



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA METROPOLITANA, UNIDAD XOCHIMILCO
DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
DEPARTAMENTO DE PRODUCCIÓN AGRÍCOLA Y ANIMAL
LICENCIATURA EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

Informe final de Servicio Social:

"Elaboración de un manual de procedimientos para un laboratorio anatomopatológico y sala de necropsias enfocado a la fauna silvestre"

Prestador del servicio social:

Tapia Morales Shekinah Jerusalem

Matricula: 2183070315

Asesor interno:

Dra. Luz Elena Alcaraz Sosa

Número económico: 41940

Lugar de realización de servicio social:

Universidad Autónoma Metropolitana unidad Xochimilco

Calzada del hueso, 1100, Coapa, Villa Quietud, Coyoacán, 04960, Ciudad de México, CDMX.

Fecha de inicio y término:

03 marzo 2025 al 03 septiembre 2025.

INDICE

1. INTRODUCCIÓN	1
2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA Y JUSTIFICACIÓN	2
3. OBJETIVO GENERAL	3
4. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	3
5. RESULTADOS	
5.1. Normativa aplicable a todos los laboratorios	4
5.1.1. Localización del laboratorio	4
5.1.2. Instalaciones	5
5.1.3. Protección civil	12
5.1.4. Mantenimiento de equipos y maquinaria	19
5.2. Requisitos para un laboratorio de anatomopatología	23
5.2.1. Organización	23
5.2.2. Personal del laboratorio	26
5.2.3. Áreas del laboratorio y sala de necropsias	28
5.2.4. Bioseguridad en el laboratorio y sala de necropsias	29
5.3. Elaboración de necropsias	43
5.3.1. Diagrama de flujo	43
5.3.2. Bioética	44
5.3.3. Eutanasia	46
5.3.4. Material	46
5.3.5. Técnicas de necropsia	48
5.3.5.1. Carnívoros	59
5.3.5.2. Rumiantes	63

5.3.5.3.	Herbívoros monogástricos.....	63
5.3.5.4.	Suinos.....	65
5.3.5.5.	Mamíferos marinos.....	66
5.3.5.6.	Serpientes.....	67
5.3.5.7.	Tortugas.....	71
5.3.5.8.	Lagartos y cocodrilos.....	74
5.3.5.9.	Invertebrados.....	77
5.3.5.10.	Aves.....	77
5.3.5.11.	Peces.....	85
5.3.5.12.	Anfibios.....	86
5.3.5.13.	Primates.....	88
5.4.	Reporte de necropsia.....	90
5.5.	Laboratorio de anatomopatología.....	94
5.5.1.	Citología.....	94
5.5.2.	Histopatología.....	96
5.5.3.	Tinciones.....	98
5.5.3.1.	Tinción H&E.....	98
5.5.3.2.	Tinción Papanicolau.....	100
5.5.3.3.	Tinción Ziehl Nielsen.....	102
5.5.3.4.	Tinción Schaffer-Fulton.....	103
6.	REFERENCIAS.....	105

1. INTRODUCCIÓN

La anatomía patológica, o anatomopatología, es la rama de la medicina que se especializa en el estudio, interpretación y diagnóstico morfológico de las diferentes enfermedades, detectándolas a través de análisis cuidadosos y exhaustivos de los sistemas, órganos, tejidos y células de los pacientes estableciendo una relación entre el agente causal y el efecto lesional, basado en el estudio de la patología macroscópica (necropsia) y/o microscópica (histopatología), la herramienta fundamental de la patología es la necropsia, la cual se puede definir como la disección anatómica sistemática del cadáver para exponer las lesiones macroscópicas por aparatos y sistemas para poder emitir el diagnóstico de la causa de muerte, es un complemento esencial para la práctica médica veterinaria y debe estar acompañada con la toma de muestras para análisis citológicos, histopatológicos, microbiológicos, parasitológicos, virológicos, toxicológicos, inmunológicos y moleculares. En el caso de la fauna silvestre, una necropsia permite reconocer el comportamiento de una enfermedad y aplicar medidas preventivas y correctivas en los demás animales, así como el uso de tratamientos adecuados (NOM-037-SSA3-2016; Socorro y Fumero, 2020 y Palacios, 2022). Para que se lleve a cabo una necropsia, es necesario que esta se realice por un anatomopatólogo o por médicos veterinarios especialistas en formación patológica, ya que es importante conocer los cambios funcionales del individuo vivo, sin embargo, contar con un protocolo de necropsia ayudará a realizar esta misma de forma rápida, completa y sistemática, esta además, debe documentarse siempre mediante la toma de fotografías y a través de un informe para no olvidar detalles importantes de las alteraciones y lesiones observadas en los órganos, para lo cual se pueden implementar formatos de registros (Palacios, 2022 y Universidad de Illionis, 2023). El presente trabajo, tiene como finalidad realizar un manual de procedimientos para un laboratorio de anatomopatología y una sala de necropsias para fauna silvestre, con el fin de que se estandaricen los procedimientos llevados a cabo en dichas áreas, creando además registros para los informes de necropsia que eficienten la realización de estas contemplando siempre lo que marca la normativa actual en materia de bioseguridad e instalaciones.

2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA Y JUSTIFICACIÓN

La determinación de la causa de muerte en animales de Centros de Conservación de Vida Silvestre suele ser difícil y puede requerir la estrecha cooperación de varias disciplinas. Algunos médicos veterinarios de dichos centros suelen realizar un examen postmortem dentro de las instalaciones, sin embargo, al llevar a cabo la necropsia, una observación y muestreo inadecuado puede resultar en información inútil e incluso perjudicial. En este sentido, disponer de un protocolo completo y claro, ayudará al médico veterinario a realizar una necropsia sistemática, completa y rápida, para realizar una aproximación a la causa de muerte (Benavides *et al*, 2021 y Sriraman, 2021). Cuando el estudio macroscópico en sí no permite arribar a un diagnóstico presuntivo, se procede a la toma de muestras de diferentes tejidos en el cadáver para ser procesadas en el laboratorio y establecer de esta forma el diagnóstico etiológico de la causa de muerte del animal, sin embargo, si las muestras no son tomadas óptimamente de acuerdo con el tipo de tejido, volumen/peso, almacenamiento, transporte, temperatura, etc., no se podrá considerar que los resultados sean confiables. Es por este motivo, que aquellas personas que realicen la toma de muestras deben tener un nivel de conocimiento adecuado para poder llegar a un diagnóstico preciso y esto puede ser posible con la elaboración de protocolos de muestreo organizado y sistemático, para asegurar así la recolección apropiada de las muestras (Palacios, 2022). El presente trabajo, tiene como finalidad elaborar un manual de procedimientos para un laboratorio de anatomopatología y sala de necropsias para fauna silvestre, con el objetivo de estandarizar aquellos procesos relacionados con la necropsia y toma de muestras, de modo que se pueda realizar procedimientos postmortem de manera adecuada para garantizar así una precisión en la determinación de causas de muerte.

3. OBJETIVO GENERAL

Elaborar un manual de procedimientos de laboratorio de anatomopatología y sala de necropsias para fauna silvestre.

4. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Especificar los requisitos para un laboratorio de anatomopatología y sala de necropsias enfocados en fauna silvestre y basados en la normativa actual.
2. Establecer las medidas de bioseguridad que deben ser llevadas a cabo en un laboratorio de patología y sala de necropsias para fauna silvestre.
3. Estandarizar los protocolos para la elaboración de necropsias y procesamiento de muestras en un laboratorio de patología.
4. Elaborar registros para los informes de las necropsias realizadas en animales de fauna silvestre.

5. RESULTADOS

Los laboratorios de anatomopatología y salas de necropsias constituyen espacios esenciales para el estudio de enfermedades y causas de muerte en los animales, en ellos se combinan técnicas macroscópicas y microscópicas que permiten identificar lesiones, procesos patológicos y alteraciones en diferentes órganos y tejidos. En este sentido, el cumplimiento de la normativa, medidas adecuadas de bioseguridad y principios bioéticos adecuados van a permitir que los análisis patológicos realizados generen información confiable, útil tanto para el diagnóstico veterinario como para la conservación y manejo de la fauna silvestre.

5.1. Normativa aplicable a todos los laboratorios.

Los laboratorios, independientemente de su especialidad deben operar bajo un marco normativo que garantice la calidad, seguridad y confiabilidad de sus procesos. Estas normativas establecen los requisitos técnicos y de gestión necesarios para asegurar que las actividades realizadas cumplan con estándares reconocidos tanto a nivel nacional como internacional. Además, contemplan aspectos esenciales como la bioseguridad, manejo adecuado de residuos, competencia del personal y el mantenimiento de los equipos, cumplir con estas regulaciones permite al laboratorio ofrecer un servicio de calidad y al mismo tiempo proteger a su personal, al entorno y a la comunidad general. A continuación, se describen los principales lineamientos que regulan el funcionamiento de los laboratorios.

5.1.1. Localización del laboratorio.

En el documento Criterios mínimos indispensables para la instalación y equipo de los laboratorios aprobados y/o autorizados establecido por El Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA) se menciona que los laboratorios pueden ubicarse en zonas urbanas, suburbanas y rurales, cualquier construcción de estos establecimientos debe contemplar su fácil acceso a través de vías de comunicación, facilidad de contar con servicios de agua potable, energía eléctrica, gas, teléfono y la posible expansión futura del establecimiento, además el sitio

elegido debe estar libre de contaminación excesiva de cualquier tipo, preferentemente libre de ruidos y vibraciones y deberá estar resguardado de posibles inundaciones y otros fenómenos meteorológicos. Para el caso de los laboratorios de pruebas y/o análisis en materia zoonosanitaria localizados dentro de áreas en fases de control, erradicación o libre de alguna enfermedad, deben apegarse a lo establecido en las normas oficiales vigentes específicas para cada una de estas campañas y programas zoonosanitarios.

5.1.2. Instalaciones.

SENASICA establece también los criterios mínimos indispensables para la instalación y equipo de los laboratorios aprobados y/o autorizados, en este documento se hace mención de que el laboratorio debe estar provisto de todos los equipos necesarios para la ejecución correcta de las pruebas y/o análisis. En general, el laboratorio tiene que contar con áreas generales que son:

1. Oficina y/o recepción: Esta área se ubica inmediata al acceso principal del laboratorio y separada de las áreas especializadas de trabajo. Debe contar con mobiliario adecuado para la admisión y registro de muestras, entrega de resultados de pruebas y/o análisis, archiveros, sillas, papeleras, máquinas de escribir y/o computadoras.
2. Lavado: En esta área se tiene el mobiliario y equipo destinado para la esterilización, desinfección y preparación del material utilizado en las diferentes áreas, dependiendo de las pruebas y/o análisis que realice el laboratorio.
3. Almacén: Es el área específica para guardar los materiales, reactivos y otros insumos utilizados en el laboratorio y debe contar con anaqueles destinados especialmente para este fin, pudiendo localizarse en cualquier área especializada o en forma independiente.
4. Áreas especializadas con las que puede contar con un laboratorio de acuerdo con las pruebas y/o análisis que realice.

Es importante mencionar que tal y como lo indica la NOM-001-STPS-2008, Todas las áreas se deben delimitar de tal manera que se disponga de espacios seguros para la realización de las actividades de los trabajadores, esta delimitación puede

hacerse con barandales; con cualquier elemento estructural; con franjas amarillas de al menos 5cm de ancho, pintadas o adheridas al piso, o por una distancia de separación física.

Los establecimientos se deben diseñar, construir o acondicionar de acuerdo con las operaciones a las que se destinen para facilitar su limpieza, mantenimiento y evitar la entrada de fauna en conflicto con el ser humano. Las especificaciones de construcción son:

- a) Pisos.** Deben ser lisos, sin grietas, estar contruidos o recubiertos con material impermeable, de fácil limpieza y resistentes a los desinfectantes. Específicamente en las áreas de necropsias, alojamiento de animales, cuarto de lavado, regaderas y todas aquellas en las que se lleven a cabo operaciones con agua en abundancia, los pisos deberán ser antiderrapantes y tener un declive de 2 cm por metro lineal; para el escurrimiento y desalojo de líquidos hacia las entradas del drenaje; en los pisos en donde se emplee una cantidad limitada de agua, la inclinación puede ser de 1 cm por metro lineal. La NOM-001-STPS-2008 menciona que los pisos deben mantenerse en condiciones tales que no generen riesgos de trabajo o que los posibles estancamientos de líquidos no generen riesgos de caídas o resbalones y contar con señalización donde existan riesgos por cambio de nivel o por características de la actividad o proceso en el que se desarrolle.
- b) Ángulos de encuentro.** Los ángulos de encuentro de los pisos con las paredes deben ser redondeados. En caso contrario, el laboratorio de pruebas y/o análisis en materia zoonosanitaria, debe contar con un equipo de lavado con alta presión.
- c) Paredes.** Las paredes tienen que ser de superficie lisa, sin grietas, de fácil limpieza y desinfección que no desprendan polvo. Si las paredes son pintadas, se deben aplicar punturas que resistan el lavado y desinfección, debiendo utilizar colores claros y no se permitirán paredes ni revestimiento de madera. Deben ser impermeables y se pueden usar materiales como loseta, ladrillo, vidriado, mosaico, azulejo o pintura de esmalte. La NOM-001-STPS-2008 también menciona que las paredes deben mantenerse con colores que eviten la reflexión

de la luz cuando se trate de las caras interiores, para no afectar la visión de los trabajadores, deben contar con medidas de seguridad, tales como protección y señalización de las zonas de riesgo y solamente podrán utilizarse para soportar cargas si fueron destinadas con este fin.

- d) Techos.** Deben ser de superficie lisa, sin grietas, recubiertos con pintura o materiales que no desprendan polvo y sean fáciles de limpiar. Por su parte la NOM-001-STPS-2008 también menciona que deben ser de materiales que protejan de las condiciones ambientales externas, permitir la salida de líquidos y soportar las condiciones normales de operación. Además, estos deben ser utilizados para soportar cargas fijas o móviles sólo si fueron diseñados con este fin.
- e) Drenaje.** Los laboratorios deben contar con un sistema de drenaje. La localización de los registros tiene que ser de fácil acceso para destaparlos o drenarlos con flujo a presión en caso de ser necesario, las coladeras deben estar colocadas en aquellos lugares en los que se utilice agua en abundancia, contando con una malla protectora que evite el paso de materiales diversos. Así mismo, debe haber sistemas de sellado para impedir la entrada de fauna en conflicto con el ser humano y malos olores.
- f) Electrificación.** Los establecimientos tienen que contar con un suministro de energía eléctrica de un voltaje adecuado y continuo. Es importante que al momento de construir y/o adaptar los establecimientos, se calcule la capacidad de las líneas para manejar las cargas eléctricas de los aparatos que se van a emplear, con especial énfasis en aquellos que tienen altos requerimientos. Todas las secciones de los establecimientos deben contar con instalaciones de luz eléctrica y contactos que cumplan con las especificaciones de la regulación oficial correspondiente
- g) Iluminación:** Los establecimientos deben estar iluminados en forma natural y/o artificial. En ningún caso la iluminación deberá alterar la apariencia o características de los objetos, medicamentos, pacientes o de las pruebas y/o análisis; asimismo, deben estar provistos de un sistema de iluminación de

emergencia. El método de iluminación está determinado por la naturaleza y necesidades del área de trabajo.

- h)** Instalaciones sanitarias. En lo relativo a los requerimientos y características de los servicios de regaderas, vestidores y casilleros, deben sujetarse a lo establecido en la regulación oficial correspondiente. Los establecimientos deben contar con lavabos provistos de agua corriente, jabón, toallas desechables o secadores de aire y un recipiente para basura. Cuando en los establecimientos el número de trabajadores sea mayor de siete, se debe contar con un mínimo de dos excusados. En caso de que los servicios sanitarios carezcan de ventilación natural, debe haber extractores de aire.
- i)** Ventilación: Debe proveerse de una ventilación eficiente para promover la termorregulación del ambiente y el intercambio de aire. Las ventanas deben estar provistas de mosquiteros que impidan la entrada de fauna en conflicto con el ser humano. Los laboratorios de pruebas y/o análisis en materia zoosanitaria, ubicados en lugares en los que por las condiciones climáticas se requiera, deben proveerse de clima artificial, utilizándose para dicho fin aparatos de capacidad suficiente para el tamaño del área, restringiéndose el uso de ellos en las áreas de bacteriología-micología y virología. La NOM-001-STPS-2008, también menciona que en el caso de los sistemas de ventilación artificial el aire que se extrae no debe contaminar otras áreas en donde se encuentren laborando otros trabajadores, el sistema debe iniciar su operación antes de que ingresen los trabajadores al área correspondiente para permitir la purga de los contaminantes y contar con un programa anual de mantenimiento preventivo o correctivo, a fin de que el sistema esté en condiciones de uso, el contenido del programa y los resultados de su ejecución deben conservarse por un año y estar registrados en bitácoras o cualquier otro medio.
- j)** Tuberías: Las tuberías del establecimiento que conduzcan fluidos, deben estar identificadas de acuerdo con el material que transporten, para ello hay que sujetarse al código de colores con base en lo estipulado en la regulación oficial correspondiente. Para esto la NOM-026-STPS-2008 estipula que la identificación de fluidos en tuberías se conforma por un color de seguridad, un

color contrastante, información complementaria y una flecha que indica la dirección del fluido, y se ubican de forma que sean visibles desde cualquier punto en la zona o zonas en las que se ubica el sistema de tuberías y en la cercanía de válvulas. En tramos rectos se deben ubicar a intervalos regulares no mayores a lo que se indica a continuación: para un ancho de banda del color de seguridad de hasta 200 mm, cada 10 m, o para anchos de banda mayores a 200 mm, cada 15 m. Además, se debe indicar información complementaria sobre la naturaleza, riesgo del fluido o información del proceso (figura 1), la cual podrá implementarse mediante cualquiera de las siguientes alternativas:

- a. Utilizar señales de seguridad e higiene.
- b. Uso de leyendas que indiquen el riesgo del fluido (tóxico, inflamable, explosivo, irritante, corrosivo, reactivo, riesgo biológico, alta temperatura, baja temperatura, alta presión).
- c. Utilizar señalización para indicar riesgos por sustancias químicas de conformidad con lo establecido en la NOM-018-STPS-2015.
- d. Nombre completo de la sustancia.
- e. Información del proceso.
- f. Cualquier combinación de A, B, C, D y E.

Los colores de seguridad para tuberías son:

Cuadro 1. Colores de seguridad para tuberías

COLOR DE SEGURIDAD	SIGNIFICADO
ROJO	Fluidos para el combate de incendio conducidos por tubería
AMARILLO	Fluidos peligrosos conducidos por tubería
VERDE	Fluidos de bajo riesgo conducidos por tubería

Tomado de: NOM-026-STPS-2008

El color de seguridad se debe aplicar a todo lo largo y cubrir toda la circunferencia, la disposición de color amarillo se permite con franjas diagonales amarillas y negras a 45°.



Figura 1. Identificación de tuberías.

Respecto a las escaleras y rampas que haya dentro de los laboratorios, la NOM-001-STPS-2008, nos indica que:

- a) Cualquier escalera, escalera manual, rampas, puentes y plataformas elevadas deben mantenerse en condiciones tales que eviten que el trabajador resbale al usarlas.
- b) En el caso de que en la instalación exista algún elemento estructural destinado a soportar carga fijas o móviles deben ser utilizados solo para los fines a los que fueron destinados y su resistencia debe evitar posibles fallas estructurales y riesgos de impacto.
- c) En el caso de haber escaleras, estas deben tener un ancho constante mínimo de 56 cm en cada tramo recto, los descansos deben tener al menos 56 cm para las de tramos rectos en un solo sentido de flujo y de 90 cm para las de ancho superior, todas las huellas de las escaleras deben tener el mismo ancho y todos los peraltes de la misma altura con una variación máxima de ± 0.5 cm, si son escaleras de caracol el peralte siempre será de la misma altura. Las orillas de los escalones deben ser redondeadas y las huellas de los escalones deben contar con materiales antiderrapantes.
- d) En el caso de las escaleras de emergencia deben ser de diseño recto en sus secciones o tramos, no deben existir medios que obstruyan u obstaculicen su accionamiento, deben drenar con facilidad los líquidos que en ellas pudieran caer y evitar su acumulación, los pisos y huellas deben ser resistentes y de

material antiderrapante, deben estar señalizadas correctamente y contar con puertas de acceso a las cuales se les debe dar mantenimiento periódico para evitar su deterioro por el transcurso del tiempo y para garantizar su operación en cualquier momento, estas puertas deben abrir en la dirección normal de salida de las personas, los cerrojos deben ser de naturaleza tal que abran fácilmente desde adentro, contar con el respectivo cierre automático en cada puerta que permita el libre flujo de las personas durante una emergencia. Los mantenimientos realizados a las puertas de acceso se deben realizar una vez cada seis meses al menos y deben existir registros en donde se tengan las fechas de realización del mantenimiento, tipo de mantenimiento realizado y los nombres y firmas de las personas involucradas en tal actividad.

- e) Las rampas que se utilicen dentro del centro de trabajo deben cumplir con las condiciones de no sobrepasar la resistencia para la que fueron destinadas, no tener deformaciones que generen riesgos a los transeúntes o vehículos que por ellas circulen sin importar si son fijas o móviles. Si se usan para el tránsito de trabajadores deben tener una pendiente máxima de 10%, si son para mantenimiento deben tener una pendiente máxima de 17%, el ancho debe ser suficiente para ascender y descender sin que se presenten obstrucciones en el tránsito de los trabajadores y si son para vehículos deben ser igual al ancho del vehículo más grande que circule por la rampa más 60 cm. Si la altura del nivel superior e inferior exceda de 150 cm se debe contar con un barandal de protección.

Si en el laboratorio está previsto que haya zonas de carga el ancho de las puertas donde circulen vehículos debe ser superior al ancho del vehículo más grande que circule por ellas, en caso de no contar con el espacio se debe colocar al menos un señalamiento de prohibición para el tránsito simultáneo, tanto el área interna de tránsito de vehículos como el área de carga y descarga debe estar delimitadas o señalizadas. La velocidad máxima de circulación de los vehículos debe estar señalizada en las zonas de carga y descarga.

5.1.3. Protección civil

La protección civil en los laboratorios es un componente esencial para garantizar la seguridad del personal, los pacientes y las instalaciones. Diversas normativas, establecen medidas preventivas y protocolos de actuación ante emergencias. Estas disposiciones buscan mitigar riesgos asociados al manejo de sustancias biológicas, químicas y materiales peligrosos, promoviendo entornos laborales seguros y preparados ante contingencias.

Señalización

Las señales de protección civil de acuerdo con la NOM-003-SEGOB-2011 se clasifican de acuerdo con el tipo de mensaje que proporcionan conforme a lo siguiente:

- a) Señales informativas: aquellas que facilitan a la población la identificación de condiciones seguras.
- b) Señales informativas de emergencia: son las que indican a la población la localización de equipos e instalaciones.
- c) Señales informativas para emergencia o desastre: Son aquellas cuya implementación está a cargo de las autoridades competentes en el momento de una emergencia o desastre, que permiten a la población localizar instalaciones y servicios dispuestos para su apoyo.
- d) Señales de precaución: Son las que advierten a la población sobre la existencia y naturaleza de un riesgo.
- e) Señales prohibidas o restrictivas: Son las que prohíben y limitan una acción susceptible de provocar un riesgo.
- f) Señales de obligación: Son las que imponen al observador, la ejecución de una acción determinada, a partir del lugar en donde se encuentra la señal y en el momento de visualizarla.

Para ver ejemplos de señalización requerida en los laboratorios dar clic en la figura 2.



Figura 2. Ejemplos y características de diferentes tipos de señalizaciones. Dar clic en la imagen para abrir el documento.

Las señales deben ser de fácil comprensión para el observador, y para que cumplan su propósito se debe evitar su uso excesivo. Cuando las necesidades particulares del sitio o instalación a señalizar lo ameriten, se permite el uso de letreros luminosos, fotoluminiscentes o de características específicas, que permitan mejorar su visibilidad bajo condiciones adversas de iluminación. La disposición de colores de las señalizaciones en materia de protección civil se menciona en el cuadro 2 y 3.

Cuadro 2. Disposición de colores en señales de protección civil.

COLOR DE SEGURIDAD	SIGNIFICADO
ROJO	Alto Prohibición Identifica equipo contra incendio
AMARILLO	Precaución Riesgo
VERDE	Condición segura Primeros auxilios
AZUL	Obligación

Tomado de: NOM-003-SEGOB-2011.

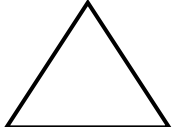
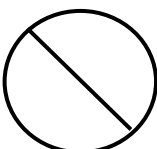
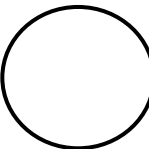
Cuadro 3. Colores de contraste en señales de protección civil.

COLOR DE SEGURIDAD	COLOR DE CONTRASTE	
ROJO	BLANCO	
AMARILLO	NEGRO	MAGENTA
VERDE	BLANCO	
AZUL	BLANCO	

Tomado de: NOM-003-SEGOB-2011.

En el caso de las señales fotoluminiscentes, se permite usar como color de contraste, el amarillo verdoso, en lugar del blanco. Para las señales informativas de precaución y de obligación, el color de seguridad debe cubrir cuando menos el 50% de la superficie total de la señal aplicado en el fondo y el color del símbolo debe ser el de contraste. Para las señales de prohibición el color de fondo debe ser de color rojo de seguridad, el símbolo debe colocarse centrado en el fondo y no debe obstruir la barra transversal, el color rojo de seguridad debe cubrir por lo menos el 35% de la superficie total de la señal, el color del símbolo debe ser negro. Las señalizaciones también deben tener una forma geométrica según el tipo de señal y su finalidad (cuadro 4).

Cuadro 4. Asignación de formas geométricas según el tipo de señal y su finalidad.

