

**MANUAL DE PROCEDIMIENTOS
PARA LA RECUPERACION Y NECROPSIA
DE CADAVERES DE
MANATI (*Trichechus manatus*)**

ROBERT K. BONDE

THOMAS J. O'SHEA

CATHY A. BECK

Sirenia Project
U.S. Geological Survey
Florida Integrated Science Center
2201 N.W. 40th Terrace
Gainesville, Florida 32605-3574
USA

1983

**Traducción: Angélica I. García-Rodríguez
With Diana Antochiw-Alonzo**

2006



TABLA DE CONTENIDOS

	<u>Página</u>
TABLA DE CONTENIDOS	ii
LISTA DE TABLAS	iii
APPENDICES	iv
LISTA DE FIGURAS	v
INTRODUCCION	1
I. RECUPERACION DEL CADAVER	2
NOTAS Y FOTOGRAFIAS	2
TRANSPORTE DEL CADAVER	3
DE REGRESO CON UN CADAVER	4
II. FOTOGRAFIAS Y TOMA DE DATOS	6
OTOGRAFIAS	6
TOMA DE DATOS	6
III. NECROPSIA	10
EXAMEN EXTERNO E INCISIONES INICIALES	10
TRACTO GASTROINTESTINAL	14
HIGADO Y VESICULA BILIAR	21
CAVIDAD PERICARDIAL, CORAZON Y PRINCIPALES	
VIAS CIRCULATORIAS	22
SISTEMA RESPIRATORIO	25
TRACTO URINARIO	27
SISTEMA REPRODUCTOR FEMENINO	28
SISTEMA REPRODUCTOR MASCULINO	30
REGION DE LA CABEZA Y EL CUELLO	31
LIMPIEZA DEL ESQUELETO	33

IV. METODO PARA ASIGNAR LA CATEGORIA DE LA CAUSA DE MUERTE	35
IMPACTO CON EMBARCACIONES	35
COMPRIMIDO O AHOGADO POR ESCLUSAS O	
COMPUERTAS DE CANALES	36
ACTIVIDADES HUMANAS	37
CRIAS DEPENDIENTES	38
NATURAL	39
NO DETERMINADA	41
V. COLECTA DEL ESPECIMEN, PRESERVACION, PREPARACION Y	
TRANSPORTE	42
FIJADORES Y PRESERVATIVOS	42
COLECTA DEL ESPECIMEN	43
PREPARACION DEL ESQUELETO	46
TRANSPORTE DE ESPECIMENES	47

LISTA DE TABLAS

<u>Tabla</u>		<u>Página</u>
1	Equipo que debe llevarse cuando se recupera un cadáver	??
2	Equipo que debe estar presente en el sitio de la necropsia	??

APENDICES

<u>Apendice</u>	<u>Página</u>	
I	FORMAS PARA COLECTAR	??
	HOJA DE DATOS Y MEDICIONES MORFOMETRICAS	??
	HOJA PARA MEDICIONES DE CICATRICES	??
	INFORME DE LA RECUPERACION Y NECROPSIA DEL MANATI	??
	HOJA PARA COMENTARIOS RESPECTO A LOS DEPOSITOS DE GRASA	??
II	MATERIALES REQUERIDOS PARA LA PREPARACION DE PRESERVATIVOS Y FIJADORES	??
III	HOJAS PARA SOLICITAR PRESTAMOS	??
IV	GLOSARIO DE TERMINOS QUE APARECEN EN EL TEXTO	??
V	LISTA DE CAMPO DE LOS PROCEDIMIENTOS DE RECUPERACION Y NECROPSIA	70

LISTA DE FIGURAS

<u>Figura</u>		<u>Página</u>
1	Incisiones requeridas para entrar en la cavidad abdominal desde la superficie ventral	49
2	Corte de las láminas de tejido cerca de la línea media ventral	50
3	Organos principales en el manatí (vista lateral)	51
4	Organos expuestos <u>in situ</u> después de remover las secciones ventrales (vista ventral)	52
5	Organos principales <u>in situ</u> después de remover los intestinos delgado y grueso (vista ventral)	53
6	Principales estructuras <u>in situ</u> a lo largo de la línea media del cuerpo (vista ventral)	54
7	Porción abdominal del sistema digestivo (esquema)	55
8	Estómago con una sección cortada (vista ventral)	56
9	Duodeno (vista lateral)	57
10	Ciego y estructuras adjuntas (vista lateral)	58
11	Hígado y estructuras adjuntas (vista ventral)	59
12	Corazón y principales arterias (vista ventral)	60
13	Aspectos internos del corazón (vista ventral)	61
14	Cavidad pleural y pulmones (vista ventral)	62
15	Riñón izquierdo y estructuras adjuntas (vista ventral)	63
16	Sistema reproductor femenino (vista ventral)	64
17	Sistema reproductor masculino (vista ventral)	65
18	Principales estructuras de la cabeza y la región del cuello (vista ventral)	66

19	Principales músculos y vías circulatorias de la cabeza y la región del cuello (vista ventral)	67
20	Cerebro y vista craneal del cráneo	68
21	Vista lateral del esqueleto	69

INTRODUCCION

En 1974, la Universidad de Miami, conjuntamente con el Servicio de Pesca y Vida Silvestre de los Estados Unidos, inició un programa para la recuperación y necropsia del manatí (Trichechus manatus) en el suroeste de los Estados Unidos y en Puerto Rico. El manatí esta protegido en las Estudios Unidos bajo los estatutos de Florida y el Acta de Protección de los Mamíferos Marinos de los Estados Unidos de 1972, el Acta de las Especies en Peligro de 1973 y las subsecuentes enmiendas. Estas leyes especifican el estudio e investigación de la especie. El propósito del programa de recuperación de cadáveres es el de determinar las causas de mortalidad en manatíes así como también coleccionar información básica y material biológico para diversos estudios colaterales.

Las técnicas para la recuperación y necropsia del manatí han sido mejoradas sustancialmente desde los inicios del programa. El propósito de este manual es describir las técnicas que se utilizan actualmente en el programa, para proveer una metodología estandarizada que pueda ser utilizada por el personal a futuro y para establecer un protocolo que sirva como base para introducir mejoras. El manual puede ser muy útil en el desarrollo de programas similares en otros países con poblaciones de manatíes. En los Estados Unidos su uso esta restringido a aquellos organismos con autoridad legal para participar en el programa.

Este manual es el resultado de un conjunto de técnicas desarrolladas con la participación de R. L. Brownell, Jr., A. B. Irvine, D. K. Odell, G. B. Rathbun, numerosos científicos visitantes invitados por el Sirenia Project (Proyecto Sirenia), y profesores de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad de Florida. Los primeros manuscritos fueron sustancialmente mejorados gracias a los comentarios y discusiones con D. J. Black, C. D. Buergelt, D. P. Domning, D. J. Forrester, J. G. Mead, W. Medway, D. K. Odell, G. B. Rathbun, J. E. Reynolds, III, R. K. Stroud, y A. G. Watson.

I. RECUPERACION DEL CADAVER

Los cadáveres deben ser recuperados dentro de las primeras 24 horas después de su verificación. El tiempo estimado de llegada debe ser indicado a los organismos competentes encargados de la necropsia. Lleve un camión y trailer, ambos con winches, y lleve los utensilios que se listan en la Tabla 1. No se requiere llevar el trailer cuando se sabe con seguridad que el cadáver consiste en una cría. La cría puede introducirse en un barril de plástico y ser colocado en la parte trasera del camión. Sin embargo, tenga cuidado con los estimados de tamaño reportados por los observadores inexpertos. Pregunte al observador que provee la información si el cadáver puede ser levantado fácilmente por una persona y que compare el tamaño con un objeto o animal que le sea familiar. Es posible que sea necesario utilizar un bote con una plataforma pequeña o una canoa con remos si el cadáver no se puede alcanzar en aguas someras o si es necesario realizar una necropsia en el sitio.

NOTAS Y FOTOGRAFIAS

En el sitio de recuperación, tome notas del cadáver, la condición en la que se encuentra, y las características generales del área donde fue hallado. Pregunte respecto a las actividades humanas que se llevan a cabo en aguas cercanas, la regularidad con que los manatíes son vistos en el área (diariamente, a veces, estacionalmente), si habían otros manatíes presentes con el cadáver, y qué se encontraban haciendo. Si el observador que reportó el hallazgo inicialmente se encuentra presente, pregunte la localización exacta del cadáver cuando fue avistado por primera vez (utilice un mapa si es posible) y en qué posición se encontraba originalmente. Siempre responda con cortesía cualquier pregunta que provenga del público, y de ser posible distribuya material educativo a las personas interesadas.

Tome las siguientes fotografías (incluyendo una escala de referencia) en el sitio de recuperación:

1. Los lados dorsales, ventrales, y laterales. Esta puede ser la única oportunidad que se tenga para examinar minuciosamente y fotografiar la espalda del cadáver en su totalidad porque el manatí se encuentra en el agua y puede ser volteado fácilmente. Las fotografías externas tomadas en el sitio son generalmente mejores porque el cadáver está en mejores condiciones de lo que estará cuando llegue al sitio seleccionado para la necropsia.

2. Acercamientos de cualquier marca inusual, raspaduras, peladuras, cicatrices, heridas, o marcas naturales, como se detalla en la Sección III.

3. Fotografías del hábitat donde el manatí fue encontrado.

TRANSPORTE DEL CADAVER

Idealmente el manatí será asegurado en una rampa para botes y puede ser fácilmente cargado al trailer. Desconecte las luces del trailer antes de bajar el trailer por la rampa de botes hasta el agua. Ponga el freno de emergencia o freno de mano, ponga el camión en primera o en parqueado, y coloque bloques o ladrillos detrás de las ruedas. Un winche manual o eléctrico que se encuentra en el trailer es necesario para halar el manatí del agua hasta el trailer; asegúrese de saber los requerimientos de operación del winche. Asegúrese de tener el embraque del winche en la velocidad requerida para alimentar el cable.

Coloque un nudo corredizo con un lazo libre alrededor del pedúnculo de la cola y enganche el cable del winche a través del lazo. Hale el animal con la parte ventral hacia arriba y la cola primero, centrándolo en el trailer. Manualmente levante la cola por encima del borde trasero del trailer. Una vez que esto se hace, el cadáver entrará fácilmente en el trailer. Saque el camión y el trailer del agua una vez que el manatí está asegurado y centrado en el trailer. Cubra el cadáver con una lona y asegúrelo firmemente con cuerdas. No olvide retirar los bloques o ladrillos de las ruedas y reconectar las luces del trailer.

Si el manatí no se ha dejado en una rampa para botes, trate de coordinar con el oficial a cargo y ayúdelo a asegurar el cadáver y a llevarlo a la rampa. Ocasionalmente un cadáver se

encontrará en aguas someras y puede ser alcanzado fácilmente por los botes de auxilio. En cualquier caso, la información respecto a las circunstancias en las cuales se encontró el cadáver debe ser obtenida de antemano y así prepararse adecuadamente para la recuperación.

