se retira la aguja de la jeringa para depositar la sangre en un recipiente y evitar la hemólisis, este recipiente debe colocarse horizontalmente hasta que la sangre se coagule y se separa el suero.

Para una muestra de sangre sin coagular, se requiere añadir algún anticoagulante al frasco donde se depositará la muestra de sangre.

**Nota : TODAS LAS TECNICAS ESTAN DESCRITAS PARA PERSONAS DIESTRAS.
(habilidad de la mano derecha)**



Foto IV.1. Punción de la vena braquial a nivel de la articulación humero-radio-cubital.

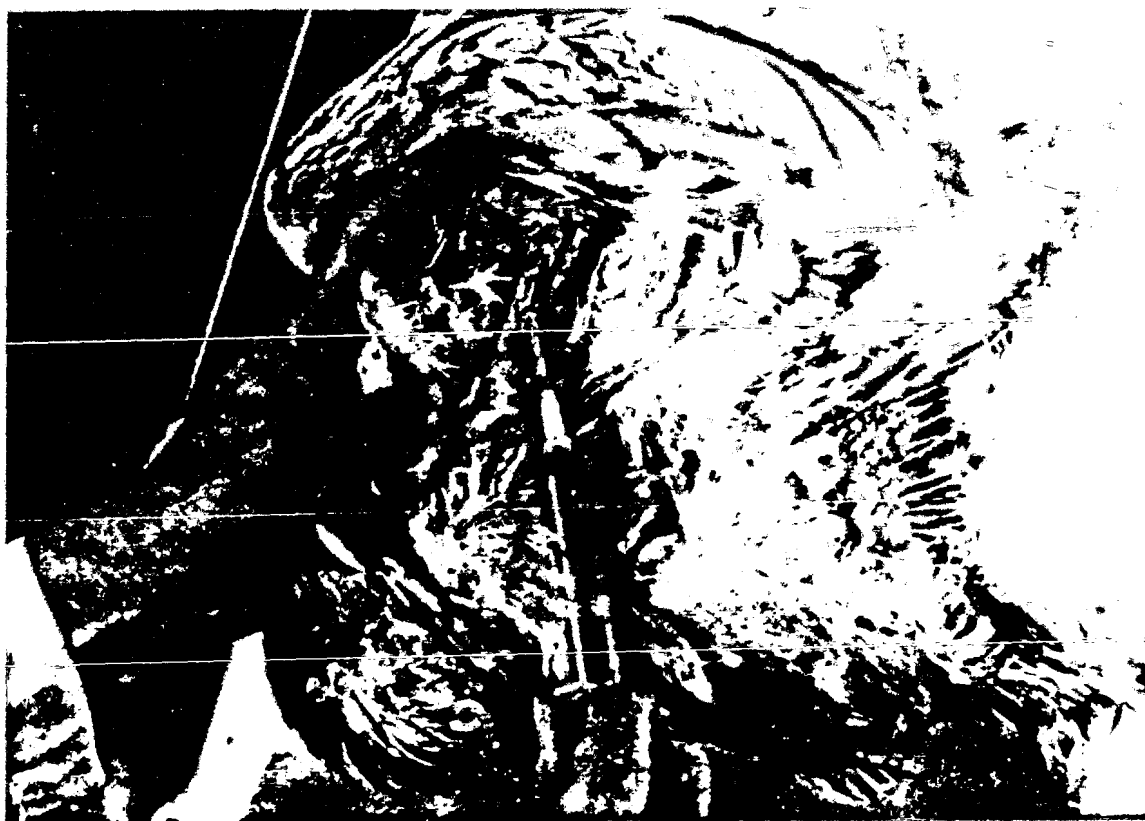


Foto IV.2. Extracción de sangre de la vena braquial en donde se observa la posición de la aguja: paralela a la vena y por abajo de la articulación.

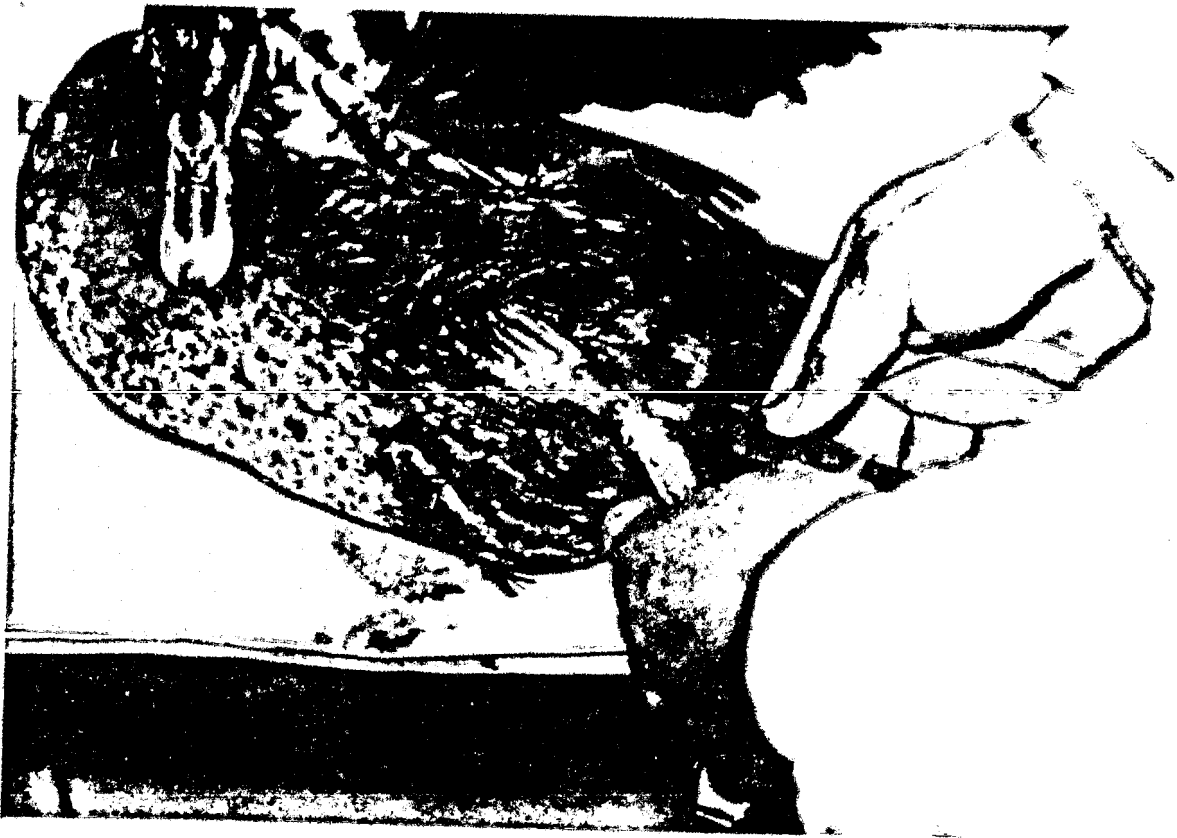


Foto.IV . 3. Observe como se hace la extracción de sangre de la vena safena.



Foto I V.4. Punción cardiaca por la entrada del tórax. Para facilitar la obtención de sangre se coloca la jeringa en posición horizontal.

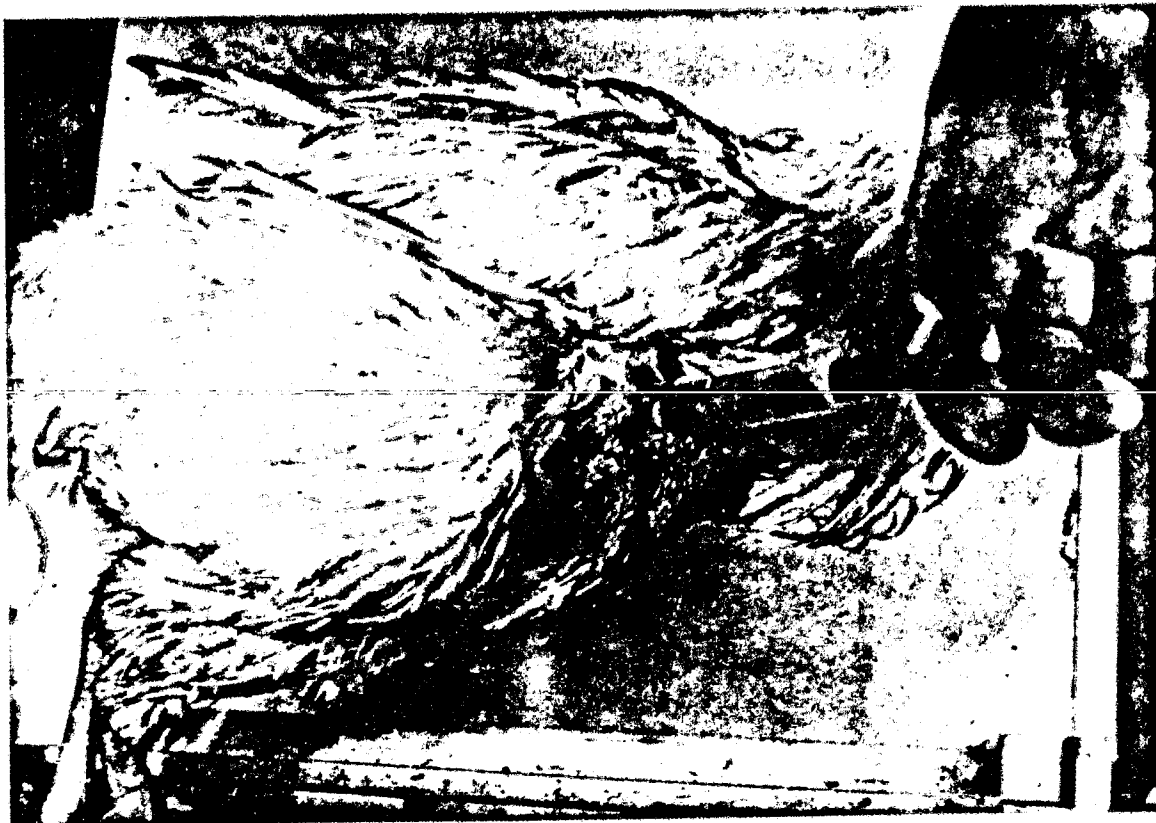


Foto I V.5. Extracción de sangre de la cavidad cardiaca por punción lateral, la punción de la aguja es perpendicular a la línea trazada del ángulo anterior de la quilla.



Foto I V.6. Extracción de sangre de la cavidad cardiaca por punción entre el esternón y el metaesternón, la aguja debe ser muy larga e inclinarse hacia adelante durante la punción.

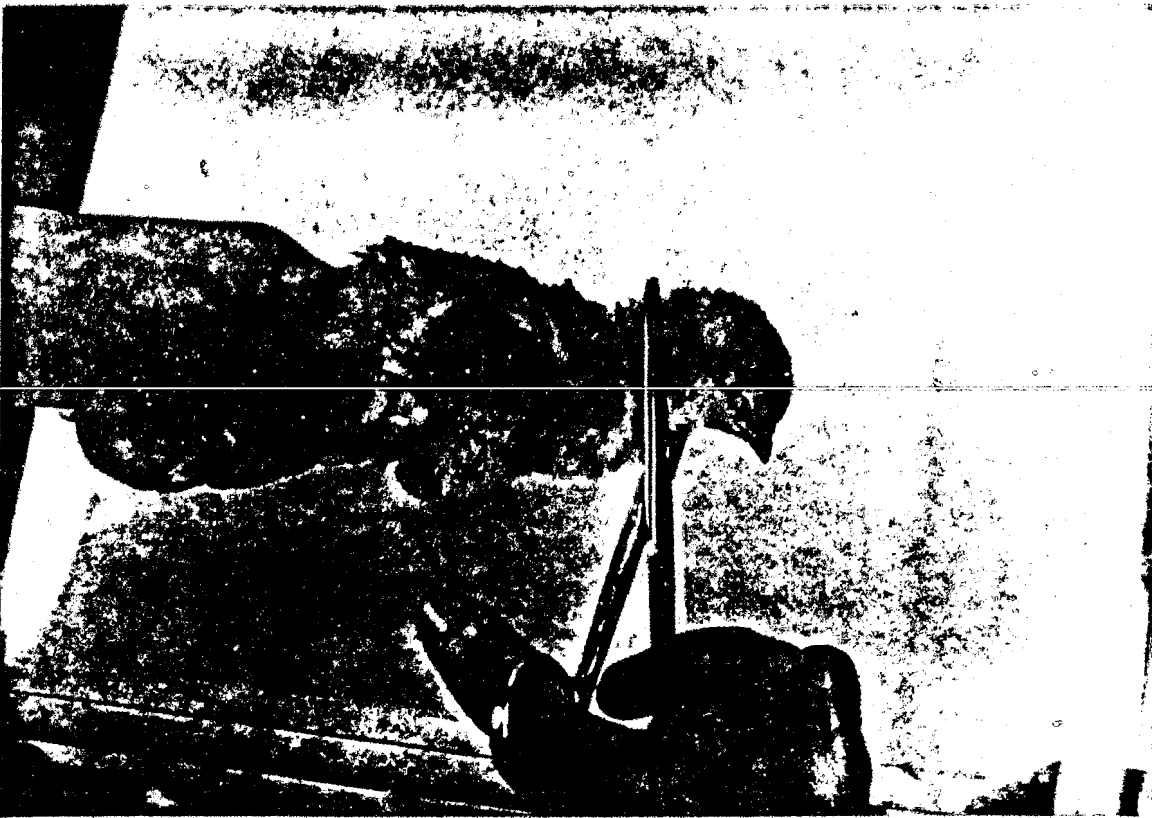


Foto I V. 7. Sangrado por decapitación, corte de cabeza en forma súbita para evitar la hemostásis de los vasos sanguíneos y así poder obtener mayor volumen de sangre.

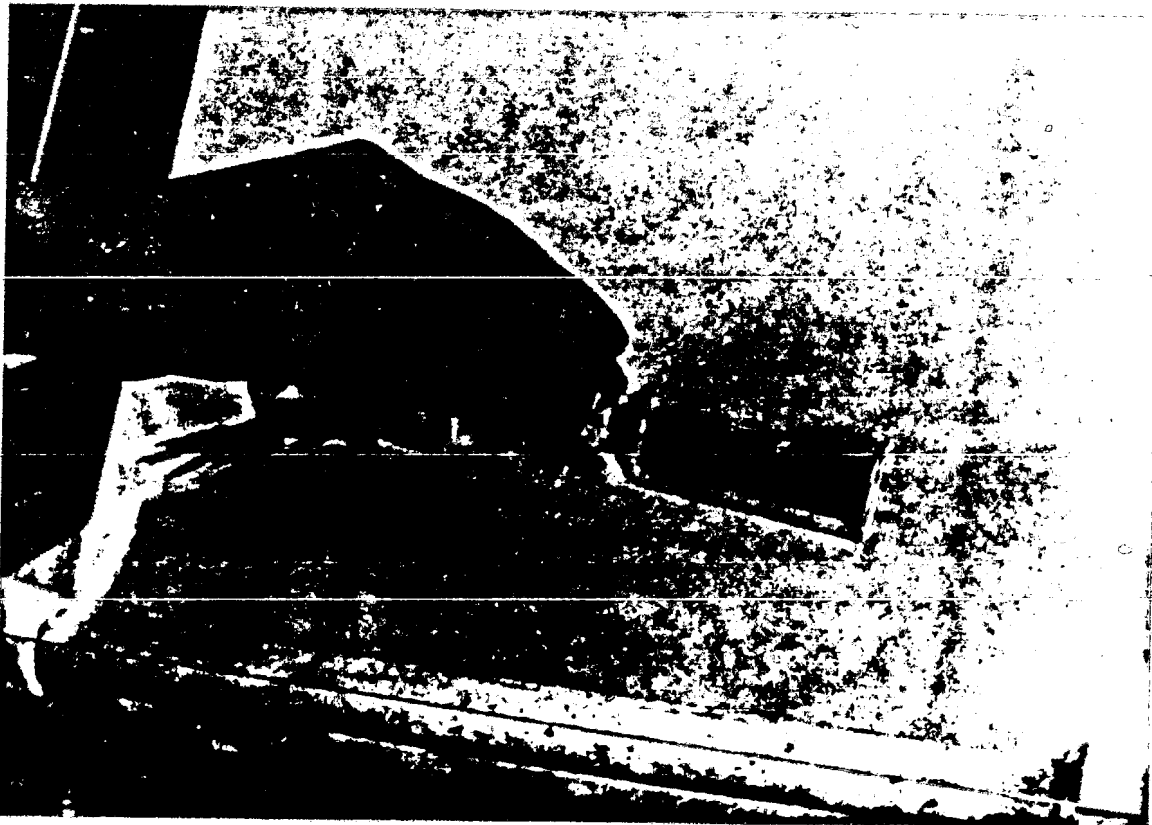


Foto I V. 8. Colección de sangre. Inmediatamente después de la decapitación se introduce el cuello del ave a un frasco pequeño, se observa como la sangre corre por la pared.

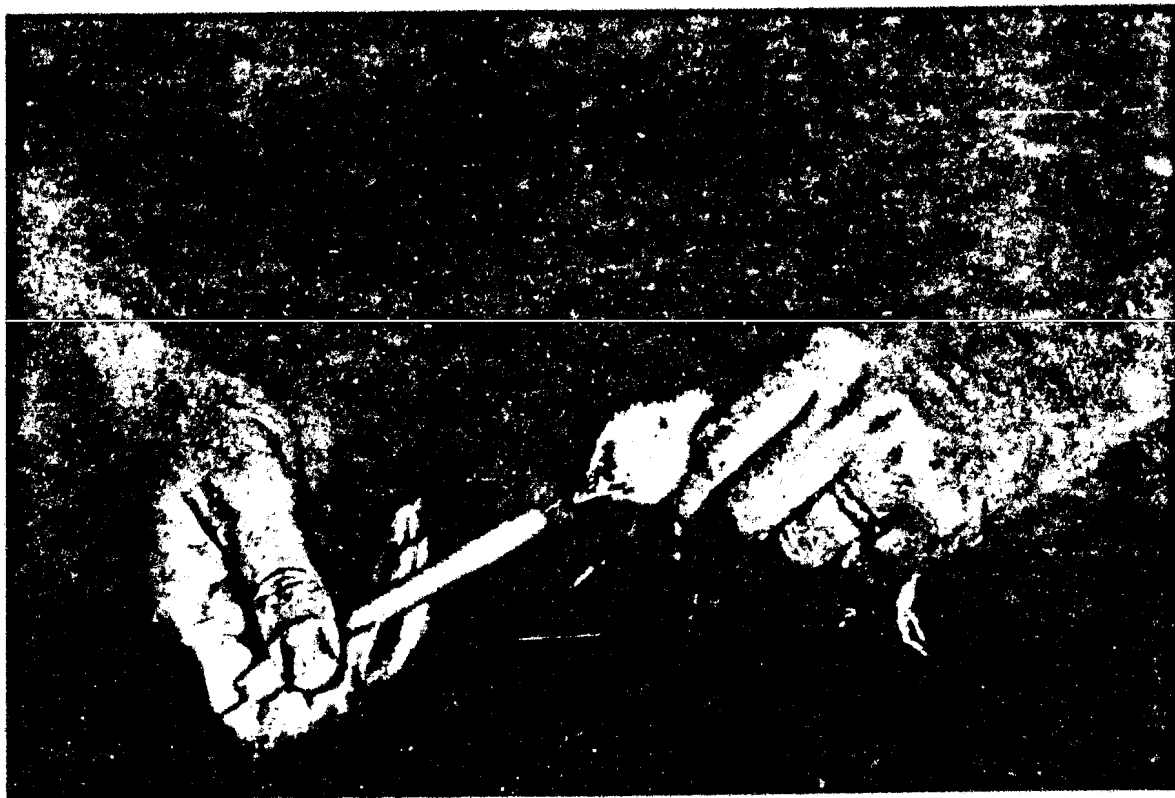


Foto IV.9. Punción de la cresta en pollitos. La punción debe hacerse con cuidado para no traumatizar demasiado la cresta y evitar una posible infección.

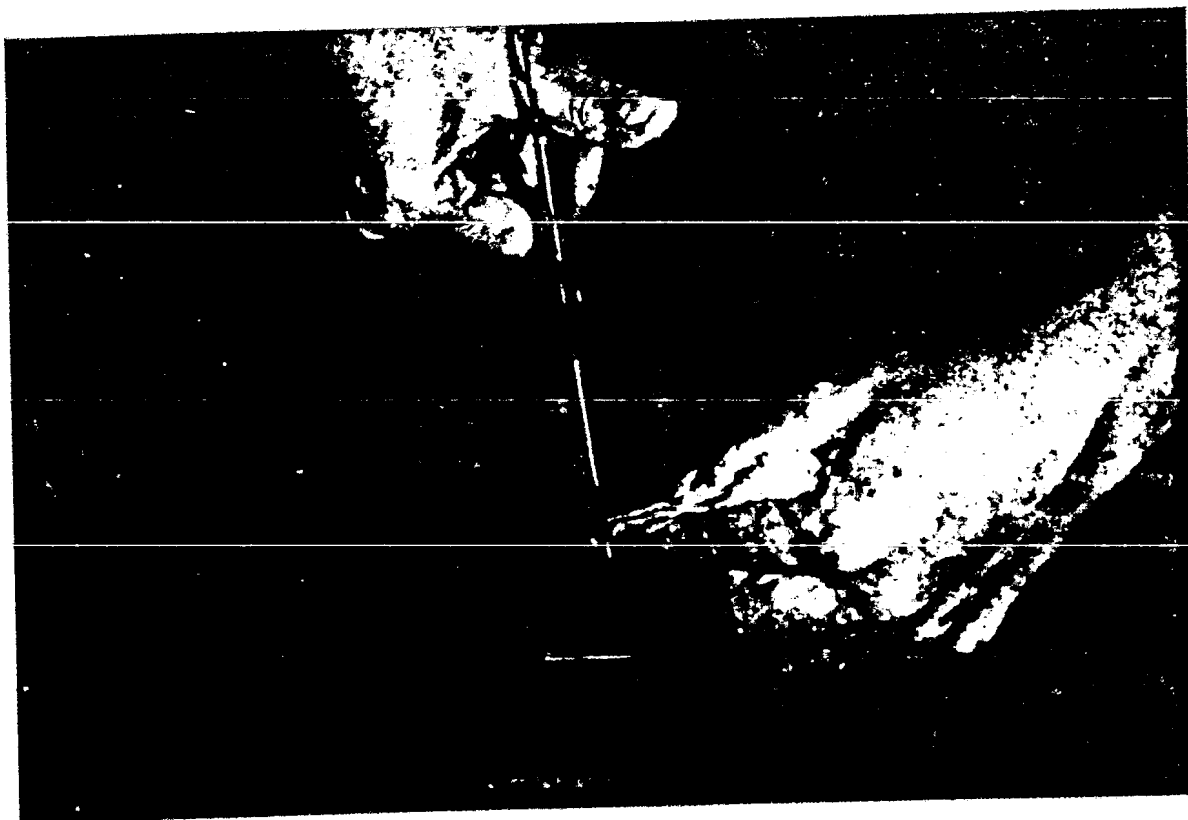


Foto I V.10. Corte de la primera falange. El corte debe hacerse rápido para evitar dolor.

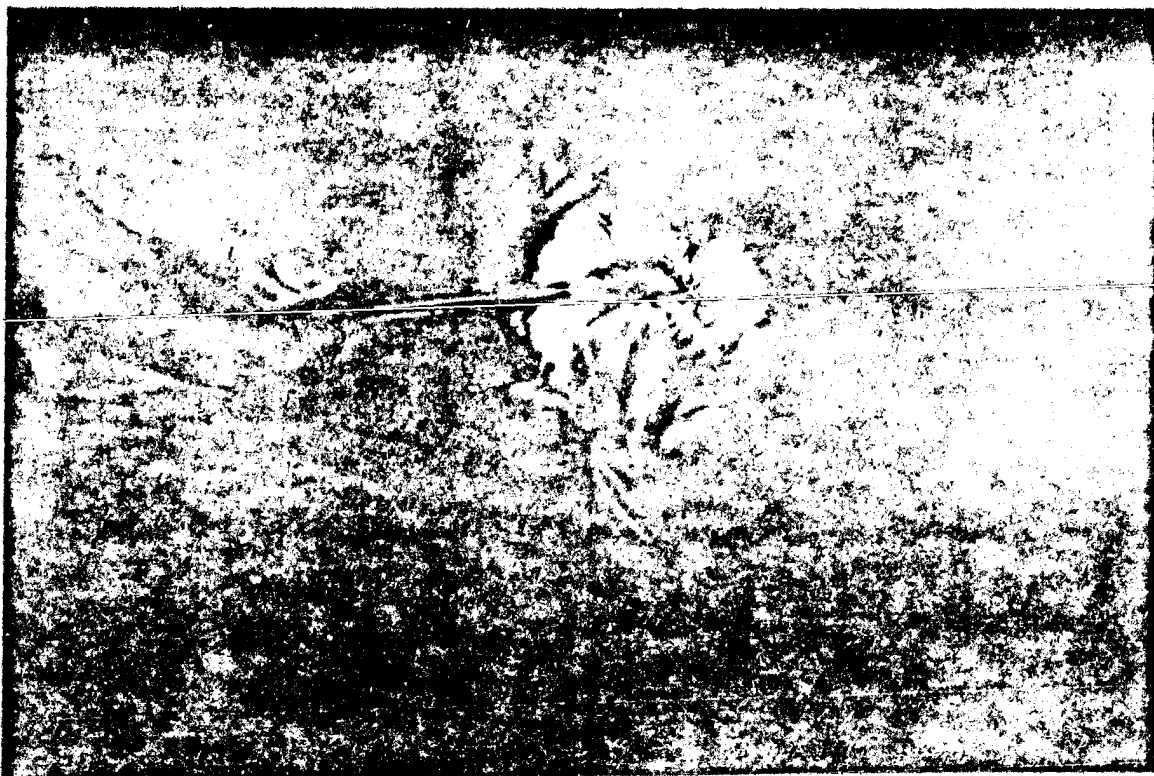


Foto I V.11. Punción de la vena yugular, donde se observa como se sujeta al pollo cuidando, no presionar la vena porque se impide el paso de sangre que dificulta su obtención.

RESUMEN Y PRUEBA

1- La selección de una técnica de sangrado implica conocer :

2- Junto a cada una de las aseveraciones, escriba una V si es verdadero y una F si es falso.