SEÑAL DE	FORMA GEOMÉTRICA	FINALIDAD
Información		Proporcionar información
Precaución		Advertir un peligro
Prohibición		Prohibir una acción susceptible de riesgo
Obligación		Prescribir una acción determinada

La proporción del rectángulo podrá ser desde un cuadrado (base=altura), y hasta que la base no exceda el doble de la altura

La diagonal que se utiliza en el círculo de las señales prohibitivas debe ser de 45° con relación a la horizontal, dispuesta de la parte superior izquierda a la inferior derecha.

Adaptado de NOM-003-SEGOB-2011.

La dimensión de las señales objeto debe ser tal que el área superficial (S) y la distancia máxima de observación (L) cumplan con la siguiente relación:

$$S \geq L^2 / 2000$$

S: Superficie de la señal en metros cuadrados

L: Distancia máxima de observación en metros

Esta relación aplica solo para distancias mayores a 5 metros, para distancias de 5 metros y menores la superficie de las señales será como mínimo de 125 cm²

La naturaleza y calidad de los materiales para fabricar señales deben:

- Ser inofensivas para la salud y la integridad física de las personas.
- Garantizar la correcta apreciación de la señal para el cumplimiento de su finalidad.
- Permitir su consistencia rígida, excepto para la banda de zona de riesgo, la cual debe ser de material flexible y resistente.
- Garantizar su mantenimiento preventivo y correctivo de color, forma y acabado incluso en condiciones a la intemperie.

Protección contra incendios

La NOM-001-STPS-2008, establece que:

- a) se debe asegurar que existan condiciones de prevención y protección contra incendios, como contar con instrucciones de seguridad aplicables en cada área del centro de trabajo, al alcance de los trabajadores, incluidas las relativas a la ejecución de trabajos en caliente en las áreas en las que se puedan presentar incendios, y supervisar que éstas se cumplan, además se tiene que elaborar un programa anual de revisión mensual de los extintores, y vigilar que cumplan con condiciones como que su ubicación sea en lugares visibles, de fácil acceso y libres de obstáculos, que se encuentren señalizados conforme a la normativa, que cuenten con el sello o fleje de garantía sin violar, que no hayan sido activados, que se verifiquen las condiciones de las ruedas de los extintores móviles, que no existan daños físicos evidentes, como roturas, desprendimientos, protuberancias o perforaciones en mangueras, boquillas o palanca de accionamiento que puedan propiciar su mal funcionamiento, si

presenta algún daño deberá ser puesto fuera de servicio. La etiqueta o grabado se debe encontrar legible y sin alteraciones y debe contar con la siguiente información, vigente:

- a.** Nombre, denominación o razón social, domicilio y teléfono del prestador de servicios.
- b.** Capacidad nominal en kilogramos o litros.
- c.** Instrucciones de operación, breves y de fácil comprensión, apoyadas mediante figuras o símbolos.
- d.** Clase de fuego al que está diseñado el equipo.
- e.** Contraindicaciones de uso cuando aplique.
- f.** Mes y año del último servicio de mantenimiento realizado.
- g.** Contraseña oficial de cumplimiento y número de dictamen de cumplimiento de la NOM-154-SCFI-2005.
- h.** Se deben contar también con el registro de los resultados de la revisión mensual a los extintores que contenga la fecha de revisión, nombre o identificación del personal que realizó la revisión, resultados de la revisión manual a los extintores, anomalías identificadas y seguimiento de las anomalías identificadas.
- i.** Los extintores deben ser colocados al menos uno por cada 300 metros cuadrados de superficie o fracción, si el grado de riesgo es ordinario, colocar al menos un extintor por cada 200 metros cuadrados de superficie o fracción si el grado de riesgo es alto. Deben ser colocados a una altura no mayor de 1.50 m, medidos desde el nivel del piso hasta la parte más alta del extintor y habrá que protegerlos de daños ambientales que puedan afectar su funcionamiento.
- b)** Se debe dar seguimiento a un programa anual de revisión y pruebas a los equipos contra incendio.
- c)** Establecer y dar seguimiento a un programa anual de revisión a las instalaciones eléctricas de las áreas del centro de trabajo, con énfasis en aquellas clasificadas como riesgo de incendio alto, a fin de identificar y corregir condiciones inseguras que puedan existir, el cual deberá comprender, al menos, los elementos siguientes: tableros de distribución, conductores, canalizaciones, cajas de conexiones, contactos, interruptores, luminarias, puesta a tierra de equipos y

circuitos. Dicho programa deberá ser elaborado y aplicado por personal previamente capacitado y autorizado, cualquier daño o deterioro encontrado deberá someterse a mantenimiento correspondiente.

- d)** Contar en su caso, con señalización que prohíba fumar, generar flama abierta o chispas e introducir objetos incandescentes, cerillos, cigarros u otros que puedan provocar ignición por no ser intrínsecamente seguros, en las áreas en donde se produzcan, almacenen o manejen materiales inflamables o explosivos.
- e)** Las áreas de evacuación deben cumplir con condiciones como: que estén señalizadas en lugares visibles, que se encuentren libres de obstáculos que impidan la circulación de los trabajadores y demás ocupantes, que dispongan de dispositivos de iluminación de emergencia que permitan percibir el uso y cualquier modificación en su superficie, cuando se interrumpa la energía eléctrica o falte iluminación natural, que los desniveles o escalones en los pasillos y corredores estén señalizados.
- f)** Las salidas normales y/o de emergencia deben cumplir con lo siguiente: deben estar identificadas, comunicar a un descanso o en caso de acceder a una escalera deben abrir en el sentido del flujo, salvo que sean automáticas y corredizas, en el caso de que funcionen de forma automática o mediante dispositivos eléctricos o electrónicos deben permitir la apertura manual, si llegara a interrumpirse la energía eléctrica en situaciones de emergencia.
- g)** Plan de atención a emergencias de incendio, deberá contener, según aplique, lo siguiente:
 - i. Identificación y localización de áreas y equipos de proceso, destinados a la fabricación, almacenamiento o manejo de materias primas, subproductos, productos y desechos o residuos que impliquen riesgo de incendio.
 - ii. Identificación de rutas de evacuación, salidas y escaleras de emergencia, zonas de menor riesgo y puntos de reunión.
 - iii. Procesamiento de alertamiento.
 - iv. Procedimientos para la operación de los equipos, herramientas y sistemas fijos contra incendio, y de uso del equipo de protección personal para los integrantes de las brigadas contra incendios, procedimiento para la

evacuación de los trabajadores, contratistas y visitantes entre otros, considerando a las personas con capacidades diferentes, responsabilidades y funciones a desarrollar de los integrantes de brigadas contra incendios, plan de ayuda mutua que se tenga con otros centros de trabajo, procedimiento de solicitud de auxilio a cuerpos especializados para la atención a la emergencia, procedimientos para el retorno a actividades normales de operación para eliminar los riesgos después de la emergencia así como para la identificación de los daños, periodicidad de los simulacros, medios de difusión para todos los trabajadores sobre el contenido del plan de atención a emergencias de incendio e instrucciones para atender emergencias de incendio.

- h) Los trabajadores deberán ser capacitados para prevenir incendios en el centro de trabajo, de acuerdo con los riesgos de incendio que se pueden presentar en sus áreas o puestos de trabajo, en los aspectos básicos de riesgos de incendio y conceptos del fuego.

Botiquín de primeros auxilios.

La NOM-005-STPS-1998 establece que un botiquín es un conjunto de materiales, equipo y medicamentos que se utilizan para aplicar los primeros auxilios a una persona que ha sufrido un accidente o enfermedad repentina. Este debe ser de acuerdo con el tipo de actividad que se vaya a desarrollar o al sitio en el que se encuentra y debe tener la característica de ser de fácil transporte, visible y de fácil acceso, que sea identificable con una cruz roja visible, de peso no excesivo, sin candados o dispositivos que dificulten el acceso a su contenido y con un listado de contenido. Este debe encontrarse en un lugar fresco y seco, con instrumental limpio, frascos cerrados y de preferencia que sean de plástico, con medicamentos no caducados y que el material se encuentre ordenado.

En caso de contar con instrumental quirúrgico como tijeras, pinzas o agujas este debe estar empacado ya sea en pequeños paños de tela o en papel absorbente y etiquetado con el nombre del instrumental que contiene. El material que contiene se clasifica de la siguiente manera:

- MATERIAL SECO. Es aquel que por sus características se debe mantener en ese estado cómo: torundas de algodón, gasas de 5x5 cm, compresas de gasa de 10x10 cm, tela adhesiva, vendas de rollo elásticas de 5x5 cm, vendas de rollo elásticas de 10x5 cm, vendas de gasa con las mismas dimensiones que las dos anteriores, vendas de 4, 6 u 8 cabos, abatelenguas, apósitos de tela o vendas adhesivas y venda triangular.
- MATERIAL LÍQUIDO. Comprende soluciones como: benzal, tintura de yodo, jabón neutro, de preferencia líquido, vaselina, alcohol, agua hervida o estéril.
- INSTRUMENTAL. Puede estar conformado de la siguiente manera: tijeras rectas y tijeras de botón, pinzas Kelly rectas, pinzas de disección sin dientes, termómetro, ligadura de hule, jeringas desechables de 3.5 y 10 ml con sus respectivas agujas.
- MEDICAMENTOS. Este material queda a criterio del médico responsable y se usará bajo estricto control del médico.
- MATERIAL COMPLEMENTARIO. Es aquel que puede o no formar parte del botiquín o que por su uso requiera de material específico, por ejemplo: linternas de mano, piola, guantes de cirujano, ligadura de cordón umbilical, estetoscopio y esfigmomanómetro, tablillas para enferular, de madera o cartón, una manta, repelente para moscos, hisopos de algodón, lápiz y papel.

5.1.4. Mantenimiento de los equipos y maquinaria.

De acuerdo con la NOM-004-STPS-1999, se debe contar con un programa específico de seguridad para la operación y mantenimiento de la maquinaria y equipo. Este debe contener procedimientos para que los protectores y dispositivos de seguridad se instalen en el lugar requerido y que estén ajustados para prevenir un riesgo, también para que las conexiones de la maquinaria y equipo y sus contactos eléctricos estén protegidas y no sean un factor de riesgo y para que el desarrollo de las actividades de operación se efectúe en forma segura.

Para el mantenimiento de la maquinaria y equipo el programa debe contener la capacitación que se debe otorgar a los trabajadores que realicen las actividades de

mantenimiento, la periodicidad y el procedimiento para realizar el mantenimiento preventivo y, en su caso, el correctivo, a fin de garantizar que todos los componentes de la maquinaria y equipo estén en condiciones seguras de operación. Cuando la maquinaria y equipo se encuentren desactivados, se colocan tarjetas de aviso, las cuales son señales de forma geométrica rectangular que se utiliza para advertir que la maquinaria y equipo se encuentran desactivados, por lo que prohíben su activación y el retiro de las tarjetas a trabajadores ajenos al mantenimiento. Se deben colocar en donde se activa la maquinaria y equipo de forma segura para evitar que se retiren con facilidad. Deben ser visibles al menos a un metro de distancia. Las características se mencionan en el cuadro 5.

Cuadro 5. Información requerida en tarjetas de aviso

	MENSAJE	COLOR DEL TEXTO	COLOR DE FONDO
INFORMACIÓN PRINCIPAL	PRECAUCIÓN	NEGRO	AMARILLO
INFORMACIÓN SECUNDARIA	PROHIBICIÓN No debe activarse la maquinaria o equipo, ni retirar la tarjeta del lugar donde se colocó	NEGRO	BLANCO
INFORMACIÓN ADICIONAL	Texto que considere necesario agregar	NEGRO	BLANCO

Tomado de: NOM-004-STPS-1999

Las dimensiones de dicha tarjeta deben ajustarse a lo indicado en la figura 3.

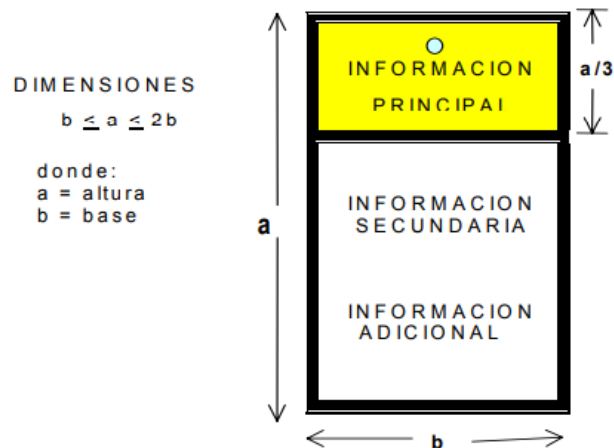


Figura 3. Dimensiones de tarjetas de aviso.

La normativa internacional también hace referencia a la importancia del mantenimiento de equipos y maquinaria, destacándose en la ISO 15189:2022 que:

- a) el laboratorio debe disponer de un procedimiento documentado para la selección, compra y gestión de los equipos, debe estar dotado de todo el equipo necesario para la prevención de sus servicios y debe verificar que una vez instalado el equipo y antes de su utilización sea capaz de ofrecer las prestaciones necesarias y que cumpla con los requisitos pertinentes para cualquier análisis previsto. Debe ser utilizado por personal formado y autorizado y deben estar fácilmente disponibles las instrucciones vigentes para la utilización, seguridad y mantenimiento del equipo, incluyendo cualquier manual e indicaciones de uso pertinente proporcionadas por el fabricante del equipo.
- b) Se debe disponer de un procedimiento documentado para la calibración del equipo que ya sea directa o indirectamente afecte los resultados del análisis. El laboratorio debe disponer de un programa documentado de mantenimiento preventivo que, como mínimo, siga las instrucciones del fabricante. El equipo se debe mantener en condiciones de trabajo seguras y en perfecto estado de funcionamiento. Esto debe incluir la verificación de la seguridad eléctrica, de los dispositivos de parada de emergencia cuando existan y la manipulación y desecho seguros de los materiales químicos, radioactivos y biológicos por personas autorizadas. Como mínimo, se deben utilizar las pautas o instrucciones

del fabricante. Siempre que el equipo se halle defectuoso, se debe retirar del servicio y se debe etiquetar claramente como tal (figura 3). El laboratorio debe asegurar que el equipo defectuoso no se utiliza hasta que haya sido reparado y se haya verificado que cumple los criterios de aceptación especificados. El laboratorio debe examinar la influencia de cualquier defecto sobre los análisis efectuados previamente y establecer una acción inmediata o una acción correctiva. Se deben mantener registros para cada unidad del equipo que contribuya a la realización de los análisis.

Esta información también es proporcionada por el documento ya antes mencionado de SENASICA, en donde se especifica que todos los equipos se deben mantener adecuadamente y tener disponibles los procedimientos de mantenimiento, cualquier equipo que sufra una sobrecarga, que haya sido objeto de uso inadecuado, que proporcione resultados dudosos o resulte defectuoso al realizar su calibración, debe ser puesto fuera de servicio, etiquetado claramente, señalando el motivo y almacenado en un lugar específico hasta que haya sido reparado y aceptado como apto mediante prueba o calibración para realizar su función de manera satisfactoria. El laboratorio debe tener actualizado un registro por cada uno de los equipos de medición, prueba y/o análisis, el cual debe comprender los datos siguientes:

1. Nombre del equipo.
2. Nombre del fabricante, identificación y número de serie.
3. Fecha de recepción y fecha de puesta en servicio.
4. Emplazamiento habitual si es el caso.
5. Estado cuando fue incorporado (nuevo, usado, reacondicionado).
6. Detalles del mantenimiento realizado.
7. Historial de daños, descomposturas, modificaciones o reparaciones.

Los equipos de medición, prueba y/o análisis que requieran ser utilizados en el laboratorio, deben calibrarse antes de que sean puestos en servicio y posteriormente cuando sea necesario, de acuerdo con el programa de calibración definido.

5.2. Requisitos para un laboratorio de anatomopatología

La anatomía patológica es la rama de la medicina especializada en el estudio, interpretación y diagnóstico morfológico de las diferentes enfermedades, cuyos padecimientos se detectan a través del análisis cuidadoso y exhaustivo de los sistemas, órganos, tejidos y células de los pacientes; con el fin de establecer las bases científico-cognoscitivas, que sustentan los procedimientos terapéuticos médico-quirúrgicos específicos, así como la toma de decisiones con respecto del seguimiento y vigilancia de la evolución clínica de los pacientes. En el marco de los servicios auxiliares de diagnóstico y tratamiento, los laboratorios de anatomía patológica permiten brindar diagnósticos morfológicos con calidad y seguridad en beneficio de los pacientes (NOM-037-SSA3-2016).

5.2.1. Organización.

La NOM-037-SSA3-2016, Para la organización y funcionamiento de los laboratorios de anatomía patológica la cual tiene por objeto establecer los criterios de organización y funcionamiento, así como los recursos materiales y tecnológicos mínimos para estos laboratorios establece que:

- Los laboratorios de anatomía patológica independientes requieren presentar ante las autoridades sanitarias correspondientes un aviso de funcionamiento y aviso de responsable sanitario. El responsable sanitario debe cumplir con las funciones de vigilar los procesos que se realicen conforme lo establecen los manuales de procedimientos de la institución o establecimiento para la atención médica de que se trate; vigilar que se mantenga actualizado el expediente del personal que labora en él y que este mismo personal reciba la capacitación y actualización necesaria; vigilar que se lleven a cabo las técnicas, procedimientos y actividades del sistema de calidad, que adopte la institución o establecimiento para la atención médica; vigilar que los informes de estudios realizados sean firmados por el personal profesional o un técnico autorizado de manera autógrafa; establecer las medidas necesarias para evitar que el personal del laboratorio que no esté autorizado, emita opiniones o sugerencias al usuario sobre los resultados de los estudios; atender, documentar y dar seguimiento en

forma directa a las reclamaciones que se formulen en la prestación de los servicios y coadyuvar para su resolución.

- Deben llevar un registro cronológico de los estudios que realicen, en los que conste al menos la fecha, nombre del paciente, tipo de examen realizado y los resultados obtenidos; nombre, número de cédula profesional y firma del médico especialista que interpretó el estudio, misma que podrá ser autógrafa o en su caso, electrónica o digital. Estos registros pueden ser en documentos impresos o electrónicos. Este informe debe contener también la descripción macroscópica y resultado; en su caso, relación de cortes.
- Deben contar con archivos de laminillas y bloques de parafina, así como con el archivo de informes de resultados, mismos que podrán ser impresos o electrónicos, el tiempo mínimo que se debe conservar este material es determinado por la institución, establecimiento o laboratorio de anatomopatología de que se trate.
- Para el aseguramiento de la calidad, el laboratorio debe aplicar un sistema de calidad que incluya al menos las etapas de planeación, ejecución, evaluación de resultados y acciones de mejora, así mismo debe participar de forma periódica en un programa de evaluación externa de la calidad de los exámenes que el laboratorio realice.

En cuanto al sistema de gestión de calidad, existen normativas internacionales como lo es la ISO 15189:2022, la cual si bien es enfocada a laboratorios clínicos tiene puntos aplicables a los laboratorios de anatomopatología, como lo son:

- El laboratorio debe establecer, documentar, implementar y mantener un sistema de gestión de calidad y mejorar constantemente su eficacia, este sistema de gestión de calidad debe permitir la integración de todos los procesos requeridos para satisfacer su política y objetivos de la calidad y cumplir las necesidades y requisitos de los usuarios. El laboratorio tiene que determinar los procesos necesarios para el sistema de gestión de la calidad y asegurarse de su aplicación en todo el laboratorio, determinar la secuencia e interacción de estos procesos; determinar los criterios y los métodos necesarios para asegurarse de la eficacia

tanto de la ejecución como del control de procesos; asegurarse de la disponibilidad de los recursos y de la información necesarios para respaldar la ejecución y realizar el seguimiento de estos procesos e implementar las acciones necesarias para alcanzar los resultados planificados y la mejora continua de estos procesos.

- Los requisitos para la documentación del sistema de gestión de calidad deben incluir: las indicaciones de una política de calidad y los objetivos de la calidad, un manual de calidad y los documentos y registros determinados por el laboratorio para asegurar la planificación, ejecución y control eficaces de sus procesos.
- El manual de calidad debe ser establecido y mantenido por el laboratorio y en él se debe de incluir la política de calidad, una descripción del campo de aplicación del sistema de gestión de la calidad, una presentación de la estructura organizativa y directiva del laboratorio, descripción de las funciones y responsabilidades de la dirección del laboratorio, descripción de la estructura y relaciones de la documentación utilizada para el sistema de gestión de la calidad.
- El laboratorio debe controlar los documentos requeridos por el sistema de gestión de la calidad y debe asegurarse de que se impide la utilización no prevista de cualquier documentación obsoleta.
- Todos los documentos emitidos como parte del sistema de gestión de calidad son revisados y aprobados por personal autorizado antes de su emisión, y deben identificarse incluyendo: título, identificador único en cada página, fecha de edición actual y/o número de la edición, número de la página respecto al número total de páginas ("Página 1 de 5", página "2 de 5") y quien ha autorizado su emisión. Todos estos documentos deben permanecer legibles y se revisarán y actualizarán periódicamente con una frecuencia que garantice que permanecen aptos para su fin previsto, si son obsoletos se fechan y marcan como obsoletos.

Los documentos actualizados requeridos para el laboratorio de anatomopatología son:

- Manual de organización el cual debe contar con un índice, introducción, estructura orgánica, objetivo y descripción de puestos y funciones.
- Manual de procedimientos administrativos y técnicos, que deberá contener como mínimo los apartados de índice, presentación, objetivo del manual, normas generales de operación, descripción de actividades, diagramas de flujo y formatos.
- Bitácora de mantenimiento y calibración de cada equipo que deberá incluir al menos el nombre del equipo, marca, modelo y número de serie, fecha de compra o adquisición y fecha de inicio de operaciones del equipo, así como las fechas de mantenimiento preventivo y correctivo, especificando las calibraciones y verificaciones realizadas al equipo, de acuerdo con el programa y tipo de mantenimiento que corresponda.
- Manual de manejo de cada equipo en idioma español, que incluya como mínimo los apartados del nombre del equipo, marca y modelo, procedimientos de uso, cuidados especiales, mantenimiento preventivo y mantenimiento correctivo.
- Manual de seguridad e higiene ocupacional.
- Manual de procedimientos para el manejo de RPBI.
- Programa de mantenimiento preventivo y correctivo.
- Programa de desinfección y desinfestación del establecimiento, así como las bitácoras correspondientes.

Todos los manuales y programas que se mencionaron se deben integrar con información en español que el fabricante envíe con los reactivos o equipos o en su caso, ser elaborados y aprobados por el propio laboratorio de anatomía patológica y quedar contenidos en uno o varios volúmenes que deben estar disponibles en medios impresos o electrónicos.

5.2.2. Personal del laboratorio.

Los laboratorios deben estar dirigidos por una o varias personas que tengan la competencia y la responsabilidad delegada para los servicios proporcionados, las responsabilidades del director del laboratorio deben incluir cuestiones de tipo profesional, científico, consultivo o de asesoramiento, organizativo, administrativo y

educativo pertinente para los servicios ofrecidos por el laboratorio. El laboratorio debe contar con personal profesional y técnico suficiente e idóneo, el cual debe estar especializado o capacitado en el área de laboratorio de anatomía patológica, los cuales deben tener diplomas legalmente expedidos y registrados por las autoridades competentes, en este mismo sentido la norma internacional ISO 151889:2022 también menciona que el laboratorio debe disponer de un procedimiento documentado para la gestión del personal, debe documentar la cualificación para cada puesto y esta debe reflejar la educación académica, formación y experiencia apropiada y la capacitación demostrada necesaria, y debe ser apropiada para las tareas realizadas. Se debe disponer también de las descripciones de los puestos de trabajo que describan las responsabilidades, niveles de autoridad y tareas para todo el personal y se debe tener un espacio destinado a la realización de su trabajo que esté diseñado para garantizar la calidad, seguridad y eficacia del servicio proporcionado a los usuarios y la salud y seguridad del personal del laboratorio. Por lo tanto, se debe evaluar y determinar que el espacio destinado para la realización del trabajo es suficiente y adecuado. Las instalaciones del laboratorio deben proporcionar un entorno adecuado para las tareas a realizar para asegurar que se cumplan con las condiciones de: controlar el acceso a áreas que afectan la calidad de los análisis, la información clínica, las muestras de los pacientes y los recursos del laboratorio están protegidos contra el acceso no autorizado, las instalaciones para los análisis permiten la realización correcta de los mismos, incluyendo las fuentes de energía, iluminación, ventilación, control de ruido, agua, desecho de residuos y condiciones ambientales, los sistemas de comunicación dentro del laboratorio son adecuados de acuerdo al tamaño y complejidad de la instalación para asegurar la transferencia eficaz de la información, se han proporcionado instalaciones y dispositivos de seguridad y su funcionamiento se verifica de forma regular. Además, para el personal debe existir un acceso adecuado a lavabos, suministro de agua apta para el consumo y a las instalaciones para el almacenamiento del equipo de protección personal y vestimenta.

5.2.3. Áreas del laboratorio y sala de necropsias.

La NOM-037-SSA3-2016 establece áreas clave que deben estar correctamente equipadas para el manejo, procesamiento y conservación de muestras. A continuación, se describen los principales espacios funcionales que deben integrar estos espacios, en el caso del laboratorio de anatomía patológica los espacios son los siguientes:

- a) Administración, recepción, registro de especímenes y entrega de resultados:**
 - ✓ Mobiliario, equipo, instrumental y material para toma de muestras.
- b) Área para el estudio y descripción, incluye disección y toma de cortes:**
 - ✓ Sistema de disección, muestreo, descripción macroscópica y en su caso estudios transoperatorios.
- c) Laboratorio para el desarrollo de procesos técnicos:**
 - ✓ Sistema de proceso de tejidos y células, manual o automatizado.
 - ✓ Sistema para inclusión de tejidos en parafina u otros materiales, manual o automatizado.
 - ✓ Equipo de corte histológico, tinción, montaje y etiquetado, manual o automatizado.
 - ✓ Equipo de protección para el personal.
- d) Área de fotografía y microfotografía:**
 - ✓ Mobiliario adecuado para cada concepto.
- e) Área para archivo de protocolos, guarda de laminillas, informes de resultados y bloques de parafina**
 - ✓ Mobiliario para archivo adecuado para concepto.
- f) Área de patología molecular:**
 - ✓ Áreas con sistemas de descontaminación para el manejo de muestras histológicas y citológicas, de acuerdo con cada técnica de biología molecular que se lleven a cabo en el establecimiento para la atención médica.
 - ✓ Deberá contar con las áreas de conservación, preparación, extracción y amplificación de ácidos nucleicos de acuerdo con cada técnica de

biología molecular que se lleven a cabo en el establecimiento para la atención médica.

g) Área de inmunohistoquímica e inmunofluorescencia:

- ✓ Recuperación de antígenos.
- ✓ Incubación.
- ✓ Revelado.
- ✓ Observación de acuerdo con la técnica que se utilice.
- ✓ Conservación y almacenamiento de reactivos y muestras.

h) Área de microscopía electrónica:

- ✓ En caso de contar con esta área, se deberá tener al menos área de proceso, corte, contraste y observación con sistema de captura y almacenamiento de imágenes y mobiliario para almacenamiento de reactivos y material.