Ocasionalmente un cadáver puede estar en un área remota e inaccesible en bote, o puede estar en estado avanzado de descomposición haciendo el transporte imposible. En dichas circunstancias la necropsia deberá realizarse en el campo. Una vez que el cadáver se ha abierto es imposible contener todos los fluidos y tejidos; por razones sanitarias, una necropsia en el campo no debe ser la práctica regular y sólo debe realizarse si el sitio esta lejos de áreas urbanas o recreacionales.

DE REGRESO CON UN CADAVER

Siempre llame a su centro de operaciones antes de abandonar el sitio de recuperación en caso de que exista otro manatí que haya sido avistado en el área y que deba ser recuperado. Reporte el tiempo estimado en volver al centro así como el tamaño, sexo, y condiciones del cadáver transportado. Alértelos a prepararse para una necropsia inmediata si el cadáver está fresco. Obtenga hielo y colóquelo alrededor del cadáver para disminuir la tasa de descomposición, especialmente en el verano. Los cadáveres de crías pueden ser colocados en barriles de plástico o botes de basura llenos de hielo.

Trate de obtener el peso en una estación de peso de camiones para cada cadáver intacto que no se encuentre en avanzado estado de descomposición. Las estaciones de peso en las carreteras pueden pesar el trailer cargado si no se encuentran muy ocupados. Trate de utilizar la misma estación en los cuales el peso del trailer sin carga ha sido estimado. Entre en la zona de pesada y pase sobre la plataforma de manera que el trailer quede sobre la misma, desconecte el trailer del camión. El trailer y su carga serán pesados. Las crías pueden ser pesadas por vías más convenientes, incluyendo pesas de baño.

II. FOTOGRAFIAS Y TOMA DE DATOS

FOTOGRAFIAS

Numerosas fotografías externas e internas son necesarias para la documentación en cada caso. Las características distintivas externas en los cadáveres son especialmente importantes, ya que pueden coincidir con fotografías existentes de animales que estaban vivos previamente. Deben tomarse fotografías dorsales, ventrales y laterales en cada cadáver, incluyendo los lados dorsal y ventral de la cola. Deben tomarse fotografías de cualquier marca poco usual, rasguños, peladuras, cicatrices, heridas, lesiones de la piel, o características externas naturales. Un fondo blanco de plástico colocado detrás del objeto a ser fotografiado es muy apropiado ya que resalta las características resaltantes y es especialmente útil para detallar los márgenes de la cola. Una regla o escala de tamaño conocido debe estar presente en cada fotografía. Enumere el rollo de película utilizado así como también cada foto tomada anotando en un cuaderno el objeto de cada fotografía. Un lente gran angular de 28 mm es necesario para fotografiar el espécimen en su totalidad y un lente macro de 50 mm es importante para acercamientos. Siempre se deben cargar baterías, flash y rollos de película (Ektachrome 200) extra. Cada diapositiva revelada debe ser identificada con el número del espécimen, sexo, especie, número del rollo y número de exposición, fecha, localización, y una descripción general del objetivo fotografiado. Las diapositivas deben ser almacenadas en catálogos en un lugar fresco y seco.

TOMA DE DATOS

La toma precisa de datos se consigue mediante el uso consistente de las planillas de datos. Un pizarrón o grabadora o cámara de video son usualmente útiles y se recomienda su uso durante la necropsia. Actualmente 4 formas o planillas (Apendice I) son utilizadas durante una operación de recuperación de un cadáver de manatí. La planilla "Datos de Manatí y Morfometria" es utilizada para anotar la especie, número de campo, sexo, longitud total, peso, fecha del reporte, recuperación y necropsia, y personas involucradas, fotografías tomadas,

materiales colectados, sitio de varamiento, causa de la muerte, y condición del cadáver. Los números de campo son asignados a los cadáveres de manatí en Florida utilizando dos sistemas diferentes, mutuamente excluyentes. Los manatíes recuperados por la Universidad de Miami (UM) son asignados con un número con una M prefija, el año de la colecta, y el número consecutivo del ejemplar (M-82-25, por ejemplo, si es el espécimen número 25 colectado en 1982). Los manatíes colectados por DWRC tienen una M prefija y el número del consecutivo ejemplar. Los manatíes que son verificados pero nunca recuperados son asignados con el prefijo de "lost manatee" incluyendo el año. Los cadáveres reportados por la UM son identificados como LM-82-1, mientras que los reportados por DWRC son identificados como DWRC-82-1.

La condición del cadáver se refiere al estado de descomposición y se basa en un criterio subjetivo y cualitativo. En general, los cadáveres frescos usualmente presentan poco o nada de hinchazón debido al estado de descomposición general del tejido, la piel no se desprende, las aletas no están rígidas ni en posición vertical, e internamente todos los órganos están intactos con material generalmente útil para histopatología. Los cadáveres moderadamente descompuestos pueden presentar una ligera hinchazón y la piel tenderá a desprenderse un poco y las aletas estarán algo rígidas. Sin embargo, todos los órganos internos, incluyendo el hígado están íntegros, aunque la autólisis y la descomposición pueden hacer que la matriz del tejido no sea apto para histopatología. Los cadáveres en avanzado estado de descomposición usualmente están hinchados, presentando áreas del cuerpo sin piel, con las aletas rígidas y verticales, y los órganos internos, particularmente el hígado, presentando pérdida de integridad o desintegrado completamente. Es posible que en algunos cadáveres la hinchazón no sea evidente debido a un estado severo de descomposición o debido a la liberación de gas a través de heridas. Los Cadáveres secos o huesos son casos tan avanzados que no queda del cadáver más que huesos o cuero.

Una serie de mediciones estandarizadas son anotadas en la planilla (Apendice I). Estas se ilustran en la misma. Aparte de las circunferencias y la distancia entre los ojos por encima de

la cabeza, todas las otras mediciones constituyen líneas rectas que se toman por encima del cuerpo y no sobre el contorno del cuerpo. Todos los pesos y medidas deben ser métricos; si las unidades originales están en inglés (las escalas para pesar camiones, por ejemplo) deben hacerse las respectivas conversiones y ser presentadas en paréntesis al lado de la medición original. Los pesos y medidas sujetos a distorsión (especialmente la circunferencia) no deben tomarse en especímenes muy descompuestos. Las medidas de grosor de la piel y la grasa deben hacerse durante el examen interno de la necropsia. El conteo de los dientes se hace durante el examen interno de la cabeza y el cuello.

Las medidas de las cicatrices se anotan en otra planilla (Apendice I). Un patrón simple generalmente se refiere a una serie de cicatrices que representan una colisión con una propela de barco. Se hacen dibujos en la hoja de datos en los sitios apropiados y las medidas de las heridas de cada patrón se anotan como se ilustra. Se utilizan hojas separadas para cada patrón si más de una cicatriz se encuentra presente. Las heridas frescas están abiertas, usualmente con sangramientos recientes. Las heridas recientes muestran señales de cicatrización. Las heridas sanándose están completamente cubiertas por un tejido cicatrizante amarillento y las heridas sanas están completamente cubiertas por un tejido de cicatriz de pigmentación oscura. Cada herida debe ser dibujada y documentada fotográficamente, incluyendo una escala.

La forma "Reporte de Necropsia del Programa de Recuperación del Manatí" (Apendice I) es utilizada para tomar notas durante la necropsia. Los datos están relacionados con las condiciones y observaciones referentes a la muerte o recuperación de un ejemplar. Los puntos a considerar para cada órgano se detallan en las siguientes secciones del manual. La sección de diagnóstico es provisional a no ser que sea certificada por profesionales calificados, de otro modo representa un resumen de la lista de las características patológicas a ser observadas por el encargado de la necropsia. Las causas de muerte se refiere a las categorías generales: colisión con embarcación, aplastamiento por una compuerta o esclusa, otras relacionadas con actividades humanas, cría dependiente, natural y no determinadas, con una nota de la patología específica relacionada. Una guía para catalogar se encuentra en la Sección V de este manual. La planilla

de "Depósitos de Grasa en el Manatí" (Apendice I) es una forma de prueba utilizada para describir el color, consistencia, y cantidad de grasa, con fotografías acompañantes, en áreas claves del cadáver durante la necropsia.

III. NECROPSIA

La realización de una necropsia requiere de procedimientos consistentes, como mantener notas detalladas y registros fotográficos, equipo apropiado, y experiencia. En esta sección presentamos las directrices específicas para el examen completo de los principales sistemas y órganos en un cadáver de manatí. El uso consistente de estas directrices, cuando las condiciones lo permitan, resultará en la realización de una necropsia minuciosa y completa. Es necesario tomar en consideración que altos niveles de descomposición impedirán el examen detallado de algunos órganos y sistemas. Otras secciones proveen información para ayudar a tomar datos, preservar material y clasificar las causas de muerte. La Tabla 2 provee el listado del equipo necesario para realizar una necropsia.

La necropsia debe realizarse en un área que tenga restricciones de acceso al público, así como protección contra la lluvia, exposición directa del sol e insectos voladores. Es importante contar con acceso a una fuente de agua corriente, así como también electricidad para refrigeradoras, congeladores, sierras para cortar huesos y otros equipos. Debe hacerse un esfuerzo en tratar de contener los fluidos y disponer apropiadamente de los tejidos desechables así como de mantener el área de trabajo tan limpia como sea posible durante la necropsia. Es necesario utilizar ropas de protección apropiadas, guantes, y desinfectantes como Betadine para la piel y Roccal-D para utensilios y áreas de trabajo. Debe evitarse contaminar los ojos, nariz, boca y piel. Después de la necropsia, el tejido de desecho debe ser recogido y quemado o enterrado en un área donde el contacto con humanos o con animales silvestres sea mínimo, acatando las leyes y ordenanzas locales. El área de trabajo y el equipo debe limpiarse con detergentes desinfectantes. El personal y las ropas de trabajo deben lavarse muy bien tan pronto finalizada la necropsia.

EXAMEN EXTERNO E INCISIONES INICIALES

El cadáver usualmente se coloca en el área de trabajo sobre su espalda o boca arriba ya que el

examen preliminar de la superficie dorsal se realiza en el campo antes de ser montado en el trailer (como se indica en la Sección I). Los aspectos ventrales y laterales deben ser examinados externamente y deben tomarse notas en cuanto a la presencia o ausencia, localización y apariencia de heridas, cicatrices, coloración, parásitos externos, cicatrices causadas por percebes, algas, abrasiones, lesiones, abscesos, deformidades, gordura, hinchazón u otras características particulares. Los percebes deben colectarse y fijarse en formalina neutralizada al 10% por 24 horas, y luego preservarse en etanol al 70% (Apendice II). Las algas colectadas de la piel deben preservarse en formalina al 5%. Las características prominentes deben medirse, dibujarse y fotografiarse.