- La punción de la cresta se utiliza para obtener 3 mm. de sangre en aves adultas. ()
- La extracción de la sangre de la cavidad cardíaca por la entrada del tórax no es muy traumática y se aplica en animales adultos. ()
- La punción de la vena braquial permite obtener unas gotas de sangre, para la prueba de aglutinación contra salmonella. ()
- La extracción de sangre de la cavidad cardíaca por punción entre el esternón y el metaesternón, permite obtener un adecuado volumen de sangre pero se pueden lesionar otros órganos. ()
- La punción de la vena yugular se emplea en aves adultas y puede causar la muerte del ave. ()
- La extracción de sangre de la vena safena es muy empleada en aves jóvenes hasta de tres semanas de edad. ()
- La extracción de sangre de la vena braquial nos permite obtener de 1 a 3 mm. de sangre para pruebas serológicas ó hematológicas ()
- Mediante el sangrado por decapitación en aves adultas, se obtiene muy poca sangre. ()
- La punción cardíaca lateral solo aplica en aves adultas ()

3. Describa con sus propias palabras las siguientes técnicas de sangrado:

A Extracción de sangre de la vena Braquial

-
-
-
- B. Extracción de sangre de la cavidad cardíaca por la entrada del tórax.
-
-
-
-
-
-
-

- C. Extracción de sangre por decapitación.
-
-
-
-
-
-
-

CAPITULO V

METODOS DE EUTANASIA

OBJETIVOS

Al terminar el lector:

1. Mencionará los tres aspectos de los que depende la efectividad de una técnica de eutanasia.
2. Describirá cada una de las técnicas de eutanasia.
3. Valorará bajo qué condiciones es más recomendable aplicar cada uno de los métodos de eutanasia.

CAPITULO V

METODOS DE EUTANASIA

En un sentido amplio, el término eutanasia se refiere al acto de producir la muerte sin dolor. Como se mencionó anteriormente en la práctica con aves comerciales, el sacrificar animales para realizar estudios pos-mortem constituye una actividad frecuente y necesaria, por lo que es indispensable conocer las técnicas de eutanasia más convenientes. La efectividad de una técnica de eutanasia se evalúa tomando en cuenta los siguientes aspectos:

- A. Que produzcan 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 con el diagnóstico

En las aves las técnicas más empleadas son:

- 1.- Desnucamiento manual
- 2.- Desnucamiento con pinzas burdizzo
- 3.- Desnucamiento con tijeras
- 4.- Decapitación
- 5.- Electrocuci3n
- 6.- Embolo gaseoso
- 7.- Inyecci3n de sustancias
- 8.- Inhalaci3n de sustancias

1.- Desnucamiento manual:

Esta técnica consiste en dislocar la articulación occipito-cervical, es una técnica adecuada si se realiza en forma correcta y en aves cuyas características lo permiten, el tamaño de los pollos mayores a las 10 semanas de edad, aves reproductoras, gallos y guajolotes, dificulta la aplicación correcta del método.

Esta técnica tiene dos variantes:

A. Desnucamiento con fijación de las alas.

- Con la mano izquierda se sujeta al ave por delante para que la cabeza quede hacia el prosector, se toman las -- alas por su base y se doblan sobre el dorso, luego;
- se toma el cuello del ave entre los dedos medio y anular de la mano derecha, quedando la palma de la mano sobre la cabeza del ave;
- el dedo índice se coloca en la nuca y el dedo anular -- debajo del pico, se dobla la cabeza hacia atrás y con un movimiento de tracción rápido y fuerte se logra dislocar la articulación y romper el cordón espinal (ver Foto (V.1)).

B. Desnucamiento con fijación de las patas.

- Con la mano izquierda se sujetan los tarsos del ave y la punta de las alas, de tal manera que el ave quede de posición vertical.
- Con la mano derecha se toma la cabeza del ave, colocando la palma de la mano sobre el cráneo y abrazando el cuello con los dedos índice y pulgar.
- Se dobla la cabeza hacia arriba apoyando los dedos medio y anular bajo el pico.
- Una vez que la cabeza está en esa posición, se realiza un movimiento de tracción con ambas manos, consiguiendo así la desarticulación. (ver Foto (V.2)).

2.- Desnucamiento con pinzas Burdizzo:

Esta técnica es esencialmente igual al desnucamiento manual, pero superior a ésta, tratándose de aves grandes como: reproductoras, gallos, guajolotes y patos, presenta el inconveniente de requerir dos personas para efectuar el sacrificio, además, al igual que las técnicas anteriores produce cambios morfológicos en la región cervical. La técnica se realiza de la siguiente manera:

- Un ayudante sujeta al ave immobilizando las alas y patas.
- Las ramas de las pinzas burdizzo se colocan en el cuello del ave inmediatamente detrás de la nuca, al cerrarlas en forma enérgica se produce la dislocación inmediata. (ver Foto W. 3.).

3.- Desnucamiento con tijeras:

Esta técnica se aplica a pollos jóvenes hasta de 3 semanas de edad y consiste en desarticular las vértebras cervicales por presión:

- Con la mano izquierda se toma el ave por su dorso dejando libre la cabeza y cuello.
- Con la mano derecha se toman las tijeras y se coloca el cuello del ave entre las ramas sin filo de las tijeras y se cierran (Foto W.4.)

Nota:

No se debe soltar al animal inmediatamente después de ser desnucado, para evitar que el contenido del buche pase a las vías respiratorias.

Estas técnicas están contraindicadas en los casos que se requiere un estudio morfológico cuidadoso de las estructuras que se encuentran en la región cervical, por ejemplo médula oblonga, cerebro, tráquea, esófago, etc.

4. Decapitación:

Este método se recomienda para pollitos recién nacidos o menores de 2 semanas de edad, es muy conveniente cuando se quieren obtener muestras de sangre de los animales que se van a sacrificar.

Presenta también la ventaja de no afectar el cerebro cuando se requiere coleccionar para estudios histopatológicos.

La técnica presenta dos variantes:

A. Decapitación con tijeras.

Consiste en cortar el cuello con unas tijeras en forma energética y súbita para evitar el sufrimiento del animal y la hemostasis de los vasos sanguíneos. Se requiere que las ramas de las tijeras tengan una longitud adecuada, que estén bien ajustadas y que tengan buen filo. (ver Foto III.7).

B. Decapitación por presión sobre el filo de una mesa:

Esta técnica consiste en presionar fuertemente con el dedo pulgar el cuello del pollito contra el borde afilado de una mesa. Tiene como desventaja, la destrucción del encéfalo (ver Foto W.5.)

5. Electrocución:

La electrocución es un método ampliamente usado, pero presenta ciertos riesgos para el personal, ya que pueden sufrir choques eléctricos. Algunos autores la consideran inadecuada por que no produce inconciencia inmediata del animal, por razones éticas se sugiere que no se use.

El método consiste en aplicar una corriente alterna de 110 voltios mediante un cable con dos pinzas, una de las cuales se coloca en la mucosa oral y la otra en la mucosa cloacal. Es conveniente que las pinzas estén húmedas para facilitar la transmisión de la corriente.

tiene la desventaja de que el animal no se desangra y hay congestión de vísceras, por lo que es frecuente que al separar los órganos se produzcan hemorragias, que interfieren con las observaciones. (ver Foto IV. 6.).

6. Embolo Gaseoso:

Esta técnica consiste en inyectar por vía endovenosa o intracardiaca de 1 a 5 c.c. de aire dependiendo de la edad del ave.

Las técnicas de punción venosa y cardiaca son las mismas que las descritas previamente en el capítulo III.

Este método tiene la desventaja de causar congestión en la vísceras, otro inconveniente de este método es que ocasiona contaminación bacteriana del torrente circulatorio, lo que puede llegar a interferir con los estudios bacteriológicos. Para reducir esta acción es recomendable utilizar jeringas y agujas estériles, procurando que al esterilizar las jeringas el embolo no esté totalmente introducido. Cuando se sangra el ave es muy práctico pues se pueden combinar ambas operaciones en una, si se tiene cuidado de dejar aire en la jeringa antes de aspirar la sangre.

7. Inyección de sustancias:

Consiste en introducir una dosis letal de un anestésico fijo, generalmente por vía endovenosa, ocasiona también congestión de órganos.

Entre las sustancias que se emplean figuran:

- Pentotal sódico
- Pentobarbital
- Hidrato de cloral
- Sulfato de magnesio

8. Inhalación de Sustancias:

Es un método de sacrificio que consiste en provocar que el ave aspire o inhale sustancias y gases anestésicos en dosis tóxicas. Las sustancias y gases empleadas para este fin son: bióxido de carbono, cloroformo y el eter, estos dos - últimos, no deben utilizarse debido a que son muy tóxicas y flamables.

La sustancia más recomendable es el bióxido de carbono, la cual se emplea de la siguiente manera:

Se coloca el ave en una cámara o bolsa de polietileno, se - introduce una manguera, conectada a un tanque de bióxido de carbono para que el ave muera súbitamente. Sin embargo éste método tiene las desventajas de:

- a) Ocasionar congestión de los órganos y para el prosector es peligrosa ya que al inhalar continuamente las sustancias, puede dañarse su salud.



Foto. V.1. Desnucamiento manual con fijación de las alas. En donde se observa la posición correcta del dedo pulgar que facilita la desarticulación.



Foto. V.2. Desnucamiento manual con fijación de las Patas. El cuello se toma con la mano derecha, de tal manera que se pueda flexionar al mismo tiempo que se hace tracción.

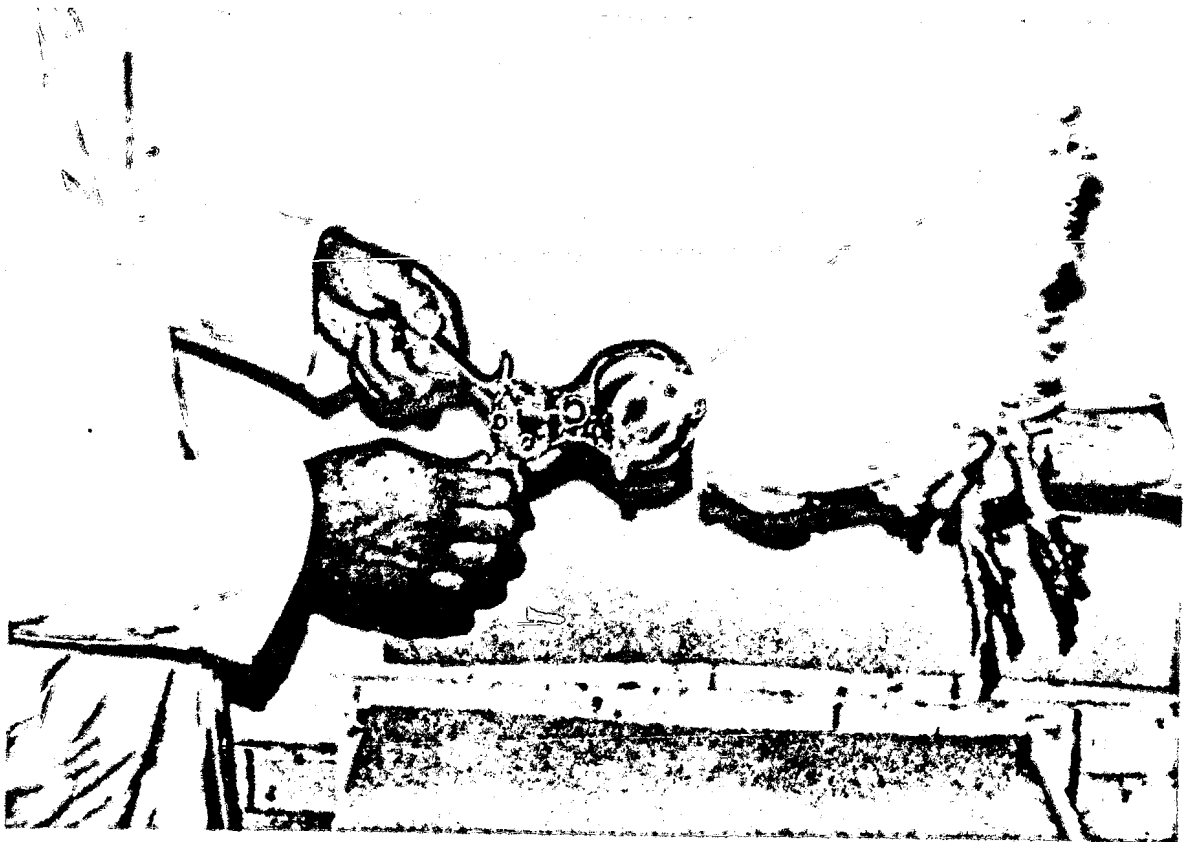


Foto. V. 3. Desnucamiento son Pinzas Burdizzo. Nótese que se requieren dos personas para efectuar el sacrificio.



Foto. V. 4. Desnucamiento con tijeras. Consiste en desarticular, no en decapitar al ave, al cerrar las tijeras se siente el momento en el que se desarticula la cabeza.

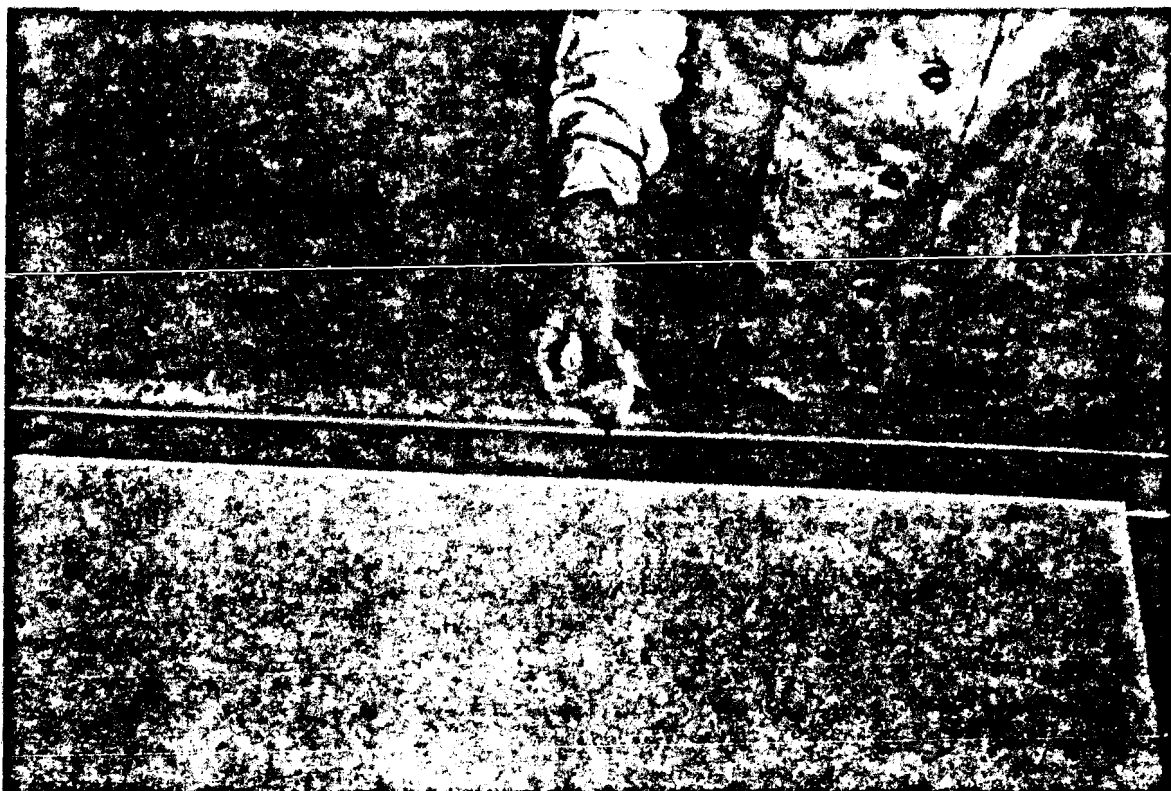


Foto.V.5. Decapitación sobre el filo de una mesa. La presión aplicada sobre el cuello debe ser fuerte a fin de lograr la decapitación.

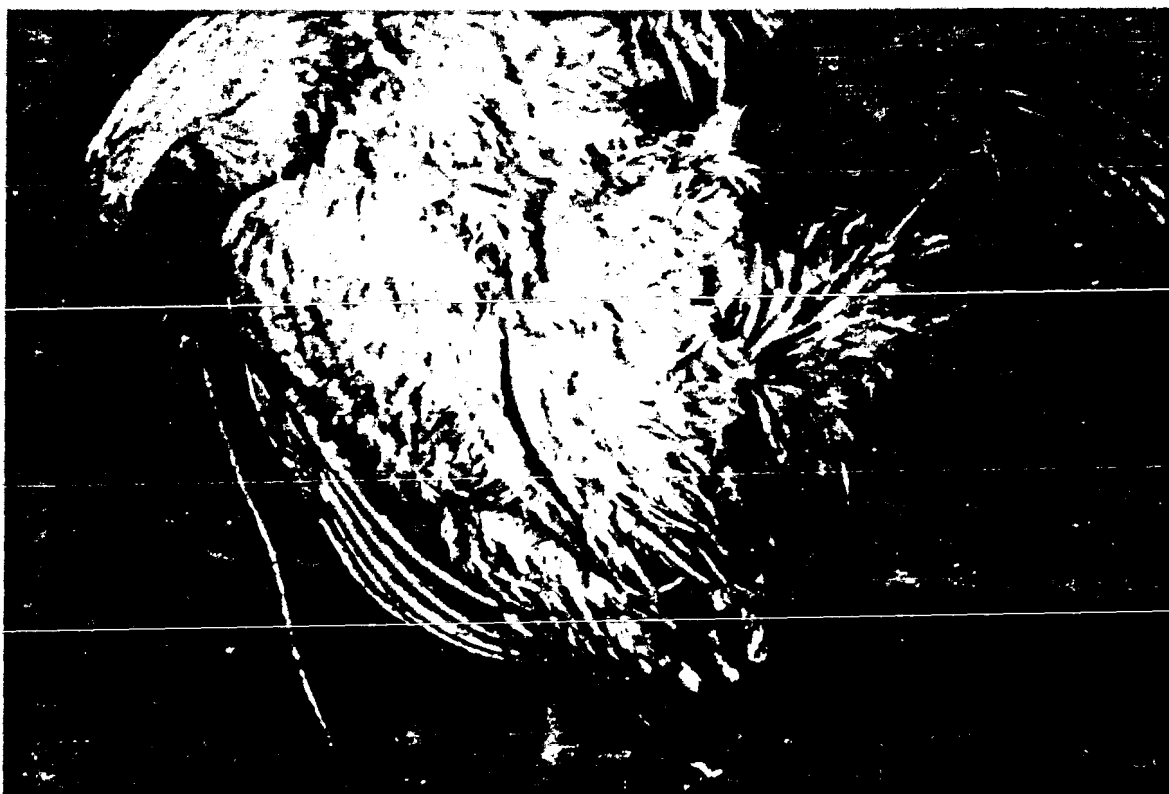


Foto.V.6. Electrocución. En donde se observa la posición de las pinzas en el pico y cloaca, para evitar accidentes, no se debe sujetar al ave durante la aplicación de la corriente eléctrica.

B. Eutanasia por decapitación con tijeras.

C. Eutanasia por émbolo gaseoso.

3. Practique cada una de las técnicas de eutanasia propuestas.

CAPITULO VI

TECNICA DE NECROPSIAS

OBJETIVOS:

AL TERMINAR EL LECTOR:

1. Evaluará la utilidad que tienen los cuidados preliminares a la necropsia.
2. Explicará como se hace la exposición de las cavidades del ave.
3. Describirá como se lleva a cabo la técnica de necropsia tomando en cuenta las condiciones señaladas para la inspección y extracción de:

Sistema Respiratorio

Sistema Cardiovascular

Sistema Digestivo

Sistema Inmunocompetente

Sistema Reproductor

Sistema Urinario

Sistema Oseo

4. Mencionará en que consisten las variantes para exponer las cavidades corporales en los pollitos hasta de una semana de edad.
5. Citará que órganos deben revisarse en pollitos menores de 3 días de edad.

CAPÍTULO VI

TECNICA DE LA NECROPSIA

A fin de obtener resultados relevantes para el diagnóstico, es necesario que la necropsia se realice en forma sistemática para que puedan detectarse las lesiones en todos y cada uno de los órganos y tejidos.

La técnica que aquí se propone, no es la única, existen otras con las que se pueden alcanzar el mismo fin. Los procedimientos descritos sirven de guía para efectuar el estudio pos-mortem de manera sistemática y completa, siempre y cuando el prosector tenga conocimientos suficientes sobre la anatomía de las aves lo que le permitirá reconocer las lesiones o anomalías que se presenten y con ello apoyar el diagnóstico.

A. Preparación del Ave

Una vez sacrificada el ave es recomendable sumergirla en agua con detergente, para evitar que las plumas interfieran y facilitar los cortes; esto disminuye el riesgo de contaminación por material adherido a las plumas. Al hacer la inmersión no se debe sumergir la cabeza para evitar la entrada de agua a las vías respiratorias y digestivas, (ver Foto VI.I), es conveniente cubrir el área de trabajo de la mesa de necropsias con papel absorbente húmedo para que se adhieran a él las plumas, sangre y tejidos , ésta práctica facilita la eliminación del cadáver y el aseo de la mesa al finalizar la necropsia.

B. PROCEDIMIENTOS PARA LA EXPOSICIÓN DE CAVIDADES

1. El ave se coloca sobre la mesa en decúbito dorsal, con el cuello estirado, dirigiendo las patas hacia el proyector y la cabeza en sentido opuesto a él.

2. Se realizan las incisiones primarias en los pliegues cutáneos entre las piernas y el abdomen, comprendiendo piel y tejido subcutáneo (ver Foto VI.2).

Cada pierna se sostiene firmemente del fémur y se le dobla hacia afuera y abajo, hasta que la cabeza del fémur se separa de la silla acetabular, esto nos permite revisar la articulación coxofemoral que puede verse alteraciones por necrosis de la cabeza del fémur (ver Foto VI. 3).

3. El tercer corte se hace horizontalmente, posterior a la quila, sobre la franja de piel remanente entre las dos incisiones anteriores.

4. Se ejerce tracción hacia atrás de la piel posterior a la incisión, para descubrir la parte inferior del abdomen. (ver Foto VI.4). El segmento de piel anterior a la incisión se desprende hacia adelante, con lo que se consigue poner al descubierto la parte superior del abdomen y la pechuga.

5. La incisión de la piel se continúa en dirección cefálica por la parte izquierda del cuello para evitar lesionar el buche. En este momento se desprende y revisa el timo, compuesto por 14 lobulos localizados en dos cadenas laterales paralelas. - Conviene también revisar el nervio vago que se localiza a ambos lados junto a las carótidas y venas yugulares (ver Foto VI. 5). Se debe recordar, que en la parte inferior del cuello se encuentran las tiróides en contacto con los últimos lobulos tímicos aproximadamente al nivel de la división de las carótidas comunes (ver Foto VI. 6)

Con un cuchillo estéril se incide en forma de ojal la pared abdominal inmediata posterior al esternón, que se puede levantar ligeramente para evitar lesionar las vísceras. (ver Foto VI.7)

De los extremos de esta incisión se continúa cortando a ambos lados hasta llegar al proceso postero-lateral del esternón y las costillas.

Para observar los sacos aéreos y constatar los cambios patológicos en ellos, se procede a levantar cuidadosamente la quilla, evitando romperlos, o cubrirlos con fluidos corporales tales como: sangre, contenido intestinal o bilis. Para desprender la pechuga se continúa la incisión con el costotómo cortando las costillas, los procesos postero-laterales del esternón, los coracoides y las clavículas retirando así la pechuga (ver Foto VI.8).

Cuando exista particular interés en la observación de los sacos aéreos o en coleccionar muestras de los mismos, se puede optar por un corte longitudinal ligeramente a un lado de la quilla, que va de la punta posterior de la misma a la entrada del tórax (ver Foto VI.9).

La incisión abdominal se continúa con dos cortes divergentes hacia atrás con lo que se termina de exponer las cavidades.

SISTEMA RESPIRATORIO .

Con los cortes anteriormente descritos se inicia el examen del aparato respiratorio empezando por los sacos aéreos; en ellos podemos encontrar inflamación y exudados, frecuentemente producidos en gallinas por la enfermedad respiratoria crónica y en pavos por micoplasmosis y ornitosis.

Con la exposición de las cavidades se concluye el examen de los sacos aéreos. Posteriormente se desarticula la mandíbula inferior procediendo a revisar la fisura palatina. (ver Foto VI.10)

Inmediatamente después se procede a efectuar el corte transversal de la parte superior del pico sobre los orificios nasales, para la revisión de los cornetes y meatos respiratorios.

Cuando se sospecha de infecciones de las vías respiratorias altas, como es el caso de la coriza infecciosa conviene realizar el corte del pico en forma aséptica para el aislamiento del agente causal. (ver Foto VI. 11)

En seguida se realiza dos cortes laterales a cada lado del pico, que incluye la piel que cubre a los senos infra orbitarios y la pared de éstos, con lo que se deja al descubierto sus cavidades. Después se desprenden simultáneamente la tráquea y el esófago cortando el tejido conjuntivo que los une al cuello hasta llegar a la entrada del tórax. Conviene en esta fase revisar las glándulas paratiroides que se encuentran en el punto de bifurcación de las arterias innominadas

A continuación se desprende el corazón junto con el pericardio, se seccionan las arterias húmero-cefálicas, el mediastino, las venas cavas y las venas pulmonares. La inspección detallada se realiza posteriormente.

Se procede a separar el esófago de la tráquea seccionando con las tijeras el tejido conjuntivo que los une, se coloca una rama de las tijeras dentro de la laringe, se incide longitudinalmente la tráquea, siringe, bronquios primarios y se continúa hasta la porción intrapulmonar. (ver Foto VI. 12).

Este procedimiento nos permite observar la mucosa de las vías respiratorias altas, y se facilita si hacemos ligera tracción de la laringe con una mano y deslizamos las tijeras por la pared externa de la tráquea, forzándola a exponer la mucosa. Aquí se pueden encontrar hemorragias causadas por laringotraqueitis, exudado catarral en enfermedad respiratoria crónica, bronquitis infecciosa y enfermedad de newcastle. La extracción de los pulmones requiere ejercer tensión de la tráquea y esófago con objeto de cortar el mediastino e ir extrayendo los pulmones mediante disección roma de las cavidades (ver Foto VI. 13). Debe ponerse especial cuidado en no lesionar las paredes del buche durante la extracción.

Una vez extraídos los pulmones se separan del esófago al que están unidos por los tejidos mediastínicos. Conviene entonces, realizar múltiples secciones transversales de los pulmones y revisar la superficie de corte. Estas secciones pueden hacerse más fácilmente si se realizan sobre una tabla de parafina.