En la sala de necropsias se debe contar con:

- ✓ Almacén de especímenes.
- ✓ Mesa de necropsias.
- ✓ Tarja para lavado de material.
- ✓ Sistema de refrigeración para cadáveres.
- ✓ Equipo de instrumental de corte y disección para necropsia.
- ✓ Charolas y recipientes herméticos.
- ✓ Mueble para guarda de instrumental.
- ✓ Contenedores para la disposición de residuos peligrosos.
- ✓ Balanza.
- ✓ Equipo fotográfico.
- ✓ Equipo de protección personal.

5.2.4. Bioseguridad en el laboratorio y sala de necropsias.

A) Manejo de residuos peligrosos biológico-infecciosos (RPBI).

Existen diversas normativas que establecen el adecuado manejo de residuos peligrosos. Una de estas es la NOM-087-ECOL-SSA1-2002, Protección ambiental

– Salud ambiental – Residuos peligrosos biológico-infecciosos – clasificación y especificaciones de manejo, la cual establece que los que son considerados residuos peligrosos biológico-infecciosos (RPBI) son:

- A) La sangre y los componentes de ésta, sólo en su forma líquida, así como derivados no comerciales, incluyendo las células progenitoras, hematopoyéticas y las fracciones celulares o acelulares de la sangre resultante (hemoderivados).
- B) Los cultivos y cepas de agentes biológico-infecciosos, generados en los procedimientos de diagnóstico e investigación, así como los generados en la producción y control de agentes biológico-infecciosos y los utensilios desechables usados para contener, transferir, inocular y mezclar cultivos de agentes biológico-infecciosos.
- C) Los patológicos, los tejidos, órganos y partes que se extirpen o remueven durante las necropsias, la cirugía o algún otro tipo de intervención quirúrgica, que no se encuentren en formol; las muestras biológicas para análisis químico, microbiológico, citológico e histológico, excluyendo orina y excremento y los cadáveres y partes de animales que fueron inoculados con agentes enteropatógenos en centros de investigación y bioterios.
- D) Los residuos no anatómicos, recipientes desechables que contengan sangre líquida, los materiales de curación, empapados, saturados, o goteando sangre o cualquiera de los siguientes fluidos corporales: líquido sinovial, líquido pericárdico, líquido pleural, líquido Céfal-Raquídeo o líquido peritoneal; los materiales desechables que contengan esputo, secreciones pulmonares y cualquier material usado para contener éstos, de pacientes con sospecha o diagnóstico de tuberculosis o de otra enfermedad infecciosa; los materiales desechables que estén empapados, saturados o goteando sangre, o secreciones de pacientes con sospecha o diagnóstico de fiebres hemorrágicas, así como otras enfermedades infecciosas emergentes, materiales absorbentes utilizados en las jaulas de animales que hayan sido expuestos a agentes enteropatógenos.
- E) Los objetos punzocortantes, los que han estado en contacto con humanos o animales o sus muestras biológicas durante el diagnóstico y tratamiento,

únicamente: tubos capilares, navajas, lancetas, agujas de jeringas desechables, agujas hipodérmicas, de sutura, bisturís y estiletes de catéter, excepto todo material de vidrio roto utilizado en el laboratorio, el cual deberá desinfectarse o esterilizarse antes de ser dispuesto como residuo municipal.

F) Por su parte, La NOM-037-SSA3-2016, establece que las laminillas y bloques de parafina, por sus características de inocuidad, no son considerados RPBI.

Los establecimientos generadores de RPBI se pueden clasificar de la siguiente manera:

- **Nivel I.** Laboratorios clínicos y bancos de sangre que realicen análisis de 1 a 50 muestras al día, centros de toma de muestras para análisis clínicos.
- **Nivel II.** Laboratorios clínicos y bancos de sangre que realicen de 51 a 200 muestras al día, bioterios que se dediquen a la investigación con agentes biológico-infecciosos o establecimientos que generen de 25 a 100 kg al mes de RPBI.
- **Nivel III.** Centros de producción e investigación experimental en enfermedades infecciosas, laboratorios clínicos y bancos de sangre que realicen análisis a más de 200 muestras al día o establecimientos que generen más de 100 kg al mes de RPBI.

En las áreas de generación de los establecimientos generadores, se deberán separar y envasar todos los residuos peligrosos biológico-infecciosos, de acuerdo con sus características (cuadro 6).

Cuadro 6. Envasado de RPBI de acuerdo con sus características.

TIPO DE RESIDUOS	ESTADO FÍSICO	ENVASADO	COLOR
Sangre	Líquidos	Recipiente hermético 	Rojo

Cultivos y cepas de agentes infecciosos	Sólidos	Bolsas de polietileno 	Rojo
Patológicos	Sólidos	Bolsas de polietileno 	Amarillo
	Líquidos	Recipientes herméticos 	Amarillo
Residuos no anatómicos	Sólidos	Bolsas de polietileno 	Rojo
	Líquidos	Recipientes 	Rojo
Objetos punzocortantes	Sólidos	Recipientes rígidos polipropileno 	Rojo

Adaptado de: NOM-087-ECOL-SSA1-2002.

Las bolsas deben ser de polietileno de color rojo traslúcido de calibre mínimo 200 y de color amarillo traslúcido de calibre mínimo 300, impermeables y con un contenido de metales pesados de no más de una parte por millón y libres de cloro, además deben estar marcadas con el símbolo universal de riesgo biológico y la leyenda de “RESIDUOS PELIGROSOS BIOLÓGICO-INFECCIOSOS” Se deben llenar al 80% de su capacidad, cerrándose antes de ser transportadas al sitio de almacenamiento temporal y no podrán ser abiertas o vaciadas.

Los recipientes de los residuos peligrosos punzocortantes deben ser rígidos, de polipropileno color rojo, con un contenido de metales pesados de no más de una parte por millón y libres de cloro, que permitan verificar el volumen ocupado en el mismo, resistentes a fracturas y pérdidas de contenido al caerse, destructibles por métodos físicos, tener separador de agujas y abertura para depósito, con tapa(s) de ensamble seguro y cierre permanente, deberán contar con la leyenda que indique "RESIDUOS PELIGROSOS PUNZOCORTANTES BIOLOGICO-INFECCIOSOS" y marcados con el símbolo universal de riesgo biológico

Los recipientes de los residuos peligrosos líquidos deben ser rígidos, con tapa hermética de polipropileno color rojo o amarillo, con un contenido de metales pesados de no más de una parte por millón y libres de cloro, resistente a fracturas y pérdidas de contenido al caerse, destructible por métodos físicos, deberá contar con la leyenda que indique “RESIDUOS PELIGROSOS LIQUIDOS BIOLOGICO-INFECCIOSOS” y marcados con el símbolo universal de riesgo biológico

Se debe destinar un área para el almacenamiento temporal de los RPBI, los residuos patológicos que no estén en formol deben conservarse a una temperatura no mayor de 4°C y al área de almacenamiento temporal debe:

- i. Estar separada de las áreas de pacientes, almacén de medicamentos y materiales, comedores, sanitarios, sitios de reunión, oficinas, talleres y lavanderías.
- ii. Estar techada, ser de fácil acceso para recolección y transporte, sin riesgos de inundación e ingreso de animales.

- iii. Contar con señalamientos y letreros alusivos a la peligrosidad de estos, permitiendo el acceso a esta área solo a personal responsable de estas actividades.
- iv. En caso de no contar con espacios disponibles pueden usarse contenedores plásticos o metálicos para tal fin, siempre y cuando cumplan con los 3 requisitos mencionados anteriormente.
- v. Pueden ser almacenados en centros de acopio, previamente autorizados por SEMARNAT, los cuales deben operar sistemas de refrigeración para mantener los RPBI a una temperatura máxima de 4°C y llevar una bitácora de conformidad con el artículo 21 del reglamento en materia de Residuos Peligrosos de la Ley General del Equilibrio Ecológico y Protección al Ambiente.

El periodo de almacenamiento temporal está sujeto al tipo de establecimiento generador:

Nivel I: Máximo 30 días.

Nivel II Máximo 15 días.

Nivel III: Máximo 7 días.

La recolección y transporte de los RPBI debe cumplir con lo siguiente:

- Solo podrán recolectarse los residuos que cumplan con el envasado y embalado ya mencionado anteriormente.
- No deben ser compactados durante su recolección y transporte.
- Los contenedores plásticos o metálicos usados en el almacenamiento temporal deben ser desinfectados y lavados después de cada ciclo de recolección.
- Los vehículos recolectores deben ser de caja cerrada y hermética, contar con sistemas de captación de escurrimientos y operar con sistemas de enfriamiento para mantener los residuos a máximo 4°C. En caso de que la capacidad de carga útil sea de 1,000 kg o más deben operar con sistemas mecanizados de carga y descarga.
- En el transporte no deben mezclarse con ningún otro tipo de residuos municipales o de origen industrial.

Los residuos peligrosos biológico-infecciosos deben ser tratados por métodos físicos o químicos que garanticen la eliminación de microorganismos patógenos y deben hacerse irreconocibles para su disposición final en los sitios autorizados. La operación de sistemas de tratamiento que apliquen tanto a establecimientos generadores como prestadores de servicios dentro o fuera de la instalación del generador, requieren autorización previa de la SEMARNAT, sin perjuicio de los procedimientos que competan a la Secretaría de Salud (SSA) de conformidad con las disposiciones aplicables en la materia. Los residuos patológicos deben ser incinerados o inhumados, excepto aquellos que estén destinados a fines terapéuticos, de investigación y las muestras biológicas para análisis químico, microbiológico, citológico e histológico, excluyendo orina y excremento.

Los residuos peligrosos biológico-infecciosos tratados e irreconocibles, podrán disponerse como residuos no peligrosos en sitios autorizados por las autoridades competentes.

B) RESIDUOS PELIGROSOS DE TIPO QUÍMICO (CRETI)

CRETI es el acrónimo de clasificación de las características a identificar en los residuos peligrosos y significa: Corrosivo, Reactivo, Tóxico ambiental e Inflamable. Las sustancias se van a clasificar de acuerdo con lo que marca la NOM-052-SEMARNAT-2005:

1. Es Corrosivo cuando es un líquido acuoso y presenta un pH menor o igual a 2.0 o mayor o igual a 12.5; es un sólido que cuando se mezcla con agua destilada presenta un pH menor o igual a 2.0 o mayor o igual a 12.5 o es un líquido no acuoso capaz de corroer el acero al carbón tipo SAE 1020, a una velocidad de 6.35 milímetros o más por año a una temperatura de 328 K (55°C). Algunos ejemplos de estos son los ácidos fuertes, bases fuertes, elementos como bromo, cloro, ozono.
2. Es reactivo cuando es un líquido o sólido que después de ponerse en contacto con el aire se inflama en un tiempo menor a 5 minutos sin que exista una fuente externa de ignición, algunos ejemplos son metales alcalinos, hidruros de metales u oxidantes.

3. Es explosivo cuando es una sustancia que es capaz de una reacción o descomposición detonante sola o en presencia de una fuente de energía o si es calentado bajo confinamiento, algunos ejemplos son cloratos, nitratos o peróxidos.
4. Es tóxico cuando la sustancia o mezcla de sustancias tiene la propiedad de provocar un efecto adverso en la salud o ecosistemas, por ejemplo, cianuros, sales de metales de Hg, As, Cr, Cd y Pb o disolventes orgánicos como formaldehído, benceno, xileno, etc.
5. Son inflamables cuando los líquidos o mezclas de líquidos tienen un punto de inflamación menor a 60.5°C o es un gas oxidante que puede contribuir más que el aire a la combustión de otro material, como los alcoholes, aldehídos, cetonas e hidrocarburos.

En la NOM-118-STPS-2000, se establece el sistema para la identificación y comunicación de peligros y riesgos por sustancias químicas peligrosas en los centros de trabajo, mediante un código de colores y letras, además de determinar el grado de riesgo en cada una de las características con números que van del 0 al 4 (figura 4). Las características especiales son:

ALC. Indica la presencia de sustancia alcalina.

ACID. Indica la presencia de sustancia ácida.

OXI. Indica la presencia de sustancia oxidante inflamable.

C. Indica la presencia de una sustancia corrosiva.

R. Indica la presencia de una sustancia reactiva.

E. Indica la presencia de una sustancia explosiva.

T. Indica la presencia de una sustancia tóxica.

I: Indica la presencia de una sustancia inflamable.

W: Indica reactividad con el agua.

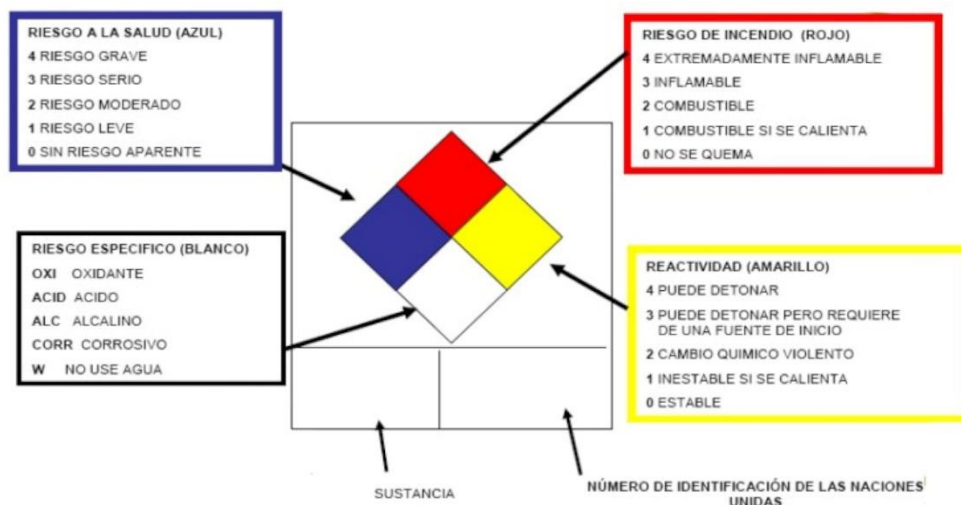


Figura 4. Señalización para la clasificación de sustancias químicas peligrosas

Todas las sustancias deben ser etiquetadas en el envase asignado, la etiqueta debe ser de alta resistencia de tal manera que con el tiempo no sufra decoloración o deformación en su uso normal, la información que debe tener es el nombre del residuo, área, composición, periodo del desecho y cantidad aproximada.

Los envases destinados para el uso de residuos peligrosos (envases primarios) CRETl deben reunir características de seguridad que garanticen el cierre hermético para evitar fugas, derrames y exposición del personal encargado de la realización de residuos y directamente de los generadores de estos.

Los envases recolectados se deben colocar posteriormente en tambos de acero de 200 litros (envases secundarios o embalajes) que no presenten ningún daño físico (golpes, fisuras, perforaciones) y con tapas de seguridad. Los espacios entre estos envases deben ser rellenos con una capa de material inerte como arena para amortiguar los golpes que puedan sufrir en su transporte. No se deben colocar residuos incompatibles entre sí en el mismo embalaje. En este almacén temporal debe haber equipos de extinción contra incendios, considerando el riesgo asociado a los residuos almacenados, así como contar con materiales inocuos para contener derrames, también es necesario un equipo de extinción contra incendios, un manual de contingencias, teléfonos de emergencias de ambulancias y bomberos y las salidas de emergencia deben estar bien identificadas. Todos los movimientos de

entrada y salida de residuos del área del almacenamiento deben registrarse en una bitácora que indique la fecha del movimiento, origen y destino del residuo peligroso. Incluyendo por lo menos los siguientes datos: Fecha de ingreso, nombre del residuo, cantidad, clasificación o tipo de residuo, estado físico, área de generación, fecha de salida, nombre y firma del responsable y destino final.

Los residuos químicos serán entregados a empresas de recolección y transporte externo especializadas y autorizadas por la Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT) y la Secretaría de Comunicaciones y Transportes (SCT) para realizar estas actividades para su disposición final. Todo este proceso se esquematiza en la figura 5.

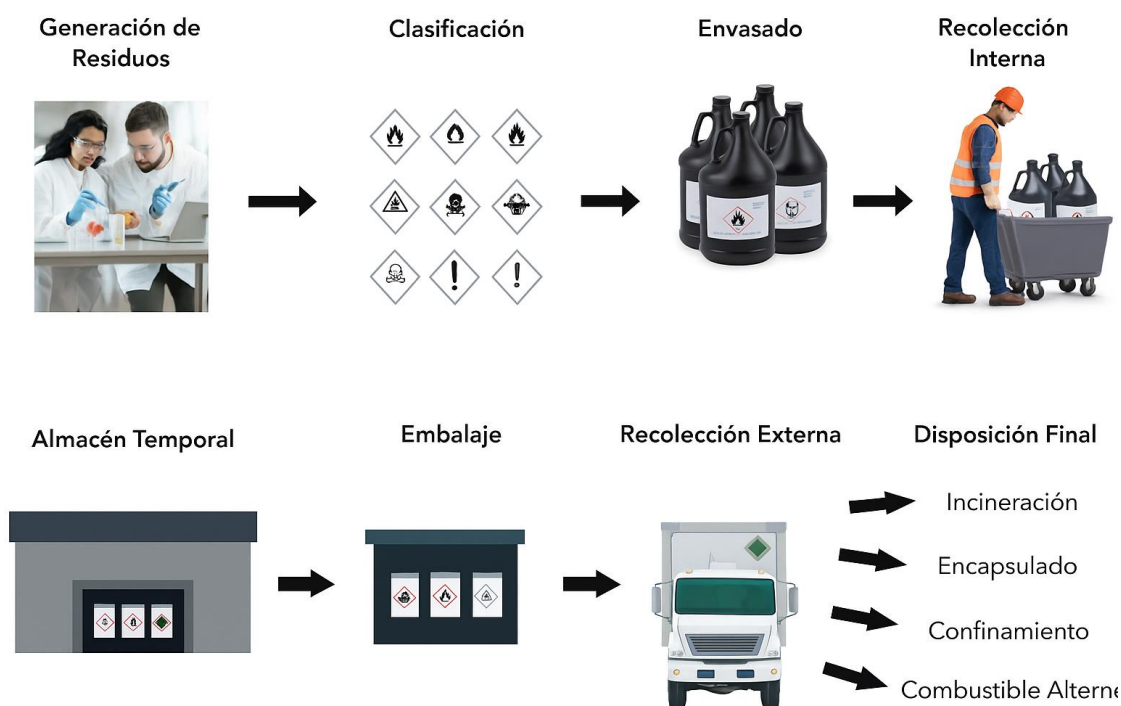


Figura 5. Manejo de residuos CRETI.

Manejo de reactivos CRETI usados en el laboratorio de anatomopatología.

El uso de reactivos químicos en el laboratorio puede representar un riesgo para la salud del personal y también para el medio ambiente si no se gestionan adecuadamente. El manejo responsable de estos residuos tal y como ya se

mencionó en un apartado anteriormente implica la identificación, segregación, almacenamiento, tratamiento y disposición final segura en apego a la normatividad vigente y a las buenas prácticas de bioseguridad. Contar con un protocolo claro permite minimizar riesgos de accidentes, evitar descargas contaminantes y garantizar un ambiente de trabajo seguro y sostenible. Los residuos del laboratorio de anatomopatología deben desecharse de la siguiente manera:

- Alcoholes: Son muy inflamables y deben recolectarse para la eliminación de residuos peligrosos. Incluso si se diluyen con abundante agua no deben verterse por el desagüe por lo que se deben recolectar en bidones o contenedores separados para residuos peligrosos, siempre etiquetados correctamente.
- Xileno. También es inflamable y debe recolectarse para su eliminación como residuo peligroso y nunca debe verterse por el desagüe. Los laboratorios suelen contar con bidones o contenedores separados para residuos de xileno que son retirados por una empresa de gestión de residuos peligrosos.
- Formalina: El método más común para desecharla es la neutralización con productos específicos para este fin, por ejemplo, NeutraSafe en polvo y en caso de estar permitido por la normativa local se puede verter por el desagüe, en caso contrario la forma de desecho debe ser igual a la de los alcoholes, recolectándose en un bidón o contenedor.
- Hematoxilina: Son consideradas corrosivas y deben colocarse en un contenedor de desechos adecuado para su eliminación.
- Tinciones de eosina/alcohol: La mayoría de las eosinas y otras tinciones, como muchas tinciones citológicas, son alcohólicas y deben recolectarse como residuos peligrosos. En algunas zonas pueden incluirse con los residuos de alcohol, pero es necesario confirmarlo con la normativa local.
- Plata: Los reactivos que contienen plata nunca deben verterse por el desagüe, igual se deben recoger en un contenedor designado para su eliminación por una empresa de residuos peligrosos.
- No peligroso: algunas soluciones no peligrosas, como sales y soluciones amortiguadoras, pueden desecharse por el desagüe, pero es importante consultar las regulaciones locales.

A continuación, se muestran ejemplos de etiquetas para el manejo de los residuos CRETl en el laboratorio con las especificaciones necesarias.

FORMOL

¡PELIGRO! ¡PRECAUCIÓN!
Tóxico en caso de ingestión, contacto con la piel o inhalación. Puede provocar cáncer. Se sospecha que provoca defectos genéticos. Provoca quemaduras graves en la piel y lesiones oculares graves. Puede provocar reacción alérgica. Puede irritar las vías respiratorias.

PRIMEROS AUXILIOS:
Contacto con la piel: quite la ropa contaminada y lave con agua.
Contacto con los ojos: Lave con agua durante 15 minutos abriendo y cerrando los ojos.
Ingestión: Dar a beber abundante agua o leche. No induzca el vómito.
Inhalación: Sacar a la víctima al aire fresco y administrar respiración artificial si es necesario.
CONSULTE A SU MÉDICO.
Mantener en un lugar seco, fresco y al abrigo de la luz.
CAS 50-00-0
DOT: Inflamable líquido, UN 1198
Código de almacenaje: AZUL

Nombre químico: Formaldehído
Fórmula química: CH₂O
Aspecto: Líquido incoloro.
Métodos de extinción: Espuma de alcohol, polvo químico seco, bióxido de carbono.

Figura 6. Etiqueta para formol.

XILOL

¡PELIGRO! ¡PRECAUCIÓN!
Líquido y vapores inflamables. Puede provocar daños en los órganos tras exposiciones prolongadas o repetidas por inhalación. Nocivo en contacto con la piel o si se inhala. Puede ser mortal en caso de ingestión y penetración en vías respiratorias. Provoca irritación cutánea

PRIMEROS AUXILIOS:
Contacto con la piel: quite la ropa contaminada y lave con agua.
Contacto con los ojos: Lave con agua durante 15 minutos abriendo y cerrando los ojos.
Ingestión: No inducir el vómito
Inhalación: Sacar a la víctima al aire fresco y administrar respiración artificial si es necesario.
CONSULTE A SU MÉDICO.
Mantener en un lugar seco, fresco y al abrigo de la luz.
CAS 1330-20-7
DOT: Inflamable líquido, UN 1307
Código de almacenaje: ROJO

Nombre químico: Dimetil benceno
Fórmula química: C₈H₁₀
Aspecto: Líquido incoloro.
Métodos de extinción: Espuma de alcohol, polvo químico seco, bióxido de carbono.
MANTENER ALEJADO DE CUALQUIER FUENTE DE IGNICIÓN
NO FUMAR

Figura 7. Etiquetado de xilol.

BENCENO

¡PELIGRO! ¡PRECAUCIÓN!
 Líquido y vapores inflamables. Puede ser mortal en caso de ingestión y penetración en vías respiratorias. Provoca irritación cutánea. Provoca irritación ocular grave. Puede provocar defectos genéticos. Puede provocar cáncer. Provoca daño en órganos (sistema hematopoyético) tras exposiciones prolongadas o repetidas.

PRIMEROS AUXILIOS:
Contacto con la piel: quite la ropa contaminada y lave con agua.
Contacto con los ojos: Lave con agua durante 15 minutos abriendo y cerrando los ojos.
Ingestión: No inducir el vómito
Inhalación: Sacar a la víctima al aire fresco y administrar respiración artificial si es necesario.
CONSULTE A SU MÉDICO.
 Mantener en un lugar seco, fresco y al abrigo de la luz.
 CAS 71-43-2
 DOT: Inflamable líquido, UN 1114
 Código de almacenaje: ROJO

Nombre químico: Benceno
Fórmula química: C₆H₆
Aspecto: Líquido incoloro.
Métodos de extinción: agua pulverizada, espuma resistente al alcohol, polvo extinguidor seco, polvo BC, dióxido de carbono.
MANTENER ALEJADO DE CUALQUIER FUENTE DE IGNICIÓN
NO FUMAR

Figura 8. Etiquetado de benceno.

C) Equipo de protección personal.