Utilice la terminología y metodología que aparecen listados en la Sección II para medir las heridas de propela y las cicatrices. Observe si existen rasguños, cortadas u otras heridas y si estas son superficiales o profundas. Note así mismo el nivel de enrojecimiento en el tejido adyacente, y si las heridas pudieran haber sido infligidas antes o después de haber muerto (Sección IV). Examine cuidadosamente la epidermis y observe la presencia o ausencia de lesiones puntuales, desprendimientos o extensas áreas con arrugas. Localice las áreas que manifiesten infección y tome muestras para cultivos con un aplicador de algodón (Sección V). Evite el contacto directo con lesiones supurantes y abscesos ya que patógenos que infectan al ser humano pudieran estar presentes. Note la presencia de inflamaciones, asimetrías en el contorno del cuerpo o rigidez anormal o curvatura del esqueleto axial.

Examine la cabeza y localice evidencias de traumas. Inspeccione la boca y los labios y note la presencia de objetos extraños, vegetación, inflamación, o lesiones. Colecte vegetación de animales recuperados en agua dulce en formalina al 5% y de animales recuperados en agua salobre en formalina al 5% preparada en agua de mar (Apendice II). Observe si los orificios nasales están libres de obstáculos, observe la naturaleza de cualquier descarga nasal, y colecte tremátodos nasales (Cochleotrema cochleotrema) en formalina al 10% (Apendice II). Si se encuentran vivos, deben mantenerse en agua fría de 1 a 4 horas, y luego fijarse en AFA (Apendice II). Examine los ojos y busque características peculiares y presérvelos congelados o

en formalina al 10% si no se encuentran en avanzado estado de descomposición. El orificio auditivo debe ser localizado y revisado y se utilizará como punto de referencia en las mediciones morfométricas (Apendice I). En algunos especímenes el orificio auditivo puede ser difícil de localizar. Se encuentra más o menos a la misma distancia caudal del ojo como el ojo a la punta de la nariz. Un corte a través de la dermis a nivel del orificio revelará un canal de 1-2 mm de diámetro. Dentro se encuentra un material negro de textura pastosa que contrasta con unos filamentos de color blanco. Observe si la mandíbula se mueve fácilmente o si esta rígida. Un examen más detallado del cuello y la cabeza pueden ser realizados más adelante.

Examine cada aleta y observe si se mueve fácilmente. Localice lesiones inflamadas, heridas cicatrizadas u otras anormalidades. Cuente el número de uñas en cada aleta y colecte esta información en una hoja de datos. Mida el tamaño de los pezones en las hembras; palpe el área alrededor de los pezones y note la presencia de leche, pus, sangre, u otro material. Note si los pezones son normales y del mismo tamaño, o si hay una reducción aparente o inflamación. Un examen detallado del tejido mamario será realizado durante el examen de la cavidad torácica.

Examine la región umbilical y observe la presencia de anormalidades o infecciones, especialmente en las crías. Examine la abertura urogenital y observe la presencia de descargas o anormalidades. En hembras recientemente paridas o en hembras a punto de parir el canal vaginal es flexible y esta alargado, de manera que es posible alcanzar el útero. Hembras en el último estadio de preñez presentarán un abultamiento con una curva prominente hacia la zona anterior a la abertura urogenital y pueden encontrarse exudados de mucosa. Note la textura y las características de los fluidos vaginales y colecte muestras. Note la presencia de semen si se sospecha de una cópula reciente. Observe si existe semen exudando de los genitales externos de los machos. Examine el ano y note la presencia de obstrucciones, heces u otras descargas, describiendo la textura, color y consistencia. Fotografíe cualquier anomalía de la aleta caudal incluyendo una escala de referencia.

Realice cuidadosamente las medidas que se especifican en el Apéndice I. Estas incluyen

cinco medidas de la cabeza, tres medidas de las aletas, dos medidas de la cola, cinco medidas longitudinales y cuatro medidas de la circunferencia. Las medidas de circunferencia deben ser realizadas sólo en aquellos ejemplares que no se encuentren hinchados.

Realice la primera incisión con un cuchillo (Incisión A; Figura 1) a lo largo del vientre iniciando en el esternón y cortando caudalmente hasta llegar cerca a la abertura genital. Muévase a la derecha de la abertura genital y continúe a la derecha de la línea central hacia la región anterior (Figura 1). (A lo largo de este manual "derecha" se refiere al lado derecho del ejemplar e "izquierda" al lado izquierdo del ejemplar). Corte a través de la dermis, grasa externa, músculo *cutaneus trunci*, grasa interna y las capas del músculo *rectus abdominalis* (Figura 2) cuidando de no cortar el peritoneo parietal. Sea extremadamente cuidadoso en este último paso para prevenir una repentina e inesperada liberación de gas y fluidos. Una vez que la longitud de la incisión ha sido delineada, haga cuidadosamente un pequeño corte en el peritoneo parietal a nivel del abdomen utilizando tijeras de punta roma (la punta roma se dirige hacia el interior), alargando gradualmente el corte a medida que la presión interna es reducida. El peritoneo parietal puede cortarse siguiendo el delineamiento realizado con la incisión A (Figura 1), teniendo especial cuidado en no cortar ni reventar órganos internos. Haga una segunda incisión con el cuchillo (B en Figura 1) desde el esternón y lateralmente hasta llegar justo hasta la punta de las costillas de la izquierda. Siga la línea de las costillas dirigiéndose hacia la cola hasta llegar a la incisión A justo hasta un punto craneal a la abertura urogenital. Una vez realizadas las incisiones A y B puede proceder a remover las secciones de tejido. Los genitales deben permanecer en el cuerpo. Tenga cuidado de no perturbar los órganos adyacentes al remover las secciones de tejido.

Tome una muestra de los fluidos corporales presentes en la cavidad abdominal inmediatamente después de abrir el cadáver. Fotografíe todos los órganos expuestos in situ (Figura 3), incluyendo una escala de referencia. Fotografíe las dos secciones de piel removida, colocados sobre el abdomen en su posición original pero con la superficie interior expuesta hacia afuera. Dé un estimado cualitativo (muy pesado, pesado, moderado, ligero o ninguno) de la

cantidad de grasa presente en las superficies parietales de las secciones de tejido y describa el color y textura de la grasa. Tome medidas de la dermis y del grosor de las capas de grasa externa e interna que se encuentran expuestas en la sección izquierda. Haga las mediciones en la zona medioventral y mediolateral (Figura 2). Tome un cubo de aproximadamente 10 x 10 cm del borde interior del trozo izquierdo y fotografíe las capas de grasa y músculo incluyendo una escala de referencia. Describa la cantidad, color y textura de la grasa. Colecte una muestra mínima de 10 gramos de la capa superior de grasa y del músculo (*cutaneous trunci*) respectivamente para utilizar en análisis de residuos de contaminantes ambientales siguiendo las instrucciones del Apéndice VI. Colecte muestras similares de grasa y músculo de una porción adyacente del trozo y congélelos separadamente para hacer análisis de contenido de grasa y electroforesis. Note la apariencia general de la cavidad abdominal. Note la presencia de fluidos, si existen, y note la coloración y consistencia. Note la coloración y consistencia de los depósitos de grasa. Note cualquier olor peculiar, la presencia de gas e ingesta, desplazamiento de órganos, rupturas, adhesiones o hemorragias. Examine los mesenterios gastrointestinales y note cualquier decoloración o hemorragia, así mismo, examine los nódulos linfáticos mesentéricos y note el tamaño y color. Tome muestras con aplicadores de algodón para cultivo y colecte muestras de tejido para exámenes de histopatología si se considera necesario.

TRACTO GASTROINTESTINAL

El tracto gastrointestinal del manatí presenta un intestino grueso alargado, tal como se presenta en otros herbívoros no rumiantes, como por ejemplo en el caballo. Adicionalmente presenta otras adaptaciones estructurales importantes que son características únicas para la especie. Entre las adaptaciones estructurales mas importantes están: la glándula digestiva accesoria (glándula del cardias), glándulas mucosas submucosales a lo largo de la curvatura mayor del estómago, células epiteliales escamosas y estratificadas que se encuentran recubriendo la mucosa glandular del *antrum* del píloro, ciego, colon y recto. Estas adaptaciones pueden estar relacionadas con el mecanismo de osmoregulación y herbivoría. La presencia de un sistema intestinal largo sugiere que el manatí tiene una tasa lenta del paso del alimento y una eficiente

descomposición del material fibroso vegetal el cual ocurre en su mayoría a nivel del intestino grueso.

El tracto gastrointestinal y estructuras asociadas del sistema digestivo son removidas para ser examinadas después de una inspección in situ de las superficies serosales expuestas y los mesenterios, los cuales son revisados para localizar hemorragias, quistes, desprendimientos, abscesos u otras lesiones. Comience por localizar la unión entre el colon descendente y el rectom. Libere este segmento cortando el mesenterio (mesocolon), y ate el rectom en dos sitios separados entre si por algunos centímetros justo a nivel anterior a la vejiga urinaria, la cual se encuentra en posición dorsal. Corte el colon descendente entre las dos cuerdas y comience a cortar el mesocolon cranealmente para remover todo el tracto gastrointestinal. El diafragma esta en un plano dorsal (Figura 3), y cada mitad es referida como hemidiafragma. El mesocolon descendente esta unido al hemidiafragma de la izquierda, cerca del riñón izquierdo. En un animal adulto el colon descendente se curva abruptamente después de aproximadamente un metro y corre transversalmente (colon transversal) por aproximadamente un metro (Figura 4). El mesocolon debe cortarse y el color, textura, y cantidad de grasa debe ser descrita para el colon transversal y mesenterios adjuntos. Fotografíe el colon transversal mostrando los depósitos de grasa. Ate una cuerda en el centro del colon transversal para marcar su localización para referencia futura.

El colon ascendente está enrollado y es de aproximadamente 15-17 metros de largo en animales adultos y está unido al peritoneo parietal en la columna vertebral. Continúe la disección para liberar el colon ascendente. El *cecum* (ciego), de aproximadamente 20 cm en diámetro, con dos divertículos cecales en forma de orejas de conejo, marca la unión de los intestinos delgado y grueso (Figura 5). Está localizado a la izquierda de la columna vertebral. Corte el peritoneo que une la superficie dorsal del ciego a la columna vertebral y hemidiafragma a medida que levanta el ciego. Continúe aplicando tensión y remueva el ileo y el jejunio. A estas alturas, los meseterios craneal y celiaco probablemente estén cortados (Figura 6). La aorta y la vena cava caudal (inferior) se dejan conectadas al hemidiafragma (Figura 6).