SISTEMA CARDIOVASCULAR

El exámen del corazón se inicia revisando la morfología del -saco pericárdico, el cual se incide para determinar su contenido y se puede coleccionar con una jeringa o un hisopo estéril cuando se requiera realizar un exámen bacteriológico u otra -determinación en el fluido pericárdico. Después, se desprende y se expone el epicardio para evaluar la forma y tamaño del -corazón, el cual puede aparecer deforme a causa de la enfermedad respiratoria crónica, síndrome ascítico y distrofia muscular. El exámen de las cavidades cardiacas debe realizarse siguiendo el mismo orden de la circulación sanguínea. Se efectúa una incisión longitudinal en el techo de la articulación derecha para exponer el endocardio de la aurícula y las válvulas sino-auriculares, la disección del ventrículo derecho se continúa en dirección antero posterior e inmediata al tabique interventricular con lo que se expone el endocardio ventricular y la hoja de la válvula aurículo-ventricular, se termina la incisión exponiendo la válvula sigmoidea pulmonar. - (ver Foto VI. 14).

La aurícula izquierda se incide en la misma forma, continuando la incisión igualmente hacia el ventrículo izquierdo, 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. (ver Foto VI. 15).

Tratándose de pavos en rápido crecimiento, es indispensable -revisar la aorta abdominal, por lo que no conviene perder la relación de dicha arteria al realizar la evisceración posterior.

BAZO

Aun cuando el Bazo pertenece al sistema inmunocompetente se debe rebisar en este momento.

El bazo se separa de su unión peritoneal con el proventrículo y molleja (ver Foto VI 16). Se determina su forma y apariencia externa para posteriormente evaluar la superficie de corte.

EXTRACCION DEL SISTEMA DIGESTIVO

Antes de extraer el aparato digestivo se debe revisar cuidadosamente el mesenterio para detectar posibles alteraciones. El nervio de Reimarck también se debe revisar, este corre por el mesenterio ,paralelo al recto. Ver Foto VI. 17).

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

SISTEMA INMUNOCOMPETENTE

Se desprende cuidadosamente la bolsa de Fabricio de la cavidad pélvica y del recto mediante disección roma. Se evalúa en base al tamaño, se incide para exponer su cavidad, observar los pliegues de la mucosa y el posible contenido, lo más frecuente es observar atrofia, hemorragias y exudado purulento o fibrinopurulento, por infección de la Bolsa de Fabricio, atrofia por enfermedad de Marek (ver Foto VI. 18).

SISTEMA REPRODUCTOR

Hembras:

Se observa el ovario izquierdo fijado a la pared dorsal de la cavidad abdominal en contacto con el lóbulo anterior del riñón izquierdo. Debe evaluarse su estado de actividad o reposo y el aspecto de los óvulos en sus diferentes grados de evolución; en caso de salmonelosis se presenta, ruptura de folículos, folículos congestionados, con cambios de coloración y deformes (ver Foto VI. 19).

En el oviducto debe determinarse el estado de funcionalidad y la posible presencia de óvulos en su interior. Conviene hacer una disección del mismo, para verificar su continuidad desde el infundíbulo hasta la cloaca y percatarse del aspecto de la mucosa. (ver Foto VI. 20).

Machos:

En términos generales no son frecuentes las alteraciones patológicas de los testículos en los machos, pero conviene recordar que deben guardar simetría entre ambos y que están adheridos dorsoventralmente a los lóbulos anteriores de los riñones, ocasionalmente se presentan abscesos en los testículos por afecciones de tifoidea aviar.

SISTEMA URINARIO

La inspección de los riñones se inicia insitu para determinar su volumen, cuyo aumento se nota cuando sobresalen de las fosas iliacas que los contienen. Debe recordarse que las glándulas adrenales se encuentran cercanas al polo anterior de los riñones en caso de que sea necesario revisarlas.

La extracción de los riñones requiere de una disección cuidadosa comenzando por el lóbulo posterior evitando lesionar el plexo ciático que se revisará posteriormente (ver Foto VI. 21), al igual que todos los órganos parenquimatosos, se deben realizar múltiples cortes transversales para evaluar la superficie de corte.

SISTEMA NERVIOSO

Extracción del Cerebro:

La cabeza puede o no separarse del resto del cuerpo del ave. - Cuando se separa, es a nivel de la articulación occipito atloidea. Se sujeta la cabeza y se desprende la piel que recubre el cráneo, se localiza el foramen occipital en donde se introduce la rama aguda de las tijeras con objeto de hacer dos cortes divergentes a ambos lados de los huesos parietales, hasta las cuencas orbitarias, se hace un tercer corte que va de una cuenca orbitaria a la otra. (ver Foto VI. 22) Se desprende cuidadosamente el techo de la cavidad craneana evitando desgarrar el

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

Se recomienda percatarse de la apariencia de la glándula hipofisis que está localizada debajo del quiasma óptico encerrada dentro de la silla turca del hueso esfenoides.

Una vez extraído el cerebro se pueden extraer los ojos con facilidad (ver Foto VI. 23). Antes de removerlos es conveniente revisar los párpados. Al sacar los ojos se deben buscar dentro de las órbitas las glándulas de Harder para su revisión.

Para obtener una muestra de la médula espinal, se fracturan los cuerpos vertebrales para extraer el segmento deseado (ver Foto Vi. 24).

El plexo braquial se localiza en la parte anterior del torax, a la altura de la emergencia de los miembros torácicos. (ver Foto VI. 25).

El plexo ciático se encuentra localizado en el tercio posterior de las cavidades iliácas y puede revisarse posteriormente a la extracción de los riñones, mediante presión del dedo índice sobre el parénquima renal, se desplaza de la fosa iliáca, quedando expuesto el plexo ciático.

Para revisar el nervio ciático se debe hacer la disección de los músculos aductores de las piernas, se localiza el nervio ciático paralelo al fémur y al paquete vascular. Es conveniente exponer ambos nervios para compararlos, las lesiones tienden a ser asimétricos (ver Foto VI. 26).

SISTEMA OSEO

Las articulaciones tibio-tarsianas deben palpase para determinar su forma, volúmen y consistencia, se deben exponer las superficies articulares, tejido conjuntivo periarticular y tendones; - mediante una incisión paralela a la pierna sobre la piel de dicha articulación. (ver Foto VI. 27)

En los huesos largos se examina la dureza. Esto se hace flexionando estos huesos hasta fracturarlos para evaluar el grado de - - -

flexibilidad y exponer la médula ósea. Para observar las epífisis de los huesos largos, se cortan estos longitudinalmente en dirección ligeramente oblicua de la diáfisis, a la epífisis. (ver Foto VI. 28).

EXAMEN DEL TENDÓN DE AQUILES

Se incide la piel de la articulación tibio-tarsiana 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 (ver Foto VI. 29)

EXAMEN DEL COJINETE PLANTAR

Frecuentemente se presentan abscesos o exudados en las bursas plantares por lo que es necesario realizar un examen externo, para ello se debe palpar e incidir los cojinetes plantares. (ver Foto VI.30).

EXAMEN DEL SISTEMA DIGESTIVO

El exámen se inicia separando el hígado del paquete digestivo, se revisa su superficie externa y se evalúa también, la forma de la vesícula biliar. En caso de ser necesario se colecta el líquido de la vesícula antes de incidir el hígado, posteriormente se hacen múltiples secciones en el parénquima hepático a fin de exponer la superficie de corte (ver Foto VI.31).

Se continua, separando el intestino del mesenterio comenzando por el recto, al llegar a la asa duodenal, separando el páncreas, el cual se evalúa y se incide para revisar su superficie de corte . (ver Foto VI.32).

Por último se efectúa la incisión de todo el tubo digestivo comenzando por el esófago incluyendo buche y proventrículo. Al llegar a la molleja, es necesario desprender con el borde de un cuchillo la cutícula, para poder exponer la mucosa del órgano en donde pueden encontrarse lesiones (ver Foto VI. 33).

La incisión se continúa al intestino cuidando que la punta roma de la tijera sea la que esté colocada dentro del lumen del intestino. (ver Foto VI. 34).

En cada tramo que se incide, se debe remover cuidadosamente el contenido intestinal para poder observar la mucosa sin alterarla. Es necesario poner especial cuidado en la revisión del contenido que se remueve a fin de detectar la presencia de parásitos, cuerpos extraños y otros elementos importantes en la patología del intestino.

Al llegar a la entrada de los ciegos la incisión se continúa hasta el recto, posteriormente se incide en dirección contraria a cada uno de los ciegos comenzando por la unión ceco-cólica, para exponer la mucosa cecal y revisar el aspecto de las tonsilas cecales.

NECROPSIAS EN POLLITOS

Es muy común encontrar onfalitis en pollitos, por lo que es necesario revisar el ombligo antes de incidir la piel, para detectar evidencias de esta afección a través de la presencia de hiperemia, costras, sangre y exudados.

Básicamente la técnica de la necropsia es la misma descrita anteriormente, únicamente varía la forma de exponer las cavidades corporales. Una vez sacrificado el pollito se toma el cuerpo con la mano derecha, rodeandolo con los dedos índice y pulgar y con los dedos de la otra mano se toma una ala y se ejerce tracción en sentido perpendicular al eje longitudinal del cuerpo hasta desarticularla, haciendo lo mismo con el ala opuesta, posteriormente se traccionan ambas alas hacia el frente del pollito hasta que se logra desprender la pared ventral del tórax y abdomen, se exponen los órganos torácicos y abdominales, cuidando que no se desprenda el corazón junto con la pared torácica al ejercer la tracción. - (ver Foto VI. 35).

Esta técnica puede practicarse en pollos de hasta 3-4 semanas de edad.

En pollitos de hasta 10 días de edad debe revisarse el saco vitelino para evaluar su aspecto externo y contenido.

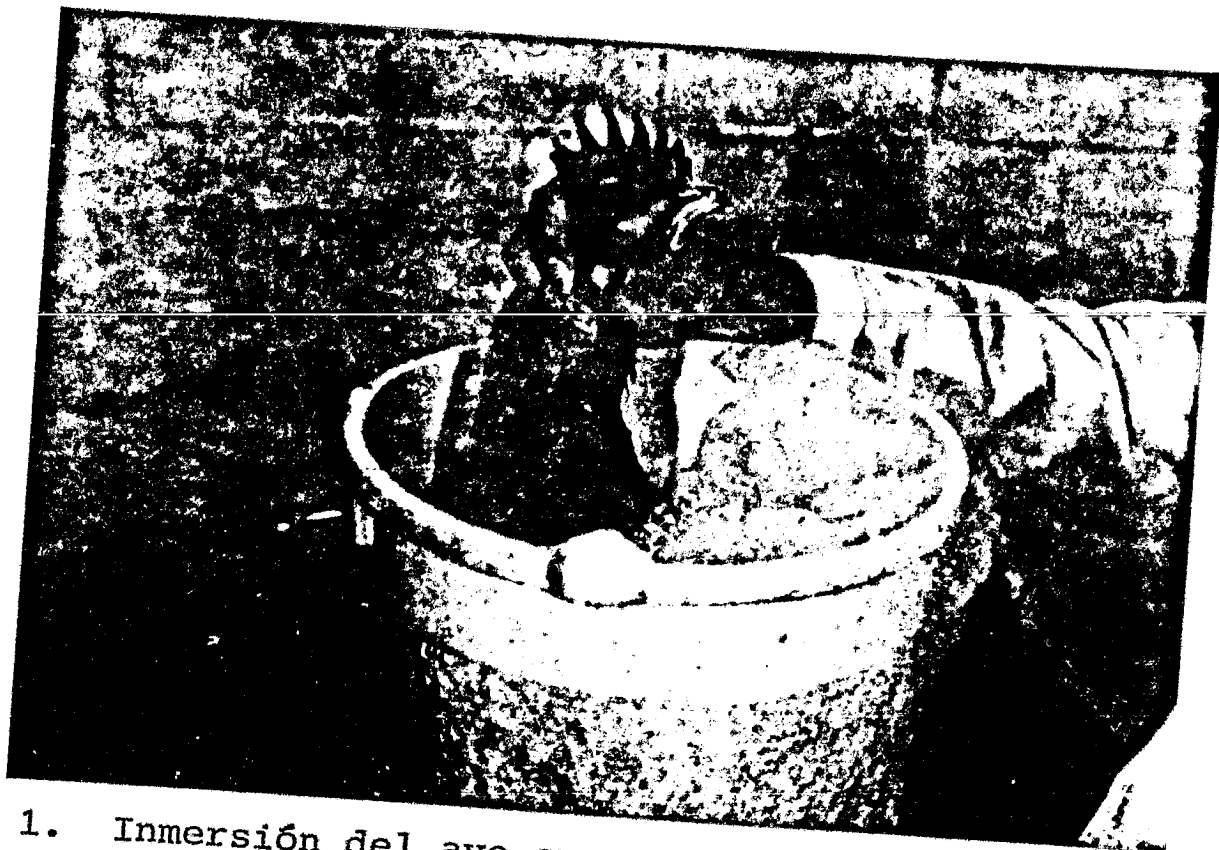


Foto VI. 1. Inmersión del ave en agua jabonosa, observe como se evita mojar la cabeza.

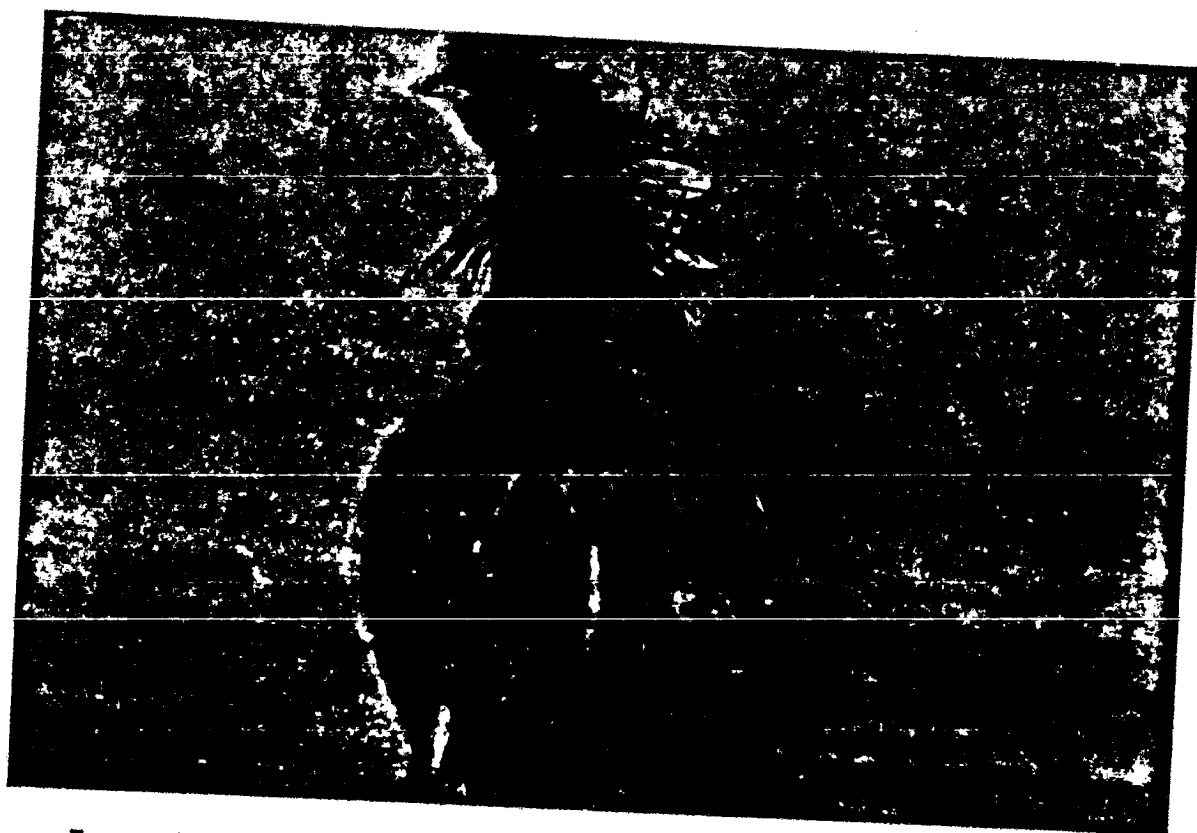


Foto VI. 2. Los dos primeros cortes se hacen sobre la piel que une a las piernas con el abdomen.



Foto VI. 3. Desarticulación de los fémures por sujeción de la región femoral.



Foto VI. 4. Separación de la piel para poner al descubierto la parte inferior del abdomen.



Foto VI. 5. Incisión cefálica de la piel que permite ver el timo.

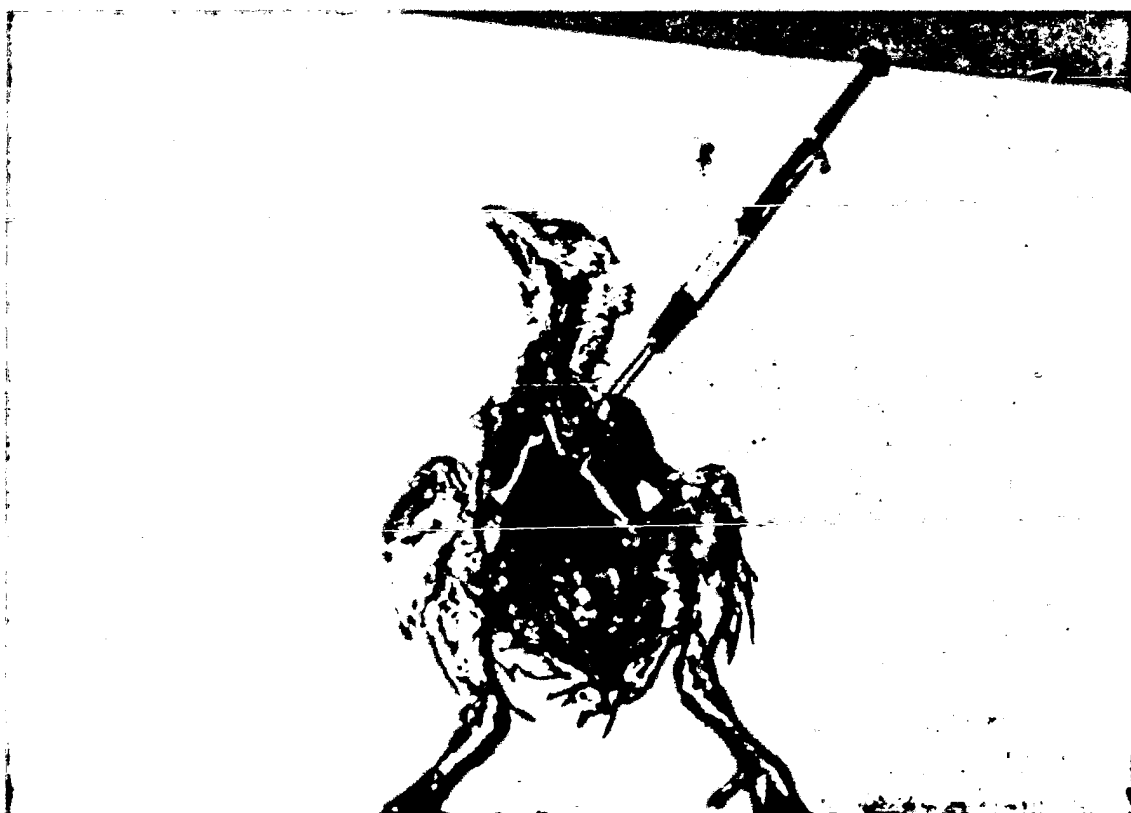


Foto VI. 6. La punta de la aguja señala a la glándula tiroides in situ.

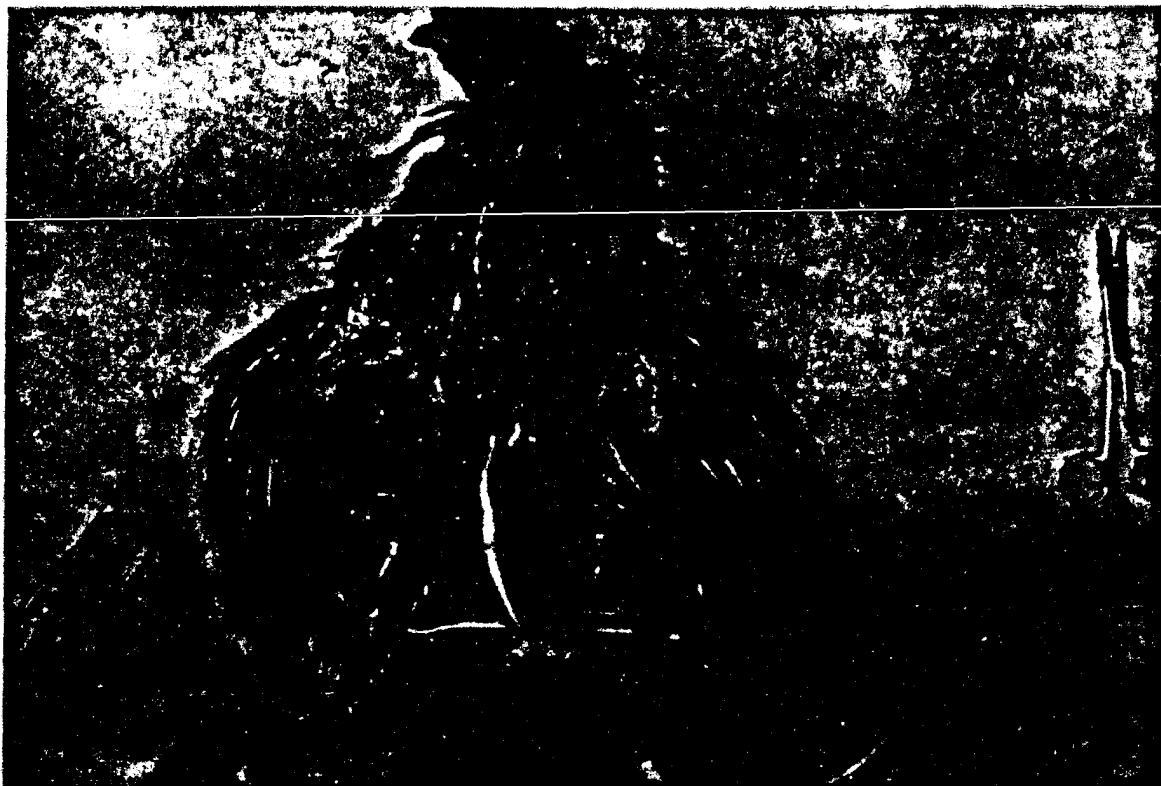


Foto VI. 7. Incisión de la pared abdominal donde se evita lesionar las vísceras.,



Foto VI. 8. Extracción de la pechuga.



Foto VI. 9. Corte longitudinal de la pechuga.

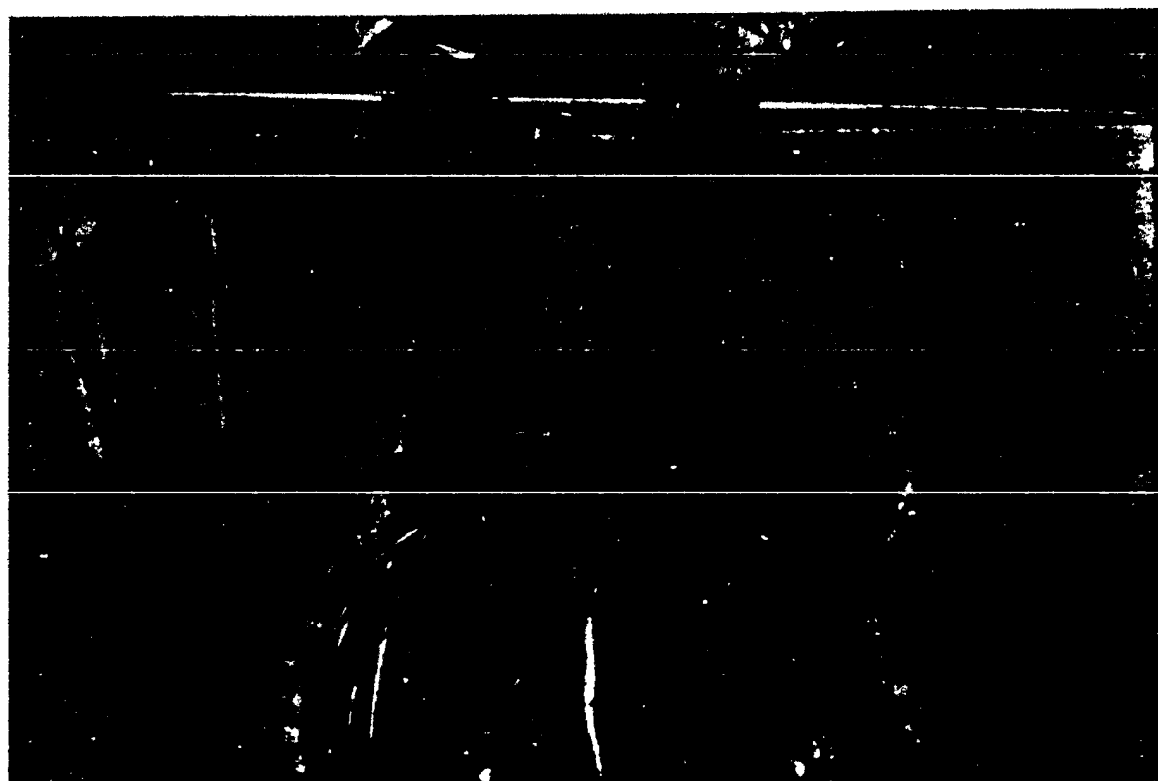


Foto VI. 10. Revisión de la hendidura palatina después de desarticular la mandíbula inferior.