Antes de realizar cualquier necropsia, se deben considerar los posibles riesgos para la salud humana. Algunas enfermedades presentes en la fauna silvestre pueden causar enfermedades graves o incluso la muerte en humanos, por ello, todos los cadáveres deben manipularse como si se albergaran enfermedades potencialmente peligrosas hasta que se demuestre lo contrario. Se deben tomar precauciones para la seguridad personal y manejar los cuerpos con la debida cautela. Los riesgos potenciales van desde toxinas en la superficie del animal, hasta enfermedades zoonóticas que pueden transmitirse a través de cortes, ser absorbidas por las mucosas o inhaladas en forma de polvo o aerosoles. Por ende, el equipo de protección personal mínimo incluye; overol, guantes, mascarilla que cubra nariz y boca y botas de goma. Si se va a realizar una necropsia en primates de cualquier especie, se debe usar: careta facial completa, doble par de guantes y un delantal de goma lavable. También es importante siempre usar botas impermeables y en el caso de que los guantes se dañen se deben reemplazar inmediatamente (Sriraman,

2021). Autores como Garcês y Pires 2020, mencionan que debido a que las necropsias en animales de fauna silvestre pueden realizarse en campo y no necesariamente en una sala adecuada para necropsias, se debe tener un kit de protección individual, el cual debe incluir guantes de látex, mascarillas, gorros, protectores para los pies y una bata desechable, en caso de que no sea posible contar con este equipo, la ropa debe ser fácilmente lavable (figura 9).



Figura 9. Equipo de protección para A) necropsia en sala de necropsias, B) necropsia en campo (recomendado y mínimo necesario).

5.3. Elaboración de necropsias.

5.3.1. Diagrama de flujo

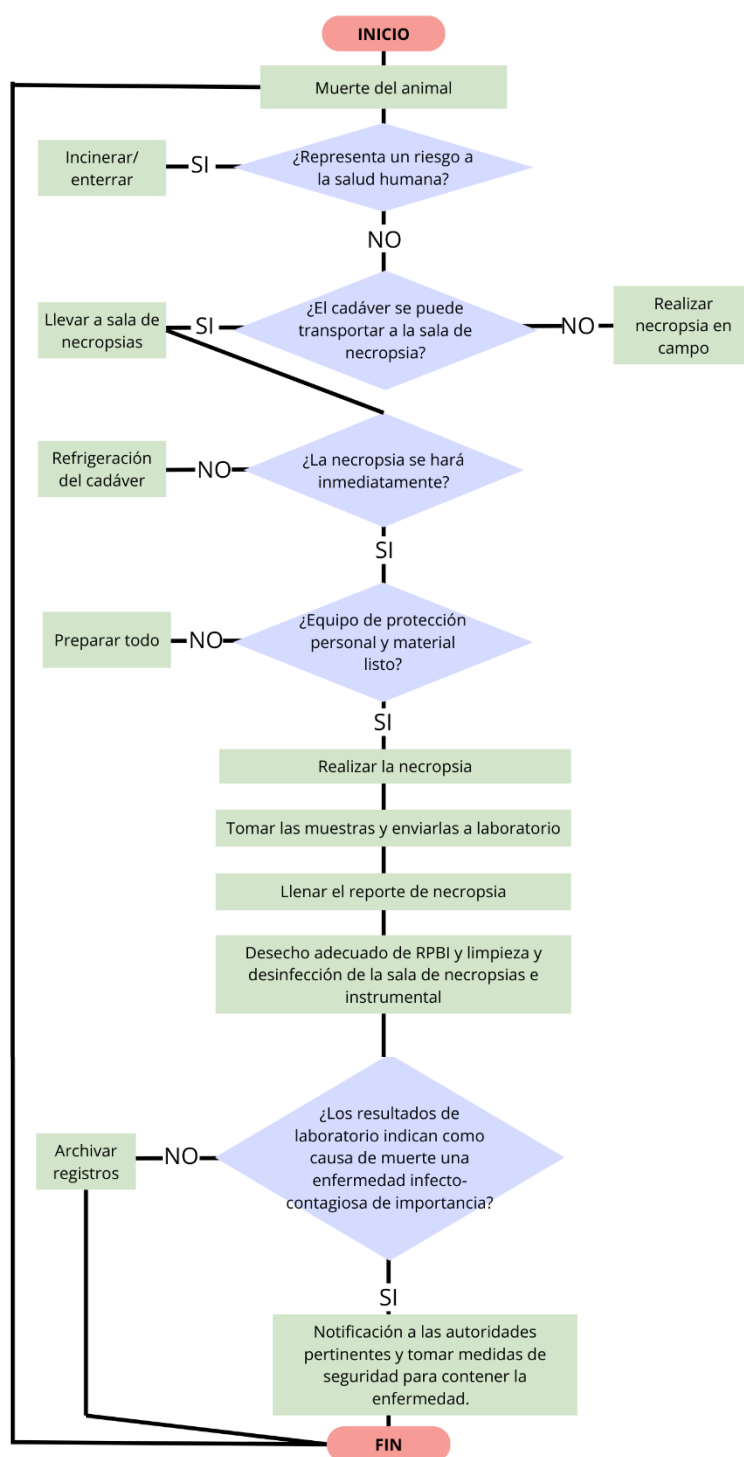


Figura 10. Diagrama de flujo para la elaboración de necropsias en fauna silvestre.

5.3.2. Bioética.

La necropsia en animales de fauna silvestre constituye una herramienta científica indispensable para el diagnóstico de enfermedades, la investigación de causas de muerte y la generación de conocimiento que contribuya a la conservación de las especies. Sin embargo, es una práctica que no debe limitarse al ámbito técnico, sino que implica una profunda responsabilidad ética. Es en este sentido que la bioética ofrece un marco de reflexión que orienta la toma de decisiones, procurando un equilibrio entre el valor científico de la información obtenida y el respeto por la vida, dignidad y bienestar de los animales. La sociedad para la ciencia forense de la vida silvestre busca promover los más altos estándares de conducta profesional y personal entre sus miembros y afiliados, por lo que estableció un código de ética y conducta el cual establece que los científicos forenses de vida silvestre éticos y profesionalmente responsables cumplen con lo siguiente:

Profesionalismo.

- Son independientes, imparciales y objetivos, abordando los exámenes con la debida diligencia y una mente abierta.
- Realizan análisis completos e imparciales. Basando sus conclusiones en evidencia y el material de referencia relevante, no en información ajena, presiones políticas ni otras influencias externas.
- Emiten conclusiones únicamente dentro de su área de especialización y sobre asuntos que hayan considerado formalmente.
- Comunican honestamente con todas las partes (el investigador, el fiscal, la defensa y otros testigos expertos) sobre toda la información relacionada con su análisis, cuando las comunicaciones estén permitidas por la ley y la práctica de la agencia.
- Informan a las autoridades legales o administrativas correspondientes sobre cualquier conducta antiética, ilegal o científicamente cuestionable de otros científicos forenses o empleados del laboratorio.

- Informan sobre los conflictos entre sus responsabilidades éticas y profesionales y las políticas, leyes, reglamentos u otras autoridades legales aplicables de la agencia e intentan resolverlos.
- No aceptan ni participan en ningún caso sobre la base de honorarios de contingencia o en el que tenga cualquier otro conflicto de intereses personal o financiero o la apariencia de tal conflicto.

Competencia y suficiencia.

- Fundamentan sus opiniones y conclusiones en métodos y pruebas científicamente validados y generalmente aceptados.
- Están comprometidos con el aprendizaje permanente en sus disciplinas forenses y se mantienen al tanto de los nuevos equipos y técnicas, al tiempo que evitan el uso indebido de métodos que no han sido validados.
- Están debidamente capacitados y son competentes antes de emprender el examen de la evidencia.
- Dan el máximo cuidado al tratamiento de todas las muestras o artículos de potencial valor probatorio para evitar su manipulación, adulteración, pérdida o consumo innecesario.

Comunicación clara.

- Representan con precisión su educación, formación, experiencia y área de especialización.
- Presentan datos precisos en informes, testimonios, publicaciones y presentaciones orales.
- Hacen y conservan registros completos, contemporáneos, claros y precisos de todos los exámenes y pruebas realizados y de las conclusiones extraídas, con suficiente detalle para emitir una revisión y evaluación significativa de las conclusiones por una persona independiente y competente en el campo.
- No alteran informes u otros registros, ni ocultan información de un informe para obtener ventajas estratégicas o tácticas en un litigio.

- Apoyan técnicas y prácticas científicas sólidas y nunca presionan a otro examinador para llegar a conclusiones o resultados que no estén respaldados por datos.
- Aceptan su obligación moral de garantizar que el tribunal comprenda la evidencia tal como existe y de presentarla de manera imparcial.

5.3.3. Eutanasia.

En algunas ocasiones cuando se va a realizar una necropsia en un animal de fauna silvestre, no es posible esperar a que los animales mueran debido a enfermedades o lesiones graves que son incompatibles con la vida, en estos casos, la eutanasia humanitaria es una medida ética que prioriza el bienestar del individuo. Al mismo tiempo, este procedimiento permite realizar una necropsia en condiciones óptimas, minimizando los cambios postmortem que pueden alterar los resultados de las muestras para análisis en el laboratorio. Para llevar a cabo la eutanasia hay diversos métodos descritos en la literatura, aunque en el presente trabajo veremos los descritos en la NOM-033-SAG/ZOO-2014, Métodos para dar muerte a los animales domésticos y silvestres, esta norma es aplicable para animales silvestres y ferales y fauna silvestre bajo cuidado humano especializado, para poder conocer estos métodos dar clic sobre la figura 11.



Figura 11. Métodos de sacrificio en fauna silvestre según la NOM-033-SAG/ZOO-2014. Dar clic en la imagen para abrir el documento.

5.3.4. Material.

En cuanto al material requerido para llevar a cabo las necropsias existen manuales enfocados a fauna silvestre, en ellos se menciona detalladamente los materiales requeridos para realizarlas, los cuales se muestran en el cuadro 7.

Cuadro 7. Material requerido para llevar a cabo necropsias de acuerdo con su función.

CLASIFICACIÓN	EQUIPO
Documentación de la necropsia	Cámara y cuaderno para anotaciones.
Necropsia	Cuchillo afilado con piedra de afilar o acero, tijeras pequeñas y grandes, fórceps, cuerda, hacha, sierra, tijeras pequeñas y grandes, cincel y mazo, polipasto, bisturíes y navajas, lámpara de alcohol o mechero de gas para esterilizar instrumentos, regla de plástico o cinta métrica.
Recipientes para muestras y equipo de muestreo	Recipientes de plástico rígidos con tapas herméticas (aproximadamente 1 litro), viales pequeños, casetes de tejido o etiquetas para identificar muestras específicas, viales o tubos de sangre estériles, bolsas de plástico con tapas de cierre, Parafilm o cinta de sellado, papel aluminio, jeringas y agujas estériles, hisopos estériles en tubos de transporte, cinta o etiquetas para identificar, marcadores de etiquetado a prueba de agua y lápiz, portaobjetos de microscopio y cajas de portaobjetos para transporte, kit de la OMS para la rabia (o popote para beber en un frasco pequeño de glicerina).
Materiales de transporte	Hielera, contenedores a prueba de fuga e irrompibles, materiales de embalaje absorbentes, cinta de sellado, glicerina tamponada estéril (50%),
Fijadores	Formalina tamponada al 10%, acetona al 100% para citologías, alcohol etílico al 70% para parásitos
Materiales desinfectantes	Cubeta y cepillo, desinfectante, bórax, hipoclorito de sodio (0.5%), alcohol etílico al 70% para desinfectar instrumentos.
Equipo	Microscopio y centrifuga.

Adaptado de: Munson, s.f.

Cuando la necropsia se realiza en el campo, se debe disponer de un kit bien preparado el cual debe contar con material básico, con instrumentos de corte como

cuchillos, bisturís, tijeras, pinzas, fórceps, hachas y cierras para hueso. El equipo puede adaptarse al tamaño del animal y al tipo de revestimiento externo. Como parte de las medidas de bioseguridad este material debe estar siempre correctamente identificado como perteneciente al servicio de necropsias y nunca debe utilizarse para otro propósito y después de cada intervención debe limpiarse y desinfectarse (Garcês y Pires 2020). Es importante considerar también que debido a la amplia variedad de especies de fauna silvestre las herramientas se deben adaptar de acuerdo con el tamaño y necesidades específicas de la necropsia. Por ejemplo, en algunas especies los recipientes para muestras pueden ser de tamaño convencional, pero en una especie más grande se pueden requerir tamaños más grandes. En algunos casos, incluso será necesaria la implementación de grúas para poder manipular los cadáveres (Terio *et al*, 2018).

5.3.5. Técnicas de necropsia.

Antes de realizar una necropsia es importante recopilar toda la información posible para obtener un panorama más claro. La anamnesis orienta siempre al abordaje inicial de la necropsia que permite hacer la búsqueda puntual de las lesiones. Por lo tanto, se requiere coleccionar la información lo más completa posible, incluyendo los datos del recinto (medidas, clima, otros animales, tipo de vegetación, etc.) e historia clínica (medicina preventiva o antecedentes de enfermedad).

El mejor espécimen para la necropsia es un animal recién muerto, en medida que pasa el tiempo es necesario diferenciar las lesiones ante mortem de los cambios postmortem, en caso de que haya un retraso, los cadáveres deben refrigerarse o mantenerse fríos con hielo, la congelación debe ser el último recurso, ya que el ciclo de congelamiento/descongelamiento altera el color de los tejidos, destruye muchos patógenos y los cristales de hielo dañan los tejidos para análisis histológicos, antes de iniciar el protocolo de necropsia se debe tomar fotos al cadáver en el sitio donde ocurrió el deceso de frente, por detrás y la vista que incluya las extremidades para evaluar hallazgos complementarios (Terio *et al*, 2018 y Doncel, 2022).

Autores como Terio *et al.*, (2018) mencionan que antes de realizar una necropsia es fundamental reconocer que el recurso más valioso durante el proceso es la persona

encargada de llevar a cabo el protocolo, ya que toda conclusión derivada de este depende directamente de la calidad de información y muestras recolectadas por el equipo responsable, dado que es poco común conservar un cadáver completo tras el fallecimiento. La necropsia representa en la mayoría de los casos la primera y única información que permite establecer causas de muerte y datos de referencia, por lo que cada persona involucrada en el procedimiento debe asumir plena responsabilidad sobre sus acciones, manteniendo siempre una actitud enfocada y comprometida, empleando activamente los sentidos críticos como la vista, olfato, tacto y audición. Asimismo, los instrumentos y equipos necesarios para llevar a cabo una necropsia pueden variar como ya se mencionó anteriormente según el número, tamaño y morfología del o los especímenes. Desde microscopios para animales muy pequeños hasta grúas o herramientas eléctricas para ejemplares de gran tamaño siempre habrá que adaptar los recursos a las condiciones particulares de cada caso.

Si bien, no es posible proporcionar un protocolo específico de necropsia para todas las especies y situaciones, todas las necropsias siguen un formato básico y estructurado que puede adaptarse según las circunstancias.

1. Recolección y documentación de información histórica relevante. Además de la información obtenida directamente del cadáver, es fundamental recopilar y registrar datos clínicos y antecedentes relacionados con la muerte del animal. Esto incluye información básica como especie, raza, sexo, edad o grupo etario, así como fechas de nacimiento y fallecimiento, también se debe considerar información médica tanto del animal afectado como de aquellos con los que tuvo contacto, incluyendo a los humanos. Un conjunto de datos completos debe incorporar información epidemiológica como número de muertes, distribución espacial y temporal de los eventos, así como datos ambientales. Es esencial realizar una inspección cuidadosa del lugar donde se encontró el cadáver incluyendo la localización por GPS, condiciones climáticas, aspectos del entorno, posibles cambios en el manejo o condiciones de crianza y cualquier evidencia de lucha o alteración del entorno (Terio *et al*, 2018). Antes de llevar a

cabo una necropsia, es fundamental conocer bien la anatomía y la historia natural de la especie que se va a examinar, incluyendo aspectos como su dieta habitual, características de las heces, patrones de coloración, diferencias sexuales y enfermedades comunes o zoonóticas. Esto cobra especial importancia cuando se trabaja con especies poco conocidas, ya que esta información ayuda a determinar el equipo de protección personal necesario y a evaluar los riesgos involucrados.

2. **Inspección externa.** Comienza con la medición directa o estimación del peso del cadáver, toma de datos morfométricos, foto documentación y evaluación del estado de descomposición o también llamado condición cadavérica, esta evaluación es subjetiva y puede categorizarse en códigos (cuadro 8).

Cuadro 8. Códigos de condición del cadáver

Código	Condición del cadáver
1	Animal vivo
2	Descomposición fresca/leve. El cuerpo está intacto. La piel está firme con poca resequedad o arrugas en la piel, los ojos y las membranas mucosas están claros. El abdomen/tracto gastrointestinal no está distendido con gas. La lengua, el pene, el ano no sobresalen.
3	Descomposición moderada. El cadáver está intacto, pero hay distención (hinchazón) del abdomen debido a la acumulación de gas. La lengua, el pene, el recto pueden estar sobresaliendo, especialmente en animales grandes. La piel está seca y el pelo puede desprenderse fácilmente con el manejo. Los órganos están decolorados, pero en su mayoría aún identificables.
4	Descomposición avanzada/severa. Cadáver colapsado pero intacto. El pelo y la piel se desprenden fácilmente con el manejo. Algunos órganos internos están intactos e identificables, pero otros (por ejemplo, tracto gastrointestinal) están extremadamente frágiles.

5	Momificado o con restos esqueléticos. A menudo, todo lo que queda son porciones de piel seca, pelo y/o huesos cubiertos con algo de tejido.
---	---

Tomado de: Terio *et al*, 2018.

En los vertebrados es importante realizar un examen externo sistemático evaluando los hallazgos normales y anormales en las estructuras de la cabeza (ojos, oídos, narinas, cavidad oral, piel, mandíbula, dientes y encías), el cuello (piel, glándulas, linfonodos), extremidades (integridad ósea, articulaciones, pezuñas, almohadillas, uñas/garras), ano y región perineal (descargas, lesiones, parásitos, hinchazón), órganos reproductores externos (desarrollo, presencia de secreciones, inflamación, anomalías estructurales) y la condición corporal general (grado de musculatura, acumulación de grasa y presencia de lesiones traumáticas u otras anomalías externas).

También se deben evaluar estructuras como el pico, dientes, cera nasal en aves, branquias, amígdalas, así como la cobertura externa del cuerpo (piel, pelo, plumas, escamas, garras, pezuñas), también se incluye la evaluación objetiva (medida) y/o subjetiva de los depósitos de grasa (por ejemplo: grasa mesentérica, pericárdica, subcutánea o grasa del espesor del cuerpo). Todas las observaciones importantes normales o anormales, deben ser registradas por escrito y con fotografías. Se deben recolectar muestras representativas de todos los tejidos y lesiones (Terio *et al*, 2018 y Shin, 2023)

Autores como Munson (s.f.), mencionan que, en los animales de vida silvestre, antes de realizar una inspección externa se debe determinar si hay ántrax presente, especialmente cuando se observa salida de sangre por nariz, boca o ano. Ya que abrir un cadáver que llegase a tenerlo hará que las bacterias esporulen y dispersen las esporas por todo el ambiente, para detectarlo se debe tomar una pequeña muestra de sangre de zonas periféricas en ungulados y en carnívoros en zonas inflamadas de la cara y el cuello y realizar un frotis (figura 12), estos deben ser etiquetados con la identificación del animal, ubicación y fecha y pueden enviarse al laboratorio o teñirse en campo con azul de metileno o un kit de tinción de Wright. Es

importante tener en cuenta que las bacterias de ántrax suelen confundirse con bacterias de *Clostridium* (figura 13) y el riesgo es mayor en los rumiantes.

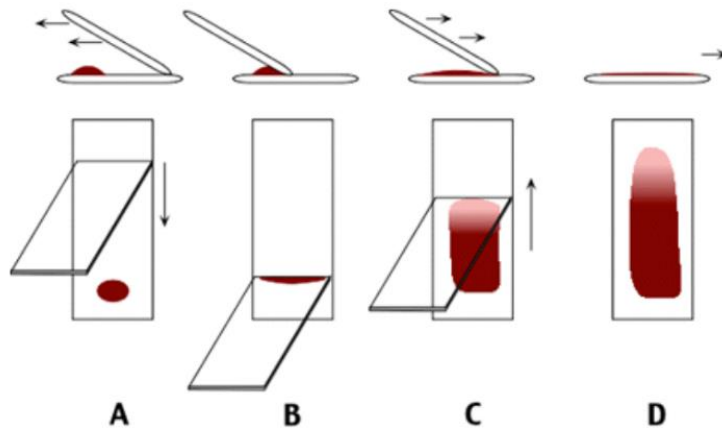


Figura 12. Elaboración de un frotis sanguíneo. A: Acerque el extremo de un segundo portaobjetos en un ángulo de 45 grados hasta la gota hasta que se disperse por el borde del segundo portaobjetos. B: Empuje el segundo portaobjetos rápida y uniformemente hacia el extremo opuesto del primero. C: Los resultados deben aparecer con un borde delgado e irregular como se observa en D.

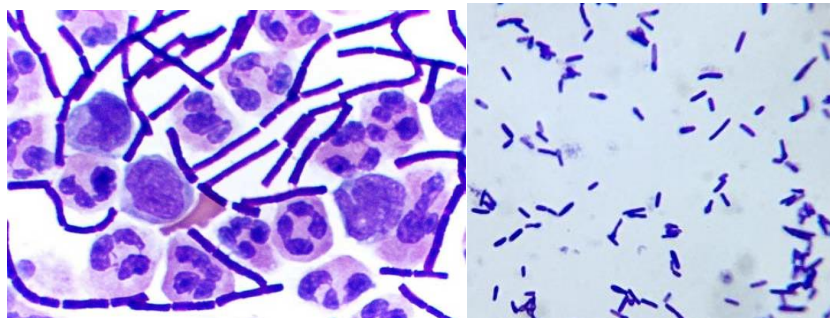


Figura 13. A) *Bacillus anthracis*, sus características principales son que tienen extremos afilados y cuadrados y una cápsula pálida alrededor de las bacterias y B) *Clostridium*, no tiene cápsula, extremos redondeados y tamaño más pequeño.

Bacillus anthracis es una bacteria que produce endosporas, las endosporas son estructuras no vegetativas que poseen características especiales que la estabilizan para sobrevivir a condiciones adversas durante largos periodos. Una de las técnicas

de tinción para las endosporas es la tinción Schaeffer Fulton, la cual tiñe de verde a esas estructuras y de rojo a las estructuras vegetativas. Es relevante en el diagnóstico de ántrax para la propagación de estas endosporas (figura 14).

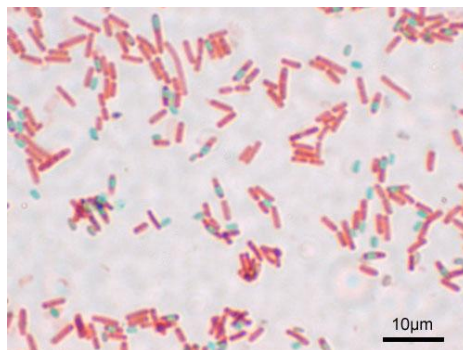


Figura 14. Tinción Schaeffer Fulton.

3. Inspección interna. Esta comienza con una incisión ventral en la línea media, desde la sínfisis mandibular hasta la región inguinal para posteriormente abrir al abdomen o cavidad celómica, dependiendo de la especie, el tórax y el saco pericárdico. Es una práctica estándar abrir estas cavidades y evaluar la condición general del cadáver, así como examinar todos los órganos y sistemas *in situ* antes de extraer o muestrear tejidos. Como en el examen externo, el conocimiento de la anatomía de los animales domésticos es directamente aplicable y sirve como guía para identificar órganos y tejidos en especies no domésticas. En esta evaluación *in situ* se pueden recolectar de inmediato muestras estériles como sangre cardíaca, abscesos, fluidos cavitarios, placas fúngicas, etc., para diagnóstico complementario antes de manipular los órganos. Una vez que se hizo esta evaluación *in situ* se procede a realizar la disección detallada y recolección de muestras de 3 maneras:

- A)** Extracción en bloque de los tejidos del tórax/celoma craneal y abdomen/celoma caudal.
- B)** Extracción por órgano o sistema orgánico.
- C)** Combinación de ambos métodos.

La elección y el orden del examen queda a criterio de quien lo realiza, incluyendo los factores como la especie, necesidades específicas de la situación,

enfermedades conocidas o sospechadas y grado esperado de autólisis. Las técnicas de necropsias en animales de fauna silvestre pueden basarse en animales domésticos (cuadro 9). En cualquiera de los casos es esencial un examen sistemático y minucioso. Al igual que el examen externo, deben registrarse por escrito y con fotografías todos los hallazgos notables normales y anormales y recolectarse muestras representativas de todos los tejidos y lesiones.

Cuadro 9. Equivalencias en los procedimientos de necropsia entre animales silvestres y domésticos.

Animal silvestre	Técnica similar en animal doméstico
Rumiantes silvestres, ciervos, antílopes, camellos y llamas	Bovinos, ovejas y cabras
Caballos silvestres, asnos, cebras, elefantes, hipopótamos y rinocerontes	Caballos
Porcinos	Porcinos
Aves Silvestres	Gallinas, pavos, patitos y gansos
Carnívoros silvestres, lobos, coyotes, osos, leones y roedores	Gatos y perros

Tomado de: Terio *et al*, 2018.

Es importante destacar que cualquier anomalía que se encuentra se debe describir según los siguientes criterios:

- a. Ubicación
- b. Número y distribución
- c. Color
- d. Tamaño
- e. Forma
- f. Consistencia y textura.

Un ejemplo de esto podría ser: “El hígado contiene múltiples nódulos firmes color beige, que varían de 1 a 3 cm de diámetro y están distribuidos por todos los lóbulos hepáticos. Los nódulos son granulados al corte” o “Docenas de nódulos de entre 1mm y 5 mm de diámetro, blandos, de color café claro, que contienen material

blanco espeso al corte, presentes en todo el hígado”. En este punto, es importante destacar que la descripción debe incluir los detalles necesarios para que alguien que no presencié la necropsia pueda crear una imagen mental precisa de lo que observó la persona que la realizó (Munson, s.f.; Terio *et al*, 2018 y Shin, 2023).