Termine de remover el tracto gastrointestinal cortando entre el duodeno y el hemidiafragma hasta alcanzar el píloro y el estómago. No corte el hemidiafragma. Deténgase y muévase en dirección anterior hasta llegar a donde el esófago y el estómago se conectan (Figura 5). Corte el esófago a unos 5 cm antes del estómago y continúe cortando entre el estómago y el hemidiafragma disectando a través del *omentum* menor, arteria hepática y el ducto biliar. Aísle el ducto biliar con unas pinzas hemostáticas antes de cortar. Corte el ducto biliar cerca de las pinzas y en dirección caudal. El tracto gastrointestinal puede ser removido en su totalidad de la cavidad abdominal una vez que las conexiones estomacales han sido liberadas. Coloque el tracto en una superficie limpia para hacer un examen más detallado (Figura 7).

El encargado de la necropsia debe inspeccionar la pared peritoneal y la cavidad abdominal, una vez que el tracto gastrointestinal ha sido removido, pero antes del examen detallado. Note la presencia de edemas, abscesos, crecimientos, rupturas del diafragma o paredes del cuerpo, u otras peculiaridades. Si no se encuentra contaminado por materiales extraños, note la cantidad (removiéndolo con un cilindro graduado) y características (color, consistencia, presencia de fibrina, etc) de los fluidos. Si se observa sangre coagulada, mida la cantidad.

Localice las glándulas adrenales. Estas son glándulas de 3-4 cm de largo y 1 cm de diámetro que se encuentran a ambos lados de la columna vertebral a 15-20 cm de los riñones en dirección craneal (Figura 6). Es más fácil localizarlas palpando la región. En algunos especímenes, la glándula adrenal de la derecha puede estar más localizada más lateralmente respecto a la columna vertebral que la glándula adrenal izquierda. Si las glándulas adrenales no pueden ser localizadas, posiblemente fueron removidas con el tracto gastrointestinal. Una vez que las glándulas adrenales han sido localizadas y removidas, deben ser examinadas y debe notarse la presencia de quistes o hinchazones. Deben ser medidas, pesadas, y rebanadas a un grosor no más de 0.5 cm para examinarlas y para favorecer la penetración de formalina. Preserve en formalina al 10%.

El tracto gastrointestinal debe colocarse sobre una superficie de trabajo grande de manera

que pueda extenderse y ser examinado. Comience por separar el jejunio y el ileo del mesenterio y examine cuidadosamente todas las superficies serosales en busca de hemorragias. Cierre con pinzas cualquier área que haya sido cortada inadvertidamente. Una vez que las superficies serosales han sido examinadas y descritas, el bazo y el páncreas pueden ser colectados y el lumen y mucosa del estómago examinados.

El bazo está localizado en la curvatura mayor del estómago justo caudal a la glándula del cardias (Figura 7). Generalmente es pequeño y de color oscuro, cerca de 3-5 cm en diámetro y 2-3 cm de grosor en un animal adulto. Fotografíe, mida y pese el bazo. Note si el bazo está en una pieza o fragmentado y si es posible discernir si los fragmentos son accesorios o hernias. Describa la apariencia general, tamaño, presencia de crecimientos de grasa, pólipos y textura del órgano. Corte el bazo en rebanadas delgadas y note la naturaleza de fluidos que puedan brotar. Preserve el tejido en formalina al 10%.

El páncreas es un órgano glandular relativamente difuso, largo y pálido que se encuentra dorsalmente donde la ámpula duodenal se estrecha (Figura 7). El ducto pancreal se abre hacia el extremo más delgado de la ámpula duodenal, 5-10 cm distal de la abertura del ducto biliar. El páncreas mide 10 cm de largo y 7-8 cm de ancho en un adulto. El páncreas se descompone rápidamente. En cadáveres aún frescos, debe ser removido, fotografiado, medido, pesado, examinado para localizar anormalidades, y rebanado para que la penetración de la formalina sea efectiva.

Abra el estómago haciendo una incisión de aproximadamente 15 cm a lo largo de la superficie ventral (Figura 8). Note si el estómago contiene gas en exceso o si presenta olores peculiares. Busque objetos extraños, golpes o rastros de sangre que haya sido tragada y que se encuentre a nivel de la unión gastroesofágica. Note la consistencia, color, calidad y olor de los contenidos estomacales, mucosa o fluidos. Note la presencia o ausencia de arena, fango u otros sedimentos. Si se encuentra en abundancia, estime o mida la cantidad presente y coloque todo o una fracción del sedimento, estimando la proporción del total presente que ha sido preservado.

Examine el contenido en busca de parásitos y si se encuentran presentes, estime el grado de infección. El nemátodo (Heterocheilus tunicatus) es común y algunas veces se encuentra embebido en las mucosas. Colecte los especímenes en etanol al 70%, o una solución de glicerina y etanol al 70% (Apendice II). Estime la proporción del total presente que ha sido preservado. De ser posible, los nemátodos vivos deben ser colocados inicialmente en un plato llano que contenga una pequeña cantidad de GAA (Apendice II). Después de algunos minutos de estar en esta solución, pueden transferirse a una solución de etanol para su preservación. Localice la masa de alimento y obtenga muestras de vegetación a partir del centro de la masa. Estas muestras se preservan en formalina al 5% y serán utilizadas en estudios de hábitos alimenticios. Una segunda muestra debe ser congelada si se sospecha de una enterotoxemia causada por una infección de Clostridium (Sección V). Remueva el contenido estomacal remanente pero no lo descarte si el peso de los contenidos es requerido.

Examine la superficie mucosa del estómago y localice quistes, inflamaciones, úlceras, o hemorragias. Note si la pared muscular del estómago aparece normal en grosor o si el engrosamiento se debe a la presencia de edemas o inflamación (enrojecida). (Ocasionalmente se encuentran animales que han ingerido un alga marina (Gracillaria) que le confiere una coloración brillante y rosada a la mucosa.) Corte a través de la glándula del cardias para detectar cualquier anomalía. Fotografe el estómago y colecte muestras de tejido de cualquier anomalía en formalina al 10%.

Después de terminado el examen del estómago, continúe examinando los intestinos. Ciertas características deben observarse a lo largo de todo el tracto gastrointestinal. Entre otras, debe observarse la presencia o ausencia de contenidos intestinales, notando el color y consistencia, así como la presencia excesiva de salpicaduras, capas o agregaciones de mucosa; decoloraciones de la mucosa o áreas de hemorragias; dilataciones, engrosamientos, úlceras, estenosis (constricciones) o intususcepción (prolapso de una parte del intestino dentro del lumen de una parte adyacente); hiperplasia o necrosis del tejido linfático; obstrucciones, sedimento u otros objetos extraños.

Haga una incisión de aproximadamente 10 cm de largo en la superficie ventral del duodeno (Figura 9) y observe la cantidad, color, consistencia y olor de los contenidos. Los contenidos son generalmente líquidos en el intestino delgado más allá de la ámpula duodenal y deben colectarse cuidadosamente para evitar derrames. Examine el contenido y tome nota de la presencia y características de la vegetación, parásitos, u objetos extraños. Colecte nemátodos siguiendo la metodología descrita anteriormente. Remueva los contenidos y revise cuidadosamente la mucosa y note cualquier inflamación, quistes, úlceras, hemorragias u otras lesiones. Localice la papila duodenal y examine si el ducto biliar no se encuentra obstruido.

Continúe cortando a lo largo del jejunio y el íleo, examinando y tomando nota de la mucosa y su contenido. Examine el resto del divertículo vitelino (Figura 10). La presencia de esta estructura es una peculiaridad anatómica que se encuentra en el manatí y por lo tanto debe ser descrita en cada espécimen. Está localizado a 15 cm cerca de la unión íleocecal. Note la presencia o ausencia del divertículo y su pliegue mesentérico lateral. Fotografíe el divertículo y mida la longitud del pliegue y su distancia de la unión ileocecal. Examine los nódulos linfáticos en esta región notando el tamaño, forma, y color, preservando una sección finamente rebanada en formalina 10%. Guarde el contenido del intestino delgado si se desea saber el peso total del contenido gastrointestinal.

Haga una incisión ventralmente a lo largo del ciego. Note la consistencia, color, olor, y cantidad del contenido. La ingesta es normalmente más firme que la que se encuentra en el intestino delgado y más fina en consistencia que la que se encuentra en el estómago. Colecte la ingesta a partir del centro de la masa de alimento así como muestras de parásitos. Los parásitos más comunes que se encuentran en el ciego y el colon son los tremátodos (*Chiorchis fabaceus*) y deben ser preservados en formalina 10%. Si se encuentran vivos, deben ser relajados en agua fría por 1 a 4 horas antes de fijarlos en AFA.

Examine y tome nota respecto a la mucosa del ciego. Corte a lo largo de los divertículos

del ciego para exponer los contenidos y los parásitos.

El resto del colon debe ser examinado abriendo el órgano a todo lo largo utilizando unas tijeras. Continúe tomando notas respecto a la consistencia, color, olor (un olor de amoníaco indica la ocurrencia de fermentación), y cantidad de ingesta y note la presencia de objetos extraños o inesperados. Pese el contenido completo del tracto gastrointestinal cuando el tracto esté lleno y los contenidos son normales en apariencia y consistencia. Estas medidas de pesos son indicadores útiles de la masa de alimento que ingieren los manatíes. Diferencie entre la ingesta y el meconio en los recién nacidos. El meconio es un material mucilaginoso, elástico y verde oscuro que se encuentra en el tracto intestinal de fetos completamente desarrollados o en neonatos. Examine cuidadosamente la mucosa en busca de hemorragias, quistes, lesiones, hebras de fibrina, obstrucciones, estenosis o alguna otra lesión. Tome muestras para cultivo si se sospecha de una enteritis. Las muestras para cultivo deben ser tomadas inmediatamente después de abierta cualquier cavidad. Colecte muestras de tejido para histopatología en formalina al 10%. Colecte parásitos, notando la ubicación en los intestinos, y dé un estimado del grado de infección (ligera, moderada, fuerte o muy fuerte), proporción colectada, y una aproximación del total presente. Colecte una muestra de ingesta en formalina al 5% a partir de la región media del intestino grueso para hacer estudios de hábitos alimenticios. Examine la sección del colon transversal que ha sido amarrado previamente y corte una sección de 0.5 m de largo centrado en la cuerda. Remueva y pese la grasa y los mesenterios acompañantes. Remueva los contenidos lavándolos y pese el segmento de colon vacío y libre de grasa. Una relación de la cantidad de grasa y de la masa de colon se utiliza como un índice relativo de grasa.

HIGADO Y VESICULA BILIAR

El hígado y la vesícula biliar están situados en el cuadrante craneal de la cavidad abdominal, justo dorsal y craneal al estómago. Se distinguen cuatro lóbulos del hígado: derecho,

izquierdo, cuadrado y caudal (Figura 11). El ducto biliar debió haber sido aislado previamente con un hemostato cerca de su confluencia con el tracto digestivo durante la extracción del estómago y los intestinos y cortado en ese momento.