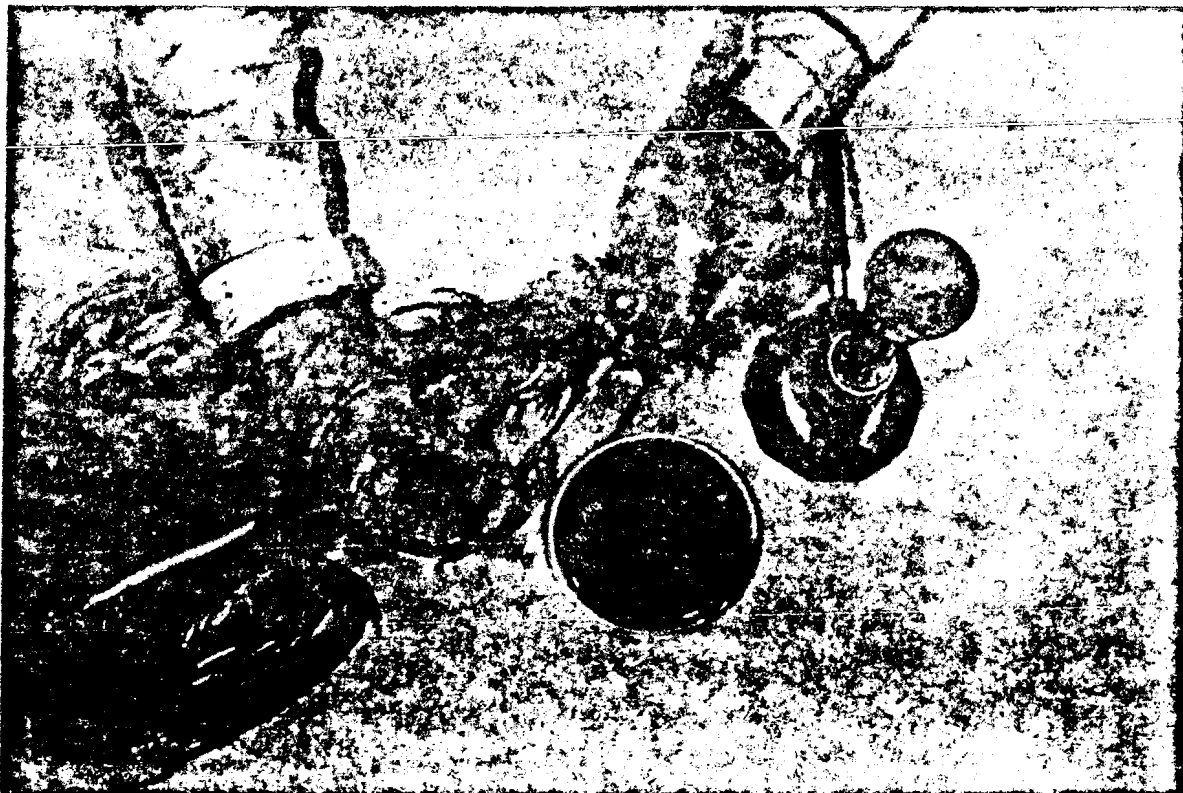


Foto VI. 11 Corte del pico superior para exponer los cornetes respiratorios de donde se aísla el Hae-
mophilus gallinarum.



Foto VI. 12 Incisión de la tráquea



Foto VI.13 Extracción de los pulmones mediante la tensión de la tráquea y esófago que facilita el desprendimiento de los pulmones de la cavidad torácica.



Foto VI.14 Disección del ventrículo derecho para exponer el endocardio vantricular y la parte inicial de la arteria pulmonar.



Foto VI. 15 Exposición de la válvula sigmoidea y parte inicial del tronco aórtico.

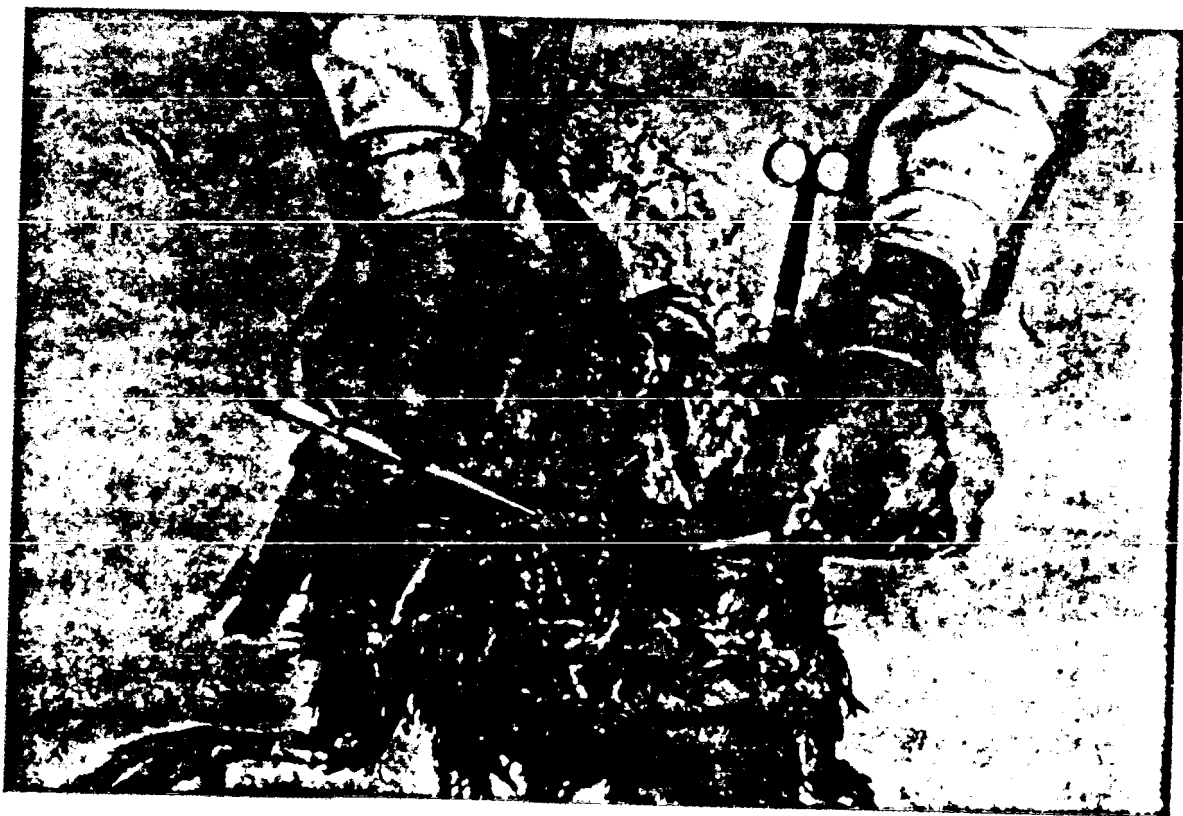


Foto VI. 16 La punta de la aguja señala el nervio de Reimack que corre paralelo al recto. Solo se ve antes de incidir el peritoneo.



Foto VI. 17 Desprendimiento del bazo para su examen.



Foto VI. 18 Exposición de la Bolsa de Fabricio. Se debe procurar no extraer contenido al incidirla



Foto VI. 19 Extracción del ovario, donde se evita la incisión in situ de los ovulos con objeto de no alterar las observaciones.



Foto VI. 20 Exposición in situ de la mucosa del oviducto.



Foto VI. 21 Extracción de los riñones.



Foto VI. 22 Extracción del encéfalo, lo cual se facilita al hacer diversos cortes en el techo de la -
cavidad craneal.



Foto VI. 23 Extracción de los ojos, mediante la remoción previa del cerebro.



Foto VI. 24 Extracción de la médula espinal, donde se fracturan los cuerpos vertebrales para exponer el cordón medular.



Foto VI. 25 Localización del plexo braquial.

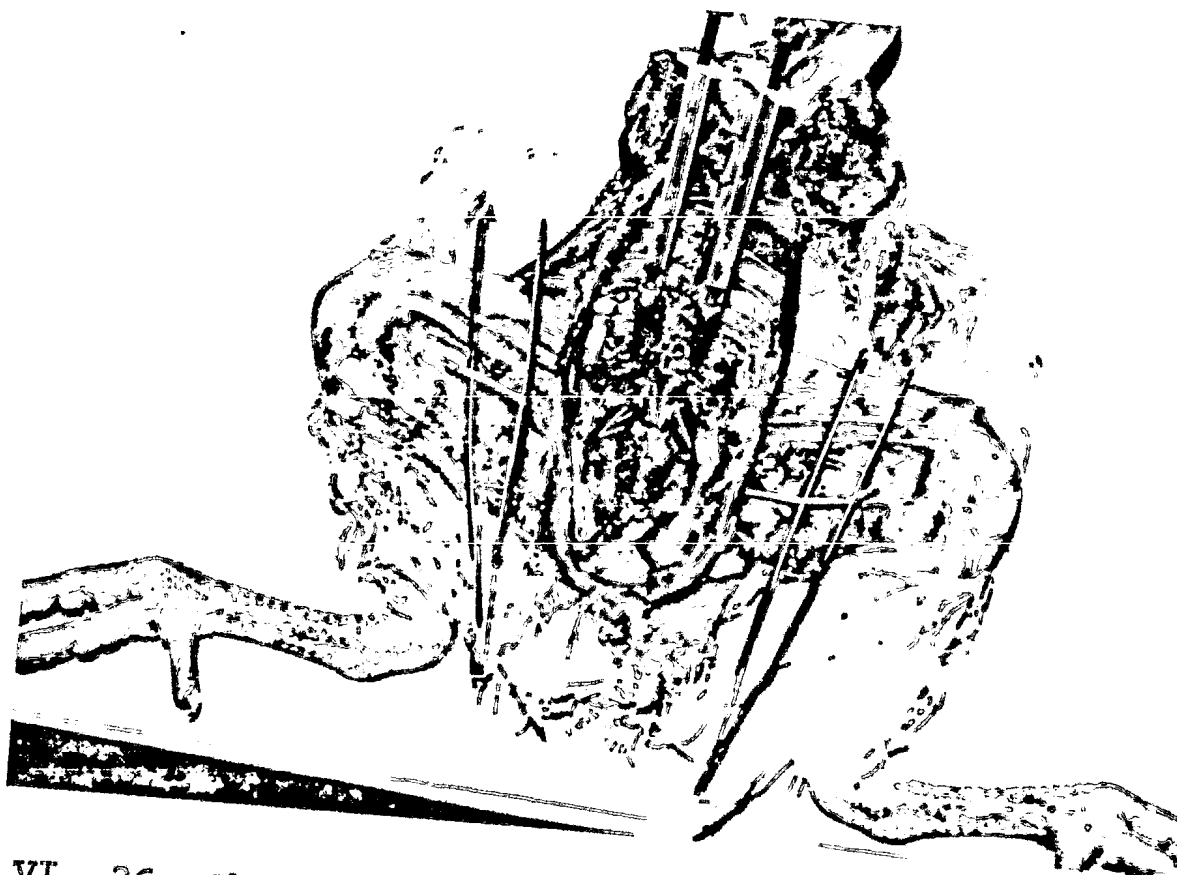


Foto VI. 26 Observación del plexo y nervio ciático.

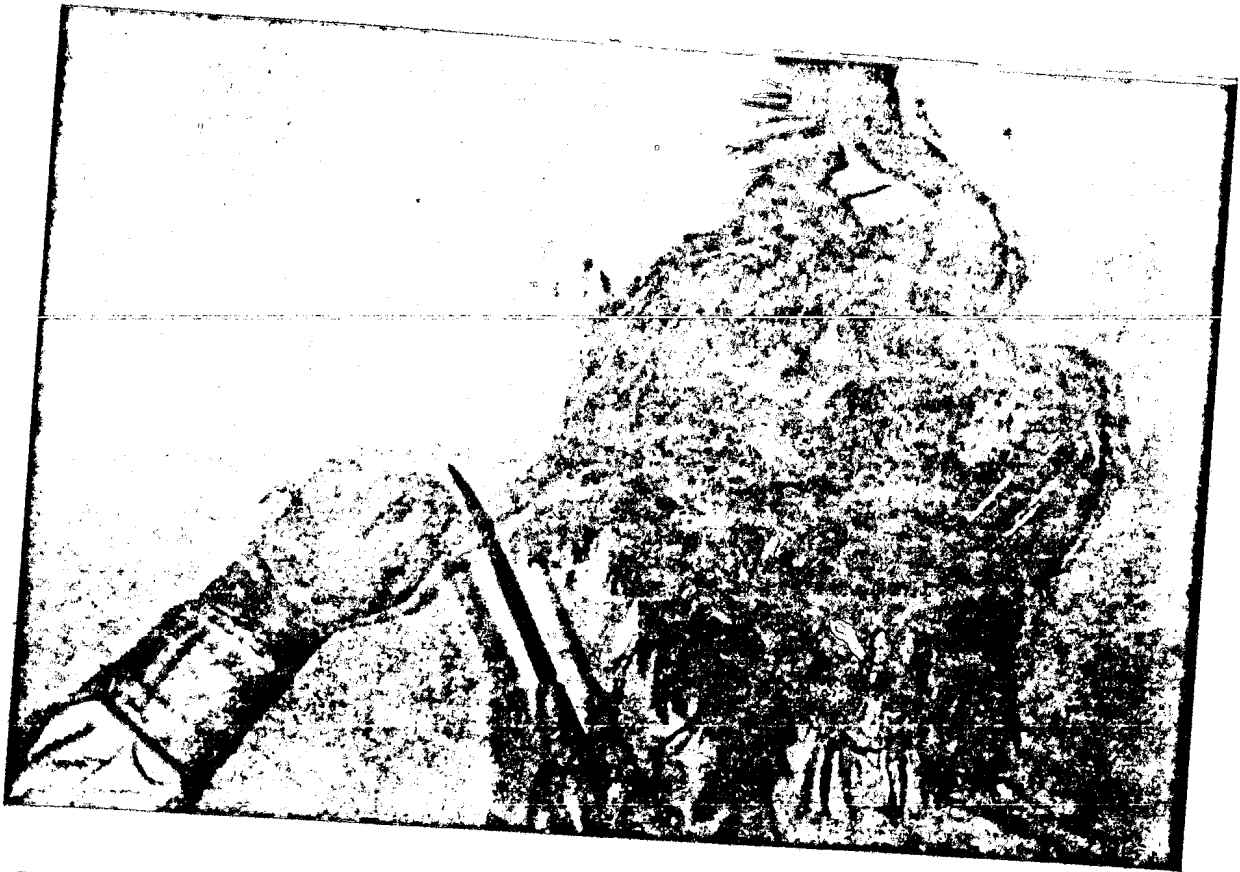


Foto VI. 27 Corte para inspeccionar la articulación Tibio-tarsiana.

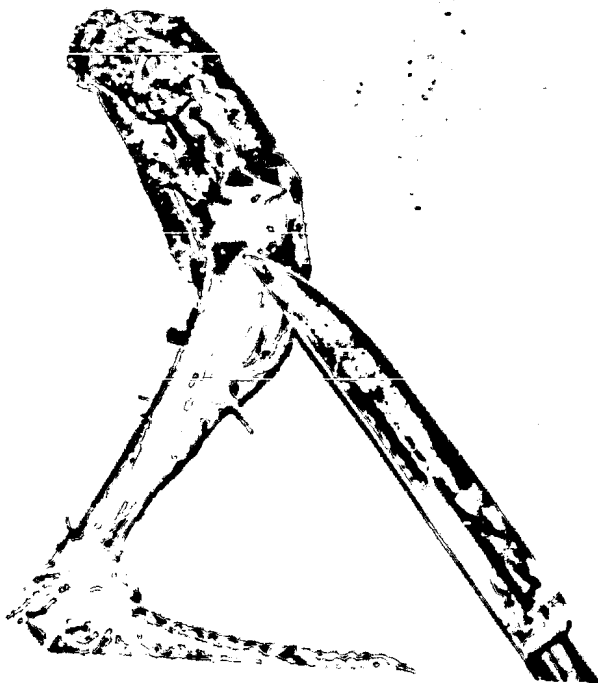


Foto VI. 28 Exposición de las epifisis. Mediante un corte oblicuo de la diáfisis a la epifisis.



Foto VI. 29 Exposición del tendón de Aquiles.



Foto VI. 30 Exposición del cojinete plantar mediante una insición en su superficie.



Foto VI. 31 Separación del hígado.

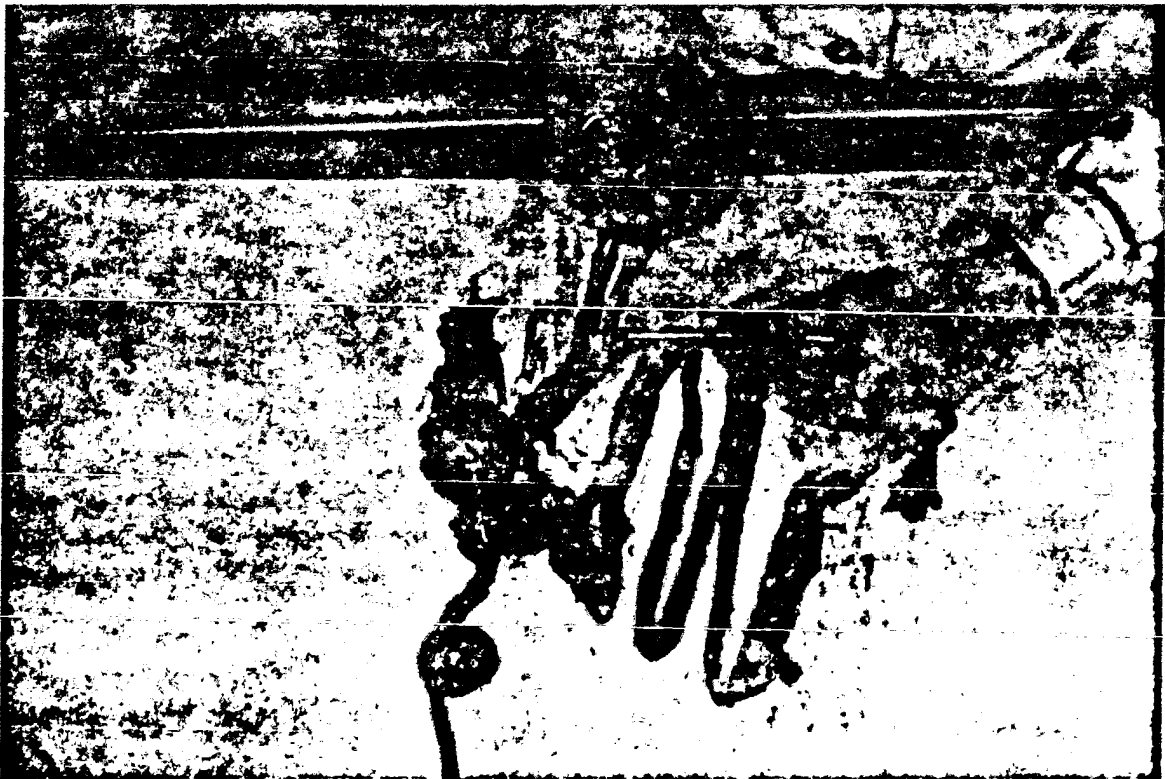


Foto VI. 32 Separación del páncreas.



Foto VI. 33 Desprendimiento de la cutícula de la molleja.

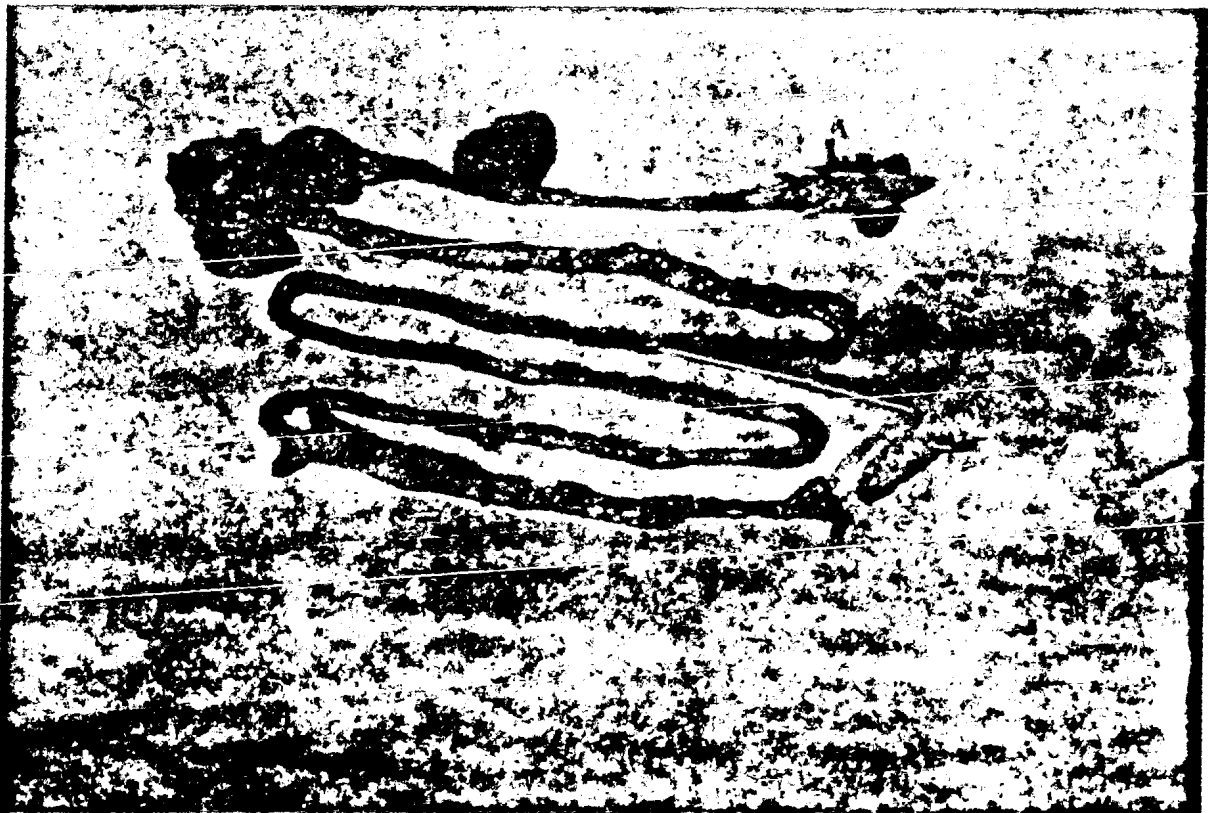


Foto VI. 34 Observe la extensión del tracto digestivo sobre la mesa de trabajo para facilitar la revisión de su contenido.



Foto VI. 35 Exposición de cavidades en pollitos. Mediante tracción de las alas y pechuga.

RESUMEN Y PRUEBA

1. Mencione las ventajas de mojar el ave después de sacrificarla.

2. Complete y ordene cronológicamente los pasos que se siguen para exponer las cavidades.

() El tercer corte se hace _____

() Con un cuchillo estéril se incide _____

Para desprender la pechuga, se continúa la incisión anterior con.

() Por tracción se separa la piel anterior y posterior al corte, dejando al descubierto la parte inferior del abdomen y la pechuga.

() El ave se coloca sobre la mesa en decúbito dorsal.

() La incisión de la piel se continúa hacia _____

_____ evitando _____

en este momento se puede revisar: _____

() Las primeras incisiones se hacen en _____

3. El el siguiente cuadro anote la información que falta:

ORGANO	FORMA DE EXPONERLO O EXTRAERLO
SACOS AEREOS	Al levantar y quitar la pechuga
CORNETES Y MEATOS RESPIRATORIOS	
TRAQUEA, SANGRE BRONQUIOS PRIMARIOS	
PULMONES	
CORAZON	
BAZO	
BOLSA DE FABRICIO	
OVARIO Y TESTICULO	
RIÑON	

ORGANO	FORMA DE EXPONERLO O EXTRAERLO
CEREBRO	
MEDULA ESPINAL	
PLEXO CIATICO	
NERVIO CIATICO	
ARTICULACIONES TIBIOTARSIANAS	
EPIFISIS DE LOS HUESOS LARGOS	

4. ¿Cómo se hace la extracción del Aparato Digestivo?

5. Explique con sus propias palabras cómo se revisa el Páncreas, Hígado, Esófago, Bucho, Proventrículo, Molleja e Intestino.

CAPITULO VII

TOMA , CONSERVACION Y ENVIO DE MUESTRAS

OBJETIVOS:

AL TERMINAR EL LECTOR:

1. Mencionará los datos que deben acompañar las muestras que se envían al laboratorio.
2. Explicará bajo que condiciones se recolectan y envían las muestras a Bacteriología, Serología, Virología , Histopatología, Parasitología y Toxicología.

CAPITULO VII

TOMA, CONSERVACION Y ENVIO DE MUESIRAS PARA ESTUDIOS BACTE--
RIOLOGICOS, HISTOPATOLOGICOS, VIROLOGICOS, TOXICOLOGICOS, SE
ROLOGICOS, Y PARASITOLOGICOS.

Un clínico experimentado no envía en todas las ocasiones aves vivas al laboratorio, basta la historia clínica y los hallazgos a la necropsia, los cuáles pueden sugerir los diagnósticos. Sin embargo para establecer el diagnóstico diferencial se requieren además; aislamientos bacteriológicos u - otras pruebas específicas para confirmar o desechar el diag-- nóstico presuntivo.

Estudios Bacteriológicos y Micológicos.

Los estudios bacteriológicos y micológicos com--- prenden la toma, siembra, aislamiento e identificación de los gérmenes a partir de los órganos afectados. Los órganos que - se muestrean en este tipo de estudio son: hígado, vesícula bi- liar, bazo, saco pericárdico, sacos aéreos, senos y cornetes- nasales, pulmón, médula ósea, articulaciones y vainas tendino- sas, ovario, encéfalo y saco vitelino.

Las muestras para cultivos bacteriológicos se de- ben tomar de aves enfermas, recién sacrificadas o que tengan- un máximo de dos horas muertas, para evitar que la flora in-- testinal contamine al organismo o interfiera con el aislamien- to del germen causal.

Las muestras se toman en condiciones de asepsia y se colectan en frascos estériles que se identifican con etique- tas o cintas adheribles a las paredes de los frascos y no a - las tapas. Debido a la descomposición que pueden sufrir las - muestras, es necesario refrigerarlas y enviarlas inmediatamen- te, ya que no deben transcurrir más de doce horas, entre la- toma y su procesamiento. Si se incluyen muestras de diferen-- tes órganos deben enviarse por separado aunque se trate del

mismo caso por lo que, deben ir acompañados con la historia clínica que debe llevar el mismo número de referencia; además de los datos de identificación, es muy conveniente señalar los tratamientos de antibióticos (nombre, dosis y duración del tratamiento), ya que la antibioterapia puede interferir en el aislamiento de bacterias.

Material necesario para la toma de muestras:

- mecheros
- hisopos estériles
- medios de cultivo
- instrumental estéril: tijeras, pinzas, agujas, jeringas hipodérmicas.

Recomendaciones para el uso del material

Uso de Mecheros

Es indispensable tener uno o varios mecheros de gas o de alcohol a una distancia no mayor de 10 cm. del órgano que se va a muestrear para evitar la contaminación.

Uso de Hisopos Estériles

Las muestras bacteriológicas de órganos parenquimatosos, exudados y fluidos corporales, pueden tomarse con hisopos estériles para evitar la contaminación de la muestra, los hisopos deben de tomarse del extremo opuesto del algodón y flameados antes de introducirlos al medio de cultivo; el hisopo se rompe para que no penetre la parte de donde fue tomado. Cuando la recolección de las muestras se hace en el laboratorio, los tapones de los tubos de ensaye ya están perforados con el hisopo para facilitar la recolección y evitar la contaminación de la muestra.

Medios de Cultivo

En el aislamiento de gérmenes se pueden utilizar medios de cultivo líquidos, sólidos o semisólidos, selectivos y diferenciales.

Para la toma de muestras Bacteriológicas en el campo se recomienda utilizar los medios líquidos tubos de ensaye con rosca, debido a que son más difíciles de contaminar que los medios sólidos en placas y son más fáciles de transportar.

En la sala de necropsias se puede sembrar en medios de cultivo líquidos ó sólidos dependiendo de las necesidades del caso.