También es importante mencionar que a lo largo de la necropsia se deben tomar muestras de los diferentes órganos, algunos autores sugieren apoyarse en una check list o lista de verificación para asegurarse que se tomen todas las muestras requeridas (cuadro 10), los tejidos recolectados para histología no deben exceder los 0.5 cm de grosor y deben colocarse en formol tamponado al 10% para su fijación, sin embargo, en algunos animales pequeños, debido a que tienen tejidos frágiles (como los artrópodos) se prefiere perforar la cavidad corporal y posteriormente hacer la fijación sin la disección de órganos. En el caso de que además de histopatología se requieran hacer análisis toxicológicos la cantidad de tejido recolectado es diferente (cuadro 11).

Cuadro 10. Lista de verificación de recolección de muestras de histología

Vertebrados	
	Piel
	Ombligo (neonatos)
	Músculo esquelético
	Nervio Periférico (ej., ciático)
	Hueso/Médula ósea (ej., fémur, costilla)
	Glándula salival
	Amígdalas
	Linfonodos
	Lengua
	Tiroides (ambas)
	Paratiroides
	Tráquea
	Esófago
	Corazón (paredes, septo y válvulas)

	Pulmón (cada lóbulo y bronquio y sacos aéreos)
	Timo
	Bolsa de Fabricio
	Diafragma
	Estómago (cardias, fundus y píloro), en rumiantes secciones de los 4 compartimientos: rumen, retículo, omaso y abomaso.
	Intestino delgado (con y sin páncreas)
	Intestino grueso
	Hígado
	Vesícula biliar (anterior y posterior)
	Páncreas (con y sin intestino)
	Bazo (con y sin cápsula)
	Glándulas adrenales (ambas)
	Riñón (corteza, médula y pelvis)
	Uréteres (ambos)
	Vejiga urinaria
	Uretra
	Glándulas accesorias
	Testículos, epidídimo (bisecados longitudinalmente)
	Pene
	Ovarios
	Útero
	Cérvix
	Vagina
	Encéfalo (completo o seccionado a lo largo de la línea media)
	Médula espinal
	Ojo
Invertebrados (equinodermos)	
Pared corporal	
	Disco central (superficies aboral y oral)

	Brazos (superficies aboral y oral)
	Interradios (espacio entre los radios)
	Endoesqueleto (osículos dérmicos y espinas)
	Epitelio celómico
Estructuras en la superficie oral	
	Madreporita
	Espinas interradales
	Pedicelarios
	Papilas
Estructuras en la superficie aboral	
	Boca
	Peristoma
	Surco ambulacral
	Espinas ambulacrales
	Pie ambulacral
	Tentáculos terminales
	Mancha pigmentada (ojo)
Estructuras internas	
	Esófago
	Estómago
	Ciegos pilóricos
	Gónadas (ovarios/testículos)

Tomado de: Terio *et al*, 2018.

Cuadro 11. Recolección de muestras para toxicología.

Muestra	Cantidad	Almacenamiento	Análisis
Hígado	300 g	Refrigerado, congelado	Metales pesados, pesticidas, productos farmacéuticos.
Riñón	300 g	Refrigerado, congelado	Metales pesados, etilenglicol, productos

			farmacéuticos, toxinas, vegetales.
Cerebro	Medio cerebro	Refrigerado, congelado (sin congelar para actividad de acetilcolinesterasa)	Sodio, actividad de acetilcolinesterasa, pesticidas.
Grasa	300 g	Refrigerada, congelada	Organoclorados, bifenilos, policlorados, brometalina
Fluido ocular	Ojo completo	Refrigerado	Potasio, nitratos, magnesio, amoniaco
Retina	Ojo completo	Refrigerada	Actividad de acetilcolinesterasa
Pulmón /Bazo	100 g	Refrigerado, congelado	Paraquat, barbitúricos
Sitio de inyección	100 g	Refrigerado	Productos farmacéuticos
Sangre entera	5-10 ml	Refrigerada	Metales pesados, actividad de acetilcolinesterasa, insecticidas
Suero	5-10 ml	Refrigerado	Algunos metales, productos farmacéuticos, alcaloides, electrolitos
Orina	5-10 ml	Refrigerada	Productos farmacéuticos, metales pesados, alcaloides
Leche	30 ml	Refrigerada	Organoclorados, bifenilos policlorados
Ingesta / Heces	500 g	Refrigerada	Metales, plantas, micotoxinas, otros tóxicos orgánicos

Pelo	3-5 g	Seco, almacenar en papel	Pesticidas, algunos metales pesados
Alimento	1 kg	Seco: almacenar en papel húmedo: congelar	Ionóforos, sal, pesticidas, metales pesados, micotoxinas, nutrientes, botulismo
Planta	Planta completa: 2 muestras	Secas: entre hojas de periódico	Alcaloides, glucósidos, nitratos, pesticidas
Agua	1-2 L	Envase de vidrio	Pesticidas, metales pesados, sal, nitratos, algas
Suelo	500 g	Envase de vidrio	Pesticidas, metales pesados

Tomado de: Benavides *et al*, 2021.

A continuación, se describen técnicas propuestas por diversos autores para la disección detallada de los órganos y sistemas de acuerdo con la especie con la que se está trabajando.

5.3.5.1. Carnívoros. Terio *et al* (2018) y Munson (s.f.) establecen que para el examen externo e interno *in situ*, el animal se coloca en decúbito dorsal o lateral izquierdo (figura 15) dependiendo el tamaño, una vez que se hayan realizado se procede a extraer los órganos de la siguiente manera.

- a. Se comienza por el bloque torácico el cual incluye la lengua, orofaringe, glándulas tiroides y paratiroides, laringe, tráquea, pulmones, timo (si está presente), corazón y saco pericárdico. Algunos patólogos optan por retirar y tomar muestras de glándulas tiroides y paratiroides antes de extraer el bloque ya que son relativamente pequeñas y pueden pasarse por alto o “perdersse” durante la necropsia. La tráquea se debe abrir a lo largo del trayecto, así como los bronquios y principales vasos que llegan a los pulmones, verificando los posibles cambios en la mucosa o contenido anormal. Los pulmones se deben

evaluar palpándolos para determinar si la consistencia es normal o anormal, también se evalúa la coloración y se verifica la presencia de nódulos, se realiza un corte en el pulmón para evaluar el color y consistencia del líquido que se drena y se toma un fragmento pulmonar para evaluar si se hunde o flota en formol (si se hunde es anormal). El corazón se abre conforme a la circulación (figura 16) y se observan las cavidades y vasos, prestando atención a incoherencias en las válvulas, coágulos adherentes y opacos o defectos en las paredes.



Figura 15. Región costal izquierda despejada para la apertura de cavidad torácica en un Zorro cangrejero (*Cerdocyon thous*) (Gómez, 2022).

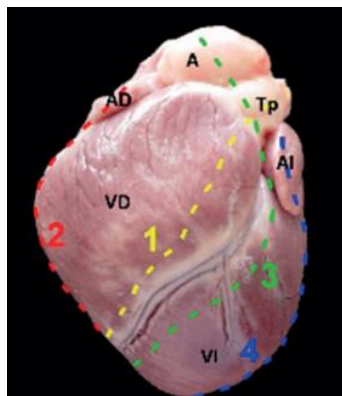


Figura 16. Cortes del corazón, corazón de un canino; 1. Primer corte, 2. Segundo corte, 3. Tercer corte, 4. Cuarto corte, AD: Atrio derecho, VD: Ventrículo derecho, AI: Atrio izquierdo, A: Aorta, TP: Tronco pulmonar. (Benavides *et al*, 2021).

- b.** Posteriormente se procede a extraer el paquete de órganos del sistema digestivo. El esófago debe abrirse a lo largo de toda su longitud observando cualquier cambio en la mucosa como decoloración, erosión, úlceras, proliferación y su contenido intraluminal. Se busca la unión del esófago al estómago y se corta a través del esófago, dejando cerrada la entrada al estómago para retener cualquier contenido adentro. Se retira el estómago y los intestinos en conjunto cortando el mesenterio. Se deben ir tomando muestras de los linfonodos. Se realiza un corte a través del recto mientras se mantiene cerrado para evitar la salida de las heces y se procede a abrir los intestinos a lo largo de su longitud evaluando cualquier cambio en la mucosa y el contenido (cantidad de alimentos, materiales anormales), se hace lo mismo con el estómago. De preferencia el intestino y estómago deben abrirse al final de la necropsia para evitar contaminar las muestras de otros órganos.
- c.** Se procede a extraer el bazo del estómago y se examina para detectar anomalías realizando cortes transversales en toda la superficie buscando cualquier cambio o alteración en su color, forma, consistencia o estructura anormal.
- d.** El hígado se examina y se realizan cortes transversales en todo el parénquima buscando cualquier cambio o alteración en su color, forma, consistencia o estructura anormal. Es importante que los cortes transversales en los lóbulos con la vesícula se realicen al final para evitar lisar el tejido.
- e.** Se extrae el sistema urogenital incluyendo los riñones, uréteres, vejiga, uretra, ovarios, útero, cuello uterino, vagina o testículos intraabdominales y glándulas sexuales accesorias. En este punto algunos patólogos deciden extirpar primero las glándulas adrenales para tomar muestras para histología. Se separan los riñones para detectar anomalías realizando un corte longitudinal siguiendo la curvatura mayor, disponiendo a la vista la corteza, médula y pelvis renal. También hay que desprender la cápsula que recubre al riñón y al finalizar se hacen cortes transversales del parénquima renal para la inspección de este. Los uréteres se palpan y se observan comparando la simetría del grosor, cambios micro circulatorios, obstrucciones y dilataciones y por último se analiza la vejiga,

evaluando la textura, color de la orina, presencia de masas, cuerpos extraños o parásitos.

- f. Se retira el aparato reproductivo y se hace corte a través de las gónadas y dentro del lumen uterino para evaluar la mucosa.
- g. Se procede a la extracción del cerebro, separando el cráneo del cuello en la unión con la vertebra, se retira la piel de la parte superior de la cabeza y luego la parte superior del cráneo, se extrae el cerebro y se corta por la mitad, conservando una mitad en formalina y la otra se divide en recipientes para virología y toxicología. En caso de que se sospeche de rabia, se deben tomar precauciones adicionales en el equipo de protección personal, el procedimiento más seguro es extraer la cabeza e insertar un popote por el orificio en la base del cráneo, donde se une al cuello. El popote debe insertarse en dirección del ojo. Ya que se tomó la muestra el popote se corta en trozos de 1 cm y se sumerge en glicerina o formalina.
- h. Se extirpa un ojo para histología cortando los músculos que lo rodean.
- i. Para el sistema musculo esquelético se evalúan primero las articulaciones coxofemoral, humeroradiocubital y femorotibiorotuliana, para el estudio de la articulación coxofemoral se realiza una incisión en sentido cráneo-caudal, tratando de no afectar las arterias y venas femorales para impedir que se llene de sangre la cavidad acetabular, después se incide la cápsula articular cortando el ligamento redondo, permitiendo observar la cabeza del fémur, de esta misma manera se observan el resto de las superficies articulares, se debe evaluar la presencia de erosiones en el cartílago articular, cambios micro circulatorios, cambios de color y líquido sinovial (volumen, color, consistencia). En cuanto a las costillas, se examina por la superficie medial, en la unión costo condral; enseguida se extrae una costilla, apartándola de la articulación para realizar un corte longitudinal a nivel del extremo esternal de la costilla, a lo largo de la unión costo-condral y de esa manera, examinar la línea de osificación. En los músculos se realizan cortes a los músculos de los miembros posteriores, para determinar alguna modificación e inspeccionar el color o algún tipo de patología.

- j. Se extrae un hueso largo de cualquier extremidad y se parte por la mitad para la evaluación de la médula ósea.

5.3.5.2. Rumiantes. Las necropsias en rumiantes suelen realizarse en decúbito lateral izquierdo, de manera que el acceso al abdomen coloca el rumen en una posición profunda respecto a otros órganos parenquimatosos como el hígado y el bazo, el procedimiento en sí es parecido a lo descrito en carnívoros, sin embargo, como ya se mencionó anteriormente hay que considerar que el riesgo de que algún animal presente carbunco bacteriano (ántrax) es mayor en los rumiantes. Los pasos para seguir son iguales a los carnívoros, con la diferencia de que hay que abrir todas las cámaras del estómago anterior para su evaluación (figura 17).



Figura 17. Cámaras del estómago de un rumiante siendo separadas en una necropsia (Cantón y Odriozola, 2019).

5.3.5.3. Herbívoros monogástricos. En estos animales la necropsia se hace colocándolo en decúbito lateral izquierdo. La incisión se realiza paracostal curva a través de la fosa paralumbar, terminando en el apéndice xifoides para acceder a la cavidad abdominal. La incisión se extiende cranealmente, recorriendo entre las extremidades anteriores y subiendo por la parte ventral del cuello, terminando en la sínfisis mandibular. Se realiza una segunda incisión vertical detrás del hombro, justo caudal al tríceps y comenzando ventralmente se disecciona la piel evitando perforar el diafragma. El colgajo muscular resultante se pliega dorsalmente para exponer la cavidad abdominal y caja torácica, Se hace evaluación de los órganos *in situ* (figura 18) y se procede a evaluar por sistemas de la siguiente manera:

- a. Para el sistema cardiopulmonar se realiza una incisión punzante en el diafragma cerca del esternón y se corta el diafragma a lo largo de su inserción en la pared torácica. Con el costotomo se van seccionando en su inserción ventral y dorsal cada costilla y se retrae la caja torácica cranealmente. A través de la incisión ventral en el cuello que se hizo se disecciona para exponer la tráquea y el esófago y al igual que en carnívoros se extrae en conjunto la lengua, laringe, tráquea, corazón y pulmones los cuales se evalúan al igual que en carnívoros.
- b. Se procede a extraer el tracto gastrointestinal, evaluando primero las vísceras abdominales *in situ*. Para poder visualizar las estructuras el ciego se coloca dorsocranealmente, el colón delgado en el muslo izquierdo, el colon grueso cranealmente y el intestino delgado sobre el flanco derecho. Para extraer este sistema primero el intestino delgado se tira ventralmente hacia el prosector mientras se cortan las inserciones mesentéricas cerca del intestino. El intestino grueso se extrae tirando más de él sobre la espalda mientras se usa una disección roma con el dedo para liberarlo de sus inserciones dorsales y al hacerlo, se separan con el dedo los principales vasos mesentéricos. Siempre se debe colocar el tracto GI en orden relativo esófago, estómago, intestino delgado y grueso, para abrirlo más tarde como último procedimiento para evitar la contaminación fecal de tejidos e instrumentos.
- c. El resto de los sistemas se revisa como en carnívoros.



Figura 18. Evaluación *in situ* de los órganos después de la apertura de cavidades (DeNotta, 2024).

5.3.5.4. Suinos. La técnica descrita en estos animales es la siguiente:

- a. Se realiza una incisión cutánea en la línea media desde la sínfisis mandibular hasta la región inguinal, se hace a un lado la piel y se desarticulan las extremidades. Se examina el ombligo, tejido subcutáneo, linfonodos y reservas de grasa para después extirpar la glándula mamaria y los linfonodos.
- b. Se hace otra incisión abdominal a lo largo de la línea media y se observan las vísceras *in situ* (figura 19). En este punto se perfora el diafragma para verificar si hay presión torácica negativa. Después se extrae el tracto digestivo desde la unión gastroesofágica hasta el recto proximal, extrayendo el bazo, páncreas tracto digestivo e hígado.



Figura 19. Apertura de cavidades en Suinos (Morales s.f.).

- c. Se abre la cavidad torácica cortando en la unión costo condral a ambos lados, se retrae el esternón y se disecciona cuidadosamente el saco pericárdico. Posteriormente se divide la sínfisis mandibular para extraer en conjunto la lengua, tráquea, corazón y pulmones. En este punto se extrae también la glándula tiroides, esta es única y se encuentra en la línea media entre la laringe y el acceso torácico.
- d. En la pelvis ventral a la altura de la sínfisis púbica se retira el sistema urogenital y el recto como una sola pieza y se extraen las glándulas adrenales.
- e. Se hace una incisión en las principales articulaciones de las extremidades, se examinan los linfonodos de esa zona y los nervios periféricos y en el diafragma, músculos pélvicos mayores de las extremidades anteriores y posteriores y en los músculos masticatorios se hace una incisión para evaluar su condición.

- f. Posteriormente se examina una placa de crecimiento y médula ósea de uno de los huesos largos de las extremidades, como el húmero proximal.
- g. Se evalúan las estructuras de la cabeza como la cavidad oral, dientes, orejas y oído y glándulas salivales. En caso de que se sospeche de alguna enfermedad del oído medio e interno se separa de la cabeza para una inspección profunda.
- h. En el hocico se hace un corte transversalmente a nivel del primer/segundo premolar para evaluar la estructura del cornete.
- i. Se extrae el cerebro, médula espinal y glándula pituitaria y el resto del cráneo se divide longitudinalmente y se examinan las cámaras nasales, la faringe y los senos paranasales.
- j. Todos los órganos extirpados se evalúan de la misma manera a la descrita en carnívoros.

5.3.5.5. Mamíferos marinos. La anatomía en mamíferos marinos es similar a la de los mamíferos terrestres, especialmente los carnívoros, aunque hay que destacar las excepciones notables. Una de ellas es la presencia del espiráculo en los cetáceos, que corresponde al extremo proximal del tracto respiratorio y se abre en la superficie dorsal de la cabeza, rostral al encéfalo. En manatíes y dugongos se observan hemidiafragmas, los cuales, junto con el tracto gastrointestinal deben ser removidos antes de examinar los pulmones *in situ*. En el caso de las ballenas es recomendado usar cuchillos especiales para desollar para poder remover la piel y la gruesa capa de grasa subcutánea. En la figura 20 se observa una necropsia realizada en un cetáceo, se puede apreciar los órganos de la cavidad abdominal.



Figura 20. Apertura de cavidades en un cetáceo (De la Fuente *et al*, 2020).

5.3.5.6. Serpientes. Generalmente la necropsia se realiza en decúbito dorsal, haciendo una incisión ventral a lo largo del cuerpo preferiblemente en la unión entre las escamas dorsales y ventrales, aunque también puede hacerse por la línea media ventral es importante mencionar que los hemipenes se localizan en el tejido subcutáneo, justo caudal a la cloaca. Antes de iniciar una necropsia en serpientes es importante saber si el ejemplar es venenoso o no, ya que el veneno permanece activo después de la muerte, para enviar un cadáver de serpiente venenosa, se recomienda inmovilizar la cabeza para evitar que la boca se abra, y colocarla en un contenedor completamente sellado y transparente para minimizar el riesgo de envenenamiento accidental se debe adjuntar información sobre la especie y el tipo de antiveneno. Además del equipo de protección personal básico el protocolo debe incluir protección ocular obligatoria y vías de contacto con centros de envenenamiento, hospitales de emergencia, instituciones zoológicas u otras entidades que tengan reservas de antiveneno. Para serpientes venenosas el primer paso tras confirmar su muerte es remover la cabeza y colocarla en formol ya que el formol desactiva muchas proteínas del veneno, aunque no se sabe si las desactiva por completo y su penetración puede ser limitada en tejidos profundos, especialmente en cabezas grandes. La necropsia debe ser realizada por patólogos o personas experimentadas para evitar lesiones, también es importante destacar que en reptiles tras la muerte se pueden percibir movimientos involuntarios de los músculos y contracciones cardíacas durante un tiempo prolongado, y también existen casos de animales que aún están vivos pero los signos vitales son muy deficientes o imperceptibles, por lo que al notar esto el animal debe ser sometido a eutanasia mediante métodos químicos o físicos. Los pasos que se puede seguir para la inspección de los órganos según Rizac y Militaru (2020) y Farris *et al*, (2025) se describen a continuación:

- a. Incisión: la incisión puede realizarse de 2 maneras, la primera es en una sola sección, comenzando entre las ramas mandibulares y terminando en la zona cloacal, realizándose en los bordes medios o laterales de las escamas ventrales para que el corte sea más fácil; la otra técnica es hacer 2 incisiones paralelas ventrolaterales, que comienzan en las ramas mandibulares y terminan en el

orificio ventral, esto permite la extracción de un colgajo cutáneo y la obtención de una amplia zona de exploración para cavidad celómica. Las especies de serpiente con cuerpo comprimido laterolateralmente como lo son las acuáticas, se puede usar una posición decúbito lateral y realizar las incisiones principales, la pared posicionada dorsalmente se puede girar hacia afuera para obtener un área de examinación más grande.

- b. Revisar después de la apertura de cavidades las almohadillas de grasa (figura 21) ya que nos darán información útil de la condición corporal y la dieta.

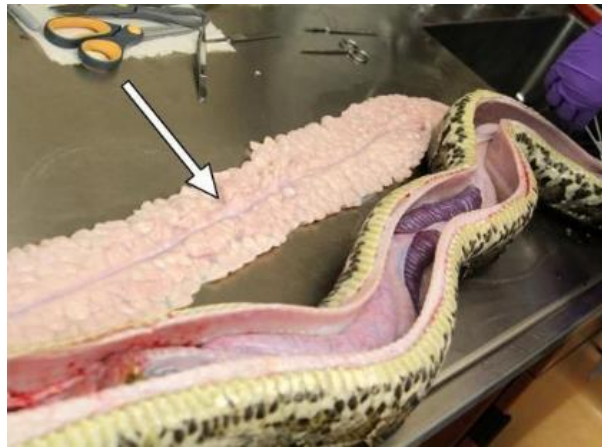


Figura 21. Almohadillas de grasa en pitón (*Malayopython reticulatus*)

- c. Posteriormente, se procede a evaluar el corazón, es importante recordar que tienen un corazón con 3 cámaras: 2 aurículas y 1 ventrículo, todos rodeados por una membrana pericárdica, por lo que para observar adecuadamente el corazón hay que retirar esa membrana.
- d. El hígado lo podemos observar alargado, su coloración normal debe ser de color caoba o marrón claro y está ubicado justo debajo del corazón. La vesícula biliar suele encontrarse cerca del páncreas y el bazo, o, en algunas especies si está dentro del hígado. Al igual que en los carnívoros se hacen cortes transversales en el parénquima hepático dejando al final las regiones cercanas a la vesícula. La vesícula biliar, el bazo y el páncreas están estrechamente asociados en las serpientes, en una disposición que a menudo se denomina “triada”, algunas serpientes poseen el bazo y el páncreas fusionados, también conocido como esplenopáncreas.

- e. Los pulmones se encuentran a la derecha e izquierda del esófago y suelen ser de color rosado, aunque en muchas especies de serpientes solo uno de los 2 pulmones es funcional y el otro es rudimentario o ausente, al igual que el hígado tienen una estructura alargada y se deben palpar para detectar nódulos o anomalías y realizar una pequeña incisión para detectar parásitos o exudados. El pulmón de los ofidios es un saco hueco que va desde el corazón hasta el nivel de los riñones y está dividido en dos porciones, la porción craneal del pulmón funciona en el intercambio de gases y tiene una arquitectura faveolar interna en panal y una pared gruesa y vascularizada, mientras que la porción caudal tiene paredes delgadas, es avascular y funciona principalmente como un saco de aire.
- f. Se extrae el sistema digestivo y se pesa con todo y contenido, posteriormente el contenido intestinal puede extraerse, pesarse por separado y almacenarse en un congelador o en formalina al 5% o alcohol al 30-40% para un estudio dietético más profundo. El esófago de las serpientes tiene paredes delgadas y el estómago es musculoso y fusiforme, este se va a encontrar aproximadamente a medio camino entre el hocico y la abertura nasal, el tracto gastrointestinal de la serpiente es el más corto de los reptiles, y es importante destacar que la mayoría de las serpientes no tienen ciego, salvo las boas y pitones, pero en ellas es un ciego muy pequeño. El intestino grueso es bastante ancho antes de entrar en la cloaca.
- g. En reptiles los riñones se encuentran en el extremo posterior del reptil, es posible que sea necesario cortar la pelvis para extraerlos, en serpientes los podemos ver de color marrón oscuro y con una forma de pila de monedas inclinada.
- h. Después de que se extirpó el tracto gastrointestinal se observan los ovarios o testículos, con las glándulas adrenales dorsales o anteriores a los riñones, estas se observan largas y tubulares y pueden ubicarse posterior o anterior a las gónadas. Es importante observar las glándulas cloacales, también conocidas como glándulas odoríferas o almizcleras, presentes en ambos sexos, se ubican dorsal y lateralmente a los hemipenes en los machos y emergen por los márgenes caudolateral de la abertura externa a la cloaca.

- i. En las hembras se examinan los oviductos los cuales se dividen en infundíbulo, trompa uterina, istmo, útero y vagina, cada oviducto desemboca en el urodeo de la cloaca por separado a través de papilas genitales y en algunas serpientes del infraorden *Scolecophidia* el oviducto izquierdo está degenerado. Se deben examinar detenidamente para detectar signos de gravidez, parto inminente u ovoposición, teniendo en cuenta que hay serpientes ovíparas, vivíparas u ovovivíparas.
- j. En machos los hemipenes se encuentran dentro de las bolsas de la base ventral de la cola, varían de tamaño, forma y apariencia externa entre las diferentes especies y pueden ser útiles para la identificación de especies, para exponerlos se hace una incisión longitudinal en la cara ventral de la cola, justo caudal a la cloaca y se identifica el saco hemipeniano a cada lado. Se puede ejercer presión suave desde la base de la cola hacia caudal para evertirlos o abrir cuidadosamente el saco y disecar las estructuras internas, una vez que se expusieron se revisa el tamaño, simetría, coloración, integridad de los sulcos y espinas y presencia de cualquier lesión o hiperplasia, neoplasias o alteraciones congénitas.
- k. Para la cabeza, como ya se mencionó antes, se debe retirar en la unión atlantooccipital, si la cabeza tiene menos de 2 cm de longitud puede colocarse entera en formalina, después de la fijación con formalina se puede descalcificar y seccionar toda la cabeza, si esta tiene más de 2 cm de longitud o si se sospecha que tiene una enfermedad neuronal se hace una incisión en la línea media dorsal, se retrae la piel y los músculos mandibulares para exponer el cráneo, se retira la cara dorsal del cráneo desde el foramen magnum hasta las orbitas rostrales, de manera gradual; se corta la cara más rostral del cerebro y los nervios craneales según sea necesario para liberar el cerebro, puede ser útil inclinar la cabeza o mantener el cráneo boca abajo para que la gravedad facilite la extracción. Para extirpar los ojos se realiza una incisión cuadrada para retirar la piel periorbitaria y se disecciona alrededor del ojo, deslizando unas tijeras para extirpar todo el globo ocular seccionando los músculos extraoculares, el nervio óptico y cualquier tejido blando asociado.