Remueva el hígado y la vesícula biliar cortando en la conexión craneal entre el borde craneal del hígado y el diafragma, donde se encuentra fusionado con el pericardio. Continúe la disección en dirección caudal cortando los ligamentos entre el hígado y el diafragma. A nivel del borde caudal del hígado, corte la vena porta hepática (Figura 11). Remueva el hígado y la vesícula biliar y fotografíelos. Evite contaminar las superficies si piensa tomar muestras para análisis de residuos de contaminantes ambientales.

Examine la vesícula biliar. Note si está inflamada o anormalmente dilatada. Remueva la pinza y determine si el ducto biliar esta libre de obstrucciones, permitiendo el flujo de bilis. Note la cantidad, color, claridad y consistencia de la bilis. Corte a lo largo del ducto biliar. Localice obstrucciones si la bilis no fluye libremente; examine la mucosa del ducto biliar y de la vesícula biliar y observe si presenta inflamación, quistes, endurecimiento inusual, piedras, parásitos, u otras características anormales. Describa el color y lustro de la mucosa. En el órgano normal, la coloración es amarillo mostaza, y la mucosa está salpicada con numerosos organelos secretorios redondeados de 1-2 mm de diámetro y elevados.

Examine la superficie del hígado. Note el color, grado de redondez de los bordes (normalmente angular), presencia o ausencia de pigmentación, decoloración, condición "nutmeg" (nuez moscada), tubérculos, quistes, abscesos, puntos, nódulos, fibrosis o cicatrices. Si la coloración es amarillenta, note si existe un ligero matiz verdoso. Obtenga el peso total del órgano y volumen mediante la técnica de desplazamiento de agua. Remueva una muestra de la punta caudal del lóbulo de la derecha para determinación de contaminantes ambientales residuales antes de sumergir el órgano en agua para la determinación volumétrica. Añada un estimado del volumen de la muestra removida al volumen total. Haga cortes transversos a las otras porciones de hígado. En la superficie cortada, determine si el tejido entre las membranas

tiende a arquearse hacia afuera del plano de la cortada (indicando que el hígado esta inflamado). Describa cualquier fluido presente. Examine y localice parásitos. Remueva un pedazo de hígado y determine si flota o se hunde en el agua. Preserve una rebanada pequeña en formalina al 10%. La muestra debe tomarse lejos de los ductos biliares, áreas de derrame biliares o áreas donde el tejido se ha manchado de bilis.

CAVIDAD PERICARDIAL, CORAZON Y PRINCIPALES VIAS CIRCULATORIAS

La cavidad pericardial está separada de la cavidad abdominal por el diafragma. La región caudal del pericardio está fusionada con el diafragma y esta delgada combinación de membranas separa la cavidad pericardial de la cavidad abdominal (Figura 3). La cavidad pericardial está encasillada ventralmente por el esternón. Dorsalmente está bordeada por dos figuras importantes; caudalmente por el borde anterior del diafragma y cranealmente por las tres primeras vértebras y costillas torácicas. La cavidad pericardial contiene al corazón, timo y vías circulatorias asociadas. En un manatí adulto el corazón pesa aproximadamente 2.0 kg y mide 20 cm de diámetro.

Para alcanzar la cavidad pericardial, se realizan incisiones a lo largo de la línea ventral media desde el proceso xifoideo del esternón a la barbilla (Incisión C; Figura 1); desde la barbilla posterolateralmente a cada axila, y desde cada axila caudalmente a la cavidad abdominal (Incisión D; Figura 1). Esto crea dos secciones de tejido. Remueva las secciones de tejido y examine la musculatura. Localice signos de trauma. Examine el tejido de las glándulas mamarias en las hembras y observe si se encuentra en período de lactancia o si hay presencia de quistes, hemorragias, inflamaciones, u otras anomalías (Figura 18). Note la presencia y naturaleza de cualquier fluido presente cuando corte (sangre, leche, pus) el color del tejido mamario subyacente, y la presencia de tejido fibroso, bultos o abscesos. Remueva la musculatura superficial ventral al esternón, corte el tejido cartilaginoso alrededor del esternón y libérela. Examine el timo, localizado a lo largo de la pared craneal de la cavidad pericardial

(Figura 18). El timo es de coloración entre rosado a gris oscuro y de 2-3 cm de ancho a 10-15 cm o menos de largo. Es más predominante en juveniles. Describa el color y consistencia.

Examine la cavidad pericardial y localice lesiones, incluyendo hemorragias, y deposición fibrosa. Determine si existe fluido presente en el saco pericardial y note su color, consistencia, claridad y cantidad. Tome una muestra de fluido para cultivo microbiológico. Fotografíe el corazón in situ, incluyendo la grasa que recubre la superficie ventral y en el surco interventricular. Describa la cantidad, color, y textura de la grasa. Note cualquier anomalía en la posición o apariencia del corazón, incluyendo el tamaño relativo de los ventrículos derecho e izquierdo y el perfil del borde ventral. Observe si alguna anomalía congénita es aparente externamente.

Comience a remover el corazón (Figura 12) cortando el pericardio hacia el diafragma y cortando el hemidiafragma lateral derecho a la derecha del ventrículo. Corte la arteria y la vena pulmonar derecha, y luego la vena cava caudalmente, tan alejado del corazón como sea posible. Cranealmente localice las principales ramas del arco de la aorta. Estos son, de derecha a izquierda, el tronco braquiocefálico, la arteria carótida común izquierda y la arteria subclavia izquierda (Figura 12). Corte la arteria carótida común derecha y la arteria subclavia derecha aproximadamente 5 cm distal de su unión con el tronco braquiocefálico. Corte la carótida común izquierda aproximadamente 5 cm distal de su unión con la aorta. Aísle la subclavia izquierda lo más que pueda del tejido conectivo circundante y corte. Una vez que las arterias principales han sido liberadas, corte el hemidiafragma lateral hacia el ventrículo izquierdo tan profundamente como sea posible, cortando la arteria y vena pulmonar izquierda. A partir del lado derecho corte entre la superficie dorsal del corazón y el bronquio derecho, cortando la aorta, que pasa dorsalmente hacia el bronquio izquierdo, tan alejado como sea posible. Remueva el corazón.

Examine el corazón externamente. Note si la pared muscular del corazón está firme o flácida, si alguno de los ventrículos manifiesta un engrosamiento anormal (dilatación), o si existe

alguna evidencia de hipertrofia. Examine la superficie externa y observe la presencia de cicatrices, abscesos, hemorragias, o alguna otra característica inusual.

Examine el corazón internamente cortando a través de la superficie ventral de la aurícula derecha al ventrículo derecho (siga la flecha; Figura 13). Una muestra de sangre (mínimo 10 cc) del corazón debe ser congelada si se sospecha de botulismo. Examine el endocardio, cuerdas tendinosas y músculos papilares y localice inflamaciones, cicatrices, rasgaduras, hemorragias, placa, u otras anormalidades. Examine las tres cúspides de la válvula atrioventricular derecha y localice inflamaciones, grosor, endurecimiento, crecimientos u otras anormalidades. Continúe la incisión desde el ventrículo derecho a través del tronco pulmonar, examinando las tres cúspides de la válvula semilunar pulmonar. Voltee el corazón y haga una incisión en el lado dorsal desde la aurícula izquierda al ventrículo izquierdo, examinando la válvula atrioventricular izquierda y el interior de la misma. Haga una tercera incisión en el lado dorsal del corazón desde el ventrículo izquierdo hasta la aorta ascendente. Examine las tres cúspides de la válvula semilunar de la aorta y observe crecimientos, endurecimientos, desgaste, agujeros, y otras características. Examine la pared de la aorta y las arterias coronarias y localice acumulación de placa, embolia o trombolia, notando el color, tamaño, grosor y textura. Note si los septos interventricular e interatrial están completos. Examine el corazón y note evidencia de coartación o aneurismas. Note si la sangre está presente en el ventrículo izquierdo, y si se encuentra coagulada o no. Muestras de tejido para estudios histológicos deben ser colectados de los ventrículos derecho e izquierdo y preservados en formalina al 10%.

Note el color de la sangre y el brillo o lustro de las paredes internas del corazón. Note la presencia o ausencia de coágulos en forma de grasa de pollo, o si no hay evidencia de coágulo. Los coágulos postmortem pueden distinguirse de los producidos por una trombosis al ser uniformes en color, lisos y brillantes, uniformes en textura, y no adheridos pero moldeados a la forma de la vía circulatoria en la que se formaron. Las trombosis antemortem se reconocen por presentarse en forma de una mezcla de capas rojas y grises, pesadas, irregulares, hebras y conectadas a las paredes de los vasos sanguíneos.

El corazón debe examinarse en busca de evidencias de anomalías congénitas, particularmente en animales jóvenes. Examine los ductos arteriales entre la arteria pulmonar y la aorta utilizando una sonda para ver si permite el flujo libre o se ha sellado, como ocurre normalmente en animales viejos quedando como un ligamento arterioso. Examine la arteria pulmonar para notar estenosis o constricciones. Colecte y preserve el corazón completo o cualquier anomalía en formalina al 10%.

Las principales vías circulatorias deben ser revisadas rutinariamente durante el examen de los sistemas orgánicos que ellos suministran. En recién nacidos debe prestarse especial atención a los vasos umbilicales y observar la presencia de necrosis o abscesos.

SISTEMA RESPIRATORIO

Tanto el pulmón derecho como el izquierdo carecen de divisiones y se encuentran localizados en la parte dorsal de la cavidad torácica. Los pulmones se encuentran separados de la cavidad abdominal a ambos lados de la columna vertebral por el hemidiafragma muscular derecho e izquierdo (Figura 14). Las cavidades pleurales se extienden desde la primera a la dieciséisava vértebra torácica. Los pulmones son largos (1 metro o más en los adultos), midiendo 20 cm de ancho y 5 cm o menos de grosor.

Examine cada hemidiafragma y localice rasgaduras. Cuidadosamente corte y remueva el diafragma comenzando en los bordes craneal y lateral y terminando hacia la línea media, asegurándose que los fluidos remanentes en la cavidad abdominal no lleguen a los espacios pleurales. Note la cantidad, color, y consistencia del fluido en cada cavidad pleural. Note si hay presencia de pus o fibrina. Obtenga una muestra para cultivo si es necesario (Sección V).

Examine los pulmones en su sitio para localizar adhesiones o punciones pasando la mano por todo el área superficial de los pulmones. Comience a remover cada pulmón cortando los

bronquios primarios y cortando cuidadosamente a través de los ligamentos pulmonares a lo largo de la mayoría de la longitud del pulmón entre su borde medio y la columna vertebral. Remueva y pese cada pulmón; luego colóquelos en una superficie lisa para realizar un examen más detallado. Fotografíe las superficies dorsales y ventrales de los pulmones.