Algunos de los medios indispensables en la sala de necropsias son:

Líquidos. caldo selenite
caldo nutritivo

Sólidos. agar sangre (Haemophilus gallinarum)
verde brillante (Salmonella spp)
Freyd más DPN- (Mycoplasma)
agar saboureaud (hongos)

Instrumental estéril

Es necesario utilizar material esteril para prevenir posibles - efectos contaminantes del material sobre las muestras.

Procedimientos

Hígado

Se expone el hígado y con una espátula flameada con alcohol se quema su superficie; el área quemada se perfora con un hisopo para colectar la muestra, la cual, puede ponerse en el medio de cultivo que se haya elegido (ver Foto VII. 1)

Vesícula biliar

Se levanta el lóbulo derecho del hígado y se toma la muestra del contenido vesicular con una jeringa de insulina estéril, el contenido se vierte en un tubo de ensaye con medio líquido generalmente selectivos para el crecimiento de salmonella. De esta manera pueden colectarse otros flúidos corporales poco densos como es el líquido ascítico, pericárdico etc. (ver Foto VII. 2)

Bazo

Previa exposición del bazo, se quema su superficie con una espátula flameada. Este órgano no se puede perforar directamente con el hisopo, por lo que se debe cortar la cápsula con unas tijeras flameadas, para exponer el parénquima de donde se extrae la mues

tra con el hisopo.

Cuando se trate de pollitos debe incluirse todo el órgano seccionado en el medio de cultivo.

Ovario

Expuesto el ovario, se desprenden los óvulos más pequeños y afectados con una tijera y se hacen rodar sobre una espátula - candente. Posteriormente se punciona con una aguja o tijeras, para ser depositados en un tubo de ensayo con medio líquido . (ver Foto VII. 3)

Saco vitelino

Se quema la superficie del saco con la espátula caliente y se perfora con un hisopo para colectar la muestra que se introduce en un tubo de ensayo con medio líquido.

Médula ósea

Los huesos largos se fracturan para exponer la médula ósea en donde se introduce un hisopo que se hace girar para colectar la muestra en un medio líquido.

Articulaciones

La superficie de las articulaciones se humedece con alcohol y se quema , luego con un bisturí o cuchillo flameado se corta la piel, tejido subcutáneo y tendones hasta exponer la superficie articular. Con el hisopo se colecta el fluido o exudado articular y se deposita en el medio líquido.

Encéfalo

Se flamea humedeciendo con alcohol la piel del cráneo, se cortan los huesos de la cavidad craneal para exponer la masa encefálica, se perforan las leptomeninges con el hisopo para colectar la muestra del parénquima nervioso.

Pulmón

Una vez seleccionada la superficie del pulmón, se hace un corte con un bisturí o cuchillo estéril y recién flameado para exponer el parénquima pulmonar y tomar la muestra. Cuando se sospeche de aspergilosis debe sembrarse directamente en una placa con medio de Saboureaud.

Senos y cornetes nasales

Este muestreo sólo se realiza para el aislamiento de Haemophilus gallinarum agente etiológico de la coriza infecciosa. Se humedecen con alcohol las áreas cercanas al pico y se queman; el pico superior se corta transversalmente a nivel de los orificios nasales (ver Foto VII. 4), para exponer los senos y cornetes respiratorios, en donde repetidas veces se frota la mucosa con diferentes hisopos, para eliminar el exudado y así obtener el Haemophilus que se encuentra adherido a la mucosa respiratoria. Obtenida la muestra se siembra directamente en agar Sangre junto con una colonia nodriza de Staphylococcus epidermidis y se hace lo mismo, con el cornete opuesto y con cada uno de los senos infraorbitarios. Este germen crece en condiciones anaerobias.

2. Estudios Histopatológicos

El diagnóstico histopatológico permite obtener resultados rápidos y confiables de enfermedades tales como: Encefalomiелitis aviar, Encefalomalacia, Laringotraqueitis, Infección de la Bolsa de Fabricio, Enfermedad de Marek, Leucosis aviar, Raquitismo, Distrofia Muscular y Viruela entre otros.

Las muestra para estudios histopatológicos deben ser:

A- De aves recién sacrificadas o con menos de tres horas de muertes, ya que los tejidos pueden sufrir cambios post-mortem que pueden alterar la evaluación histopatológica de las muestras.

B- Se deben fijar inmediatamente después de ser extraídas; ya que la fijación es la base fundamental para las preparaciones histológicas con lo que se evita la autólisis y putrefacción de los tejidos; preserva los constituyentes celulares;

da consistencia a los tejidos; facilita su procesamiento y permite la tinción.

Toma de muestras

Las muestras se toman de las lesiones encontradas durante la ne necropsia y de acuerdo a la enfermedad que se sospeche. El órgano se extrae y se revisa externamente, se secciona para su revisión interna y se elige la porción para el estudio histopatológico - (ver Anexo 2).

Estas muestras se deben depositar inmediatamente en un fijador. Para facilitar la fijación de las muestras se recomienda:

- Que la muestra no tenga más de 4mm. de espesor para permitir la penetración del fijador.
- Que el volumen del fijador sea 10 veces mayor al volumen de la muestra. (ver Foto VII. 4)
- La muestra debe permanecer en el fijador más de 24 horas a temperatura ambiente (cuando se usa formalina neutra al 10%). El fijador de rutina, es una solución de formalina neutra, compuesta por:

Formol 37-40% -----100 ml.

Agua destilada -----900 ml.

Fosfato monobásico sódico----- 4 gr.

Fosfato dibásico anhidro de sodio ----- 6.5 gr.

Este fijador es compatible con las tinciones más empleadas en los diagnósticos. Sin embargo existen otros, para estudios específicos como:

Alcohol absoluto- Para preservar glucógeno.

Solución de Zenker - Para mejorar la fijación nuclear.

Solución de Bowin - Para métodos de tinción específicos como tinciones tricromicas y Penta-crómicas.

Solución de Carnoy - Para fijaciones rápidas (3 horas) tiene la limitante de destruir a los eritrocitos.

Solución de Clarke- para fijar especialmente frotis.

Obtención de muestras para microscópio electrónico

Aunque la microscopía electrónica no se utiliza de ordinario en el trabajo de diagnóstico, es conveniente conocer la forma correcta de enviar las muestras ya que la preservación de los tejidos para microscopía electrónica es crítica, Hoy en día existen laboratorios de diagnóstico equipados para realizar este trabajo, con el que se puede determinar la etiología y patogenia de condiciones -- que no han sido establecidas. Los tejidos empleados para este tipo de estudios deben reunir las mismas características mencionadas al inicio de esta sección.

Material:

Fijador glutoraldehído al 3% en solución amortiguadora de fosfato de sorensen

Procedimiento:

- A) El tejido para estudiar se debe introducir en una caja de petri con base de parafina y cubrirse inmediatamente con el fijador.
- B) A continuación se hace una sección del tejido con un bisturí, o navaja para histología o navaja para rasurar, manteniendo siempre el tejido inmerso en el fijador. El tamaño de las muestras no deben ser mayor de 5 mm. de diámetro y de 2 mm. de espesor.
- C) Las muestra obtenidas se introducen en un recipiente con tapa de rosca que contenga el mismo fijador. Es conveniente que lleguen al laboratorio antes de 2 horas para su posterior procesamiento.

3- Muestras para estudios virológicos

Las muestras recolectadas para estudios virológicos se deben co^llectar lo más asépticamente posible, debido a que la contaminación bacteriana puede interferir con el crecimiento del virus.

Cuando las muestras tardan en llegar al laboratorio se deben refrigerar o congelar.

Las muestra para este tipo de estudios se seleccionan, según la enfermedad que se sospeche. Para facilitar la selección de órganos, a continuación, se presenta un cuadro en donde se mencionan las enfermedades y los órganos que sirven para diagnosticarlas,

CUADRO VII. I Organos a enviar según la enfermedad.

ORGANOS	ENFERMEDADES
Pulmón	Newcastle, Bronquitis.
Tráquea	Newcastle, Laringo, Bronquitis
Laringe	Laringotraqueitis
Riñón	Bronquitis
Hígado	Reovirus
Piel	Viruela
Párpado	Viruela
Intestino	Reovirus, Encefalomiелitis.
Proventrículo	Reovirus
Nervios Periféricos	Marek
Encéfalo	Enfermedad de Newcastle, Encefalomiелitis
Bolsa de Fabricio	Infección de la Bolsa de Fabricio
Tendones	Artritis Viral
Líquido sinovial	Artritis Viral.

Para mayor información (ver cuadro VII.2)

Procedimiento para la recolección

Es indispensable evitar la manipulación de los órganos para prevenir la contaminación de las muestras, es por esto, que durante la colección de los órganos se deben tener los mecheros encendidos. Las muestras se depositan en cajas de petri pequeñas, estériles, pueden enviarse varios órganos juntos, únicamente el encéfalo se envía por separado (ver Foto VII.5)

4- Muestras para estudios Toxicológicos

Cuando se sospecha de alguna intoxicación es conveniente enviar muestras de:

A) Alimento

La muestra debe ser representativas de varios sacos de alimento, especialmente de aquellos en los que se observen cambios organolépticos.

B) Material de Cama

Para que la muestra sea representativa se tomará paja al azar aproximadamente 500 gr en una bolsa de polietileno.

C) Organos

Un lóbulo hepático y un riñón por ave en frascos limpios (ver Foto VII. 6)

D) Contenido Digestivo

Contenido del buche, del proventrículo y contenido intestinal, en frascos separados y debidamente identificados.

El diagnóstico toxicológico se facilita considerablemente si se especifica el tóxico que se sospecha.

5- Muestras para Serología

En la clínica de aves se realizan en forma rutinaria estudios serológicos con fines diagnósticos para constatar el grado de protección que confieren las vacunas y para conocer el grado de protección que transmiten las progenitoras o reproductoras a su progene. También se llevan acabo exámenes de química sanguínea, tales como determinación de enzimas y minerales.

Las diversas técnicas para la obtención de las muestras de sangre fueron descritas ampliamente en el capítulo III.

Inmediatamente después de obtener la muestra se depositan en frascos limpios y secos, los cuales se colocan horizontalmente a fin de que sea mayor la superficie de contacto, para permitir la separación del suero (ver Foto VII. 7). Una vez coagulada la sangre, el frasco se levanta y se tapa.

Si las muestras fueron tomadas en el campo, deben refrigerarse para enviarlos al laboratorio, es posible decantar el suero en otro recipiente y refrigerarse si se piensa que la llegada de la muestra al laboratorio puede prolongarse .

Las muestras de sangre completa requieren el uso de anticuagulantes tales como:

- Una solución al 10% que contenga 4 partes de óxalato de potasio y 6 partes de oxalato de amonio, se evapora la solución a sequedad, en posición inclinada en un esterilizador de aire caliente o en un horno ordinario a baja temperatura. Utilizando .15 cc de esta solución para 5 cc de sangre.

Este anticuagulante es útil para la determinación de hemoglobina y la cuenta globular.

- Oxalato de Potasio 3 mg. por cc de Sangre.

- Oxalato de Sodio y el citrato de sodio se emplean en proporción de 2.4 mg. por cc. de Sangre.

Las muestras así obtenidas pueden emplearse también para estudios de determinación de minerales, enzimas, proteínas séricas determinación de hemoglobina, cuenta globular, hematocrito, índice ictérico.

Las muestras de sangre pueden hemolizarse por:

- Tomarlas con material húmedo.
- Depósito brusco en el recipiente a través de la aguja.
- Agitación brusca de muestras recién obtenidas.
- Cambios bruscos de temperatura.
- Descomposición bacteriana.
- Contaminaciones químicas.
- Exceso de anticuagulante que hemoliza y deforma a los leucocitos .

La preparación del frotis de sangre es una técnica de primordial importancia pues permite evaluar la morfología y número de las células sanguíneas, de hemoprotozoarios. Los frotis pueden teñirse

con los colorantes usuales como son Wright y Giemsa.

Promedios normales de elementos celulares de pollos .

- Eritrocitos----- 2.8 - 4.5 x 10⁶/ ml.
- Hemoglobina ----- 8 - 13 gr/100c.c.
- Hematocrito ----- 35.8 % *
- Hemoglobina globular media en microgramos ----- 37 *
- Volúmen globular medio en micras cúbicas ----- 127 M³ *
- Concentración de hemoglobina globular media ----- 29 % *
- Plaquetas ----- .2 - .4 millones

* Solo se disponen de los valores promedios

Fuente: Coffin, D.L. "Laboratorio Clínico en Medicina Veterinaria"
Pag. 156.

PROMEDIOS NORMALES DE ALGUNOS CONSTITUYENTES QUIMICOS DE LA SANGRE

	Glucosa	Nitro- geno Total No Pro- teico.	Nitro- geno Ureico	Ac. Urico	Crea- tinina P _{re} for- mada	Nitro- geno de Ami- noácidos	Ac. Láctico	Na Cl	Coles- terol Total	Ca ⁺	P Inor- ganico
GALLINA EN POSTURA	130 a 290	20 a 35	.4 a 1.2	1.17 a 7.08	.69 a 1.12	3.8 a 9.0	20 a 98	460 a 485	58 a 94	17 a 39	6.0 a 10
GALLINAS FUERA DE POSTURA	130 a 260	23 a 36	.4 a 1.2	1.68 a 2.16	.91 a 1.21	5.4 a 9.6	47 a 56	470 a 473	23 a 121	9 a 12	4.0 a 8
PAVOS EN POSTURA	175 a 210	35 a 49	3.51 a 3.89	3.41 a 5.19	.86 a .94	7.4 a 8.7	—	488 a 490	—	10 a 12	3.8 a 4.7

SANGRE TOTAL
(mg por 100 cc.)

SUERO
(mg por 100 cc.)

Fuente: Coffin, D.L. "Laboratorio Clínico en Medicina Veterinaria"

Pag. 115. Reimpreso de "The Physiology of Domestic Animals"

6- Muestras para Parasitología

Las muestras que se requieren para el diagnóstico de las enfermedades parasitarias pueden provenir de:

- Heces fecales (cama)
- Raspado de piel
- Sangre fresca o Suero
- Cama

Heces Fecales

Las muestras de heces fecales se pueden obtener directamente de la cama de los animales, esta muestra es representativa de la parvada.

Las muestras se depositan en frascos limpios de boca ancha o bolsas de polietileno nuevas. Si la muestra tarda en llegar al laboratorio más de 6 horas debe preservarse mediante refrigeración añadiendo una solución de formol al 10% en proporción de 1 parte de esta solución por 4 partes de material fecal. En caso de buscar larvas móviles no debe agregarse ningún preservador químico debido a que estas destruyen las larvas.

Cuando se han recolectado parásitos durante la necropsia deben colocarse en solución salina fisiológica y posteriormente pasarse a una solución de formol al 10% o alcohol al 70%.

Raspados de Piel

Son sumamente útiles para el diagnóstico de ectoparásitos, micosis cutáneas y dermatitis bacterianas. Se realizan, raspando la periferia de las lesiones más recientes con un escalpelo u hoja de bisturí sin filo, ya que esta área es rica en parásitos, dicho raspado debe ser profundo hasta producir hemorragias puntiformes. El área puede humedecerse con solución salina fisiológica para facilitar que el material se adhiera al porta-objeto también puede usarse aceite mineral para la toma de muestras, este clarifica las costras del suero y otros residuos.

Las muestras pueden remitirse al laboratorio en frascos limpios.

Recolección de ectoparásitos

Los ectoparásitos de mayor tamaño, como ácaros y pulgas se recolectan manualmente y se depositan en un frasco con alcohol al 90 % aunque puedan utilizarse otras concentraciones y remitirse al laboratorio para su identificación.

Todas las muestras enviadas al laboratorio de diagnóstico deben ir perfectamente identificadas y acompañadas de una historia - clínica

Cada muestra deberá etiquetarse con la siguiente información:

- Nombre del Propietario
- Tipo de Aves
- Edad
- Organo o muestra enviada
- Tipo de conservador usado en la muestra antes o durante su empaque.
- Tipo de estudio solicitado

Modelo para almacenar y comunicar los resultados del diagnóstico de laboratorio.

Dada la gran cantidad de casos que se trabajan en un laboratorio de diagnóstico, es indispensable contar con un sistema adecuado de archivo para ordenar y sistematizar los resultados; esta información es sumamente valiosa para estudiar la incidencia, prevalencia y etiología de las enfermedades de las aves.

Aquí se sugiere un modelo para archivar los resultados, el cual permite encontrarlos mediante un sistema de referencia cruzada en el que aparecen consignados: lesiones, caracterización de los mismos, órganos involucrados, etiología y especies afectadas.

1) Los diagnósticos deberán comunicarse siguiendo siempre el mismo orden descriptivo:

I	II	III	IV	V	VI	VII
Lesión	Tipo	Curso	Distribución	Grado	Organo	Etiología
Ejemplo:						
Lesión	Tipo	Curso	Distribución	Grado	Organo	Etiología
Tiflitis	Hemorrágica	Aguda	Difusa	Severa	Ciegos	E.tenella
Artritis	Caseosa	Crónica	Localizada	Severa	Articulaciones	M.sinoviae
Permatitis	Gangrenosa	Aguda	Difusa	Severa	Piel	C.séptiem

Las lesiones, órganos y etiologías se deben limitar a los registrados ya que estos tres elementos se codifican. Tipo, Curso, Distribución y Grado sirven para describir en forma ordenada y clara la clase de lesión, su evolución, localización y severidad.

Ejemplos de tipos de lesiones:

Lesión	Tipo
Hepatitis	Granulomatosa
Sinusitis	Purulenta
Artritis	Caseosa
Traqueitis	Ulcerativa
Aerosaculitis	Fibrinosa
Fractura	Expuesta

Curso de las lesiones:

Agudo, Subagudo y Crónico.

Distribución de las lesiones.

a) Focal



b) Multifocal difusa



c) Multifocal localizada



d) Difusa



Grado: Puede ser leve, moderado o severo.

Forma final de diagnóstico:

Se anotarán los diagnósticos en orden de importancia, en el espacio denominado Nota, se incluirán comentarios aclaratorios.

Dx.-

1. Sinusitis, purulenta, crónica, difusa, severa, senos infraorbitarios, etiología Haemophilus gallinarum
2. Adenocarcinoma, ovario, diseminado, etiología determinada.

Nota: Haemophilus gallinarum es el agente causal de la Coriza infecciosa.

El adenocarcinoma que se detectó en el ovario fue un hallazgo incidental, individual de poca significancia para la parvada.

A T E N T A M E N T E .

.

Nótese que en el diagnóstico 2, no se incluye tipo, curso y grado ya que en una neoplasia maligna esas descripciones no son operantes.

En el encabezado de las formas de diagnóstico se incluyen espacios para anotar los datos.

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
DEPARTAMENTO DE PRODUCCIÓN ANIMAL: AVES

Cd. Universitaria, D.F., 28 enero de 1982

NOMBRE Sr. Roberto Sanchez.

DIRECCION _____

CASO No. 82- 205

Informe del estudio post-mortem llevado a cabo en 5 gallinas reproductoras de 32 semanas de edad con No. de identificación A - 121 propiedad de Granja El "Sol" remitidas el 28 de Enero de 1982.

En el espacio correspondiente al tipo de estudio se practicó a las aves o muestras deberá anotarse según el caso: bacteriológico, serológico, etc. Cuando se trate de casos en que se ha efectuado necropsia basta con anotar: Estudio postmortem y si es necesario en la Nota; se pueden dar mayores informes.

El número de identificación se refiere a aquel con que vienen identificadas las aves de su procedencia y no al número de caso.

En el Cuadro F, L del margen superior izquierdo deberá marcarse F si se tomaron fotografías y L si hay laminillas archivadas.

Para almacenar los datos habrá las siguientes tarjetas de almacenamiento:

- 1) Lesiones.
- 2) Organos
- 3) Etiología
- 4) Tipos de aves.

Los tipos de aves para los que habrá tarjetas son:

- pollo de engorda
- pollas y gallinas de postura
- reproductoras
- progenitoras
- pavos
- patos y gansos
- codornices y faisanes
- aves silvestres y de zoológico

MODELO DE TARJETA PARA TIPOS DE AVES

Pavos				Pav.	
No. de Caso	Lesión	Etiología	Organo	F	L
80-1525	Hepatitis necrótica	H.meleagridis	Hígado	X	X
80-1525	Tiflitis necrótica	H.meleagridis	Ciego	X	X

Hígado					
Núm.de Caso	Tipo de ave	Lesión	Etiología	F	L
80-1525	Pavo	Hepatitis necrótica	Histomona meleagridis	X	X

Modelo de tarjeta para Etiología

Histomona meleagridis					
Núm.de Caso	Tipo de ave	Lesión	Organo	F	L
80-1525	Pavo	Hepatitis necrótica	Hígado	X	X

Modelo de tarjeta para lesiones

Hepatitis						
Núm de Caso	Tipo de Ave	Descripción	Organo	Etiología	L	F
80-1525	Pavo	Necrótica	Hígado	H.meleagridis	X	X

El sistema de referencia cruzada permite obtener datos de lesiones, órganos, etiología y tipos de aves. Como puede constatararse el mismo caso aparece en las cuatro tarjetas.



Foto VII. 1. Siembra bacteriológica del hígado. Como se observa este procedimiento se debe hacer muy cerca del mechero para evitar la contaminación.



Foto VII. 2. Obtención del contenido vesicular para cultivo bacteriológico. Cuando se dificulta la obtención se recomienda puncionar la vesícula antes de extraer el contenido.



Foto VII. 3. Siembra Bacteriológica de ovario, observe como se hace rodar sobre una espátula candente, posteriormente se punciona y se deposita en el tubo de ensalle.

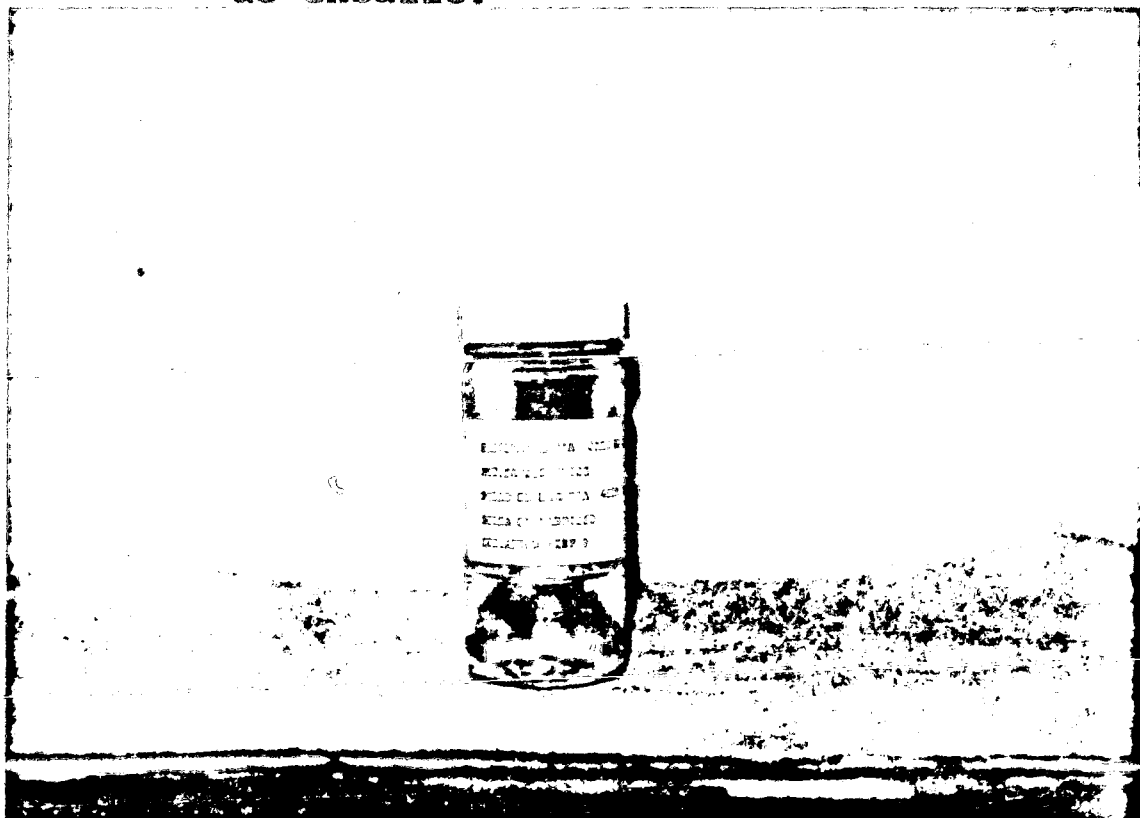


Foto VII. 4. Muestra para estudio Histopatológico. Observe el volúmen del fijador en relación a la muestra.

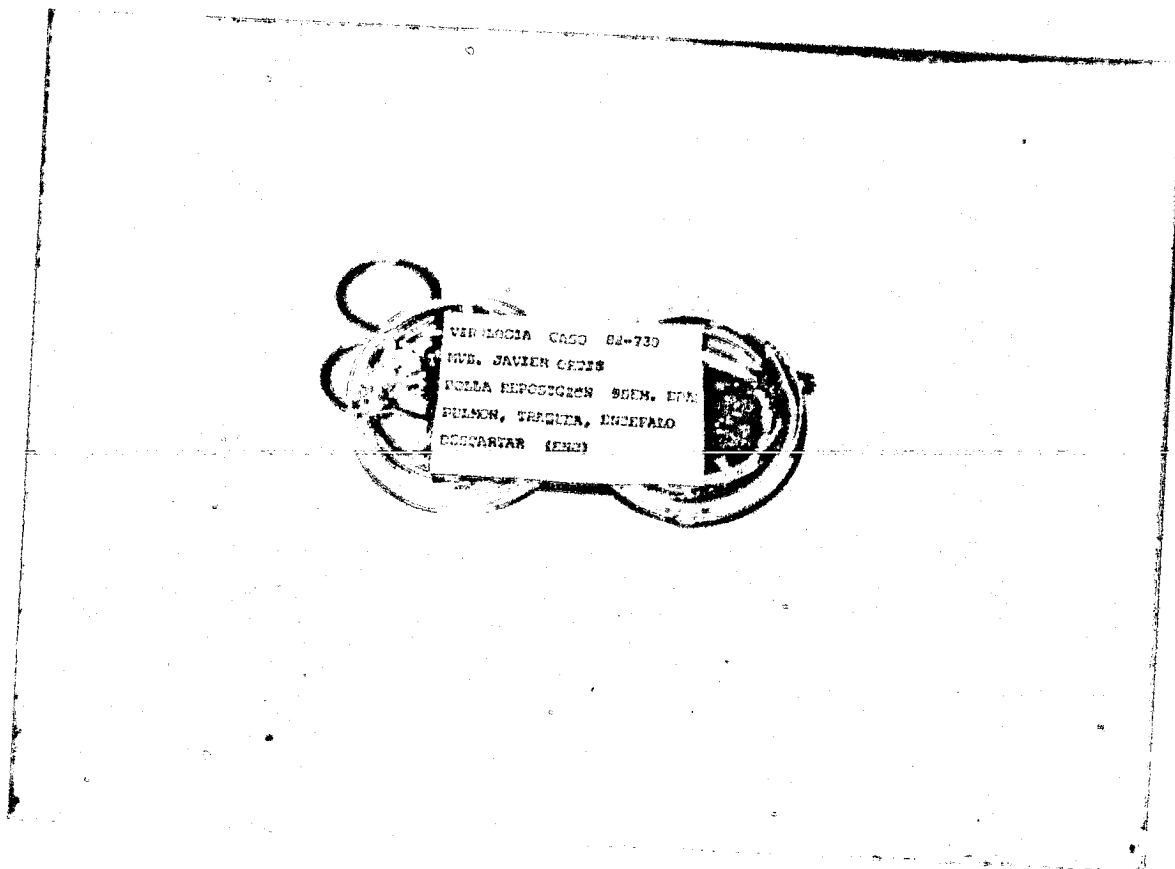


Foto VII. 5. Muestra para estudios virológicos. Observe que el encéfalo siempre se manda por separado.