- I. Para la evaluación del sistema musculoesquelético se visualizan y palpan los cuerpos vertebrales ventrales y las costillas para detectar cualquier irregularidad, la columna vertebral ofidia se divide en 3 segmentos: precloacal, cloacal/sacro y caudal, el número de vértebras puede ser bastante variable, desde 160 hasta más de 400 y la mayoría de los cuerpos vertebrales se encuentran en los segmentos precloacal y cloacal/sacro, las serpientes no tienen discos intervertebrales, las vértebras están conectadas mediante articulaciones esféricas modificadas. Para extirpar la médula espinal se realiza una extirpación de las láminas vertebrales. Dependiendo del tamaño de la serpiente o también se pueden colocar pequeños segmentos de la columna vertebral en formalina para su posterior descalcificación.

Cuando las serpientes son muy pequeñas solo se abre la cavidad celómica, se examina el contenido *in situ*, se toman las muestras necesarias y se sumerge todo el animal en formalina, utilizando una proporción de formalina a tejido de 10:1.

5.3.5.7. Tortugas. Independientemente de la especie examinada, el animal se debe colocar en decúbito dorsal, debido a la forma convexa del caparazón para una mejor movilización del cuerpo. Los pasos siguientes son:

- a. Desprendimiento del plastrón, esto se realiza cortando la piel insertada en los bordes del plastrón y a continuación con un bisturí o tijeras en animales pequeños o con sierra o costotomo en animales grandes se despega, cortando los dos puentes marginales entre este y el caparazón. La sección de los puentes se realiza inclinando el cuerpo a 45° para que los órganos se deslicen gravitacionalmente hacia la parte inferior de la cavidad y así evitar cortes accidentales, el plastrón se desprende cuidadosamente cortando las inserciones de los músculos pectorales y pélvicos lo más cerca posible de él. Para facilitar el acceso a cavidad celómica se desprenderán las extremidades anterior y posterior junto con los músculos asociados (figura 22).

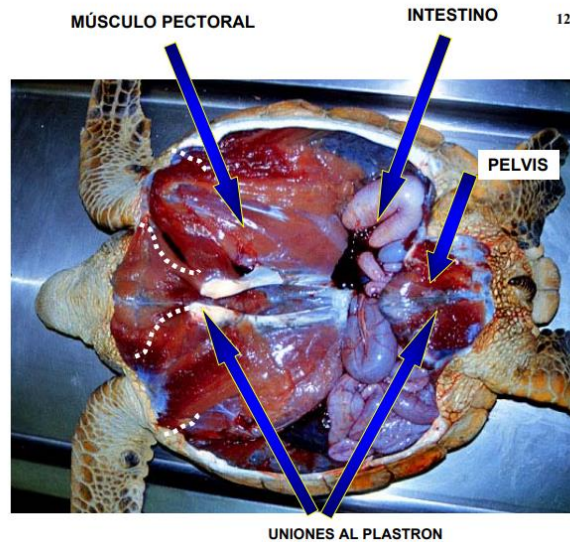


Figura 22. Cavidad celómica de una tortuga marina después de remover el plastrón (Thierry, 2000).

- b. Se examina la cavidad oral, junto con la lengua, la glotis y el segmento traqueal anterior, se realizan dos incisiones en la cara medial de las ramas mandibulares, El esófago y la tráquea pueden separarse del cuerpo, la tráquea de los quelonios es corta y está conformada por anillos cartilaginosos completos y se bifurca en bronquios intrapulmonares.
- c. Antes de comenzar con la exploración de los diferentes órganos se evisceran órganos como el timo o la tiroides. El timo en quelonios suele ser bilobulado y se ubica cerca de las arterias carótidas y la tiroides se encuentra en la base de la aorta.
- d. Se procede a abrir el pericardio y desacoplar el corazón, este se ubica en el plano sagital, ligeramente caudal a la cintura escapular, al igual que las serpientes es tricameral y se une al pericardio mediante *gubernaculum cordis* en la región del ápice. Los pulmones son multilobulados y se inspecciona igual al de las serpientes.
- e. Se extirpa el hígado, en quelonios este es bilobulado y a diferencia de otras especies de reptiles su lóbulo derecho está unido a la vesícula biliar, mientras que el estómago se encuentra cerca del lóbulo izquierdo y cubierto por una fina porción de este. Se realizan los cortes transversales en el parénquima hepático de ambos lóbulos.

- f. El tracto digestivo se eviscera en bloque, comenzando en el estómago y terminando en la cloaca, cortando el tejido unido al caparazón, es importante mencionar que la posición del segmento caudal del esófago cambia repentinamente de orientación del plano medio a la izquierda. El páncreas se encuentra en la serosa duodenal, cerca de la abertura pilórica. El bazo es ovoide y de color rojo oscuro, también se encuentra cerca del páncreas en su extremo distal.
- g. Los riñones se ubican caudalmente al pulmón retroperitonealmente. Son rojizos, de aspecto lobulado y se unen a la cloaca mediante dos uréteres separados. Los quelonios presentan una vejiga urinaria ventral al colon que desemboca en la cloaca, esta puede tener dos o más lóbulos y en las tortugas marinas además de orina, puede contener algo de moco, y la mucosa se observa más rugosa con cierta pigmentación oscura, esta se debe retirar y la mucosa se debe examinar para detectar la presencia de cálculos y parásitos.
- h. Las gónadas se encuentran en la parte caudolateral de la cavidad celómica. Las hembras son ovíparas y los ovarios se localizan en posición craneal al riñón y contienen múltiples folículos de diferentes tamaños, los oviductos desembocan en el útero y la vagina y finalmente en la cloaca, donde los huevos son expulsados. En el caso de los machos los testículos tienen una forma alargada, color amarillento y se localizan en el polo craneoventral del riñón. En la región ventral de la cola se encuentra el pene. Estos órganos deben ser retirados y examinados buscando cualquier alteración, en este punto también se debe observar la presencia de depósitos de grasa bajo el caparazón, estos presentan una coloración verde a pardo en animales sanos. Si presentan un aspecto gelatinoso y acuoso es indicativo de un animal caquético.
- i. Las articulaciones de las extremidades deben ser seccionadas para observar la presencia de artritis, gota o cualquier otra lesión.
- j. Para observar el encéfalo, el animal debe ser decapitado a nivel del atlas, en animales pequeños (cráneo menos de 2 cm) la cabeza puede colocarse directamente en formalina y posteriormente descalcificarse para seccionar el

encéfalo. En animales más grandes, el cráneo se puede abrir con ayuda de una sierra para extraer el hueso.

- k. En las tortugas marinas es posible observar la glándula de la sal ubicada junto a los ojos, este órgano tiene una forma firme, lobular y una coloración rosada a marrón claro.
- l. Las vértebras en estos animales están fusionadas al caparazón por lo que para examinarla en los animales pequeños deben ser seccionados y fijados en formol para posteriormente descalcificarlos, y en animales más grandes se accede mediante una laminectomía.

5.3.5.8. Lagartos y cocodrilos. Estas especies, aunque pertenecen a órdenes diferentes tienen una forma corporal similar y por lo tanto utilizan una técnica similar en la necropsia, la cual es:

- a. El cuerpo se coloca en decúbito dorsal y se realiza una incisión unos milímetros a la izquierda o derecha de la línea media, esto debido a que justo debajo de la línea media se encuentra la vena ventricular abdominal, y seccionarla puede ocasionar una contaminación sanguínea. Al igual que en serpientes se pueden realizar 2 incisiones ventrales para facilitar el acceso a cavidad, en ambos casos es necesario cortar y separar las costillas. Un caso particular son los camaleones, debido a su estructura anatómica estos deben colocarse en decúbito lateral y debe separarse toda la pared superior (costillas y pared celómica), junto con la piel y la capa muscular, mientras que las extremidades se extirpan parcialmente cortando los músculos y tendones y colocándolos lateralmente (figura 23), los camaleones también presentan una pigmentación fisiológica de melanina en las paredes de la serosa y la cavidad celómica. Los reptiles carecen de diafragma muscular, solo los cocodrilos y varanos presentan un pseudodiafragma o tabique postpulmonar.



Figura 23. Apertura de cavidades en camaleones (*Furcifer pardalis*)

Se procede a realizar la evisceración y se proceden a pesar individualmente los órganos. La lengua y la faringe se exponen entre las dos ramas mandibulares. En esta etapa, se examinan el timo (simple o doble), la tiroides (simple, bilobulada o doble) y la paratiroides (uno o dos pares). Estas últimas se localizan de forma diferente según la especie.

- b.** Se examina el sistema cardiovascular. En los lagartos, el corazón está en la cavidad torácica, excepto en los varanos, en donde esta caudalmente al esternón. El corazón se eviscera seccionando los vasos sanguíneos en su origen, con la adición de que en muchas especies de lagartos y cocodrilos hay una estructura fibrosa llamada *gubernaculum cordis*, que conecta al pericardio con el ápice. En este punto es importante recordar que los lagartos tienen un corazón tricameral, mientras que los cocodrilos son el único orden de reptiles con un corazón tetracameral (dos aurículas y 2 ventrículos separados por un tabique interventricular completo o una cresta muscular), para su examen se abren todos los compartimentos cardíacos y el origen de los grandes vasos (como en carnívoros). El pulmón es a menudo en forma de saco y puede ser unicameral como en los Gekkos, paucicameral-unicameral pero dividido por un tabique como en camaleones o multicameral como en varanos o cocodrilos.
- c.** Se separa el hígado del bloque de órganos y se examina igual a las especies ya descritas. En los cocodrilos y la mayoría de los lagartos la vesícula biliar está unida al hígado, mientras que, en las demás especies de lagartos, la vesícula biliar se encuentra caudalmente respecto al hígado, esta al igual que en las especies ya descritas se debe abrir al final para evaluar el lumen y el contenido.

- d. El páncreas se encuentra dentro de la serosa del duodeno y se debe observar lo más fresco posible ya que se degrada rápidamente. También se evalúa el bazo prestando atención a la cápsula que lo rodea, esta normalmente tiene elasticidad que si ha perdido puede ser indicativo de una infección o septicemia.
- e. Se procede con el tracto digestivo que consiste en un esófago corto, un estómago alargado, un intestino delgado y un intestino grueso, terminando el colon en la cloaca. Se deben abrir para observar el lumen y detectar si existe la presencia de lesiones.
- f. Los riñones suelen estar ubicados en un espacio retrocelómico en el canal pélvico y para su extracción es necesario cortar la pelvis, aunque en el caso de los varanos se encuentran en el extremo caudal de la cavidad celómica. Los uréteres conectan a los riñones con la cloaca, y en las especies que presentan vejiga urinaria la orina entra a la vejiga a través de la cloaca, pero en las especies que carecen de vejiga urinaria como los cocodrilos la orina pasa hacia el colon distal para la absorción de agua.
- g. En las hembras los ovarios se encuentran craneales a los riñones, tienen una forma alargada y se puede apreciar la estructura folicular bien diferenciada, los oviductos se engrosan con la madurez y ventralmente a la cloaca se presenta un pequeño clítoris. En machos los testículos tienen una forma ovalada y alargada por lo que pueden llegar a confundirse fácilmente con los riñones. El testículo derecho se ubica en posición craneal con respecto al izquierdo y los lagartos machos tienen dos hemipenes, mientras que los cocodrilos tienen un solo pene. La cola debe cortarse en su base y retirarse para observarse los depósitos de grasa entre la dermis y los músculos profundos.
- h. Las articulaciones de las extremidades deben seccionarse para observar la presencia de artritis, gota u otras lesiones.
- i. Para observar el encéfalo, en animales grandes se debe realizar una incisión a nivel del atlas y con una sierra para hueso cortar las escamas y el hueso del cráneo directamente. En animales pequeños (menos de 1.5 m) se accede al encéfalo desde la superficie ventral del cráneo. Para ello, se coloca en posición ventrodorsal y con un cuchillo y martillo se realiza incisión en la línea media del

paladar, de esta manera se tiene acceso a cavidades nasales y a ambos hemisferios cerebrales.

- j. Para revisar la medula espinal y el canal raquídeo se deben realizar cortes transversales en la columna.

5.3.5.9. Invertebrados. Los invertebrados representan un desafío en necropsia debido a la gran diversidad de especies y tipos corporales. Antes de realizarla hay que revisar literatura respecto a la anatomía, biología y enfermedades descritas de esa especie para generar una evaluación macroscópica e histológica coherente. En algunas especies, la evaluación microscópica puede alterar la arquitectura tisular como en artrópodos y moluscos bivalvos en estos casos se recomienda hacer una evaluación externa limitada del exoesqueleto y tejidos blandos, así como recolectar y examinar la hemolinfa y realizar una evaluación citológica (frotis húmedo) en las branquias y anomalías externas antes de fijar al animal completo para una evaluación histológica (figura 24).



Figura 24. Fijación en formol de arácnido (Beccacece, 2009).

5.3.5.10. Aves. Antes de realizar la necropsia y para disminuir los restos de plumas durante la manipulación las cuales pueden contener organismos que contaminen el resto de los sistemas, las plumas se deben humedecer o el cadáver se puede sumergir en alcohol al 70%. El animal se coloca en decúbito dorsoventral y se retiran las plumas de la línea media para facilitar la incisión, aunque en patos, cormoranes o gansos debido a que estos tienen un plumaje muy denso y la piel se desprende fácilmente del músculo es más fácil realizar la incisión directamente sobre la piel. En las especies más grandes las articulaciones coxofemorales se disocian mediante

una incisión en la piel, el músculo aductor y la cápsula de la articulación coxofemoral y luego las rodillas se fuerzan cráneo lateralmente para que el cadáver quede estable, en caso de especies más pequeñas las alas y extremidades se pueden fijar a una placa con agujas o alfileres. Una vez hecho esto, la técnica de necropsia es la siguiente:

- a. Se realiza una incisión desde la zona intermandibular hasta la zona pélvica junto a la cloaca, la piel se retira mediante disección roma y se exponen los músculos cervicales, pectorales, abdominales, la tráquea, el esófago, ventrículo (molleja) y la quilla. En este punto se evalúa la condición del músculo.
- b. Para acceder a la cavidad celómica se realiza una incisión longitudinal a nivel del hueso coracoides, junto con el músculo pectoral a cada lado del tórax, con pinzas se eleva ligeramente el músculo abdominal y con un bisturí se realiza una incisión transversal cerca de la zona caudal del esternón con cuidado de no lacerar el hígado. Posteriormente se retiran los músculos pectorales y de la quilla en bloque cortando las costillas, los huesos coracoides y la clavícula en la unión con el esternón (figura 25), si el cadáver es fresco se debe tener cuidado de no cortar las arterias braquiocefálicas para evitar que la sangre ingrese a los pulmones a través de los sacos aéreos torácicos.

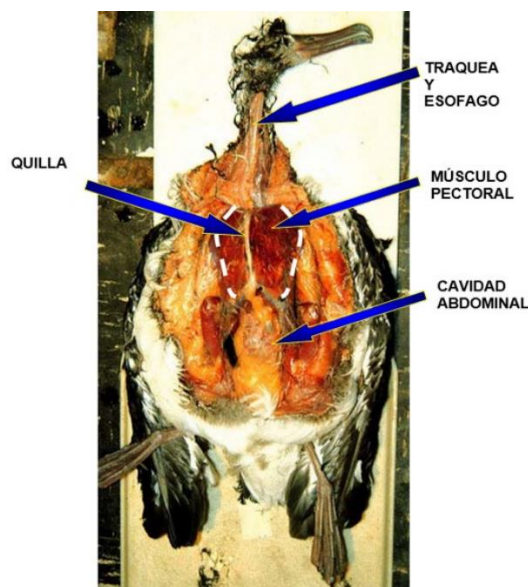


Figura 25. Apertura de cavidades en ave marina para su evaluación *in situ* de órganos (Thierry, 2000).

- c. Cuando se levanta el esternón es posible observar los sacos aéreos torácicos y abdominales, su apariencia normal es de una membrana húmeda y transparente. Si presentan alteraciones o están opacos se deben tomar muestras para examen microbiológico o citológico. En este punto los órganos internos ya están expuestos y se deben evaluar *in situ*.
- d. Para la revisión del sistema endocrino y hematopoyético las glándulas tiroides y paratiroides se encuentran craneales al corazón y lateralmente a la tráquea, adyacentes a las arterias carótidas de manera bilateral. Las glándulas paratiroides son muy pequeñas y a menudo solo se identifican con ayuda de una lupa o microscopio. En animales juveniles y crías se observa el timo que se encuentra lateralmente a ambos lados del cuello, craneal a la glándula tiroides. La bolsa de Fabricio se encuentra en la pared dorsal de la cloaca.
- e. El bazo se encuentra en la región dorsal en el ángulo entre el ventrículo y el proventrículo, su volumen es de una cuarta a un tercio del tamaño del corazón y su coloración en condiciones normales es marrón rojiza. La forma puede variar según la especie, siendo redonda en aves de presa y alargada en passeriformes.
- f. Las glándulas adrenales se encuentran craneales a los riñones y en machos cerca de las gónadas. Se deben retirar junto con los riñones y gónadas.
- g. Para el sistema cardiovascular es importante tener en cuenta que en las aves el corazón normalmente tiene forma triangular y su tamaño va a variar según las proporciones del animal. Una vez que se extrae de la cavidad el pericardio debe ser transparente delgado húmedo y brillante con una cantidad casi imperceptible de líquido, se debe observar el pericardio para detectar cambios en grosor, coloración, presencia de líquido o sangre en el saco pericárdico y tras la extracción del pericardio se observa la superficie del miocardio. La disección del corazón se realiza mediante una incisión desde el ápex hacia los atrios para evaluar el grosor del miocardio y las válvulas los grandes vasos deben seleccionarse en dirección al flujo sanguíneo para visualizar su luz.
- h. Se procede a la evaluación del sistema digestivo y glándulas anexas. Esta comienza con la inspección de la cavidad oral. Se debe considerar que la lengua y el pico tienen formas, tamaños y movilidad diferentes según la especie y su

dieta. Se debe evaluar la presencia de lesiones como heridas, placas de hongos, parásitos, cuerpos extraños, etc. Para extraer el sistema digestivo en bloque se comienza realizando una incisión en los músculos del cuello hasta la orofaringe. Posteriormente, se retira la lengua, comenzando desde la comisura del pico, luego se cortan los huesos hioides y los tejidos faríngeos en la región intermandibular. Con pinzas se toma la lengua y se retira junto con el esófago y los grandes vasos en bloque. La tráquea se disecciona distalmente por debajo de la siringe. Algunas especies del orden Picidae tienen la lengua extremadamente larga y enrollada alrededor del cráneo. El esófago, usualmente ubicado en el lado derecho del cuello tiene una pared delgada y presenta una mayor distensibilidad en comparación con otros grupos de animales y en otras este órgano presenta una dilatación en la base del cuello, al ingreso del tórax, llamada ingluvia o buche, cuya función principal es el almacenamiento del alimento, al palparla, es posible sentir el contenido. En passeriformes y anseriformes es menos desarrollada, almacenándose el exceso de alimento en una dilatación en forma de pera, mientras que en insectívoros y frugívoros tiene forma fusiforme. Algunos ordenes como Sphenisciformes, Laridae y Caprimulgiformes carecen de esta estructura y en estas aves el alimento se almacena en el esófago o pasa directamente al proventrículo. En columbiformes esta estructura está muy desarrollada, con dos cámaras laterales que sirven para alimentar a las crías. Algunas como *Columbia livia*, *Centrocercus urophasianus* y *Otis tarda*, presentan un divertículo inflable usado como cámara de resonancia durante la temporada de apareamiento. Estas estructuras deben seccionarse por la mitad tras su extracción para observar su contenido y luz.

- i. El estómago de las aves está compuesto por el proventrículo y ventrículo o molleja, en el proventrículo se observan fácilmente las glándulas gástricas; su morfología varía según especie y dieta. La molleja se ubica a la izquierda de la línea media, caudal al esternón, y es palpable, con pared muscular muy desarrollada para la digestión física de alimentos fibrosos. Su mucosa interna está cubierta por una membrana de quitina dura, llamada capa protectora *coiline*, con coloración similar a la bilis por el reflejo biliar del duodeno. A menudo

contiene pequeñas piedras que las aves consumen para ayudar a digerir mecánicamente las semillas. En aves carnívoras o piscívoras, el proventrículo predomina, con forma de pera y pared delgada. En Sphenisciformes, puede extenderse caudalmente casi hasta la cloaca. La molleja está poco desarrollada, solo para contener temporalmente el alimento. Animales herbívoros y omnívoros presentan proventrículo bien desarrollado. Especies frugívoras, como los loríes, tienen un proventrículo poco musculoso y de consistencia blanda. Para la disección de este órgano se debe elevar cuidadosamente para liberarla de los sacos aéreos abdominales y cortar el ligamento mesentérico, cuidando de no dañar gónadas y riñones.

- j. En el intestino delgado, la separación entre duodeno, yeyuno e íleon no está muy marcada. El duodeno es en forma de U, con porción proximal descendente y distal ascendente, donde se ubica el páncreas. Normalmente, el páncreas es de color pálido y está compuesto por tres lóbulos y tres conductos conectados al duodeno. Este órgano debe analizarse y tomarse muestras lo antes posible, ya que entra rápidamente en autólisis, comprometiendo su evaluación. El yeyuno se separa del íleon por la presencia del divertículo de Meckel, remanente del saco vitelino. En especies nectarívoras (ej. *Trochilidae*), el intestino delgado es muy corto. El intestino debe seccionarse para evaluar su contenido y luz; a menudo se observan parásitos. En aves pequeñas, puede fijarse en formaldehído sin abrirlo, realizando pequeñas secciones en la pared para mejor penetración de la formalina.
- k. El intestino grueso de las aves es bastante corto y de mayor diámetro que el intestino delgado. Este, junto con el sistema reproductor y urinario, desemboca en una cámara llamada cloaca. La cloaca se divide en tres compartimentos (coprodeum, urodeum y proctodeum) y se comunica con el exterior, donde se expulsan los desechos de estos sistemas.
- l. La mayoría de las especies tienen dos ciegos, excepto las del orden Ardeidae. Otras especies solo presentan formas vestigiales, como Columbiformes y Passeriformes. En Strigiformes, los extremos distales están expandidos y en

avestruces son largos y saculados. En algunas especies, el ciego no está presente, como ciertos Coraciiformes, Piciformes y Psittaciformes

- m. El hígado, en aves, es un órgano bilobulado de color marrón, ubicado alrededor del corazón. En neonatos, es normal que tenga color amarillento debido a la movilización de nutrientes del saco vitelino. En algunas aves, como loros, el lóbulo derecho es mayor, dando una apariencia asimétrica. Debe retirarse cortando el peritoneo y examinarse su tamaño, consistencia, color y otras lesiones presentes. En cadáveres muy frescos, la sangre de la vena hepática puede ocultar lesiones en otros órganos; por ello, el cadáver debe refrigerarse antes de la necropsia o extraer la sangre con jeringa. Para un mejor examen del parénquima hepático, se deben realizar varias incisiones transversales en el órgano y seccionar las lesiones presentes para evaluar su profundidad. Si está presente, la vesícula biliar también debe examinarse para detectar cambios en contenido, color o grosor. Algunas especies, como la mayoría de Columbiformes, ciertos Psitácidos y avestruces, carecen de vesícula biliar.
- n. Para el sistema respiratorio, una vez que ya se extrajeron todas las vísceras mencionadas anteriormente es posible observar los pulmones *in situ*. Aunque los sacos aéreos también forman parte de este sistema, estos ya fueron analizados anteriormente. Como el esófago fue retirado previamente, con algo de tracción se puede extraer la tráquea con facilidad, esta debe seccionarse longitudinalmente con tijeras para observar su interior y la mucosa. En la mayoría de las aves, la tráquea termina en una estructura dilatada llamada siringe. La siringe está formada por los anillos caudales de la tráquea que se fusionan en un tímpano cilíndrico. Esta estructura presenta variaciones, como en algunas especies del orden Anatidae, en las cuales los machos poseen una estructura cartilaginosa que rodea la siringe y funciona como caja de resonancia durante la época de reproducción. En cisnes, parte de la tráquea se encuentra dentro del esternón, mientras que en Galliformes y Cracidae la tráquea emerge del esternón y se ubica entre la piel y los músculos pectorales. En algunas aves macho pertenecientes a *Ortalis vetula* y *Ortalis leucogastra* se caracterizan por la presencia de una tráquea elongada, sinuosa y superficial que llega hasta el

final del esternón. Los pulmones por su parte están adheridos a la porción dorsal de la caja torácica. El parénquima pulmonar tiene un color rosa oscuro normal debido a su alta irrigación. Son más rígidos que los pulmones de mamíferos por su mayor contenido de cartílago. Con pinzas y bisturí, deben retirarse cuidadosamente de la pared torácica para no dañarlos. Esto permite observar lesiones en la porción ventral del pulmón y en la pared torácica. Posteriormente, se realizan varias incisiones en el parénquima para observar internamente los parabronquios.

- o. Los riñones en aves se encuentran en la fosa renal del sinsacro. Tienen color marrón rojizo, son bilaterales y lobulados. Son relativamente grandes, extendiéndose desde la porción caudal de los pulmones hasta la porción caudal del sinsacro. En la mayoría de las especies, pueden dividirse en tres partes: craneal, media y caudal. En Passeriformes parece ausentarse la porción media, mientras que en pingüinos y grullas el riñón caudal está fusionado en la línea media. La distinción entre corteza y médula es difícil de visualizar. No poseen vejiga urinaria. Los uréteres también son pares, desde el lóbulo craneal hasta el urodeum, y normalmente son difíciles de identificar.