Describa la apariencia externa (color, lustro, consistencia y textura), examine las superficies pleurales y localice inflamaciones fibrinosas, crecimientos verrugosos, parches descoloridos, abscesos, adherencias, quistes, espículas y otras características poco usuales. Presione el pulmón con un dedo y describa la respuesta del tejido: note si se mantiene hundido o si recupera su forma original, si está bien redondeado o si se ve colapsado. Examine los pulmones y localice áreas de hepatización, en las cuales el tejido tiene más o menos el mismo grado de firmeza que el hígado. Un pulmón hepatizado no se puede comprimir y cuando se corta con un cuchillo tiende a fluir un líquido acuoso. Un pulmón colapsado (atelectasia) es similar al hígado en cuanto a la consistencia pero es depresible, se reduce antes que hincharse, y no libera fluidos cuando es cortado. Si el tejido del pulmón se observa distendido y firme en consistencia, corte a través del lóbulo y exprima los bordes: si se observa brotar un fluido acuoso, con un tinte de sangre, entonces el pulmón está edematoso; si el fluido está definitivamente lleno de sangre el pulmón está congestionado; si se observan gotas de pus es probable que sean causados por neumonía. Fotografíe cualquier característica inusual.

Utilizando tijeras, abra el bronquio desde la superficie ventral trabajando hacia el final caudal del pulmón. Corte las ramificaciones de los bronquiólos tan lejos como sea posible y note la presencia y cantidad de mucus, sangre, espuma, ingesta (debido a una aspiración terminal), obstrucciones, fibrina, inflamación o pus. Ocasionalmente se encuentran presentes tremátodos nasales (Cochleotrema cochleotrema); si es así, note el número y posición y colecte de la forma descrita previamente. Tome muestras para cultivos y tejidos para histología cuando se considere apropiado. Colecte los parásitos en formalina al 10% o AFA. Obtenga el peso de cada pulmón. Corte un pedazo de tejido pulmonar y colóquelo en agua. Observe si se hunde o si flota, esto sirve para determinar si el animal se ahogó o en caso de neonatos para determinar si

respiró o nació muerto. Fotografe cualquier anomalía. Volviendo a la cavidad del cuerpo, examine la pleura parietal y localice punciones, inflamaciones, abscesos, crecimientos, hemorragias, fibrina u otras lesiones. Examine las superficies ventrales de las costillas en busca de evidencias de fracturas o exostosis (crecimientos óseos) y examine los espacios intercostales en busca de hemorragias.

TRACTO URINARIO

Los riñones están localizados en el cuadrante caudal de la cavidad abdominal, conectado a la superficie ventral de cada hemidiafragma. Los riñones tienen forma lobulada (Figura 15), y en adultos llegan a medir aproximadamente 20-25 cm de largo y 15 cm de ancho.

Observe el tamaño relativo, forma, y posición de cada riñón. Haga una incisión a lo largo de cada cápsula renal, exponiendo la superficie del riñón. Fotografe y describa la presencia (si existe), cantidad, coloración, y consistencia de grasa que recubre al riñón. Localice los uréteres, aísle con una pinza hemostática y corte cranealmente. Remueva ambos riñones y determine el peso y volumen de cada uno después de remover la membrana que los encapsulan y el tejido adherido. Remueva una muestra de la punta caudal del riñón derecho para análisis de residuos de contaminantes ambientales antes de hacer la determinación volumétrica. Añada un estimado del volumen de la muestra removida al volumen total. Examine el resto del riñón, haciendo cortes transversales. Describa el color y la presencia o ausencia de áreas necróticas. Examine cada riñón internamente, y observe la definición entre el cortex y la médula (Figura 15), la presencia o ausencia de petequias o pequeñas hemorragias en forma de puntos, quistes o abscesos, y la naturaleza de cualquier fluido. Colecte muestras en formalina al 10% para estudios de histología.

Siga el uréter hacia la vejiga urinaria y note el grado de distensión. Cuidadosamente presione la vejiga y colecte una muestra de orina con una jeringa esterilizada. Mida la cantidad

de orina presente, y su consistencia, claridad y coloración. Congele muestras de orina, particularmente si se sospecha de inanición o si se encuentra demacrado y se desea saber los niveles de acetona. Las muestras pueden ser congeladas para análisis de osmolaridad. Examine el uréter, vejiga urinaria y uretra y localice obstrucciones, inflamación de la mucosa, quistes, piedras, tumores, engrosamientos, o hemorragias. (La disección del tracto urinario puede ser reservado para después de la disección y remoción del sistema reproductor).

SISTEMA REPRODUCTOR FEMENINO

El sistema reproductor femenino (Figura 16) está localizado en el cuadrante caudal de la cavidad abdominal. Localice los ovarios y los oviductos siguiendo los cuernos uterinos desde la pared abdominal. El tamaño de un ovario en una hembra adulta es de 10 cm de largo y 7 cm de ancho. Los ovarios están conectados al peritoneo parietal, ventro-lateral a los riñones y a los hemidiafragmas. El aspecto dorso-lateral de cada ovario comparte una pared común con el peritoneo. Examine y fotografíe el tracto reproductivo en su totalidad in situ y describa cualquier característica anormal o inusual, incluyendo hemorragias, inflamaciones, o abscesos. Corte la membrana que encapsula a los ovarios, y libere cada ovario pero dejando conectado los cuernos uterinos. Revise cada ovario y note el tamaño, forma, color, presencia y cantidad de folículos ováricos, cuerpo lúteo, y cuerpo albicans. Los folículos ováricos son de aproximadamente 1 cm de diámetro, en forma de ampolla con un contenido gelatinoso claro y transparente. El cuerpo lúteo es similar, pero lleno de un tejido glandular sólido y de color crema. Los cuerpos albicans son más pequeños, con un pequeño punto café en el centro de la superficie. Remueva y pese cada ovario y mida su máxima longitud y grosor. Marque el ovario derecho atándolo con una cuerda.

Examine los cuernos uterinos y su grasa asociada. Describa la cantidad, consistencia y color. Fotografíe las áreas con grasa. Ate una cuerda alrededor del cuerno derecho del útero. Disecte ambos cuernos uterinos y libérelos del cuerpo del útero. Corte longitudinalmente a lo largo de cada cuerno hasta llegar al lumen y examine el endometrio localizando hemorragias o

marcas de placentación. Si el animal está preñado remueva el embrión o feto y presérvelo en formalina al 10% o congelado.

Revise el útero y la vagina y observe la presencia de mucosa o fluido seminal. Tome un frotis si se sospecha de la presencia de fluido seminal y examine como se describe en la sección de sistema reproductor masculino. Note cualquier anomalía y preserve en formalina al 10%.

Si se desea tener el sistema femenino completo, disecte alrededor de la abertura urogenital, profundamente en el músculo constrictor de la vulva hasta la cavidad abdominal. Colecte los huesos pélvicos vestigiales a cada lado de la abertura urogenital que se encuentran embebidos en el músculo *cutaneus trunci*. Libere y remueva la vagina, vejiga urinaria, útero, cuernos uterinos, y ovarios. Examine, fotografíe y corte con un escalpelo para asegurar que la penetración del preservativo es apropiada y guarde en formalina al 10%.

Si el sistema completo no puede ser preservado intacto, sepárelo entre el útero y la vagina proximal a la cervix. Preserve la cervix, útero, cuernos uterinos y ovarios en 10% formalina después de haberlos rebanado para facilitar la penetración del preservativo.

SISTEMA REPRODUCTOR MASCULINO

El sistema reproductor masculino (Figura 17) se encuentra localizado en la sección caudal de la cavidad abdominal. Los testículos están conectados al peritoneo cubriendo la superficie ventro-lateral del riñón. El tamaño de un testículo en un macho adulto es de aproximadamente 15 x 10 cm. Examine los testículos. Localice la cabeza del epidídimo y sígalo hasta llegar a la vesícula seminal siguiendo los ductos deferentes. Las vesículas seminales son bilaterales y están localizadas en el aspecto dorsal de la vejiga urinaria. (La vejiga urinaria esta en posición craneal al ano y localizada en la terminación proximal del cuerpo del pene.) Examine y fotografíe el tracto reproductor completo in situ y describa cualquier anomalía o característica inusual, incluyendo hemorragias, inflamación, o abscesos. Note el color y cantidad de los depósitos de grasa en los ductos deferentes. Corte la membrana que rodea ambos

testículos. Disecte y libere cada testículo con su epidídimo y los ductos deferentes conectados. Ate una cuerda en el lado derecho como una marca. Corte los ductos deferentes derecho e izquierdo en la base de la vesícula seminal. Remueva el tracto reproductor completamente cortando ventralmente hacia la vejiga urinaria. Mida la longitud máxima y el ancho de cada vesícula seminal y examine internamente. Separe los testículos de los epidídimos (ate una cuerda alrededor del testículo derecho) y tome el peso y medidas (máxima longitud x ancho) de cada testículo dentro de su cápsula. Corte la terminación caudal del epidídimo y tome un frotis del fluido seminal en un portaobjeto y deje secar. La presencia de espermatozoides maduros puede ser verificada utilizando un microscopio a baja magnificación (200x es suficiente). El frotis puede ser teñido con hematoxilina de Harris u otra coloración y almacenarlo.

Si el sistema masculino es requerido en su totalidad, disecte alrededor del músculo bulbocavernoso, liberando completamente el pene, vejiga urinaria, y vesículas seminales con testículos, epidídimo, y ductos deferentes conectados. (Remueva y guarde los huesos pélvicos vestigiales derecho e izquierdo que se encuentran a cada lado del músculo bulbocavernoso en la base del pene.) Examine, fotografíe, y rebane numerosas veces con un escalpelo para asegurar la penetración del preservativo y guarde en formalina al 10%.

Si el sistema completo no puede ser preservado, sepárelo a nivel de la base del pene y la vejiga urinaria, preservando los testículos y el epidídimo con las vesículas seminales y la vejiga urinaria conectada. Preserve en formalina al 10% después de haber cortado numerosas veces para favorecer la penetración del preservativo.

REGION DE LA CABEZA Y EL CUELLO

Remueva la masa de piel ventral desde el área pectoral hasta la barbilla (Figuras 19 y 20). Examine los músculos expuestos y localice traumas, hemorragias, abscesos, quistes u otras anomalías. Libere y remueva los músculos (*colli profundus* izquierdo y derecho) que corren por la línea media, a lo largo del eje axial del cuerpo ventralmente bajo la tráquea. Note las

glándulas salivares parótidas (cerca de 20 x 25 cm en el adulto) que se encuentran lateral al músculo (Figura 18). Corte a través y examine el tejido glandular. Note el color, tamaño, y forma y localice hemorragias u otras anormalidades. Examine los nódulos linfáticos en esta región, notando el tamaño, forma y color, preservando una muestra finamente rebanada en formalina al 10%. Tome una muestra de cultivo si es necesario.