Foto VII. 6. Muestras para toxicología.

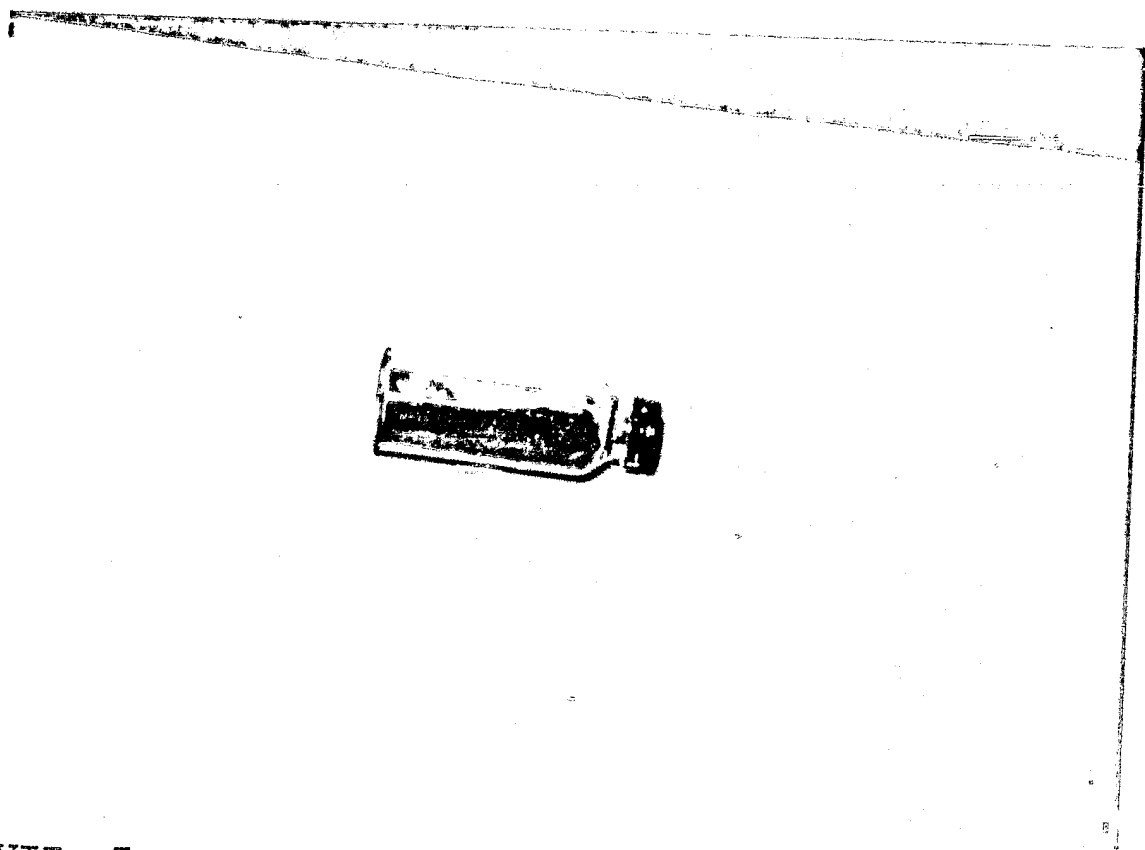


Foto VII. 7. En donde se observa la posición horizontal del frasco para facilitar la separación del suero.

RESUMEN Y PRUEBA

- 1- Junto a cada una de las aseveraciones, escriba una " V " si es verdadero y una " F " si es falsa.
- Expuesto el hígado se perfora su superficie con un hisopo estéril para coleccionar la muestra bacteriológica. ()
- Los fluidos corporales para su estudio bacteriológico se pueden tomar con jeringas estériles. ()
- Las muestras para el aislamiento de Haemophilus gallinarum se siembra en Agar Sangre en condiciones anaerobias. ()
- Las muestras de histopatología se deben coleccionar de aves recién muertas y se depositan en formol para evitar la autólisis y preservar los constituyentes celulares. ()
- El grosor de la muestra para Histopatología debe ser de 4mm de espesor y el volumen del fijador 10 veces mayor al volumen de la muestra.
- Para microscopía electrónica se usa como fijador Glutoraldehído al 3 % en solución amortiguadora de Fosfato de Sorensen ()
- Las muestras de virología no requieren material estéril para su colección y envío. ()
- Para estudios toxicológicos puede enviarse alimento, cama, órganos, contenido digestivo en frascos perfectamente limpios. ()
- Los frotis sanguíneos nos permiten verificar si la protección antigénica de las aves se ha desarrollado. ()
- Las muestras de suero se pueden tomar en recipientes limpios, en refrigeración o congelación. ()
- Las muestra para estudios parasitológico se recolectan en recipientes estériles y se deben mantener en refrigeración ()
- En las muestra debidamente identificadas no se requiere especificar el tipo de estudio solicitado. ()

2- Relasione las columnas anotando en el paréntesis la letra que corresponda.

- | | |
|--|-------------------|
| () Muestra de aves con no más de 2 horas de muertas y <u>co</u> lectadas en frascos <u>esté</u> -riles, enviando cada <u>ó</u> rgano por separado | A) HISTOPATOLOGIA |
| () Las muestra deben ser enviadas en un conservador para preservar los <u>consti</u> tuyentes celulares. | B) BACTERIOLOGIA |
| () Se colectan en condiciones de asepsia, en recipientes <u>estériles</u> , varios <u>ó</u> rganos juntos y pueden congelarse. | C) VIROLOGIA |
| () Nos permite diagnosticar enfermedades, constatar -vacunaciones, así como la <u>determinación</u> de enzimas y minerales. | D) SEROLOGIA |
| () Deben enviarse en <u>recipien</u> tes limpios, su estudio se basa principalmente en el análisis de heces y raspados <u>cutáneos</u> . | E) TOXICOLOGIA |
| () Para su estudio se envía <u>cam</u> a, alimento y contenido intestinal en frascos <u>lim</u> pios. | F) PARASITOLOGIA |

EVALUACION FINAL

- 1.- La historia mediata tiene como propósito conocer la información referente a la granja, en ella se incluyen varios datos. Explique brevemente los que a continuación se mencionan:

Localización de la granja _____

Finalidad Zootécnica _____

Procedencia del agua _____

Tapetes sanitarios _____

Control de visitas y vehículos _____

- 2.- Dentro de la historia inmediata se encuentra la información referente al padecimiento actual, describa brevemente por que es importante conocer los siguientes datos:

Edad _____

Calendario de vacunación _____

Descripción del problema actual _____

Inicio de los signos _____

Difusión de la enfermedad _____

Disminución de la producción _____

Tratamiento y resultados _____

- 3.- Elaborar una historia clínica completa. (Trabaja basándose en el siguiente esquema)

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
DEPARTAMENTO DE PRODUCCION ANIMAL: AVES



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTONOMA DE
MEXICO

CLAVE _____

Fecha _____ No. de caso _____

Propietario _____ Tel. _____

Quien presenta el caso _____

Dirección _____

Localización de la granja _____ Raza o especie _____

No. de aves: _____

Incubadora _____ Edad _____ Entregadas vivas _____ Muertas _____ Piso _____ Jaula _____

Alimento _____

Estado nutricional: Bueno _____ Malo _____ Reg. _____ Pigmentación: Buena _____ Mala _____ Reg _____

VACUNACIONES

Cepa								
Marca								
Edad								
Via								

¿Cuándo empezaron los signos? _____ ¿Qué edades están afectadas? _____

¿En cuánto tiempo y de qué manera se difundieron? _____ Morbilidad total _____

¿Cuántas aves han muerto a causa del presente problema? _____

¿Cuánto tardan en morir las aves? _____

Mortalidad diaria _____

SIGNOS

RESPIRATORIOS

Estornudo _____ %
Boqueo _____ %
Secreción nasal _____ %
Secreción ocular _____ %
Estertor bronquial _____ %
Estertor traqueal _____ %

DIGESTIVOS

Diarrea _____ %
Sanguinolenta _____ %
Amarilla _____ %
Blanca _____ %
Verde _____ %
Acuosa _____ %

NERVIOSOS

Incoordinación _____ %
Parálisis _____ %
Tortícolis _____ %
Temblor de cabeza _____ %
Ataxia _____ %
Tics _____ %

¿Ha disminuido el consumo de alimento? _____ ¿Desde cuándo? _____

Producción de huevo antes del problema _____ % Actual _____ % Anormalidades _____

Se ha presentado este problema en parvadas anteriores _____ ¿Cómo se ha resuelto? _____

Tratamiento para el problema actual y resultados _____

¿Han padecido estas aves otras enfermedades? _____ ¿Cuáles? _____ ¿A qué edad? _____

La granja más cercana se encuentra a: _____ ¿Hay pocas o muchas granjas en su área? _____ ¿De pollo de engorda? _____

¿Postura? _____ ¿Reproductoras _____ ¿Han tenido problemas similares al suyo? _____ ¿Tiene contacto con

ellos? _____ ¿Sus trabajadores van a otras granjas? _____ Entra el camión del alimento a su granja? _____ ¿Qué le hacen

al pollo muerto? _____ ¿Hay moscas? _____ ¿Ratas? _____ ¿Qué tipo de cama usa? _____

¿Está seca? _____ ¿Qué tipo de piso usa? _____

¿Han hecho necropsias de los animales en el campo? _____

OTROS COMENTARIOS:

4.- Por qué se deben enviar aves vivas al laboratorio de diagnóstico

5.- La inspección clínica o examen ante-mortem se lleva a cabo para que el clínico pueda detectar alteraciones, que muerto el animal no sería posible observar. Parte de ese examen se incluye en el siguiente cuadro que usted debe completar.

ORGANO O TEJIDO	FORMA DE REVISION	POSIBLE LESION
ORIFICIOS NASALES		
CAVIDAD ORAL		EXUDADOS SANGRE PARASITOS
OJOS		
COORDINACION DEL APARA- TO LOCOMOTOR		
PLUMAJE		
CLOACA		TRAUMATISMOS, BURSEA

6.- Observe cuidadosamente las siguientes fotografias y: a) Anote el nombre de cada una de las punciones; b) Describa brevemente su procedimiento.





7.- Junto a cada una de las aseveraciones escriba una " V " si es verdadera y una " F " si es falsa.

- La inyección de sustancias por vía endovenosa ocasiona congestión de órganos ()
- En la técnica de émbolo gaseoso se introduce de 2 a 5 c.c. de Pentotal sódico, por vía endovenosa ()
- La decapitación de pollitos afecta la morfología del cerebro ()
- La eutanacia por electrocución no causa inconciencia inmediata del animal y es muy riesgosa para el prosector ()

8.- ¿ Que sé hace después de sacrificar al ave y antes de iniciar la necropsia _____

9.- Complete y ordene cronológicamente los pasos que se siguen para exponer las cavidades.

() El tercer corte se hace _____

() Con un cuchillo estéril se incide _____

() Para desprender la pechuga, se continua la incisión anterior con _____

() Por tracción se separa la piel anterior y posterior al corte, dejando al descubierto la parte inferior del abdomen y la pechuga.

() El ave se coloca sobre la mesa en decúbito dorsal.

() La incisión de la piel se continua hacia _____

evitando _____

, en este momento se puede revisar _____

() Las primeras incisiones se hacen en _____

10.-Indique el orden en que se inspeccionan los diferentes órganos y sistemas durante la necropsia.

11.-En el siguiente cuadro anote la información que falta:

ORGANO	FORMA DE EXPONERLO Y EXTRAERLO
SACOS AEREOS	AL LEVANTAR LA QUILLA DE LA PECHUGA
BAZO	
EPIFISIS DE LOS HUESOS LARGOS	
BOLSA DE FABRICIO	
CORNETES Y MEATOS RES- PIRATORIOS	
ARTICULACIONES TIBIOTARSIANAS	
MODULA ESPI- NAL	

12.- Relacione las columnas anotando en el paréntesis la letra correspondiente.

() Muestras de aves con no más de dos horas de muertas y colectadas - en frascos esteriles, enviando cada órgano por separado.

A) HISTOPATOLOGIA

() Las muestras deben ser enviadas en un conservador para preservar los constituyentes celulares.

B) BACTERIOLOGIA

() Nos permiten diagnosticar enfermedades, constatar vacunaciones, así como la determinación de enzimas y minerales.

C) VIROLOGIA

() Deben enviarse en recipientes limpios, su estudio se basa principalmente en el analisis de heces y raspados cutaneos.

D) SEROLOGIA

() Para su estudio se envía - alimento, cama, contenido intestinal en frascos limpios.

E) TOXICOLOGIA

() Se colectan en condiciones de asepsia, en recipientes esteriles, varios órganos juntos y pueden congelarse.

F) PARASITOLOGIA

RESPUESTAS AL EXAMEN FINAL

- 1.- + El clima y las condiciones ambientales pueden tener influencia directa sobre la presentación de enfermedades.
 + El agua puede ser el origen de algun padecimiento.
 + Nos da idea del manejo sanitario de la granja y de la posible contaminación que en ella pueda haber.
 + Es una de las medidas sanitarias más importantes para el control de enfermedades en una explotación avícola.
- 2.- + Conocer la edad de las aves nos ayuda a descartar padecimientos .
 + Nos da a conocer las medidas preventivas de la granja, sin olvidar que pueden fallar.
 + Es la explicación del problema y los criterios del dueño o encargado.
 + Nos revela el curso de la enfermedad, agudo, subagudo o crónico.
 + Se refiere a la rapidez con que se transmite la enfermedad.
 + Se ve afectada característicamente en algunas enfermedades.
 + Puede ayudarnos a descubrir-la etiología y a establecer un esquema terapéutico.
- 4.- + Porque se facilita escoger a las aves representativas del problema, además de que es mayor la seguridad de aislar al agente causal involucrado en el padecimiento.

5.-

ORGANO O TEJIDO	FORMA DE REVISION	POSIBLE LESION
ORIFICIOS NASALES	OPRIMIRLOS POR SU PARTE SUPERIOR	SECRECION DE DIFERENTES TIPOS
CAVIDAD ORAL	HACER TRACCION DE LAS BARBILLAS Y CRESTAS - PARA EXPONER LA CAVIDAD ORAL	EXUDADOS, SANGRE Y PARASITOS ENTRE OTRAS.

ORGANO O TEJIDO	FORMA DE REVISION	POSIBLE LESION
OJOS	OBSERVACION DIRECTA	EXUDADOS, TRANSPARENCIA DE LA CORNEA FORMA Y COLOR DEL IRIS, OPACIDAD DEL CRISTALINO.
COORDINACION DEL APARATO LOCOMOTOR	EL AVE SE SUJETA POR LAS PLUMAS REMIGEAS (DE LA COLA) PERMITIENDO QUE APENAS TOQUE EL SUELO CON LAS PATAS.	INCORDINACION DE LAS EXTREMIDADES
PLUMAJE	SEPARAR LAS PLUMAS PARA OBSERVARLAS DESDE SU BASE.	MAL EMPLUME ECTOPARASITOS
CLOACA	SEPARACION DE LAS PLUMAS PARA EXPONER LA CLOACA.	TRAUMATISMOS DIARREA

6.- A) Extracción de la sangre de la vena Safena.

B) Se levanta el ala izquierda del ave y se quitan unas plumas de la superficie ventral de la región humeral del ala, se punciona la vena con una aguja calibre 20 en dirección contraria a al flujo de sangre, jalando el envolo despacio.

A) Punción cardíaca lateral.

B) Se traza una línea imaginaria en ángulo recto a partir de la punta de la quilla, sobre esa línea se palpa el latido cardíaco y donde se sienta más fuerte se introduce la jeringa en forma perpendicular.

7.- (V)

(F;)

(F)

(V)

8.- Se humedece en una solución jabonosa para eliminar las partículas de suciedad, facilitar los cortes y evitar la contaminación de las muestras.

9.- (3) Sobre la piel remanente entre los 2 cortes anteriores.

(6) La pared abdominal posterior a la quilla sin lesionar víceras

(7) El costotómo cortando las costillas, los procesos posterolaterales del esternon, los coracoides y las clavículas.

(4)

(1)

(5) La región cefálica por el lado izquierdo del ave evitando lesionar el buche, en este momento se puede revisar el Timo compuesto por 14 lóbulos en 2 cadenas paralelas a cada lado del cuello.

(2) En los pliegues cutáneos entre las piernas y el abdomen, comprendiendo solo piel y tejido subcutáneo.

10.- Aparato respiratorio, Sistema cardiovascular, Bazo, Bolsa de fabricación, Aparato reproductor, Aparato urinario, Sistema nervioso, articulaciones y huesos, aparato digestivo.

ORGANO	FORMA DE EXPONERLO Y EXTRAERLO
SACOS AEREOS	AL LEVANTAR LA QUILLA DE LA PECHUGA
BAZO	LA MOLLEJA SE GIRA AL LADO DERECHO DEL AVE, PARA EXPONERLO, Y SE SEPARA CORTANDO SU UNION CON EL PROVENTRICULO Y LA MOLLEJA
EPIFISIS DE LOS HUESOS LARGOS	ESTOS SE CORTAN LONGITUDINALMENTE EN DIRECCION LIGERAMENTE OBLICUA DE LA DIAFISIS A LA EPIFISIS. LO CUAL DEBE HACERSE CON UN CUCHILLO DE BUEN FILO.
BOLSA DE FABRICIO	SE JALA EL RECTO HACIA AFUERA Y EN SU ULTIMA PORCION ESTA LA BOLSA DE FABRICIO, LA CUAL DEBE DESPRENDERSE SIN INCIDIR SU INTERIOR.
CORNETES Y MEATOS RESPIRATORIOS	SE HACE UNCORTE TRANSVERSAL EN EL PISO SUPERIOR Y SOBRE LOS ORIFICIOS NAALES, QUEDANDO ASI EXPUESTOS LOS CORNETES Y MEATOS.
ARTICULACIONES TIBIOTARSIANAS	MEDIANTE UNA INCISION PARALELA A LA PIERNA, <u>SO</u> BRE LA PIEL DE DICHA ARTICULACION.
MEDULA ESPINAL	SE FRACTURAN LOS CUERPOS VERTEBRALES DEL SEGMENTO DESEADO.

(B) (A) (D) (F) (E) (C)

1. Aluja, S.A. "Necropsia en Mamíferos Domésticos" Departamento de Patología. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. UNAM, 1980.
2. Antillón, A. y Thummler, R. "Fisiopatología de las Aves" (capítulo I, libro en proceso)
3. Bains, B. S. "A Manual of Poultry Diseases" Ed. Roche, Basle. Switzerland. 1979.
4. Barger, E.H. Dum. Carb, L.E. Ph. D. and Pomeroy, B.Q. Dum. PHD. "Enfermedades y Parásitos de las Aves". Uteha, México 1959.
5. Barnes, H.J. Eckroade, R.J. Fletcher, O.J. Hitchner, S.B. and Strafuss, A.C. "Avian Diseases Manual" American Association of Avian Pathologists Department of Veterinary Microbiology. Texas A y M. University College Station, Texas 77843, 1979.
6. Benjamín, M.M. "Out line of Veterinary Clinical Pathology". The Iowa State University Press. Iowa 1978.
7. Biester, H. E. and Schwarte, L.H. "Enfermedades de las Aves". Uteha. México 1964.
8. Bordin, E.L. "Diagnóstico pos-mortem em Avicultura" Librería Noble, S.A. Sao Paulo 1978.
9. Chu, H.P. "Manual de Laboratorio sobre el Diagnóstico de las Enfermedades de las Aves" Subdirección de Salud Animal (monografía) No. 2 FAO- Roma 1960.
10. Coffin, D.L. UMD. "Laboratorio Clínico en Medicina Veterinaria" La Prensa Médica Mexicana. México 1952.
11. Gordon, F.F. "Enfermedades de las Aves" Ed. El Manual Moderno, S.A. México, 1980.
12. Heredia, A. B. "Manual para la Elaboración de material didáctico", 1982 en prensa.

- 13.- Hofstad, M.S. Etal. "Diseases of Poultry" the Iowa State University Press. Iowa 1978.
14. Hitchner, S.B., Domermuth, C.H., Purchase, H.G., and Williams, J.B., "Isolation and Identification of Avian Pathogens. American Association of Avian Pathologists Department of Veterinary Microbiology Texas and M. University. College Station, Texas 77843. 1979.
15. Jones, T.C. and Gleiser, CH.A. "Veterinary Necropsy Proceadures". The Armed Forces Institute of Pathology and The American Veterinary Medical Association. Philadelphia London Montreal. J.B. Lippincott Company 1954.
16. Peterson, E.H., "Serviceman's Poultry Health Handbook" Bēftēr. Poultry Health Company University of Arkansas 1975.
17. Peter, Dorn. "Manual de Patología Aviar" Acribia Zaragoza, España. 1976
18. Zook, B. C. "Outline of Comparative Pathology" Departamen of Pathology, The George Washington University Medical Center. 1977
Revista.
19. .Quaglio. G: Diagnostic Methods in Avian Pathology. Folia. Vet. Lat. 4: 681-705, 1979

ANEXO I: ELIMINACION DE CADAVERES.

ELIMINACION DE CADAVERES

Es evidente que los desechos de las aves, una vez concluidos los estudios post-mortem se convierten en posibles fuentes de contaminación y diseminación de enfermedades tanto para el hombre - como para los animales, además de que al entrar en descomposición propician el desarrollo de insectos. Por tal motivo, es imperativo eliminar los cadáveres en forma apropiada, para ello - existen diversos métodos:

1. Incineradores y hornos crematorios.
2. Fosas de inhumación.
3. Lagos o tanques de decantación.
4. Deshidratadores.
5. Pailas de cocimiento.
6. Fosa séptica de temperatura.

1. Incineradores y hornos crematorios.

Estos son los métodos más empleados en sitios donde se eliminan grandes cantidades de material infeccioso.

Existen muchos incineradores y hornos crematorios, diseñados para este fin, en los que se alcanza la calcinación por la elevación de temperaturas arriba de 87°C. La principal desventaja de estos dispositivos es que inducen en mayor o menor grado la contaminación atmosférica por los procesos de combustión. En todos los - casos debe evitarse la cremación de cadáveres a la intemperie.

2. Fosa de inhumación.

Estas deben tener una profundidad mínima de 3 mts. Hay que cerciorarse de no excavarlas en sitios donde puedan contaminar mantos acuíferos.

3. Lagos o tanques de decantación.

Este sistema exige que los residuos se muelan y que los tanques tengan buena ventilación para evitar el mal olor. Los ventiladores deben ser móviles para aumentar la velocidad de aireación, y pensar también, en el depósito más conveniente de las aguas residuales.

4. Deshidratadores.

Requieren el uso de digestores, tienen poca aplicación en centros de diagnóstico, pero son empleados comunmente en rastros y frigoríficos.

5. Pailas de cocimiento.

Son recipientes del material no oxidable y anticorrosivo en las que se emplea la acción conjunta de substancias como fertilizantes y la temperatura para lograr la desecación y esterilización de los cadáveres.

6. Fosa séptica de temperatura.

En esta fosa se utiliza generalmente la corriente eléctrica, para mantener una temperatura constante de 37.8°C la que es indispensable para mantener la actividad de las bacterias mesófilas encargadas de la descomposición o digestión de los tejidos. Estos procesos digestivos se pueden acelerar agregando agua caliente y cal a intervalos.

CUADRO No. VI.I PATOLOGIA POR APARATOS Y SISTEMAS
Y SUS POSIBLES CAUSAS.