Los riñones se retiran como una unidad, seccionando lateralmente los vasos sanguíneos externos y la iliaca ciática, luego se desprenden de la pared dorsal del sinsacro mediante disección roma con bisturí y pinzas, cuidando de no dañarlos. Se realizan varios cortes en el parénquima para observar posibles lesiones en profundidad. En aves muy pequeñas, la extracción puede ser difícil; como alternativa, puede retirarse todo el sinsacro y fijarse en formalina.

- p. Las gónadas se encuentran en la porción craneal de los riñones, cerca de las glándulas adrenales. Deben observarse *in situ* antes de ser retiradas. En hembras, generalmente el ovario izquierdo y el oviducto son los más desarrollados, excepto en especies de Falconiformes de las familias Cathartidae, Accipitridae y Falconidae, y en *Apteryx australis*, que presentan ambos ovarios desarrollados. Según la época del año y la edad del ave, las gónadas cambian de tamaño y forma. En aves juveniles, el ovario es pequeño, de forma triangular, grisáceo, con superficie irregular y oviducto fino. Durante la

temporada reproductiva, los folículos en hembras adultas tienen color amarillo, aunque en algunas especies pueden estar pigmentados, presentar distintos tamaños y el oviducto se puede encontrar engrosado. Se debe observar el ovario para detectar folículos y cambios eventuales. El oviducto debe seccionarse con tijeras para acceder a su lumen. En machos, las gónadas se encuentran internamente, en pares, craneales a los riñones, cerca de las glándulas adrenales. Suelen ser de forma alargada a ovoide cilíndrica, pudiendo pigmentarse de negro en algunas especies o presentar color amarillo claro. En aves juveniles, son amarillas por la presencia de células lipídicas intersticiales; el testículo izquierdo suele estar más desarrollado. Al igual que en hembras, las gónadas varían de tamaño según la temporada reproductiva. Durante la reproducción, aumentan de tamaño. El pene es ausente o vestigial en la mayoría de las especies, excepto en ratites y anseriformes.

- q. Para la evaluación del sistema nervioso el plexo braquial puede observarse en la región braquial antes de extraer las vísceras. La fijación de los nervios en formalina debe realizarse sobre un cartón para mantener su posición y evitar pérdidas. El acceso al cerebro es relativamente fácil. Se retiran las plumas de la cabeza, se realiza una incisión sagital y se remueve la piel. Antes de abrir la cavidad craneal, se revisa la presencia de hemorragias o hematomas en el hueso craneal, que pueden deberse a trauma, agonía o fenómenos cadavéricos. Para acceder al cerebro, se realiza una incisión sagital en la calvaria con tijeras, retirándola con ayuda de tijeras o pinzas; el cráneo se coloca hacia abajo y se retira suavemente con la gravedad. Si se sospecha lesión de médula espinal, la porción afectada puede retirarse y colocarse en formaldehído completa o seccionarse a la mitad con tijeras o sierra para observar la médula ósea y canal medular.
- r. Para el sistema musculoesquelético ya ha sido parcialmente evaluado mediante palpación de las extremidades. Durante la apertura de la carcasa, también se deben observar lesiones como hemorragias en el esternón, hematomas, fracturas de costillas u otros huesos, incluyendo coracoides y hioides, que son difíciles de palpar o evaluar mediante radiografía. Se deben seccionar las

articulaciones para observar posibles cambios como inflamación, fracturas o cuerpos extraños.

5.3.5.11. Peces. En peces antes de realizar las incisiones se debe realizar un raspado de la piel desde la cabeza hasta la cola para quitar la mayor cantidad de escamas. Posteriormente se procede a hacer un frotis húmedo de la piel y branquias y se ve al microscopio, se tiñe con tinción de Gram, Diff-Quick, Giemsa, etc. Ahora si se hace la técnica de la necropsia según lo descrito por HIPRA (s.f.) y la UNAM (2017) La cuál es:

- a. Colocar al pez sobre su flanco derecho y con bisturí estéril realizar una incisión en la zona abdominal evitando perforar el sistema digestivo. Esta incisión se lleva hacia adelante hasta la garganta y luego hacia atrás hasta el ano (figura 26). En peces pertenecientes a la subclase Elasmobranchii, donde se encuentran rayas y tiburones, el acceso puede realizarse por la línea media del abdomen. Los peces pleuronectales deben examinarse en decúbito lateral sobre el lado despigmentado. Se corta con cuidado la musculatura que recubre los órganos para exponer el intestino.



Figura 26. Exposición de cavidad abdominal (HIPRA, s.f.).

- b. Los órganos se revisan *in situ*. Posteriormente se retiran uno por uno. En la vejiga natatoria se observa el grosor de la mucosa, así como la presencia de hemorragias, necrosis, hongos y parásitos.
- c. En los riñones se observa la presencia de parásitos, granulomas o anomalías anatómicas.
- d. El hígado se evalúa en cuanto a consistencia, contenido de grasa, presencia de parásitos o gránulos. La vesícula biliar se encuentra cerca o dentro del hígado y su contenido puede aumentar en casos de anorexia.

El estómago e intestinos se registran buscando gránulos o cualquier lesión o alteración. En peces Koi, peces dorados y otros ciprínidos no existe un estómago verdadero. También se evalúa la mucosa del intestino.

- e. Para evaluar el corazón se corta el seno venoso y bulbo raquídeo para poder sacarlo.
- f. Las branquias se extraen retirando el opérculo y luego cortando los arcos branquiales de ambos lados separando así los cuatro arcos branquiales.
- g. Los ojos se retiran con tijeras rectas introduciendo la punta en el tejido periocular y después con punta roma se rodea la cavidad orbitaria para cortar el nervio óptico,
- h. Para obtener el encéfalo se hace un corte en la mitad de la circunferencia orbital de ambos lados formando en el cráneo un triángulo y después se atraviesa la región frontal con las tijeras de un orbital al otro.

5.3.5.12. Anfibios. La necropsia en anfibios se debe realizar tan pronto como sea posible después de la muerte, ya que la autólisis de los tejidos se produce rápidamente. La técnica descrita por Pessier y Mendelson (2017) es la siguiente:

- a. Colocar al animal en decúbito dorsal sobre una tabla de corte limpia u otra superficie de trabajo. Se procede a realizar una incisión en la línea media ventral con tijeras o bisturí, desde la mandíbula hasta el nivel de la cloaca, se retira la piel hacia cada lado de la incisión para dejar al descubierto la musculatura abdominal y se corta con cuidado a lo largo de la línea media para entrar en la cavidad celómica, evitando tocar las vísceras subyacentes (figura 27). Cualquier líquido que se observe en la cavidad o espacios subcutáneos se recolecta una muestra usando jeringa y aguja. En anfibios es importante recordar que, a diferencia de otros vertebrados, la piel es muy importante, ya que allí se llevan a cabo una amplia variedad de procesos fisiológicos, como la absorción de agua y electrolitos, osmorregulación, y en algunas especies, respiración, por lo que es extremadamente importante evaluar la piel por histopatología cuando se realiza una necropsia.

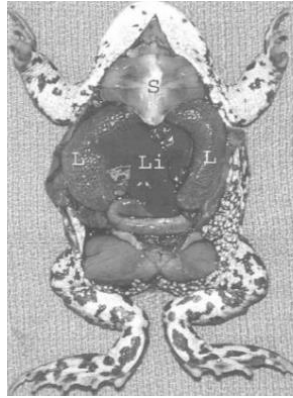


Figura 27. Necropsia de un sapo (*Anaxyrus boreas*), mostrando la incisión en la línea media ventral, desde la mandíbula hasta la cloaca, exponiendo la cavidad celómica. Se observan los pulmones (L), esternón (S), que se ubica por arriba del corazón, e hígado (LI) (Pessier y Mendelson, 2017).

- b. Se procede a utilizar un par de tijeras para cortar y eliminar el esternón para exponer el corazón y la parte más craneal de los pulmones. Es importante saber que la mayoría de los anfibios tiene pulmones pares; sin embargo, las salamandras de la familia Plethodontidae carecen de ellos, y algunas cecillas solamente tienen el pulmón derecho funcional, mientras que el izquierdo es vestigial.
- c. Luego de la exposición de las vísceras y el corazón se recogen las muestras estériles para microbiología, pruebas de diagnóstico molecular o almacenarlas en congelamiento.
- d. Las vísceras se deben explorar como ya se ha descrito anteriormente y tomar muestras de los principales órganos y colocarlas en solución fijadora. La proporción de tejido a fijador debe ser 1:10 idealmente las piezas no deben exceder 0.5 cm de espesor, los órganos grandes pueden cortarse serialmente y examinarse para detectar lesiones.

En caso de que en las instalaciones no se cuente con un veterinario o persona que tenga conocimiento de anfibios o que sean anfibios muy pequeños (<20 g de peso corporal) se debe aplicar el método de fijación del cuerpo para necropsia, es un método usado exitosamente, pero existe un riesgo elevado de una incorrecta preservación de los tejidos si la cavidad celómica no fue abierta lo suficiente o si se

emplea una cantidad insuficiente de solución fijadora. Para llevar a cabo la fijación de cuerpos se deben seguir los siguientes pasos:

1. Abrir la cavidad celómica y exponer los órganos con la técnica ya descrita.
2. Tomar muestras de tejido para congelar y/o para análisis microbiológicos.
3. Sumergir el cuerpo abierto en solución fijadora. Para la preservación óptima de órganos se recomienda una relación 1:10
4. Mantener el cuerpo en el fijador hasta su envío a un patólogo veterinario para los análisis histopatológicos.

Si el cuerpo es grande (> de 20-30 g de peso) se modifica el procedimiento para lograr una mejor preservación de tejidos separando el cuerpo de la cabeza empleando un bisturí o un par de tijeras fuertes y con una jeringa y aguja se inyectan pequeñas cantidades de solución fijadora en estómago e intestino.

5.3.5.13. Primates. La técnica de necropsia que se describe en el Manual de necropsia en primates de Terio y Kinsel (2008) es la siguiente:

- a. Se comienza con la examinación de los dientes y cualquier anomalía.
- b. Se examina el animal para ver si hay heridas, parásitos externos, pérdida de pelo u otras anomalías, comprobando las articulaciones para detectar movimiento y sentir los huesos en busca de fracturas, tomando muestras de piel y de cualquier lesión cutánea.
- a. Se coloca al animal en decúbito dorsal y se realiza una apertura en las articulaciones de los miembros torácicos y pélvicos.
- b. Se hace la primer incisión desde la sínfisis mandibular hasta la sínfisis púbica y se recorre la piel (figura 28). En este punto se toma una muestra de las glándulas mamarias de las hembras a través del centro de la glándula incluyendo al pezón.



Figura 28. Apertura de cavidades en primates (Terio y Kinsel, 2008).

- c. Se procede a abrir el músculo para exponer las cavidades y con ayuda de un costotomo se retiran las costillas.
- d. Se hace un corte en el músculo desde debajo del mentón para poder ver la laringe, después se corta alrededor de la lengua y se saca de la cabeza. Se usa la lengua para sacar tráquea, esófago, pulmones y corazón. Se corta el esófago, aorta y vena cava en el diafragma.
- e. Se corta la lengua en varias secciones para examinar el músculo y se toman muestras de la glándula tiroides derecha e izquierda. En ese punto se aprovecha para tomar una muestra traqueobronquial y de linfonodos y la tráquea se abre y se toma una muestra del contenido al igual que en el esófago, verificando también el estado de la mucosa.
- f. El pulmón se corta en múltiples secciones para examinar, tomando una muestra de craneal, medio y caudal.
- g. Se abre el saco que rodea el corazón (saco pericárdico) y se toma una muestra de la aorta. Se hace un corte transversal en el corazón y se toma una muestra a través de los ventrículos (figura 29).

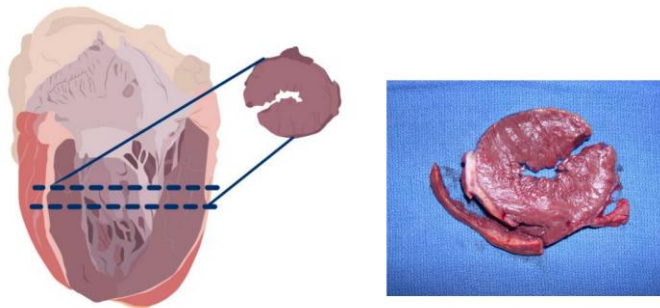


Figura 29. Corte transversal en el corazón de primates (Terio y Kinsel, 2008).

- h. Se extrae el paquete de órganos abdominales y se separa el bazo del estómago, tanto el bazo como el hígado se cortan en varias secciones para examinarlos y tomar muestras, y la vesícula biliar se abre examinando su contenido.
- i. Se acomoda el tracto gastrointestinal y se toman muestras en estómago, páncreas, intestino delgado, intestino grueso, ciego, recto y apéndice. Estos órganos se abren para examinar la mucosa e identificar posibles lesiones.
- j. Se retiran los riñones y se realiza un corte sagital para exponer la médula y corteza y se toma una muestra haciendo un corte paralelo al anterior.
- k. Se extraen las glándulas suprarrenales izquierda y derecha y se toman muestras.
- l. Se toma una muestra de la vejiga urinaria, en los primates machos se toma una muestra de la próstata.
- m. En las hembras se toma la muestra de la mitad del útero y en los machos se toma una muestra de los testículos, la uretra, el epidídimo y los conductos deferentes.
- n. Se retira la cabeza del cuerpo desarticulando la articulación atlantooccipital, se usa una sierra y se corta el cráneo para abrirlo, se extrae el cerebro del cráneo y se coloca en fijador sin cortarlo al igual que la glándula pituitaria.
- o. Para evaluar las articulaciones de primates se realizan incisiones sobre la cápsula articular para exponer la cavidad sinovial, también se pueden realizar secciones sagitales o transversales del hueso epifisario para evaluar la congruencia articular y el estado del cartílago subcondral.
- p. Para evaluar la médula ósea hay que realizar una incisión longitudinal en huesos largos como fémur o húmero para exponer la diáfisis y después se debe cortar transversalmente el hueso para extraer cilindros de médula.

5.4. Reporte de necropsia.

Como ya se ha mencionado antes, la necropsia debe ser realizada de manera sistemática y ordenada. El reporte de necropsia es el documento formal que recoge los hallazgos obtenidos durante el procedimiento, integrándolos con la historia clínica, los antecedentes del animal y los resultados de estudios adicionales. Su

elaboración requiere de una descripción objetiva, ordenada y detallada de los cambios observados, así como una interpretación crítica que conduzca a un diagnóstico presuntivo de la causa de muerte. En el cuadro 12 se muestra un ejemplo de formato para el reporte de necropsia en animales de fauna silvestre.

Cuadro 12. Reporte de necropsia.

REPORTE DE NECROPSIA		Folio:
Fecha: / / Hora:	Prosector:	
Datos del animal		
Especie:		
Nombre científico:		
Identificación:		
Sexo:	Edad:	Peso:
Fecha de nacimiento:		
Fecha de defunción:		
Eutanasia: SI () NO () Método:		
Alojamiento:		
Historia clínica:		
Datos morfométricos:		
HALLAZGOS MACROSCÓPICOS		
Inspección externa: Pelaje/plumas/escamas: Piel: Glándulas mamarias y pezones: Ombligo: Mucosas: Ojos y oídos: Cavidad oral: Genitales externos: Dientes/pico: revisar fórmula dentaria de las especies		

Lengua:
Inspección interna: Tejido subcutáneo: Cavidades: Órganos <i>in situ</i> :
Sistema cardio respiratorio: Corazón: Grandes vasos: Pulmones: Tráquea y bronquios: Sacos aéreos (en aves):
Sistema digestivo: Grasa: Esófago (en aves incluir ingluvia): Hígado: Vesícula biliar: Estómago (en rumiantes incluir rumen, retículo, omaso y abomaso y en aves proventrículo y ventrículo): Duodeno: Yeyuno: Íleon: Ciego: Apéndice: Colon y recto: Aorta abdominal:
Sistema urogenital: Riñones: Vejiga y uretra: Glándulas accesorias en machos: Útero: Ovarios: Testículos:
Sistema endocrino: Tiroides: Paratiroides: Glándulas adrenales: Páncreas:

Sistema linfoide: Linfonodos: Bolsa de Fabricio: Timo: Glándula de Harder en aves:	
Sistema nervioso: Meninges: Cerebro: Pituitaria: Médula espinal: Plexo braquial y nervios ciáticos:	
Sistema musculoesquelético: Musculatura: Médula ósea: Articulaciones: Columna vertebral:	
TOMA Y ENVÍO DE MUESTRAS Histopatología (): Toxicología (): Parasitología: (): Bacteriología (): Micología (): Virología (): Otra ():	
REPORTE: Diagnósticos morfológicos: Diagnóstico presuntivo:	
Firma prosector	Firma patólogo encargado

5.5. Laboratorio de anatomopatología.

Si bien una necropsia en fauna silvestre permite diagnosticar la causa de muerte y detectar enfermedades subclínicas siempre se debe complementar con una gama completa de pruebas diagnósticas auxiliares, siempre siguiendo un método sistemático para obtener resultados consistentes y disminuir la probabilidad de errores en esta etapa (Garcês y Pires 2020). En el presente manual describiremos el procesamiento de muestras para citología e histopatología.

5.5.1. Citología.

La citología es una herramienta diagnóstica que se basa en el estudio de las células obtenidas de tejidos, órganos o fluidos corporales, con el objetivo de identificar alteraciones morfológicas que permitan orientar al diagnóstico. La interpretación citológica completa requiere una muestra de buena calidad y aunque la técnica parece sencilla, obtener muestras de buena calidad requiere constantemente de práctica. Siempre es recomendado enviar más de una muestra al laboratorio. Las técnicas para hacer la citología pueden ser:

1. Aspiración con agua fina. El objetivo es obtener una alta cantidad de células con un mínimo daño por artefactos o contaminación sanguínea. Para la técnica básica se recomienda una aguja de calibre 21G y una jeringa de 10 ml si el animal es de tamaño mediano a grande, en animales pequeños lo ideal es una aguja de 25G y una jeringa de 1 ml, la aguja se inserta en la lesión y se redirige repetidamente para tomar muestras de varias áreas mientras se aplica una pequeña succión a la jeringa. Se libera la succión antes de retirar la aguja. Si la succión continúa al retirarla, la muestra celular es succionada violentamente hacia el cuerpo de la jeringa causando ruptura celular. El tamaño de la muestra suele ser muy pequeño y puede estar presente solo en el lumen de la aguja y en el cañón y no en la jeringa. Una vez obtenida la muestra, se retira la jeringa, se llena de aire, se vuelve a colocar y se utiliza para exprimir suavemente la muestra sobre un portaobjetos de vidrio limpio y seco, si se exprime con mucha fuerza se pueden romper las células.

2. Punción con aguja fina. La aguja se inserta sin la jeringa y se redirige repetidamente para tomar muestras a diferentes profundidades y direcciones dentro de la lesión. Las células se desprenden con el borde cortante de la aguja y entran en el lumen de la aguja por capilaridad. Tras retirar la aguja, se vuelve a colocar una jeringa y se utiliza para extraer suavemente la muestra. Esta técnica también es especialmente útil si se desea tomar muestras de células frágiles como células linfoides en linfonodos.
3. Impronta. Se realiza colocando directamente sobre la superficie de un tejido limpio y recién expuesto un portaobjetos de vidrio con el fin de transferir células que se adhieran por contacto. El portaobjetos se aplica suavemente sobre la lesión o tejido, y luego se deja secar al aire para posteriormente teñirla y observarla al microscopio.
4. Para fluidos corporales se debe centrifugar el líquido y después tomar muestras del sedimento centrifugado para tener mayor concentración celular, se deja secar y se tiñe, se puede fijar con unas gotas de formalina para preservar las células.
5. Hisopado. Cuando se desean tomar muestras de áreas de difícil acceso como orificio nasal, oído, prepucio, vagina, conjuntiva, etc., se puede realizar una técnica de hisopado ya que este permite llegar a zonas que otras técnicas no. Para hacer un hisopado se usa un hisopo estéril humedecido con solución isotónica de NaCl al 0.9%, después se procede a presionar con el hisopo el área deseada y ya que se obtuvo la muestra se realiza un extendido en el portaobjetos para posteriormente fijarlo y teñirlo.
6. Raspado. El raspado se puede aplicar en lesiones externas, planas o fibrosas en las que no se puede realizar una impronta, esta técnica proporciona un mayor número de células que la punción o aspiración con aguja fina. Se realiza pasando una hoja de bisturí sobre la superficie a examinar sucesivamente y en un mismo sentido en la zona previamente limpia y sin sangre, costras o exudados. Con el material que queda sobre la hoja del bisturí se extiende en una capa fina sobre uno o varios portaobjetos, es importante hacerlo con cuidado ya

que si el raspado se hace muy enérgico se pueden arrastrar muchas células dificultando la lectura.

Las tinciones más usadas en la citología son las de Giemsa y Wright (Whitbread *et al.*, 2025 y Palacios y Mercedes, 2018).

5.5.2. Histopatología.

Se deben tomar muestras de todos los órganos, incluidos aquellos en los que no se observen lesiones macroscópicas. Se debe preferir la recolección de la zona de transición entre el tejido lesionado y el tejido normal. En el caso de muestras grandes, dado que no es posible enviar toda la lesión en su totalidad, deben enviarse diferentes cortes que sean representativos de los distintos aspectos de esta. Las muestras pequeñas o lesiones específicas pueden colocarse directamente en cassettes e introducirse en fijador. Ninguna muestra debe ser aplastada con pinzas y no se deben manipular ni lavar con agua. El tamaño del tejido recolectado no debe exceder los 5 mm de grosor, para permitir una adecuada penetración del fijador. Se deben obtener a partir de cadáveres relativamente frescos y nunca congelados. Todas las muestras deben colocarse en un recipiente común con formol tamponado al 10% y deben estar completamente sumergidos en un volumen de formol de 1:10 esto ayudara no solo a fijar los tejidos, sino que también los conserva adecuadamente. Deben conservarse a temperatura ambiente fresca y permanecer en la solución por lo menos 24 horas, en caso de SNC para asegurar una buena fijación dejarla al menos 1 semana.

Después de la fijación, algunas muestras pueden requerir un recorte adicional con el propósito de seleccionar las zonas más representativas para el análisis histológico. Los fragmentos elegidos se colocan en cassettes histológicos y correctamente identificados, lo que permite mantener cada muestra separada y organizada durante el procesamiento. El tiempo y las condiciones del programa de procesamiento varían según diversos factores, entre ellos el tipo y tamaño de los tejidos, el equipo procesador utilizado, los disolventes empleados, las temperaturas aplicadas y las rutinas específicas del laboratorio. Todo ello se realiza con el fin de

obtener tejidos adecuadamente preparados para su inclusión en parafina y su posterior estudio microscópico.

El siguiente paso es la deshidratación, pero debido a que la cera de parafina derretida es hidrófoba la mayor parte del agua de una muestra debe eliminarse para que no se infiltre con la parafina, este proceso se lleva a cabo sumergiendo las muestras en una serie de soluciones de etanol de concentración creciente hasta que se alcanza alcohol puro sin agua, una secuencia de deshidratación típica es:

1. Etanol al 70% por 15 min
2. Etanol al 90% por 15 min
3. Etanol al 100% por 15 min
4. Etanol al 100% por 15 min
5. Etanol al 100% por 30 min
6. Etanol al 100% por 45 min

Posteriormente se procede al aclaramiento, ya que, aunque el tejido está libre de agua aún no se puede infiltrar con parafina ya que la parafina y el etanol son en gran medida inmiscibles. Se usa un disolvente que desplazará el etanol en el tejido y este a su vez será desplazado por cera de parafina fundida. El agente aclarante más usado es el xileno y se requieren múltiples cambios para desplazar por completo al etanol. Una secuencia de aclarado típica es:

1. Xileno por 20 min
2. Xileno por 20 min
3. Xileno por 45 min

Ahora si se puede infiltrar con parafina histológica, la cual es una mezcla de parafina purificada y varios aditivos que pueden incluir resinas como el estireno o polietileno. Estas formulaciones tienen propiedades físicas que permiten que los tejidos infiltrados se seccionen a un grosor de 2 μm o menos para formar cintas a medida que las secciones se cortan en el microtomo y para conservar suficiente elasticidad para aplanarse durante la floración en un baño de agua caliente. La secuencia de infiltración es:

1. Parafina por 30 min
2. Parafina por 30 min
3. Parafina por 45 min

Ya que la muestra se infiltró con la parafina se debe formar un bloque que puede fijarse en el microtomo para proceder al corte. Este paso se lleva a cabo usando un centro de inclusión en donde el molde se llena con parafina fundida y la muestra se coloca en él, de modo que su colocación determina el plano de corte. Se coloca un cassette encima del molde, se rellena con más parafina y todo se coloca sobre una placa fría para que se solidifique. Cuando esto se haya completado, el bloque con su cassette acoplado se puede retirar del molde y estará listo para la microtomía. (Garcês y Pires 2020 y Rolls, s.f).

5.5.3. Tinciones

5.5.3.1. Tinción H&E.

PROCEDIMIENTO
2 x 2 minutos xileno
3 x 2 minutos etanol 100%
1 x 2 minutos etanol 95%
Lavado con agua 2 minutos
Hematoxilina x 3 minutos
Lavado con agua 1 minuto
Diferenciador ácido suave x 1 minuto
Lavado con agua x 1 minuto
Azulado x 1 minuto
Etanol al 100% x 1 minuto
Eosina x 45 segundos
Etanol al 95% x 1 minuto
2 x 1 minuto etanol al 100%
2 x 2 minutos xileno
Cubreobjetos

Es una tinción de rutina en histología, se basa en 2 etapas, la primera una tinción nuclear por un colorante básico (hematoxilina) y la segunda, una tinción citoplasmática por un colorante xantenico ácido (eosina). Antes de poder teñir y ver el tejido, debe prepararse de forma que una sección muy fina, de una sola célula de grosor, pueda cortarse y colocarse en un portaobjetos de microscopio. Esto implica fijar el tejido (para que no se descomponga) y luego endurecerlo y darle soporte para que pueda cortarse en secciones muy finas (normalmente de 2–7 μm). Para esto, se utilizan dos técnicas principales, denominadas secciones congeladas y secciones incluidas en parafina.