Justo a nivel dorsal de los músculos *colli profundus* se encuentran los músculos esternohioideos. Disecte y remueva los músculos, evitando dañar la tiroides que se encuentra debajo. La tiroides es una glándula conformada por dos lóbulos que usualmente se encuentran unidos por un istmo delgado. Se encuentran ubicados a ambos lados de la tráquea justo posterior a la laringe (Figura 18). Su color puede variar de ámbar o dorado a un marrón oscuro y es muy variable en tamaño. Remueva la tiroides, examine y describa, pese y preserve en formalina al 10%, después de haber rebanado para asegurar la penetración del preservativo.

Rebane la tráquea en su totalidad y examine el lumen y ubique parásitos, obstrucciones, mucosidad, espuma, sangre, material extraño u otras anormalidades. Note si la mucosa se presenta de coloración rojiza o si está inflamada. Remueva la tráquea y examine el esófago (dorsal a la tráquea) internamente en busca de obstrucciones, irritaciones, inflamación, u otras características. Remueva los huesos hioideos y examine la base de la cavidad oral. Disecte la lengua y examine. Examine la cámara del oído medio y observe la presencia de fluido o material sólido, notando el color, cantidad, y claridad de los contenidos. La cámara del oído medio es examinada cortando a través de la membrana entre el hueso basioccipital y el hueso timpanoperiótico.

La cabeza puede ser removida del cuello cortando entre los cóndilos occipitales y el atlas (localizado al nivel de la unión humero-escapular). Cortando en esta unión, la cabeza debería separarse fácilmente. Corte a través de la musculatura dorsal y la piel para remover la cabeza por completo.

Examine el área dorsal de la cabeza y los labios. Haga cortes sagitales a través de cada abertura nasal y examine las cavidades nasales y localice parásitos, fluidos, otros materiales y objetos extraños. Remueva la piel del área dorsal y lateral de la cabeza, examinando el tejido expuesto y localizando signos de trauma, hemorragias o huesos fracturados. Remueva los ojos utilizando tijeras de punta roma cortando los músculos conectores. Preserve congelado o en formalina al 10%. Abra la boca y cuente el número de dientes brotados en cada línea dental, anotando la información en la forma estandarizada.

La masa cerebral, generalmente intacta en cadáveres relativamente frescos, puede ser removida haciendo una serie de cortes en el lado dorsal caudal del cráneo (Figura 20) utilizando una sierra. El hueso es denso y el trabajo es tedioso: debe prestarse atención en no dañar el tejido subyacente. Cuidadosamente separe la sección de cráneo cortado. Remueva el cerebro cuidadosamente, cortando la mayoría de los nervios craneales a medida que se separa del cráneo; trate de remover la glándula pituitaria, localizada en la superficie media ventral, junto con la masa cerebral. Describa el color del cerebro y la presencia o ausencia de lesiones superficiales o edemas. Pese la masa cerebral. Examine la cavidad craneal y observe la presencia de fluidos, hemorragias, o decoloraciones. Si se sospecha que la muerte está relacionada con la presencia de sustancias químicas tóxicas, pero se desea hacer estudios histológicos, haga un corte sagital dividiendo el cerebro en dos mitades simétricas, congelando una mitad y preservando la otra mitad en formalina al 10%. De otro modo, puede conservar el cerebro en su totalidad en formalina al 10%.

LIMPIEZA DEL ESQUELETO

Remueva las aletas derecha e izquierda cortando entre la cabeza del húmero y la fosa glenoidea de la escápula. Remueva la mayor cantidad de tejido posible y cuidadosamente rebane la piel del resto de la aleta. Remueva la escápula. Elimine la mayor cantidad de tejido blando de los lados como sea posible, examinando cuidadosamente y observando la presencia de traumas, hemorragias, abscesos o otras anormalidades. El cadáver puede ser rodado cuando sea

conveniente y pueden tomarse medidas de la piel y las capas de grasa de la línea media-dorsal a mitad del cuerpo. Continúe eliminando la piel dorsal y la musculatura. En especímenes de tamaño grande, el esqueleto axial puede ser cortado en dos o tres partes para así facilitar el trabajo. Si se desea tener dos mitades debe hacerse un corte entre la última vértebra torácica y la primera vértebra lumbar (Figura 21). Si desea un segmento adicional debe cortar entre la octava y novena vértebra torácica. La columna vertebral es más fácil de dividir cortando a partir del aspecto ventral con un cuchillo afilado.

Debe fotografiarse huesos y costillas fracturadas o desarticuladas. Describa cuales huesos están fracturados, ennumerando las costillas consecutivamente en dirección craneal caudal. Describa cualquier cicatrización ósea si la herida no es reciente. Si la fractura es reciente y aguda, note en donde se localiza (en la punta o distal, medio, o a un tercio proximal en el caso de costillas) y si se trata de una fisura, fractura simple o si se trata de una fractura múltiple (en numerosos pedazos). Describa los bordes y ángulos de las fracturas.

Rotule el cráneo con una etiqueta de plomo con el número de campo que identifica al espécimen. Los esqueletos deben colocarse en barriles de metal con huecos en la base. Los cráneos deben colocarse en el barril con la superficie dorsal hacia abajo para prevenir que los dientes se pierdan. Las mandíbulas deben desarticularse y colocarse al lado del cráneo, con la parte dorsal hacia arriba. Las aletas deben colocarse acostadas en el fondo del barril y separadas lo suficiente de manera que los huesos carpales y los dígitos de ambos miembros no se mezclen a medida que el resto del tejido se desintegra. Cada barril debe ser identificado con una etiqueta de plomo. Cubra el barril con una tapa hecha de alambre para gallinero. Debe tenerse cuidado en prevenir la pérdida de huesos pequeños. Un procedimiento adecuado para no perder los huesos es hervir la aleta después de cortar los ligamentos entre las falanges. Una vez hervida puede retirarse el tejido remanente.

El esqueleto axial completo (Figura 21) debe consistir del cráneo y 2 mandíbulas fusionadas; 3 huesos hioideos; 6 vértebras cervicales, 17-19 torácicas y 23-29 lumbocaudales;

17-19 pares de costillas, de las cuales usualmente 3 son costillas verdaderas, 13 son falsas y 1 es flotante; el esternón y de 7-9 huesos chevrons unidos mediante cartílagos a la terminación posterior de cada superficie ventral de las primeras 7-9 vértebras caudales. El esqueleto apendicular consiste de 2 huesos pélvicos vestigiales, y dos conjuntos de aletas consistiendo cada una de una escápula, húmero, radio, ulna, 7-8 huesos carpales, y 5 dígitos con la fórmula falangeal de I:2, II:3, III:3, IV:3, V:2-3. En animales jóvenes las suturas del cráneo, procesos vertebrales, o las epífises de los huesos de las aletas todavía no están fusionadas y los huesos hioideo y pélvicos no están completamente osificados.

IV. METODO PARA ASIGNAR LA CATEGORIA DE LA CAUSA DE MUERTE

Después de finalizada la necropsia, a cada espécimen se le asigna una de las seis posibles causas de muerte. A continuación se presentan los criterios utilizados para realizar dicho objetivo.

IMPACTO CON EMBARCACIONES

La muerte provocada por colisión con embarcaciones es usualmente inmediata pero también puede ser el resultado de un debilitamiento crónico a largo plazo. Heridas frescas y abiertas causadas por propelas o marcas profundas proveen clara evidencia de la ocurrencia de un impacto. Los manatíes pueden morir directamente debido a un impacto o bien ser comprimidos entre el casco del barco y el sustrato por lo que no se observan marcas de propelas. Ciertas características externas pueden servir de indicadores, tales como marcas extensas de raspaduras de forma asimétrica o espirales a lo largo del eje principal de cuerpo. Las capas de músculos superficiales, particularmente los de la cabeza y la espalda, pueden presentar señales de trauma masivo como contusiones y hemorragias. Estos se presentan en forma de patrones manchados en sangre y bien demarcados que pueden distinguirse de la autólisis en la mayoría de los cadáveres excepto en aquellos que se encuentran en avanzado estado de descomposición. También se observa frecuentemente, huesos fracturados, particularmente fracturas recientes de costillas o escápulas astilladas. También se observa trauma masivo en los órganos internos y grandes cantidades de sangre coagulada en las cavidades del cuerpo, especialmente si ha ocurrido ruptura de las principales vías circulatorias. Los huesos fracturados pueden perforar los pulmones o algún vaso sanguíneo principal, el corazón puede romperse y los riñones pueden aparecer pálidos, blandos y más grandes de lo normal debido a la pérdida de sangre. Pueden ocurrir perforaciones en los pulmones, por lo que éstos pueden presentarse saturados con sangre, pesados y sin fluido espumoso en los bronquios. Otras indicaciones asociadas con una muerte agonizante o shock pudieran estar presentes. Los signos correlacionados con una colisión incluyen anuria, hemorragia en los mesenterios y fluido teñido de sangre en el saco pericardial.

Las heridas externas de propela pueden ser menores, pero sin embargo pueden estar asociadas con un trauma masivo interno como se ha descrito anteriormente. También puede observarse heridas severas que penetran la dermis y los músculos causando serios daños en los órganos. La posibilidad de que las heridas de propela hayan sido causadas postmortem puede ser investigada siguiendo las siguientes observaciones. Los cortes de propela postmortem no muestran señales de trauma a los órganos internos o a la musculatura. Si se examina una sección transversal de la herida y se observa enrojecimiento en los bordes, fibrina e infiltración de pus, o tejido cicatrizado, la herida fue causada antes de la muerte del animal. La ubicación de la herida de propela también puede generar ciertos indicadores. Los manatíes que han muerto siempre flotan exponiendo la parte ventral y las heridas antes de morir son escasas en esta zona. Las heridas responsables de la muerte se encuentran localizadas en la zona dorsal. Los manatíes muertos generalmente flotan y son más fáciles de visualizar y en general son evitados por los pilotos de los botes, por lo que es poco frecuente encontrar heridas de propela postmortem.

El debilitamiento crónico debido a las heridas causadas por botes generalmente provoca infecciones. Hasta la herida exterior más pequeña y cicatrizada puede estar asociada con extensos abscesos internos y purulentos, septicemia, adhesiones en los órganos o otros signos de infección. Las lesiones osteolíticas crónicas debido a la ruptura de costillas pueden ocasionar una infección masiva interna y subsecuentemente la muerte. Ya que estas infecciones son un resultado secundario de una colisión con un bote, la causa de la muerte se asocia con dicho evento.