Aparatos y Sistemas	Alteraciones y Lesiones	Posibles Enfermedades (claves)
<u>Aparato Respiratorio</u>		
Fosas Nasales:	<ul style="list-style-type: none"> -Exudado mucoso con mal olor -Formación de Pápu las, Pústulas y Costras. 	<p>ERC, SI, BI, LT, Def. Vit. A, CI.</p> <p>CI.</p> <p>VA.</p>
Senos Nasales:	<ul style="list-style-type: none"> -Sinusitis mucopu- rulenta. -Sinusitis caseosa 	<p>ERC, SI, IA, VD, Def. Vit.A.</p> <p>AS, CAC, MY, SY, VD, CIC.</p>
Hendidura Pala tina:	<ul style="list-style-type: none"> -Exudado caseoso 	<p>SI, CI, VD, ERC, Def. Vit.A.</p>
Laringe y Tra- quea:	<ul style="list-style-type: none"> -Exudado catarral -Exudado hemorrágico -Exudado caseoso -Placas blanco-gri saceas en mucosa 	<p>ERC, ENC, BI, TI.</p> <p>LT, ENC, ERC.</p> <p>LT, BI, ERC.</p> <p>AS, MO, MI.</p>
Bifurcación Trá quea:	<ul style="list-style-type: none"> -Tapones de exudado caseoso. 	<p>LT, AS, BI, ERC, CI.</p>
Bronquios:	<ul style="list-style-type: none"> -Exudado caseoso -Exudado catarral 	<p>LT, AS, BI, ERC.</p> <p>BI, ERC, ENC, CI, CB.</p>
Pulmones:	<ul style="list-style-type: none"> -Congestión -Hepaticización -Neumonía fibrino- purulenta 	<p>CI, BI, ENC, CLA, SGT</p> <p>CAC, TD, S.</p> <p>CA, MY.</p>
Sacos aéreos	<ul style="list-style-type: none"> -Aerosaculitis puru- lenta, fibrinopuru- lenta o caseosa. -Depósitos de coní- deas y micelios. -Engrosamiento. 	<p>CB, CA, CI, AS, TA, TB, MY, CLA, IA, ERC.</p> <p>AS, MI.</p> <p>BI, ISA.</p>

AS.- Aspergilosis	ISV.- Infección del Saco Vitelino
BI.- Bronquitis Infecciosa	LT.- Laringo Traqueitis
CA.- Colera Aviar	MI.- Micosis
CAC.-Colera Aviar Crónica	MO.- Moniliasis
CB.- Colibacilosis	MY.- Mycoplasmosis
CI.- Coriza Infecciosa	S.- Salmonelosis
CIC.-Coriza Infecciosa Crónica	SI.- Sinusitis Infecciosa
CLA.-Clamidiosis	TA.- Tifoidea Aviar
Def. Vit.A.-Deficiencia de Vitamina A.	TD.- Tumores Difusos
ECR.-Enfermedad del Corazón Redondo	TI.- Traqueitis Inespecífica
ENC.-Enfermedad de Newcastle	TB.- Tuberculosis
ERC.-Enfermedad Respiratoria Crónica	VA.- Viruela Aviar
IA.- Influenza Aviar	VD.- Viruela Diftérica

Parte Corporal u Organo	Alteración	Posibles Enfermedades (claves)
<u>Corazón y Bazo</u> Corazón	<ul style="list-style-type: none"> - Hemorragias en Grasa coronaria - Palidéz - Necrosis Focal o Difusa - Hidropericardio - Pericarditis purulenta o Fibrinopurulenta. - Endocarditis Vegetativa valvular - Hipertrofia - Deformación 	<p>ENC, SAH, PUL, CA, ER, LI, SGT, EH, AR, ECR, A.</p> <p>PUL, TA, PT, HV, LI, CLA, DC</p> <p>SGT, HVC, HCI, EV, ERI, ED, IOF, HDC.</p> <p>CB, PUL, ESA, ERC, ER, IA, CLA, STR.</p> <p>ER, MI, STR.</p> <p>SGT, ECR, CLA, ICS.</p> <p>ECR, FH, FR.</p>

Parte Corporal u Organó	Alteración	Posibles Enfermedades (claves)
Bazo	- Aumento de volumen	TA, PT, PUL, CB, STR, STA, CI, EM, LL, LM, LE, MC, LIS, ER, HV, TB, EU, CLA, HVP, BU.
	- Atrofia esplénica	IBF, HCI, ET, BU.
	- Necrosis	CB, S, STR, STA, EU, HV, CLA.
	- Aumento de friabilidad	CA, PU, LA.
	- Hemorragias	ER, EH, EU, IBF, IS, DVK.
	- Granulomas	AS, HI, ER, CG, TB, IS.
	- Palidez	HCL, EMA, IC.

- A.- Anemia
 AR- Arizonosis
 AS- Aspergilosis
 BU- Brucelosis
 CA- Colera aviar
 CB- Colibacilosis
 CI- Cirrosis
 CLA-Clamidiosis
 CG -Coli granuloma
 DC -Deficiencia de cobre
 DVK-Deficiencia de vit.K.
 EB -Eritroblastosis
 EH -Enteritis hemorrágica
 EM -Enfermedad de Marek
 EMA- Emaciación
 ERC-Enfermedad Resp.crónica
 ER -Erisipela
 ESA-Enfermedad de los sacos aéreos
 EU - Enteritis ulcerativa
 EV - Enteritis vegetativa
 FH - Fibrosis hepática
 FR - Fibrosis renal
 HCI- Hepatitis con cuernos inclusión
 HDC- Hepatitis difusa crónica
 HI.-Histomoniasis
 HV.-Hepatitis vibriónica
 HVC-Hepatitis vibriónica crónica
 HVP-Hepatitis viral de los patos
 IA -Influenza aviar
 IBF-Infección de la Bolsa de Fabricio
 IC -Intoxicación por cresoles
 ICS-Intoxicación por cloruro de Na.
 IOF-Intoxicación por órganos fosforados
 IS -Intoxicación por sulfas
 LE -Leucosis Eritroide
 LI -Listeriosis
 LM -Leucosis mieloide
 MC -Monocitosis
 MI -Micosis
 PT -Paratifoidea
 PU -Putrefacción
 PUL-Pulorosis
 S -Salmonelosis
 SAH-Síndrome anémico hemorrágico
 SGT-Síndrome de las grasas tóxicas
 STA-Estafilococosis
 STR-Estreptococosis
 TA -Tifoidea aviar
 TB -Tuberculosis.

Parte corporal u Organo	Alteración	Posible enfermedad (clave)
<u>Aparato Urinario</u>		
Riñones:	- Anomalías del desarrollo	A, Q.
	- Uratosis visceral	DVA, MO, DEP, IBS, I.
	- Aumento de Volumen y Congestión	EF, IAL, TE, S, DG, SI, HVP, ETP.
	- Aumento de volumen de color rosa pálido y congestión de vasos subcapsulares	SHG, SRG.
	- Tumores	EM NB, LL, LM, AD, ADC.
	- Exudado fibrinoso	ERC, CB, PG, CLA.
	- Hemorragias subcapsulares	ENC, MT, PUL, TA, PT, P, ER, IAL, HS, HVP.
	- Puntos necróticos en parénquima	ENC, HV, IA, PA.
	- Nódulos necróticos	Pul, TA, PT, TB.
	- Uratos debajo de la cápsula	MO, PN, UV, DVA.
Ureteres:	- Trastornos del Desarrollo	A, H.
	- Distensión por presencia de abundantes uratos	IAL, NN, UV, MO, T, DVA, IS.

A -Aplasia

AD -Adenomas

ADC-Adenocarcinoma

AT -Aflatoxicosis

CB -Colibacilosis

CLA-Clamidiasis

D -Deshidratación

DEP-Dietas elevadas en proteínas

DG -Dermatitis gangrenosa

DVA-Deficiencia de Vit.A.

EC -Enfermedades carenciales

EF -Enfermedades febriles

EM -Enfermedad de Marek

EMA-Emaciación.

ENC-Enfermedad de Newcastle

ER -Erisipela

ERC-Enfermedad respiratoria crónica

ES -Espirioquetosis

ETP-Enteritis transmisible de los pavos

H -Hipoplasia

HCI-Hepatitis con cuerpos de inclusión

HV -Hepatitis vibrionica

HVP- Hepatitis viral de los patos
 I - Inespecífica
 IA - Influenza aviar
 IAL- Intoxicación Alimenticia
 IBF.- Infec. Bolsa de Fabricio
 IBS- Intoxicación por bicarbonato de sodio
 ICS- Intoxicación por cloruro de sodio
 LL - Leucosis linfoide
 LM - Leucosis mieloide
 MO - Monocitosis
 MT - Micotoxicosis
 NI - Nefrosis inespecífica
 NB - Nefroblastoma
 NN - Nefritis-Nefrosis
 P - Pasterelosis
 PA - Peste aviar
 PG - Peritonitis generalizada

PN - Pielonefritis
 PT - Paratifoidea
 PUL- Pulorosis
 Q - Quistes
 S - Septicemias
 SHG- Síndrome del hígado graso
 SI - Sinositis infecciosa
 SRG- Síndrome del riñón graso
 T - Tumores
 TA - Tifoidea aviar
 TB - Tuberculosis
 TE - Temperatura
 UV - Uratosis visceral

Parte corporal u organo	Alteración	Posible enfermedad (clave)
<u>Aparato Reproductor Machos</u> Testículos	- Atrofia - Tumores	PUL,EMA, DCT, ICN LI
<u>Aparato Reproductor Hembras</u> Ovarios	- Trastornos del desarrollo - Ruptura de - - folículos - Folículos caseo <u>s</u> - Folículos con - gestionados - Folículos defor <u>mes</u> de color - verdoso - Atrofia folicu <u>lar</u> - Tumores	QLS, QOI, AO, QOD, POD PF, ENC, BI, PUL, TA, NN, CB, P, MO CAC, PT ENC, BI, S, PN, P S, STH, MO MF, TN, MO, TB EM, LL, ADC, FS, TM, H, TCG, AD, LM

Parte corporal u órgano	Alteración	Posible enfermedad (calve)
Oviducto:	-Exudado fibrinopurulento sobre los folículos y folículos caseificados en cavidad abdominal	ERC, CB, PRY, CLA
	-Hemorragias foliculares	BI, CI, , ET, SAH, PP, S
	-Granulomas	AS, TB
	-Impactación	PUL, TA, PT, STR, PC, HG, FTO
	-Salpingitis	TA, PT, PUL, STR, CB, MY, P, TB, SI
	-Atrofia	BI, MF, TN, EMA, MO

AD - Adenomas
 ADS- Adenocarcinomas
 AI - Adherencia en infundíbulo
 AO - Atresia del oviducto
 AS - Aspergilosis
 BI - Bronquitis infecciosa
 C - Carcinomas
 CAC- Cólera aviar crónico
 CB - Colibacilosis
 CI - Coriza infecciosa
 CLA- Clamidiiasis
 DCT- Deficiencia crónica de tiamina
 EM - Enfermedad de Marek
 EMA- Emaciación
 ENC- Enfermedad de Newcastle
 ET - Estados de tensión
 FS - Fibrosarcoma
 FTO- Falta de tono del oviducto
 H - Hemangiomas
 HG - Huevos grandes
 ICN- Intoxicación crónica por nitrofurantoinas
 IO - Impactación del oviducto
 LI - Linfomas
 LL - Leucosis linfoide
 LM - Leyomiomas
 MF - Muda forzada o fisiológica

MO - Monocitosis
 MY - Micoplasmosis
 P - Pasterelosis
 PF - Procesos febriles
 PG - Peritonitis generalizada
 PN - Pielonefritis
 POD- Presencia de oviducto derecho
 PP - Peste de los patos
 PRY- Peritonitis por ruptura de yemas
 PT - Paratifoidea
 PUL- Pulorosis
 QLS- Quistes del ligamento suspensorio
 QOI- Quistes en oviducto izquierdo
 QOD- Quistes en oviducto derecho
 S - Salmonelosis
 SAH- Síndrome anémico hemorrágico
 SI - Serositis Infecciosa
 SP - Salpingitis
 STR- Estreptococosis
 TA - Tifoidea aviar
 TB - Tuberculosis
 TCG- Tumor de células granulosa
 TM - Tumor mixto
 TN - Trastornos nutricionales

Parte corporal u Órgano	Alteración	Posible enfermedad (clave)
Sistema Nervioso		
Sistema Nervioso	-Signos nerviosos	EV, EB, EMI, DN. IX, I
Encéfalo	-Congestión	ENC, EA, Se, E
	-Hemorragias	ENC, E, CLA
	-Abcesos	PT
	-Granulomas	EA, ENC, EM, EE, EC, PS, S, A, F, LI, CLO, AS
Meninges:	-Inflamación	
	-Meningitis caseosa	CAC
	-Meningitis Fibrinopurulenta	IB, ISB, IM
	-Meningitis Fibrinosa	SI
Nervios Periféricos	-Engrosamiento	EM, RE, DR, T
	-Pérdida de las estrías	EM, DR
Sistema nervioso	-Trastornos del desarrollo	HC, HIC
	-Deficiencias Nutricionales que producen signos	VA, MG, MNG, VE, Ni, TI, AF, PD, RF
	-Intoxicaciones que producen signos nerviosos	CS, Ap, NFU, CCA
	-Inespecíficas que producen signos nerviosos	HI, LC
	-Tumores en la Neuroglía	G, AC, MB

A - Arizona
AC - Astrocitomas
AF - Acido Fólico
AP - Amprol
AS - Aspergilosis
CAC- Cólera Aviar crónico
CCA- Compuestos cuaternarios de amonio
CLA- Clamidiasis
CLO- Clostridium
CS - Cloruro de sodio
DN - Deficiencias nutricionales
DR - Deficiencias de riboflavina
E - Encefalomalacia
EA - Encefalomiелitis aviaria
EB - Encefalitis bacteriana
EC - Escherichia coli
EE - Encefalitis equina
EM - Enfermedad de Marek
EMI- Encefalitis micóticas
EV - Encefalitis virales
ENC- Enfermedad de Newcastle
G - Gliomas
HC - Hernia cerebral
HIC- Hipoplasia cerebelosa
I - Inespecíficas
IB - Infecciones bacterianas
IM - Infecciones micóticas
ISB- Infecciones sistémicas bacterianas
IX - Intoxicaciones
EC - Loco congénito
LI - Listeria
MB - Meduloblastoma
MG - Magnesio
MMG- Manganeso
NFU- Nitrofuranos
NI - Niacina
p - Pasteurellosis
PD - Piridoxina
PS - Pseudomomas
PT - Paratifoidea
RE - Reticuloendoteliosis
RF - Riboflavina
S - Salmonella
SE - Septicemia
SI - Serositis infecciosa
T - Tumores
TB - Tuberculosis
TI - Tiamina
VA - Vitamina A
VE - Vitamina E

Parte corporal	Alteración	Posible enfermedad (clave)
<p><u>Aparato Digestivo</u></p> <p>Pico:</p> <p>Comisura del pico:</p> <p>Lengua:</p>	<ul style="list-style-type: none"> - Anomalías del desarrollo - Pigmentación amarilla - Deformaciones por falta de desarrollo del maxilar superior - Proliferación del tejido córneo - Vegetaciones córneas - Necrosis del maxilar inferior - Máculas, pústulas, costras - Dermatitis con costras - Trastornos congénitos Lengua curva - Necrosis - Procesos inflamatorios - Placas amarillentas - Ulceras y membranas difteroides - Exudado fibrinoso Erosión y placas de color blanquecino Pústulas exudado de aspecto caseoso y de color blanco Placas difteroides Exudado de color blanco Abundante exudado mucoso 	<ul style="list-style-type: none"> AG, C, PR, PL ASC SCP SN TB EMA VD DVCB DI PE TRI V, ICCA PT MO DVA PSP DN, DAP CA

Parte corporal
u órgano

Alteración

Posible enfermedad (clave)

Esófago

Anomalías del desarrollo

AE, D.

Presencia de sangre hemolizada en el lumen.

VN.

Procesos inflamatorios:

Erosiones y placas Bcas.

NO.

Pústulas con pseudomembranas

DVA.

Nódulos, placas y pseudomembranas

V.

Erosión y pseudomembranas

ICCA.

Necrosis coagulativa

ISC

Erosiones y úlceras

ENC, PP.

Parásitos

CAP.

Ingluvies:

Causas de dilatación
(buche penduloso)

TH, ICA, AL, EM.

Impactación por alimento

EM.

Estallamiento de ingluvies.

T, BP.

Dilatación por presencia de abundantes líquidos

CI.

Sangre hemolizada en el lumen

VN.

Inflamación.-exudado mucoso.

CA.

Mucosa engrosada y con apariencia de toalla afelpada.

NO, ICCA.

Necrosis coagulativa

ISC, ICF.

Ingluvitis hemorrágica

IMG.

Inflamación catarral, necrosis, olor fétido y engrosamiento de las paredes

CAP.

Parte Corporal u órgano	Alteración	Posible enfermedad (clave)
Proventrículo:	<p>Dilatación.</p> <p>Engrosamiento de la mucosa</p> <p>Hemorragias petequiales en la subserosa.</p> <p>Petequias en submucosa</p> <p>Proventriculitis catarral de origen viral.</p> <p>Proventriculitis catarral o necrosante.</p> <p>Proventriculitis difteróide.</p> <p>Proventriculitis ulcerativa.</p> <p>Proventriculitis por nemátodos.</p> <p>Proventriculitis por protozoarios.</p> <p>Proventriculitis ulcerativa perforante.</p> <p>Neoplasias.</p>	<p>AD,AAIAL.</p> <p>EM.</p> <p>LI, IAL.</p> <p>ENC,IBF,ICF, EH.</p> <p>ENC,PA,EM.</p> <p>GIM.</p> <p>VDI.</p> <p>EM, ENC, N.</p> <p>DS, EUN, CP, TAM.</p> <p>TRI!</p> <p>VN,TOPC.</p> <p>EM, ADC, ADE.</p>
Ventrículo muscular:	<p>Obstrucción.</p> <p>Úlceras y erosiones en la capa corneal,</p> <p>Hemorragias en capa queratógena.</p> <p>Úlceras en capa de queratina.</p> <p>Hemorragias en capa queratógena con úlceras y necrosis en la capa de queratina.</p> <p>Hemorragias.</p> <p>Necrosis focal.</p>	<p>CE, AL.</p> <p>TEN, DH, FIA.</p> <p>EH, ENC.</p> <p>ERI.</p> <p>PA, ENC, IAL.</p> <p>ERI, ENC, IE, IAR, PP.</p> <p>PUL, MC, ET, ENC, HV.</p>

Parte corporal u órgano	Alteración	Posible enfermedad (clave)
Páncreas:	<p>Color pizarroso</p> <p>Congestión</p> <p>Amarillo rojizo</p> <p>Hemorragias</p> <p>Necrosis focal.</p> <p>Neoplasias.</p>	<p>MC.</p> <p>DH, TX, S.</p> <p>IC.</p> <p>ENC, ERI, IE, IAR, PP.</p> <p>PUL, MC, ET, ENC, HV.</p> <p>LIN, ADE, ADC.</p>
Intestino:	<p>Intususcepción</p> <p>Impactación.</p> <p>Obstrucción.</p> <p>Hemorragias.</p> <p>Enteritis catarral</p> <p>Enteritis necrosante.</p> <p>Enteritis hemorrágica.</p> <p>Enteritis ulcerativa.</p> <p>Enteritis granulomatosa.</p> <p>Proliferación del tejido linfocitario en la submucosa.</p> <p>Engrosamiento de la mucosa.</p> <p>Placas blancas en submucosa.</p> <p>Neoplasias.</p>	<p>ES, SAL.</p> <p>VOL. N.</p> <p>IN, VM.</p> <p>ENC, ERI, IBF, NN, IS, COC, DVK, MI, HCI, I.</p> <p>CEN, CEMI, CEA, CEH, CO, ERI, ET, S. ESP.</p> <p>CEB, ICF, ICAR, ICM, IZ.</p> <p>EH, TA, CA, PT, CIEM.</p> <p>PP, PA, ENC, EU, PT, EH, EM, TB.</p> <p>TB, CGH, PC.</p> <p>PUL.</p> <p>CAP, ARD.</p> <p>CEMI, PT.</p> <p>ADC, LIN, LY.</p>
Ciegos:	<p>Anomalías del desarrollo</p> <p>Tiflitis catarral.</p> <p>Tiflitis hemorrágica.</p> <p>Tiflitis ulcerativa.</p> <p>Tiflitis caseosa.</p> <p>Tiflitis granulomatosa.</p>	<p>AU, H.</p> <p>PH.</p> <p>CC.</p> <p>EU, HIS, CCET.</p> <p>PUL, PT, TA, CCET, HIS, AR, EU.</p> <p>TB, CGH.</p>

Parte corporal u órgano	Alteración	Posible enfermedad (clave)
Recto:	Dilatación Impactación Erosiones Ulceras Necrosis coagulativa. Mucosa engrosada por hiperplasia.	ICLO. PT, PCLO, OC. PP. EU. CEB. PUL, PT.
Cloaca:	Obstrucción Impactación Cloacitis Erosiones Prolapso	CE. HG, LR, DH, CANI, P. CANI, I, P. ENC, PA, PP. EIC, CANI, ES.
Hígado:	Coloraciones anormales.- Amarillenta (degeneración grasienta). Café caoba Verdosa Ictérica Blanca Pálido y de color café Rojo brillante Aumento en friabilidad Consistencia dura Aumento de volúmen y color verdoso Aumento de volúmen y color bronceado Necrosis focal y de color rojo o negruzco. Congestión Petequias y equimosis Granulomas Perihepatitis fibrinopurulenta Ruptura.	IF, SHG, SRG, CAQ, ICAR, IGS. HV. PU, TA, SM, PT, SI. HV, HCI. UV, MC. HI, RH. EB. CA, PU, SHG, SRG, ICS, ICAR, IF. TD, CIRR, CCP, HC. SI, CO, LI. PT, SAL, TA, PUL. DG. CA, SAL, HIS, BO, HV, IF, ICS, ISN. CA, ERI, HCI, HV, TB, SAL, IS, MI, PP. TB, CGH, ERI, HIS, AS, TRI, MO. ERC, SGT, CO, CLO, STA, STRE. T, IIMA, L, EM, TB, CHG, SRG.

Parte corporal u órgano	Alteración	Posible enfermedad (clave)
Saco Vitelino:	<p>Necrosis focal</p> <p>Cirrosis</p> <p>Infartos.</p> <p>Neoplasias</p>	<p>PUL, TA, PT; HV, AR, ERI, IA, MC, CA, ST CLA, CHI, IBF, HV, ESP, BRU, LI, EU.</p> <p>SGT, ICRE, MI, CA, MA.</p> <p>STRE, HV, CO.</p> <p>EM, LL, LM, LE, CCB, ADE, TM.</p>
	<p>Agentes más comunes que causan infección del saco vitelino y onfalitis</p> <p>Causas de infección</p> <p>Falta de absorción del saco vitelino, el vitelo degenerado, los vasos congestionados.</p> <p>Hemorragias</p> <p>Falta de absorción, de color amarillento y consistencia caseosa.</p>	<p>E, PRO, SAL, STRE, PSA, CLO, TRI.</p> <p>CS, EHI.</p> <p>SAL, ISV.</p> <p>TDS, ISV.</p> <p>PUL, ISV.</p>
Ombliigo	<p>Onfalitis</p> <p>Necrosis.</p>	<p>NC, CS, HCO.</p> <p>O.</p>

AAIAL - Anomalías adquiridas por impactación de alimentos

AD - Anomalías del desarrollo

ADC- Adenocarcinomas

ADE- Adenomas

AE - Atresia esofágica

AG - Agnatia

AL - Alimentos leñosos

AM - Adenocarcinoma metastásico

AR - Arizonosis

ARD- Ascaridiasis

AS - Aspergilosis

ASC- Acumulación de sustancias

AU - Agenesia unilateral

BO - Botulismo

BP - Buche penduloso

BRU- Brucelosis

C - Campilognatia

CA - Cólera aviar

CANI- Canibalismo

CAP - Capillaria sp.

CAQ - Caguexia

CC - Coccidiosis cecal (ET, EN.)

CCB - Carcinoma de conductos bilia

CCET- Coccidiosis cecal por Eimeri
tenella

CCP - Congestión crónica pasiva

CE - Cuerpos extraños

CEA - Coccidiosis por E. acervulina

CEB - Coccidiosis por E. brunetti

CEH - Coccidiosis por E. hagai

CEM - Coccidiosis por E. maxima.

CEMI- Coccidiosis por E. mivati

CEN - Coccidiosis por E. necatrix

CGH - Coligranuloma de Hjarre

CI - Coccidiosis intestinal (E.
maxima)

CIRR- Cirrosis

CLA - Clamidiosis

CLO	- Clostridium	I	- Inespecíficas
CO	- Colibacilosis	IA	- Influenza aviar
COC	- Coccidiosis	IAT	- Intoxicación alimenticia
CP	- Capillaria perforans	IBF	- Infección de la Bolsa de F
CQ	- Caquexia	IAR	- Intoxicación por arsénico
CS	- Cascarón sucio	IC	- Ictericia
D	- Dilatación	ICA	- Ingestión de cama
DAP	- Deficiencia de ácido pantoténico	ICAR	- Ingestión por compuestos arsenicales
DG	- Dermatitis gangrenosa	ICCA	- Intoxicación por compuestos cuaternarios de amonio
DH	- Deshidratación	ICF	- Intoxicación por compuestos fosforados
DI	- Deficiencia de isoleucina	ICLO	- Impactación de cloaca
DN	- Deficiencia de niacina	ICM	- Intoxicación por compuestos mercuriales
DS	- Dyspharynx spiralis	ICRE	- Intoxicación por cresoles
DVA	- Deficiencia de vit. A.	ICS	- Intoxicación por cloruro de sodio
DVCB	- Deficiencia de vitamina del complejo B	IE	- Intoxicación por estricnina
DVK	- Deficiencia de Vit K	IF	- Intoxicación por fósforo
E	- <u>Escherichia</u> sp.	IIMA	- Inyecciones intramusculares mal aplicadas
EB	- Eritroblastosis	IMG	- Ingestión de materiales groseros
EH	- Enteritis hemorrágica	IN	- Invaginación
EHI	- Estallamiento de huevos en incubadora	IS	+ Intoxicación por sulfas
EIC	- Excesiva iluminación de casetas	ISC	- Intoxicación por sulfato de cobre
EM	- Enfermedad de Marek	ISN	- Intoxicación por sulfato de nicotina
EMA	- Enfermedad mandibular	ISV	- Infección del saco vitelino
EMN	- Enfermedad de marek neuronal	IZ	- Intoxicación por zinc
ENC	- Enfermedad de newcastle	L	- Leucosis
ERC	- Enfermedad Respiratoria Crónica	LE	- Leucosis eritroide
ERI	- Erisipela	LI	- Listeriosis
ES	- Enteritis severas	LIN	- Linfomas
ESP	- Espiroquetosis	LL	- Leucosis linfoide
ET	- Enteritis Transmisibile	LM	- Leucosis mieloide
EU	- Enteritis ulcerativa	LR	- Lesiones renales
EUN	- Echinura uncinata	LY	- Leyomiomas
FIA	- Falta de ingestión de alimentos	MA	- Mal de altura
GIM	- Gastritis por ingestión de alimentos	MC	- Monocitosis
HC	- Hemorragias crónicas	MCA	- Monocitosis aguda
HCL	- Hepatitis por cuerpos de inclusión	MI	- Micotoxicosis
HCO	- Huevo contaminado	MO	- Moniliasis
HG	- Hemorragias grandes;	N	- Neoplasias
HI	- Hemorragia interna	NC	- Nacedoras contaminadas
HIS	- Histomoniasis	NN	- Nefritis - Nefrosis
HV	- Hepatitis viral	O	- Onfalitis
HVB	- Hepatitis vibrionica	OC	- Obstrucción de cloaca
HVC	- Hepatitis vibrionica crónica	PA	- Peste aviar

PC - Parasitosis por céstodos	SI - Sinovitis infecciosa
PCLO- Prolapso de cloaca	SM - Seudomonoriasis
PCE - Por cuerpos extraños	SN - Sarna Nemidocóptica
PE - Pepita (Problema respiratorio crónico)	SRG - Síndrome de riñón grasoso
PEIC- Por excesiva iluminación de casetas	ST - Seudotuberculosis
PF - Por fecolitos	STA - Estafilococosis
PH - Parasitosis por Heterakis gallinarum	STRE- Estreptococosis
PL - Pico de loro	T - Traumatismos
PP - Peste de los patos	TA - Tifoidea aviar
PR - Pico en forma de rizo	TAM - Tetrámeros americana
PRO - Proteus sp.	TB - Tuberculosis
PSA - Pseudomona aeruginosa	TD - Tumores difusos
PSP - Parasitosis por Spirillum pulli	TDS - Traumatismos durante el sexado
PT - Paratifoidea	TEN - Temperatura elevada en nacedoras
PU - Putrefacción	TH - Trastornos hereditarios
PUL - Pulatorosis	TM - Tumores metastásicos
RH - Ruptura hepática	TOPC- Traumatismos con objetos punzo cortantes
S - Septicemias	TRI - Tricomoniasis
SAL - Salmonelosis	TX - Toxemias
SCP - Sarna por CNemidocóptica	UV - Uratosis visceral
SGT - Síndrome de las grasas Tóxicas	V - Viruela
SHG - Síndrome del hígado graso	VD - Viruela dérmica
	VDI - Viruela diftérica
	VM - Vólvulo mesentérico
	VN - Vómito negro
	VOL - Vólvulos