El protocolo básico consta de los siguientes pasos:

- a. Desparafinado. Tras la preparación de una sección de parafina, todos los elementos se infiltran y rodean con cera de parafina, que es hidrófoba e impermeable a los reactivos acuosos. La mayoría de los componentes celulares y tisulares no tienen color natural y no son visibles. El primer paso para realizar una tinción H&E es disolver toda la cera con xileno (un disolvente hidrocarbonado).
- b. Después de eliminar completamente la cera, se hace pasar la preparación por varios cambios de alcohol para eliminar el xileno y luego se enjuaga a fondo con agua. La sección ahora está hidratada para que los reactivos acuosos penetren fácilmente en las células y los elementos tisulares.
- c. Hematoxilina. La preparación ahora se tiñe con una tinción nuclear como la hematoxilina de Harris, que consiste en un colorante (hematoxilina oxidada o hemateína) y un mordiente o agente aglutinante (una sal de aluminio) en solución. Inicialmente, esto tiñe los núcleos y algunos otros elementos de color morado rojizo.
- d. Azulado. Después de aclarar en agua del grifo, la sección se vuelve azul mediante el tratamiento con una solución débilmente alcalina. Este paso tiñe la hematoxilina de un color azul oscuro. Ahora se puede enjuagar y comprobar la sección para ver si los núcleos están correctamente teñidos y muestran el contraste adecuado para evaluar el nivel de tinción de fondo.
- e. Diferenciación. Después de eliminar completamente la cera, se hace pasar la preparación por varios cambios de alcohol para eliminar el xileno y luego se enjuaga a fondo con agua. La sección ahora está hidratada para que los reactivos acuosos penetren fácilmente en las células y los elementos tisulares.
- f. Eosina. La sección se tiñe ahora con una solución acuosa o alcohólica de eosina (dependiendo de la preferencia personal). Esto tiñe muchos elementos no nucleares en diferentes tonos de rosa.
- g. Tras la tinción con eosina, la preparación pasa por varios cambios de alcohol para eliminar todos los restos de agua, y luego se aclara con varios baños de xileno, el cual "limpia" el tejido y lo hace completamente transparente. Se aplica una fina capa de medio de montaje de poliestireno, seguida de un cubreobjetos

de vidrio. Si la tinción y todos los pasos posteriores se han realizado correctamente, la preparación revelará todos los componentes microscópicos importantes y permanecerá estable durante muchos años.

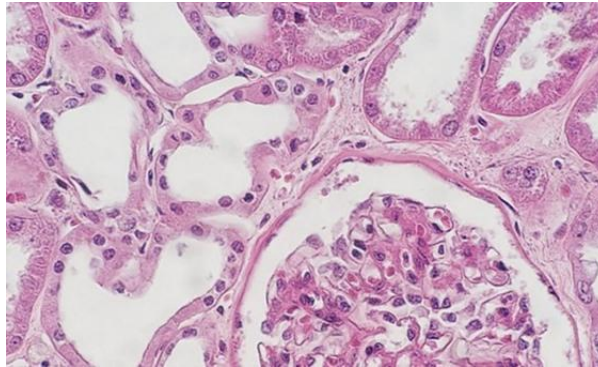


Figura 30. Tinción H&E correctamente teñida (Rolls, s.f.).

5.5.3.2. Papanicolaou.

La tinción de Papanicolaou se define como una técnica de tinción utilizada en citología para mejorar el detalle nuclear, lo que facilita la detección de cambios morfológicos tempranos indicativos de displasia y neoplasia. Las muestras deben ser fijadas inmediatamente luego de su obtención. Deben ser sometidos a un baño de alcohol 96° por al menos 15 minutos para eliminar la película de cubrimiento que inhibe la penetración adecuada de la coloración. El mecanismo de coloración celular se asocia a fenómenos de adsorción y factores químicos. En ambos casos, el grado de disolución de los colorantes y su forma química, aniónica o catiónica, resultan determinantes. Se considera que las regiones celulares con pH ácido tienden a unirse a colorantes de radical catiónico, mientras que las zonas con pH básico se combinan preferentemente con colorantes de radical aniónico. El citoplasma contiene componentes tanto ácidos como básicos, mientras que el núcleo es rico en ácidos nucleicos, lo que explica la afinidad de ciertos colorantes: la hematoxilina, de carácter básico, se une a los ácidos nucleicos y tiñe el núcleo de azul; el Orange G (OG-06), de carácter ácido, tiñe queratina, gránulos eosinófilos, eritrocitos y células superficiales; y el EA-36, también ácido y compuesto por verde luz, eosina amarilla y pardo de Bismarck, colorea el citoplasma de células metabólicamente activas, incluyendo células intermedias, parabasales, columnares, histiocitos,

células de carcinoma indiferenciado, adenocarcinoma y algunas células superficiales. El procedimiento es el siguiente:

1. 10 inmersiones en alcohol absoluto
2. 10 inmersiones en alcohol al 95%
3. 10 inmersiones en alcohol al 70%
4. 10 inmersiones en agua destilada
5. 2 minutos en Hematoxilina
6. 30 inmersiones en agua destilada
7. 30 inmersiones en agua corriente
8. 10 inmersiones en alcohol al 70%
9. 10 inmersiones en alcohol al 95%
10. 10 inmersiones en alcohol absoluto
11. 1 minuto en OG-06
12. 10 inmersiones en alcohol absoluto
13. 10 inmersiones en alcohol absoluto
14. 2 minutos y 30 segundos en EA-36
15. 10 inmersiones en alcohol absoluto
16. 10 inmersiones en alcohol absoluto
17. Esperar al secado de la lámina
18. Agregar resina sintética

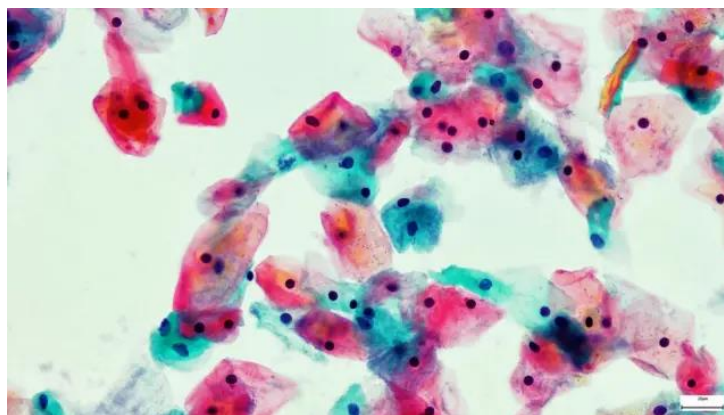


Figura 31. Tinción de Papanicolau teñida correctamente (Jones, 2022).

5.5.3.3. Tinción Ziehl Nielsen

La tinción Ziehl-Neelsen es un sistema de coloración de bacterias Alcohol-ácido resistentes en frotis de material recogido en las diversas áreas de organismo y frotis de medio de cultivo. El principio de esta coloración se basa en que las micobacterias presentan una gran cantidad de lípidos en sus paredes celulares y si se tiñen con Fucsina Fenicada, se coloran de rojo y persisten a la decoloración posterior a una solución de Alcohol-ácido fuerte (diferenciador), mientras que las otras bacterias, que no tienen tales paredes celulares ricas en lípidos se decoloran de la tinción Fucsina con la solución de Alcohol-ácido fuerte y se coloran en azul por la coloración de fondo de Azul de metileno. Las bacterias que se identifican con esta tinción son las del género *Mycobacterium*. El procedimiento de esta tinción es:

1. Fijar el frotis con calor.
2. Poner las láminas en el soporte de coloración.
3. Cubrir las láminas con Fucsina de Ziehl.
4. Calentar las láminas por 5 minutos, para permitir la salida de vapores, pero evitando la ebullición de la fucsina. Para esto se debe hacer uso del mechero y pasar su flama directamente debajo del portaobjetos, retirándolo de este cuando se observe el vapor que se desprende de la muestra. No se debe dejar que el reactivo se seque, para lo cual se debe colocar constantemente gotas del reactivo.
5. Luego de 5 minutos se escurre y se lavan con agua.
6. Se decoloran las láminas con solución de alcohol-ácido hasta que se quede completamente clara.
7. Lavar las láminas con agua corriente.
8. Colorar con azul de metileno por 1 minuto.
9. Lavar con agua corriente y secar.

La interpretación de los resultados es la siguiente: Las bacterias alcohol-ácido resistentes se presentan de color rosa o roja (figura 32 y 33), las demás bacterias (no alcohol-ácido resistentes) se tiñen de color azul, elementos celulares y

desechos, se coloran de azul por la solución de azul de metileno (González *et al*, 2020).



Figura 32. Interpretación de la tinción Ziehl Neelsen (González *et al*, 2020).

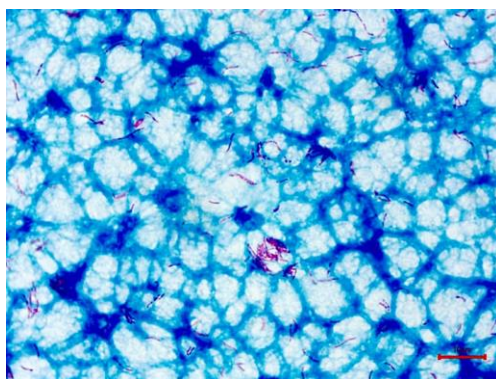


Figura 33. Tinción Ziehl Neelsen en donde se observan bacterias ácido Alcohol Resistentes teñidas de color rosa (Gupta, s.f.).

5.5.3.4. Tinción Schaffer-Fulton

Las endosporas son formas de resistencia altamente deshidratadas y con una serie de cubiertas muy poco permeables, esto se hace que sean difíciles de teñir, excepto si se calienta la preparación para permeabilizarlas. En la tinción de Schaeffer Fulton el colorante primario (verde de malaquita) se introduce en la espora mediante el calentamiento a emisión de vapores de la preparación. El verde de malaquita es soluble en agua y tiene una baja afinidad por el material celular, por lo que las células vegetativas y las células madre de esporas pueden decolorarse con agua y contrateñirse con safranina (colorante de contraste) para la cual si tienen afinidad. Los microorganismos que se tiñen con esta tinción son principalmente *Bacillus cereus* y *Bacillus anthracis*. El procedimiento para realizar la tinción es la siguiente:

1. Fijar el frotis con calor.

2. Colocar las gotas necesarias de verde malaquita para cubrir la muestra y calentar a emisión de vapores con el calor directo por 15 minutos. La aplicación del calor debe ser por 3 segundos y alejando la flama del portaobjetos con la muestra por 30 segundos.
3. Lavar la preparación con agua.
4. Colocar las gotas necesarias de safranina durante 3 minutos.
5. Lavar con agua.
6. Dejar secar al aire y observar al microscopio a 40X y 100X.

Al final de esta técnica, los microorganismos que sean positivos a tener esporas se teñirán de color rosa en su estructura citoplasmática y sus esporas de color verde (figura 34 y 35) (González *et al*, 2020).



Figura 34. Interpretación de la tinción Schaeffer-Fulton (González *et al*, 2020).



Figura 35. Tinción de Schaeffer-Fulton en donde se observan las endosporas bacterianas teñidas de verde y las bacterias teñidas de color rosa (Freitas, 2024).

6. REFERENCIAS.

- AXIOM Veterinay Laboratories. (2023, septiembre). *Post Mortem Procedures for Pigs*.
<https://axiomvetlab.com/wp-content/uploads/2024/06/AXIOM-FARM-FACT-SHEET-POST-MORTEM-PROCEDURES-FOR-PIGS-Issue-4-01.08.2023.pdf>
- Benavides Melo, J., Astaiza Martínez, J. M., Arteaga Cadena, A. V., Cisneros López, H., D. y Montezuma Misnaza, C. A. (2021). *Necropsia en caninos*. Editorial Universidad de Nariño.
<https://sired.udenar.edu.co/7304/1/necropsia%20de%20cannes.pdf>
- Cantón, G. y Odriozola, E. (2019). *Técnica de necropsia en rumiantes: recolección de muestras para laboratorios de diagnóstico veterinario*. Grupo de Sanidad Animal INTA Ediciones.
https://vetcomunicaciones.com.ar/uploadsarchivos/inta_tecnica_de_necropsia_en_rumiantes_2019_canton_odriozola.pdf
- De la Fuente, J., Fernández, A., Suárez, C., Sierra, E., Consoli, F., Felipe, I., Díaz, J., Arregui, M., Rivero, M., Camara, N., García, N., Díaz, P., Herráez, P., Puig, R., Gimeno, S., Sacchini., a., Segura, S., Ramírez, T., De Quirós, Y., y Arbelo, M. (2020). *PROTOCOLO DE NECROPSIA Y TOMA DE MUESTRAS DE CETÁCEOS*. [Documento técnico, Centro Atlántico de Investigación de Cetáceos, Instituto Universitario de Sanidad Animal y Seguridad Alimentaria y Universidad de Las Palmas de Gran Canaria]
<https://iusa.ulpgc.es/wp-content/uploads/Protocolo%20de%20necropsias%20y%20toma%20de%20muestras%20de%20cet%C3%A1ceos%20MARCET.pdf>
- DeNotta, S. (2024). *Practical Equine Field Necropsy*. University of Florida College of Veterinary Medicine. https://aaep.org/wp-content/uploads/2024/02/Practical_Field_Necropsy_AAEP_2020_TEXT.pdf
- Doncel, B. (2022). Técnica de necropsia en grandes animales. *Archivos Latinoamericanos de Producción Animal* 30(2), 13-20.
- Elbert, J. (2020, septiembre). *A necropsy guides to serpentes*. https://lafeber.com/vet/a-necropsy-guide-to-serpentes/?srsltid=AfmBOoql8J0sanrti7huoivRyd_zHyojJ-Cn1YUm4X87-6ElxUDxMHKt
- Farris, S. C., Squires, M. A., Ridgley, F., Lavergne, E., Serota, M., & Mazzotti, F. J. (2013). *Necropsies of Reptiles: Recommendations and Techniques for Examining Invasive*

Species: WEC337/UW382, 9/2013. *EDIS*, 2013(11). <https://doi.org/10.32473/edis-uw382-2013>

Freitas, E. (2024). *Tinción de endosporas bacterianas mediante el método Schaefer-Fulton*. Comunidad Científica [Publicación de Facebook].

<https://www.facebook.com/Scientificomunit/posts/tinci%C3%B3n-de-endosporas-bacterianas-mediante-el-m%C3%A9todo-schaeffer-fulton-lean-el-pr/457346053748585/>

Gómez, J. V. (2022). *APOYO EN LA VIGILANCIA DE CASOS DE DISTEMPER CANINO EN LA ESPECIE ZORRO CANGREJERO (Cercopithecus thous) DEL CAV-AMVA BARBOSA, ANTIOQUIA*. [Práctica social, empresarial y solidaria, Universidad Cooperativa de Colombia]. <https://repository.ucc.edu.co/server/api/core/bitstreams/81cc16a1-55ab-4828-8e95-98a425c93e88/content>

González González, G. A. (2022). La elongación traqueal en machos de chachalaca vientre blanco (*Ortalis leucogastra*) y chachalaca café (*Ortalis vetula*) como atributo discriminante del sexo. *Revista de Medicina Veterinaria*, 45(8). <https://doi.org/10.19052/mv.vol1.iss45.8>

González Meléndez, R. C., Elizalde Cuevas, B., Cortés Cruz, M. E. y Orduña Sánchez, M. (2020). *Las tinciones básicas en el Laboratorio de Microbiología: un enfoque gráfico*. UNAM, FES Zaragoza. <https://www.zaragoza.unam.mx/wp-content/Portal2015/publicaciones/libros/cbiologicas/libros/Tinciones.pdf>

Gupta, R. (2023). *TINCIÓN ZIEHL NEELSEN*. LabClínico DG. [Publicación de Facebook]. <https://www.facebook.com/labclinicodg/posts/%F0%9D%97%A7%F0%9D%97%9C%F0%9D%97%A1%F0%9D%97%96%F0%9D%97%9C%F0%9D%97%A2%F0%9D%97%A1-%F0%9D%97%AD%F0%9D%97%9C%F0%9D%97%98%F0%9D%97%9B%F0%9D%97%98%F0%9D%97%9F-%F0%9D%97%A1%F0%9D%97%98%F0%9D%97%98%F0%9D%97%9F%F0%9D%97%A6%F0%9D%97%98%F0%9D%97%A1-la-tinci%C3%B3n-de-ziehl-neelsen-es-una-t%C3%A9cnica-de-coloraci%C3%B3n-/785259643248745/>

HIPRA. (s.f., septiembre). *ICTIOPATHOLOGY FISH NECROPSY MANUAL*. https://d2557uuh057o9h.cloudfront.net/1f43b5a4-2879-4fc9-9084-8d6e7a4d5859/f38934be-6e32-4f25-9702-9fc5f91f936a/f38934be-6e32-4f25-9702-9fc5f91f936a_viewable_rendition_v.pdf

Huffman, J. y Wallace, J. (2012). *Wildlife Forensics Methods and Applications*. Wiley-Blackwell.

- Instituto Nacional de Perinatología Isidro Espinosa De Los Reyes. (2011). *MANUAL PARA EL MANEJO DE LOS RESIDUOS PELIGROSOS DE TIPO QUÍMICO (CRETI)*. Secretaría de Salud. <https://www.inper.mx/descargas/pdf/CRETI.pdf>
- Leica BIOSYSTEMS. (s.f.) *Tinción con H&E. Guía de Mejores prácticas*. Comercial Hospitalaria Grupo-3. <https://www.chgrupo3.com/wp-content/uploads/2024/09/Tincion-con-HE-Una-guia-de-mejores-practicas-PDF-ESP.pdf>
- Morales, A. (2020). The Equine Necropsy a Update. *EC Veterinary Science*. 5(11), 49-60.
- Morales, F. (s.f.). *Técnica de necropsia en porcinos*. CIAP. <https://www.ciap.org.ar/Sitio/Archivos/Tecnica%20de%20necropsia%20en%20los%20porcinos.pdf>
- Munson, L. (s.f.). *Necropsy of Wild Animals*. Wildlife conservation Society. <https://fiocruz.br/biosseguranca/Bis/manuais/animais/Necropsy%20of%20Wild%20Animals.pdf>
- Organización Internacional de Normalización. (2022). *Laboratorios Clínicos-Requisitos para la calidad y la competencia* (ISO 15189). <https://www.iso.org/obp/ui/es/#iso:std:iso:15189:ed-4:v1:es>
- Palacios, E. (2022). *Anatomía Patológica Veterinaria*. Centro de Investigación y Desarrollo Ecuador. CIDE Editorial. https://repositorio.cidecuador.org/bitstream/123456789/2346/1/Libro_Anatomia_Patologia_Veterinaria.pdf
- Pessier, A. y Mendelson, J. R. (2017, febrero, 18). *MANUAL PARA EL CONTROL DE ENFERMEDADES INFECCIOSAS EN COLONIAS DE SUPERVIVENCIA DE ANFIBIOS Y PROGRAMAS DE REINTRODUCCIÓN*. [Actas de un taller realizado en la Zoological Society de San Diego. https://www.amphibianark.org/fileadmin/uploads/aark/Husbandry_Library/CBSG_2017_Manual_para_el_control_de_enfermedades_infecciosas_en_colonias_de_resguardo_para_anfibios_y_programas_de_reintroduccion.pdf
- RenyLab. (2016, septiembre). *Coloración de Ziehl-Neelsen instrucciones de uso*. <https://es.renylab.ind.br/wp-content/uploads/2018/05/Kit-Coloraci%C3%B3n-de-Ziehl-Neelsen.pdf>

- Rizac, R. L. y Militaru, M. (2020). Necropsy Technique in Reptiles: Review. *Rev Rom Med Vet* 30(1), 5-12.
- Rolls, G. (s.f., septiembre). *Una introducción al procesamiento de muestras*. Leica BIOSYSTEMS. <https://www.leicabiosystems.com/es/knowledge-pathway/an-introduction-to-specimen-processing/>
- Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación y Subsecretaría de Ganadería (SAG/ZOO). (2014). NOM-033-SAG/ZOO-2014, *Métodos para dar muerte a los animales domésticos y silvestres*. https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/133499/4.-_NORMA_OFICIAL_MEXICANA_NOM-033-SAG-ZOO-2014.pdf
- Secretaría de Gobernación (SEGOB). (2011). NOM-003-SEGOB-2011, *Señales y avisos para protección civil. - Colores, formas y símbolos a utilizar*. <https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/138413/NOM-003-SEGOB-2011.pdf>
- Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT). (2005). NOM-052-SEMARNAT-2005, *Que establece las características, el procedimiento de identificación y los listados de los residuos peligrosos*. <https://www.profepa.gob.mx/innovaportal/file/1291/1/nom-052-semarnat-2005.pdf>
- Secretaría de Salud (SSA1). (2002). NOM-087-ECOL-SSA1-2002, *Protección ambiental- Residuos peligrosos biológico-infecciosos – Clasificación y especificaciones de manejo*. https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=704675&fecha=17/02/2003#gsc.tab=0
- Secretaría de Salud (SSA3). (2016). NOM-037-SSA3-2016, *Para la organización y funcionamiento de los laboratorios de anatomía patológica*. https://www.dof.gob.mx/normasOficiales/6428/salud12_C/salud12_C.html
- Secretaria del Trabajo y Previsión Social (STPS). (1998). NOM-005-STPS-1998, *Relativa a las condiciones de seguridad e higiene en los centros de trabajo para el manejo, transporte y almacenamiento de sustancias químicas peligrosas*. <https://asinom.stps.gob.mx/upload/noms/Nom-005.pdf>
- Secretaria del Trabajo y Previsión Social (STPS). (1999). NOM-004-STPS-1999, *Sistemas de protección y dispositivos de seguridad en la maquinaria y equipo que se utilice en los centros de trabajo*. <https://asinom.stps.gob.mx/upload/noms/Nom-004.pdf>

Secretaría del Trabajo y Previsión Social (STPS). (2000). NOM-018-STPS-2000, *Sistema para la identificación y comunicación de peligros y riesgos por sustancias químicas peligrosas en los centros de trabajo*.

<https://www.stps.gob.mx/bp/secciones/dqsst/normatividad/normas/nom-018.pdf>

Secretaría del Trabajo y Previsión Social (STPS). (2008). NOM-001-STPS-2008, *Edificios, locales, instalaciones y áreas en los centros de trabajo- Condiciones de seguridad*.

<https://asinom.stps.gob.mx/upload/noms/Nom-001.pdf>

Secretaría del Trabajo y Previsión Social (STPS). (2008). NOM-026-STPS-2008, *Colores y señales de seguridad e higiene, e identificación de riesgos por fluidos conducidos en tuberías*.

<https://www.stps.gob.mx/bp/secciones/dqsst/normatividad/normas/nom-026.pdf>

Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA). (s.f., septiembre). *CRITERIOS MÍNIMOS INDISPENSABLES PARA LA INSTALACIÓN Y EQUIPO DE LOS LABORATORIOS APROBADOS Y/O AUTORIZADOS*.

https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/137788/Criterios_minimos_instalacion_y_equipo_090816.pdf

Shin, H. (2023). Necropsy Procedure Involved in Different species Existing in Animal Kingdom. *Journal of Zoological Sciences*.11(1), 9-11. DOI: 10.4172/ 2321- 6190.11.1.005.

Society For Wildlife Forensic Science. (s.f., septiembre). *Ethical Guidelines*.

https://www.wildlifeforensicscience.org/wp-content/uploads/2024/06/Code-of-Ethics_2019.pdf

Sriraman, P. K. (2021). *Wildlife Necropsy and Forensics*. CRC Press.

<https://doi.org/10.1201/9781003172017>

Terio, A., McAloose, D. y Leger, J. (2018). *Pathology of Wildlife and Zoo Animals*. Elsevier.

Terio, K. y Kinsel, M. (2008). *Primate Necropsy Manual*. ACVP.

https://vdl.vetmed.illinois.edu/assets/files/Zoo%20Path/Primate_Necropsy_Manual_English.pdf

Thierry, M. (2000). *MANUAL DE NECROPSIA DE AVES MARINAS PARA BIÓLOGOS EN REFUGIOS O ÁREAS REMOTAS*. U.S. Geological Survey National Wildlife Health Center Hawaii Field Station. <https://d9-wret.s3.us-west->

2.amazonaws.com/assets/palladium/production/s3fs-public/atoms/files/Sea%20bird%20manual%20spanish_0.pdf

Thierry, M. (2000). *MANUAL DE NECROPSIA DE TORTUGAS MARINAS PARA BIÓLOGOS EN REFUGIOS O ÁREAS REMOTAS*. U.S. Geological Survey National Wildlife Health Center Hawaii Field Station. <https://georgehbalazs.com/wp-content/uploads/2019/01/turtlmlesp.pdf>

Universidad de Illinois. (2023, septiembre). *Necropsy Reveals Cause of Death, and Much More*. College of Veterinary Medicine. <https://vetmed.illinois.edu/pet-health-columns/necropsy-reveals-cause-of-animal-death/>

Universidad Nacional Autónoma De México, UNAM. (2024, septiembre). *MANUAL DE PRÁCTICAS DE ANATOMOPATOLOGÍA*. FMVZ. https://fmvz.unam.mx/fmvz/licenciatura/coepa/archivos/manuales_2013/Manual_Practicas_Profundizacion_Patologia.pdf

Withbread, T., Post, K. y Hendrix, C. M. (2025). *Cytology*. MSD Veterinary Manual. <https://www.msdsvetmanual.com/clinical-pathology-and-procedures/diagnostic-procedures-for-the-private-practice-laboratory/cytology>