Parte corporal u órgano	Alteración	Posible enfermedad (clave)
<u>Aparato Locomotor</u>		
Músculo	<p>Cambios en la <u>colo</u> ración</p> <p>Color rosado</p> <p>Palidéz</p> <p>Rojo obscuro</p> <p>Hemorragias</p> <p>Edema</p> <p>Exudado gelatinoso de color verde-ama <u>rillento</u></p> <p>Hemorragias subcu- taneas extensas y exu <u>da</u> do de aspecto gela- tinoso</p> <p>Atrofia muscular</p> <p>Degeneración de Zen <u>ker</u></p>	<p>IMC</p> <p>CANI, CC, PM, HA, RA.</p> <p>S, TX, DH, EMA, AF, A.</p> <p>IBF, CO, HCI, MI, IS, EH.</p> <p>SHG, SGT, SRG, ICS, FH, ND.</p> <p>DE.</p> <p>DG.</p> <p>EMA, DN, FAF.</p> <p>MC, DVE, DS, DAS.</p>

Parte corporal u órgano	Alteración	Posible enfermedad (clave)
Hueso:	<p>Necrosis.-</p> <p>En músculos pectorales con aspecto de carne cocida</p> <p>Nódulos necróticos de color blanco grisáceo</p> <p>Granulomas</p> <p>Estrías de color blanco</p> <p>Tumores</p> <p>Anomalías del desarrollo</p> <p>Trastornos del esternon</p> <p>Esternón en forma de S</p> <p>Neoformación de color gris amarillento en forma nodular o difusa</p> <p>Perosis</p> <p>Osteodistrofia en embriones</p> <p>Masas de tejido de consistencia cremosa y de color gris en costillas</p> <p>Fragilidad ósea</p> <p>Fracturas óseas</p> <p>Engrosamiento de los huesos largos con obliteración del canal medular</p> <p>Exudado purulento o caseoso en oído medio, - huesos craneales y neumáticos.</p> <p>Necrosis</p>	<p>TA.</p> <p>PT.</p> <p>TB</p> <p>SAR</p> <p>EM, RH.</p> <p>P, MM, ERT, FQ, E, DT, CG, TCVC.</p> <p>R, O.</p> <p>MCM.</p> <p>DAP, DB, DAF, DM, DCC, DCOL.</p> <p>DZ, DC, DP, DB, DM.</p> <p>LM.</p> <p>R, O, OS.</p> <p>R, O, OS, T</p> <p>OA.</p> <p>CAC.</p> <p>NCF.</p>
Articulaciones	<p>Engrosamiento de la articulación tibio tarsiana.</p> <p>Inflamación purulenta</p> <p>Aumento de volumen de la articulación costo-condral</p>	<p>DZ, DAN.</p> <p>CB, SAL, MY, STA, STRE, SM, AV, UA, CA, E</p> <p>R, O.</p>

corporal
organo

Alteración

Possible enfermedad (clave)

Médula ósea	Cambios en la coloración Pálida, de color amarillo Rojo brillante y consistencia de jalea Gris rojizo Granulomas Exudado caseoso en el canal medular	HCI, IBF, CQ, MI, DG, ICF, IS, DAF, DVK, IC. EA. MB, MCM. TB, AS. CAC.
-------------	---	--

A	- Ascitis	EMA	- Emaciación
AF	- Asfixia	ERI	- Erisipela
AS	- Aspergilosis	ERT	- Esternón reducido de tamaño
AV	- Artritis viral	FAF	- Falta de actividad física
C	- Congénita	FH	- Fibrosis hepática
CA	- Cólera aviar	FQ	- Falta de quilla
CAC	- Cólera aviar crónico	HA	- Hemorragias agudas por ruptura de órganos
CAN	- Canibalismo	HCI	- Hepatitis con cuerpos de inclusión
CB	- Colibacilosis	IBF	- Infección de la bolsa de fabricio
CC	- Coccidiosis cecal	IC	- Intoxicación por cresoles
CQ	- Caguexia	ICF	- Intoxicación por cloranfenicol
DAF	- Deficiencia de ácido fólico	IMC	- Intoxicación por monóxido de carbono
DAN	- Deficiencia de ácido nicotínico	IS	- Intoxicación por sulfas
DAP	- Deficiencia de ácido pantoténico	LM	- Leucosis mieloide
DAS	- Deficiencia de aminoácidos sulfurados	MB	- Mieloblastosis
DB	- Deficiencia de biotina	MC	- Monocitosis
DC	- Deficiencia de cobre	MCM	- Mielocitomatosis
DCC	- Deficiencia de cianocobalamina	MI	- Micotoxicosis
DCOL	- Deficiencia de colina	MM	- Micromelia
DE	- Diatesis exudativa	MY	- Micoplasmosis
DG	- Dermatomiositis gangrenosa	NCF	- Necrosis de la cabeza del femur
DH	- Deshidratación	ND	- Neoplasia difusas
DM	- Deficiencia de manganeso	O	- Osteomalacia
DN	- Deficiencias nutricionales	OA	- Osteopetrosis aviaria
DP	- Deficiencia de piridoxina	OS	- Osteoporosis
DR	- Deficiencia de riboflavina	P	- Polidactilia
DS	- Deficiencia de selenio	PM	- Parasitosis masiva
DVE	- Deficiencia de vitamina E	PT	- Paratifoidea
DVK	- Deficiencia de vitamina K		
DZ	- Deficiencia de Zinc		
E	- Esceliosis		
EA	- Eritroblastosis aviaria		
EH	- Enteritis hemorrágica		
EM	- Enfermedad de Marek		

R - Raquitismo
 RA - Ruptura aórtica
 RH - Rhabdomiomas
 S - Septicemias
 SAL - Salmonelosis
 SAR - Sarcosporidiosis
 SGT - Síndrome de las grasas
 : tóxicas
 SHG - Síndrome del hígado graso
 SM - Seudomonoriasis
 SRG - Síndrome del riñón graso

STA - Estafilococosis
 STRE- Estreptococosis
 T -Traumatismos
 TA -- Tifoidea aviar
 TB - Tuberculosis
 TCM - Traumatismos por comer
 mecánicos
 TCVC- Torsión de columna verte
 bral y costillas
 TX - Toxemias
 UA - Uratosis articular

Parte corporal u organo	Alteración	Posible enfermedad (Clave)
<u>Aparato ocular</u>		
Conjuntiva:	Conjuntivitis	ICCA, SI, ERC, ENC, BI, LTI, CI, CI, QU, POM, DVA.
Córnea	Opacidad	AR, ENC, QI.
	Queratitis ulcerativa	ECAC, ECFN, T.
	Xeroftalmia purulenta	DVA, AS, CAC.
Globo ocular	Panofalmitis purulenta o caseosa	CB, PUL, AS, TA, AR, PT, PSE, TP, TB
Cristalino	Opacidad (catarata)	EA, TH.
Pupila	Deformación y coloración gris	EM
Párpados y tejido periorbital	Inflamación	CI, LTI, ENC, DVA, AS, CS, QU, T, V.
	Adherencia palpebral	DVA, VD, LTI, DVCB.

AO - Aspergilosis ocular
 AR - Arizonosis
 AS - Aspergilosis
 BI - Bronquitis infecciosa
 CA - Cólera aviar
 CB - Colibasilosis
 CI - Coriza infecciosa
 CS - Coliceptisemia
 DVA - Deficiencia de vitamina A.
 DVCB- Deficiencia de vitamina del complejo B
 EA - Encefalomiелitis aviaria

ECAC- Excesiva concentración de amoniaco con las casetas
 EM - Enfermedad de marek
 ENC - Enfermedad de Newcastle
 ERC - Enfermedad respiratoria crónica
 ICCA- Intoxicación por compuestos cuaternarios de amonio
 LTI - Laringo traqueitis infecciosa
 POM - Parasitosis por Oxyspirura mansonii.
 PSE - Pseudomoniriasis

PT - Paratifoidea	TH - Trastornos hereditarios
PUL - Pulorosis	TB - Tuberculosis
QI - Queratitis inespecífica	TP - Toxoplasmosis
SI - Sinusitis infecciosa	V - Viruela
T - Traumatismos	VD - Viruela diftérica
TA - Tifoidea aviar	

Parte corporal u organo	Alteración	Posible enfermedad (clave)
Bolsa de Fabricio	<p>Tumores</p> <p>Hemorragias</p> <p>Aumento de volumen por inflamación, congestión y edema</p> <p>Atrofia</p> <p>Infartos y úlceras</p> <p>Exudado mucopurulento, purulento o caseoso</p>	<p>LL</p> <p>IBF, ENC, PP, PA.</p> <p>IBF, HCI.</p> <p>F, D, EMA, EM, HCI.</p> <p>ENC, PA, PP.</p> <p>IBF, HCI, EM, DVA.</p>
Placas de tejido linfático:		
Toncilas cecales	<p>Hemorragias</p> <p>Infartos hemorrágicos y pseudomembranas en el intestino</p> <p>Hiperplasia de tejido linfático del intestino</p>	<p>ENC, SAL, ERI, S.</p> <p>ENC, PA.</p> <p>SAL, TB, EM.</p>

D - Desnutrición	IBF - Infección de la bolsa de fabricio
DVA - Deficiencia de vitamina A	LL - Leucosis linfoide
EM - Enfermedad de Marek	PA - Peste aviar
EMA - Emaciación	PP - Peste de los patos
ENC - Enfermedad de newcastle	S - Septicemias
ERI - Erisipela	SAL - Salmonelosis
F - Fisiológica	TB - Tuberculosis
HCI - Hepatitis con cuerpos de inclusión	

Fuente: Perusquia, J.T. y Barbosa, E. J. 1982

CUADRO VII.2 GUIA PARA EL ENVIO DE MUESTRAS

ENFERMEDAD	MUESTRAS PARA EL DIAGNOSTICO	PRUEBAS DE DIAGNOSTICO
Enfermedad respiratoria cronica	<p>+Hisopos de sacos áereos</p> <p>+Traqueas en formol al 10%</p> <p>+Sueros en refrigeración</p>	<p>+Bacteriología. Aislamiento en medio de Freyd, y para el aislamiento de <u>Mycoplasma sinoviae</u> se adiciona al medio difosfo-piridin-nucleotido. Inmunofluorescencia de las colonias aisladas.</p> <p>+ Histopatología. hiperplasia linfoide de la submucosa de la traquea e hiperplasia de las glándulas mucosas.</p> <p>+ Serología. Inhibición de la hemoaglutinación, hemoaglutinación en tubo, aglutinación en placa.</p>
Enfermedad respiratoria cronica complicada	<p>+Hisopos de sacos áereos, pulmón tráquea, pericardio e higado</p> <p>+Tráquea en formol al 10%</p>	<p>+ Bacteriología. Aislamiento de <u>E.coli</u></p> <p>+ Histopatología. Las mismas lesiones que en ERC. en grado más avanzado.</p>
Enfermedad de Newcastle	<p>+Tráquea, pulmón, cerebro, timo bolsa de Fabricio y lesiones ulcerativas del tracto digestivo en formol al 10%</p> <p>+Sueros en refrigeración</p> <p>+Pulmón, tráquea y encefalo en recipientes estériles o en glicerina fosfatada al 50%</p>	<p>+ Histopatología. Tráquea con infiltración linfocitaria. En pulmón neumonia proliferativa, hiperplasia e hipertrofia de los ceptos alveolares. En cerebro gliosis focal, cromatolisis periferica, infiltración linfocitaria perivascular e hipertrofia de celulas endoteliales. Necrosis masiva en Bolsa de Fabricio.</p> <p>+ Serología. Inhibición de la hemoaglutinación, neutralización viral por reducción de placas en fibroblastos, virus-neutralización en embrión de pollo, hemoaglutinación, inmunofluorescencia.</p> <p>+Virología. Aislamiento del virus en embriónes de pollo o en cultivo celular.</p>

ENFERMEDAD	MUESTRAS PARA EL DIAGNOSTICO	PRUEBAS DE DIAGNOSTICO
Bronquitis infecciosa	<ul style="list-style-type: none"> + Raspados de tráquea + Sueros en refrigeración + Pulmón, tráquea y riñón en recipientes estériles o con glicerina fosfatada al 50% 	<ul style="list-style-type: none"> + Inmunofluorescencia + Serología. Virus neutralización en cultivo celular, precipitación en agar, virus neutralización en embrión de pollo, inhibición de la hemoaglutinación (virus tratado con fosfolipasa "c" tipo 1) Fijación de complemento + Virología. Aislamiento del virus en embrión de pollo o en cultivo celular.
Larigotrqueítis Aviaria	<ul style="list-style-type: none"> + Larige, tráquea, conjuntiva y cornetes en formol al 10% + Raspados de Tráquea + Laringe, Tráquea, Membrana corioalantoidea, cels. renales o impronta. + Sueros en refrigeración + Larige y Tráquea en recipientes estériles o con glicerina fosfatada al 50% 	<ul style="list-style-type: none"> + Histopatología. Cuerpos de inclusión intranucleares (SEIFREID) + Histopatología exfoliativa + Anticuerpos fluorescentes en estos órganos + Serología. Virus neutralización en embrión de pollo, virus neutralización en cultivo celular para la prueba de reducción en placa, difusión en agar + Virología. Aislamiento en embrión de pollo, en cultivo celular y en animales susceptibles.
Coriza infecciosa	<ul style="list-style-type: none"> + Cabezas en refrigeración, de preferencia animales vivos sin tratamientos previos. + Sueros en refrigeración 	<ul style="list-style-type: none"> + Bacteriología. Aislamiento del germen en agar sangre, más <u>S.epidermidis</u> (NADH) en anaeroviosis. + Prueba Biológica. Inoculación de exudado nasal de aves sospechosas a aves susceptibles, por vía intranasal; inoculación en embriónes vía saco vitelino. + Serología. Aglutinación en placa, aglutinación en tubo

ENFERMEDAD	MUESTRAS PARA EL DIAGNOSTICO	PRUEBAS DE DIAGNOSTICO
Coriza Infecciosa		inhibición de la hemaglutinación, fijación de complemento, difusión en agar, hemaglutinación indirecta, inmunofluorescencia indirecta.
Aspergilosis	<ul style="list-style-type: none"> + Pulmón y sacos aéreos en frascos esteriles. + Frotis de las lesiones del pulmón + Pulmón en formol al 10% 	<ul style="list-style-type: none"> + Micología. Aislamiento en Sabouraud. + Tinción con azul de algodón. + Histopatología. Tinción de Grocott, Gridley, Gomori o P.A.S. para observar las hifas septadas.
Pasterelosis	<ul style="list-style-type: none"> + Corazón, sangre, Hígado, meninges, lesiones localizadas o exudados. + Frotis sanguíneo o impronta hepática + Suero en refrigeración. 	<ul style="list-style-type: none"> + Bacteriología. Aislamiento en caldo peptona o medios de enriquecimiento con sangre o suero. + Prueba Biológica. Inoculación a animales susceptibles por vía subcutánea o intraperitoneal, mueren en 24 a 48 horas + Tinción de Giemsa o Hishmann, germen de coloración bipolar Gram (-) + Serología. Prueba de precipitación en agar.
Deficiencia de Vit. A	<ul style="list-style-type: none"> + Esófago, Tráquea, Bolsa de Fabricio en formol al 10% + Organos o alimento 	<ul style="list-style-type: none"> + Histopatología. Metaplasia de células epiteliales y queratinización del epitelio. + Determinación de la cantidad de vit. A + Pruebas Biológicas en ratones + Espectrofotometría.

Clamidiosis

- + Frotis por impronta de la superficie del hígado y bazo
- + Bazo, Sacos aéreos, Saco vitelino en formol al 10%
- + Sueros en refrigeración no en congelación
- + Organos en recipientes estériles

Coccidiosis

- + Intestinos sin abrir en frascos limpios en refrigeración o el ave viva
- + Muestras de cama en recipientes limpios

Salmonelosis

- + Hígado, Bazo, Vesícula biliar, Corazón, Saco vitelino, Ovario, Testículo, Médula ósea en frascos estériles o el ave viva
- + Sangre completa
- + Sueros en refrigeración

Aflatoxicosis

- + Muestras de alimento

- + Tinción de Ziehl-Nielsen, Hay inclusiones intracelulares citoplasmáticas.
- + Histopatología. Con tinción de Gimenes o Machiavello
- + Serología. Fijación de complemento directa en Psitacidos
Precipitación en agar.
- + Prueba Biológica. Inoculación en ratones y frotis por impresión de sus cerebros.
- + Aislamiento en embrión de pollo.

- + Parasitología. Frotis de raspados intestinales.

- + Exámenes Coproparasitológicos. Flotación y técnica de de Mac. Master.

- + Bacteriología. Aislamiento e identificación en Mac.Conkcy, verde brillante, sulfito de bismuto, Salmonella-schigella.

- + Prueba de aglutinación
- + Serología. Microaglutinación o prueba de Coombs, aglutinación en tubo y aglutinación en placa.

- + Prueba Biológica. En ratones inoculados subcutáneamente o patos alimentados con el mismo alimento.
- + Determinación de Aflatoxinas por cromatografía

ENFERMEDAD	MUESTRAS PARA EL DIAGNOSTICO	PRUEBAS DE DIAGNOSTICO
Verminosis	+Muestras fecales y parasitos en formalina al 10%	+ Ascaridia y Capilaria, por observación directa en el <u>in</u> testino. Heterakis por observación directa en los ciegos + Exámenes Coproparasitoscópicos. Flotación
Síndrome del Hígado graso	+Hígado en formol al 10% +Hígado en un recipiente <u>este</u> ril en refrigeración	+ Histopatología. Hepatocitos notablemente distendidos con globulos de grasa, necrosis y regeneración + Determinación de la cantidad de grasa en el Hígado, por <u>por</u> centajes superiores al 30% en base seca son (+)
Hepatitis con cuerpos de inclusión	+Hígado en formol al 10% +Suero en refrigeración + Hígado en recipiente esteril en refrigeración	+ Histopatología. Cuerpos de inclusión intranucleares en los hepatocitos + Serología. Precipitación en agar + Virología. Aislamiento del virus por inoculación en em- briónes de pollo
Tricomoniasis	+Lavados orales	+ Microscopia directa de los lavados orales
Histomoniasis	+Hígado y ciegos en frascos - estériles + Hígado y ciegos en formol al 10%	+ Frotis directo de las lesiones con tinción de P.A.S. + Histopatología de ciegos e hígado con tinción de P.A.S. Y H.E.
Encefalomieli- tis Aviar	+Encefalo, Proventriculo, Pán- creas, Corazón y Molleja en formol al 10% +Sueros en refrigeración	+ Histopatología. Gliosis focal, infiltración linfocita- ria perivascular y cromatolisis central. Infiltración - linfocitaria en septum interauricular, muscular del pro- ventriculo, Molleja y parenquima pancreático + Serología. Virus Neutralización en embrión de pollo, <u>in</u> munofluorescencia indirecta solo en los estadios tempran- os de la enfermedad

ENFERMEDAD	MUESTRAS PARA EL DIAGNOSTICO	PRUEBAS DE DIAGNOSTICO
	<p>+Encefalo en recipientes estériles</p>	<p>+ Prueba de suceptibilidad, en pollos de 1 día de edad por inoculación intracerebral, de 1 a 4 semanas pos-inoculación se presenta tremor</p> <p>+ Aislamiento por inoculación de embriones SPF. vía saco vitelino de 6 días de edad; a los 12 días pos-inoculación hay parálisis total, atrofia muscular de las patas y algunas veces muerte del embrión, si no hay lesiones los pollos al nacer presentan tremor.</p>
<p>Encefalomalacia o deficiencia de vitamina "E"</p>	<p>+Encefalo en formol al 10%</p> <p>+Muestras de alimento</p>	<p>+ Histopatología. Necrosis, Desmielinización y degeneración neuronal</p> <p>+ Determinación de la cantidad de Vit. E en la dieta</p> <p>+ Prueba Biológica. Alimentar pollos de 1 día de edad con ese mismo alimento.</p> <p>+ Prueba de Diagnostico Terapéutico. Dar vit. E</p>
<p>Síndrome de la baja de Postura</p>	<p>+Oviducto en formol al 10%</p> <p>+Sueros en refrigeración de 15 a 21 días pos-brote</p> <p>+Hisopos de mucosa nasofaríngea, oviducto, heces o la capa flogística de la sangre</p>	<p>+ Histopatología. Cuerpos de unclusión intranucleares en oviducto</p> <p>+ Virus neutralización en cultivo celular, precipitación en agar, inhibición de la hemoaglutinación de suero o de líquido alantoideo de embrión de pollo</p> <p>+ Inoculación en embriones de pato de 10 a 12 días por c.a. o en fibroblastos de pato o en hepatocitos de pollo SPF. o células renales de pollo.</p>
<p>Onfalitis e infección del</p>	<p>+Hisopos de saco vitelino o pollitos vivos</p>	<p>+ Bacteriología. Aislamiento de los germenés causantes de la infección</p>

ENFERMEDAD	MUESTRAS PARA EL DIAGNOSTICO	PRUEBAS DE DIAGNOSTICO
Viruela Aviar	+Crestas barbillas, mucosa o - piel afectada en formol al 10% +Suero en refrigeración +Organos afectados en recipientes estériles	+ Histopatología. Cuerpos de inclusión intracitoplasmicos en celulas epiteliales +Serología. Inmunofluorescencia indirecta, difusión en agar, virus neutralización en embrión de pollo o en cultivo celular + Virología. Aislamiento en animales susceptibles de la misma especie o en cultivo de tejidos o en embriones de pollo (Lesiones en membrana corioalantoidea)
Dermatitis Gangrenosa	+Hisopos de las lesiones en - medios de enriquecimiento +Impronta de las lesiones	+ Bacteriología. Aislamiento del germen en embrión de pollo, vía saco vitelino, en gelosa sangre + Tinción de Gram
Ectoparasitos	+Raspados profundos de la piel captados en aceite mineral	+ Microscopia. Para identificar al agente etiológico (ácaro, piojo, pulga, garrapata, chinche, moscas o moscos)
Erisipela	+Sangre, corazón, Hígado, bazo, Medula ósea, riñon en formol al 10 % +Impronta de hígado, bazo, - medula ósea o frotis sanguíneo	+ Bacteriología. Aislamiento e identificación del germen que se cultiva en agar sangre. + Bacilos Gram (+) delgados pleomorficos.
Infección de la Bolsa de Fabricio	+Bolsa de Fabricio en formol al 10% +Sueros en refrigeración +Bolsa de Fabricio y Riñon en recipientes estériles	+ Histopatología. Necrosis de linfocitos, proliferación de celulas reticulares, formación de quistes foliculares linfoides en bolsa de Fabricio + Serología. Inmunofluorescencia indirecta, precipitación en agar, virus neutralización, reducción en placa. + Virología. Aislamiento por inoculación del tejido afectado en embrión de pollo SPF. o en cultivo de tejidos

ENFERMEDAD	MUESTRAS PARA EL DIAGNOSTICO	PRUEBAS DE DIAGNOSTICO
Enfermedad de Mareck	+Bolsa de Fabricio, órganos tumorales , nervios periféricos y timo en formol al 10% +Organos afectados en recipientes estériles	+ Histopatología. Infiltración linfoide heterogena en nervios y en lesiones viscerales hay infiltración pleomorfica + Virología. Aislamiento del virus en embrión de pollo (Engrosamiento de la membrana C.A.) o en cultivo celular
Leucosis Linfoide	+Nervio periféricos, bolsa de Fabricio y órganos tumorales en formol al 10%	+ Histopatología. Proliferación de linfoblastos en los órganos afectados, ausencia de infiltración linfocitaria en sistema nervioso central y nervios periféricos. Tumor en bolsa de fabricio.
Artritis Bacteriana	+Hisopos de exudado de las articulaciones en caldo selenite +Sueros en refrigeración	+ Bacteriología. Aislamiento e identificación del agente causal. +Serología
Sinovitis Infecciosa	+Sueros en refrigeración +Exudado en jeringas estériles o hisopos de articulaciones	+ Serología. Aglutinación en placa, inhibición de la hemaglutinación, pero no es muy confiable + Aislamiento en embrión de pollo SPF. vía saco vitelino o en medios de cultivo (medio de Frey más DPN.) + En animales susceptibles, se reproduce la enfermedad y se hace aglutinación en placa a partir del suero
Artritis Viral	+Sueros en refrigeración +Tendones y proventriculo en recipientes estériles	+ Serología. Precipitación en agar, inmunofluorescencia indirecta + Virología. Cultivo celular en cels. renales de pollo, se forma un sincitio flotandolibremente y deja un espacio sin cels. en el monoestrato. Inoculación en animales

ENFERMEDAD	MUESTRAS PARA EL DIAGNOSTICO	PRUEBAS DE DIAGNOSTICO
Artritis Viral		susceptibles, en embrión de pollo, vía saco vitelino, de 5 a 7 días ocurre la muerte, hay hemorragias y congestión generalizada.
Necrosis de la cabeza fé moral o síndrome de la mala absorción	<p>+Huesos, intestino, próventriculo y páncreas en formol al 10%</p> <p>+Sueros en refrigeración</p>	<p>+ Histopatología. Necrosis de las epífisis ósea, infiltración linfocitaria difusa en mucosa de proventriculo y páncreas. Atrofia de vellosidades intestinales.</p> <p>+ Serología. Difusión en agar, virus neutralización en microplaca con cels. renales de embrión de pollo, hay efecto citopático del virus y causa lesiones similares a las encontradas en Artritis Viral.</p>
Raquitismo	<p>+Hueso y paratiroides en formol al 10%</p> <p>+Muestras de alimento</p> <p>+Huesos</p>	<p>+ Histopatología. Falta de mineralización del cartilago provisional, deficiente osificación endocondral, hiperplasia de la Paratiroides.</p> <p>+ Análisis de alimento para determinar el calcio, fosforo y la Vitamina "D₃"</p> <p>+ Detección de cenizas en huesos</p>
Osteomalacia	<p>+Huesos y paratiroides en formol al 10%</p> <p>+Muestras de alimento</p> <p>+Huesos</p>	<p>+ Histopatología. Falta de mineralización del osteoide e hiperplasia de la glandula paratiroides</p> <p>+ Análisis de alimento para determinación de calcio, fosforo y Vitamina "D₃"</p> <p>+ Determinación de cenizas en huesos.</p>