COMPRIMIDO O AHOGADO POR ESCLUSAS O COMPUERTAS DE CANALES

Raspaduras, huellas o impresiones externas, daño interno, y la proximidad del cadáver a una de estas estructuras constituyen las señales indicadas para asignar un caso a esta categoría. Las rasguños menores y abrasiones pueden ocurrir en cualquier parte del cuerpo, especialmente si las paredes, el fondo o los bordes de los canales son de concreto. Algunas veces las impresiones dejadas por los bordes de las compuertas son muy evidentes. Frecuentemente se

encuentran huesos rotos y/o costillas desarticuladas (con cortes marcados y bien definidos en las áreas de fractura). También pueden ocurrir lesiones similares a las descritas para los casos de colisiones con botes, pero en algunos casos ocurre asfixia (ahogo) y no se observan grandes áreas con hemorragias porque el corazón ha dejado de bombear sangre. La ubicación del cadáver, los horarios de manejo de las compuertas, y reportes de los encargados de las esclusas o cualquier otro testigo usualmente proveen suficientes evidencias circunstanciales como para colocar un caso particular en esta categoría.

ACTIVIDADES HUMANAS

Los casos que se han encontrado anteriormente y que han sido clasificados en esta categoría incluyen muerte por vandalismo, cacería, captura en redes o tuberías, y complicaciones debido a la ingesta de aparejos de pesca. Usualmente es muy evidente encontrar lesiones indicativas y circunstancias relacionadas con este tipo de muerte. Las toxicosis debido a contaminantes ambientales no han sido previamente determinados, pero dichas muertes pueden ser incluidas en esta categoría.

Las heridas de bala dejan pequeñas entradas o agujeros en la superficie externa, las cuales deben ser examinadas cuidadosamente durante la necropsia. Es posible encontrar proyectiles o cualquier otro objeto extraño proveniente de un acto de vandalismo no letal, principalmente al remover la piel y músculos en la región del hocico. Si es posible debe tomarse una radiografía del área afectada para determinar la localización del proyectil. Si la bala o proyectil es recuperado, debe hacerse llegar a las autoridades competentes. Los animales que han sido cazados con la finalidad de obtener su carne son fáciles de reconocer, ya que los cadáveres usualmente carecen de largas piezas de músculo. Las muertes causadas por vandalismo, cacería o cualquier otra actividad humana deben ser bien documentadas y reportadas a las autoridades competentes lo antes posible.

Se han encontrado neonatos ahogados en cercos de red de pescadores así como también

adultos atrapados y ahogados en redes de barcos camaroneros. Reportes de testigos, proximidad del cadáver a las zonas de pesca y otras evidencias no patológicas proveen evidencia circunstancial importante para incluir un evento en esta categoría. Adicionalmente, algunos manatíes pueden quedar atrapados y morir en tuberías o enredados en alambres, sogas o líneas de nylon. Las sogas y alambres pueden enredarse alrededor de las aletas causando necrosis y como consecuencia una septicemia, causando eventualmente la muerte.

CRIAS DEPENDIENTES

Esta categoría se ha definido arbitrariamente para incluir todos los animales menores de 150 cm de largo y cuya muerte no se relaciona con actividades humanas. Fetos pequeños se excluyen de esta categoría. La muerte de neonatos debido a enfermedades o anomalías congénitas se incluyen en esta categoría. Sin embargo, la verdadera causa de la muerte es generalmente desconocida. Se han reportado fetos en avanzado estado de desarrollo con longitudes de hasta 152 cm y algunas crías de hasta 260 cm continúan alimentándose de la madre. Posiblemente la mayoría de los casos de muerte de crías menores de 150 cm están relacionados con mortalidad perinatal (recién nacido) y juvenil, lo cual es útil de identificar ya que se pueden distinguir de la categoría no determinada utilizada en animales de mayor tamaño y cuya causa de muerte se desconoce. Los cadáveres ligeramente mayores de 150 cm que son obviamente recién nacidos (basado en el contenido del tracto gastrointestinal, características del ombligo, falta de aire en los pulmones, pliegues fetales, y otros rasgos) pueden ser incluidos en esta categoría. Algunas veces se encuentran señales de inanición o anorexia en crías pequeñas, lo que sugiere períodos prolongados de separación de la madre. Los cadáveres muestran señales de emaciación, y los depósitos de grasa presentan serias atrofias, dejando los depósitos remanentes con una apariencia gelatinosa y clara. Esta característica se hace más evidente alrededor de la superficie ventral y el surco interventricular del corazón. El tracto gastrointestinal está usualmente vacío y la vesícula biliar distendida con bilis de color amarillo brillante. Los animales en estas condiciones pueden presentar infecciones. Estas incluyen abscesos purulentos múltiples en la dermis, musculatura, vasos del ombligo y riñones. Las crías

que mueren al nacer o seguidamente después del parto pueden distinguirse por la presencia de meconium en el tracto gastrointestinal en vez de leche o vegetación, además de un ombligo sin cicatrizar y sangre coagulada en la arteria del ombligo. Un pedazo de pulmón de una cría que no ha sobrevivido lo suficiente como para respirar, se hundirá. Anormalidades morfológicas o defectos de nacimiento pueden contribuir a una muerte prematura, particularmente las deformidades coronarias. Sin embargo, ductos arteriales patentes es considerada una condición común que persiste en manatíes jóvenes con longitudes mayores de 150 cm y no debe ser considerado como una condición patológica.

NATURAL

Esta categoría incluye muertes debido a enfermedades infecciosas o no, así como catástrofes naturales, tales como condiciones climáticas severas o envenenamiento debido a la exposición de toxinas biológicas. Fetos abortados de tamaño pequeño también son incluidos en esta categoría. El diagnóstico de una enfermedad generalmente requiere la corroboración de patólogos especializados utilizando evidencias de histopatología y microbiología. Este manual ha sido escrito con la idea de identificar las posibles patologías causadas naturalmente en cada órgano. Debe tomarse en cuenta la colecta de especímenes de cada órgano para ser analizados por los especialistas para su verificación.

Anteriormente se han descrito casos en esta categoría incluyendo enteritis hemorrágica, infecciones de los pulmones (neumonía), dermatosis, y encefalitis. En la enteritis hemorrágica las superficies serosas de los segmentos afectados del tracto gastrointestinal presentan una coloración rojiza debido a hemorragias, la cual debe distinguirse de hiperemia fisiológica o congestión, y autólisis, las mucosas están inflamadas y desprendidas, y el contenido puede presentar agua o sangre. La patología respiratoria incluye la neumonía tromboembólica, que se distingue por la presencia de múltiples abscesos de gran tamaño, trombosis vascular, y áreas de necrosis puntual, neumonía terminal causada por inhalación de material extraño y neumonía verminosa como resultado de una infección severa causada por tremátodos nasales. La

dermatosis consiste de múltiples lesiones y úlceras en toda la piel y se relaciona con sepsis interna. La encefalitis causada por la infección de *Toxoplasma gondii* ha sido diagnosticada mediante un examen histológico.

Un síndrome que todavía no se entiende en su totalidad y que se incluye en esta categoría, se ha identificado en asociación con periodos prolongados de frío durante el invierno. Los animales se encuentran usualmente emaciados y en un estado general de caquexia. Los depósitos de grasa se encuentran reducidos y la atrofia serosa de grasa es aparente algunas veces. El estómago y el intestino delgado están usualmente vacíos y el material en el colon usualmente forma bolos deshidratados, duros y pequeños. Estos bolos son indicativos de la falta de alimento o atonia intestinal, causando una prolongada retención en el colon donde los flúidos son continuamente reabsorbidos por la mucosa (constipación). La muerte es más común en animales que son mayores que las crías pero cercanos al tamaño de un subadulto. Se desconoce la razón etiológica o fisiológica de estas muertes. En el pasado muchos casos similares a este fueron clasificados dentro de la categoría indeterminada.

El envenenamiento debido a la exposición de toxinas de dinoflagelados (mareas rojas), probablemente a través de la ingesta de toxinas acumuladas en ascidias, causó la muerte de por lo menos 37 manatíes en Florida en 1982. No se observó ninguna patología evidente, excepto por ocasionales eventos de hemorragias cerebrales, sin embargo, las fuertes evidencias circunstanciales implicaron la presencia de toxinas de dinoflagelados como posible causante de las muertes por lo que las muertes fueron asignadas en esta categoría.

NO DETERMINADA

Algunos casos son clasificados como no determinados cuando después de la necropsia, la causa de la muerte no logra ser clarificada. En esta categoría también ubicamos los casos de cadáveres en avanzado estado de descomposición en los cuales se encuentran ausentes los indicativos necesarios para esclarecer la causa de la muerte.

V. COLECTA DEL ESPECIMEN, PRESERVACION, PREPARACION Y TRANSPORTE

FIJADORES Y PRESERVATIVOS

Esta sección describe el uso de fijadores y preservativos empleados rutinariamente en el programa de recuperación de manatíes. Los componentes requeridos para la preparación de estas soluciones se listan en el Apéndice II. Otras soluciones pueden ser ocasionalmente requeridas en técnicas más especializadas, solicitadas por otros investigadores asociados al programa. Los especímenes deben ser tratados con mucho cuidado y no deben aplastarse, estirarse, raspase o de lo contrario los tejidos pueden sufrir daños. Todas las muestras deben almacenarse en envases con las etiquetas apropiadas (Figura 22) así como con etiquetas externas.

Formalina al 10%. El fijador más común que se utiliza para preservar muestras húmedas de tejido es la formalina neutra al 10%. Para histopatología, las muestras deben ser relativamente frescas y cortadas en pequeños trozos (1 x 1 x 0.5 cm) y colocadas en un volumen de formalina de por lo menos 10 veces el volumen de la muestra. Muestras más grandes y órganos enteros pueden ser preservados en formalina, pero deben ser cortados apropiadamente para permitir la penetración del preservativo. Alternativamente se puede inyectar formalina en diferentes puntos del órgano para así asegurar una penetración máxima. En 1 o 2 semanas la fijación debería ser total. Las muestras deben ser revisadas rutinariamente para revisar el nivel del líquido.

Formalina al 5%. La vegetación de agua dulce que se recupera del tracto gastrointestinal del manatí se preserva en esta solución. La vegetación marina se preserva en esta solución preparada con agua salina o agua de mar (Apendice II).

Buffer de glutaraldehído. El glutaraldehído requiere de refrigeración. El buffer se prepara con un día de antelación y los especímenes deben ser procesados tan pronto como sea posible (48

horas o menos). Generalmente se utiliza sólo con muestras muy frescas y que serán examinadas bajo un microscopio electrónico. Es necesario obtener instrucciones precisas en cuanto a su utilización las cuales serán proveídas por el investigador a cargo del estudio.

Fluido Bouins. Algunos investigadores pueden solicitar el uso de este fluido pero en general no es muy utilizado para estudios histológicos debido a las manchas causadas por el ácido pícrico. La fijación ocurre en menos de 24 horas. Las muestras son rutinariamente almacenadas en etanol al 70% después de la fijación. Cualquier muestra dejada en el fluido por más de 24 horas se torna firme, quebradiza y difícil de cortar.

AFA. Esta solución se utiliza para fijar tremátodos vivos y su finalidad es relajar la musculatura. Otros preservativos son utilizados si los parásitos están muertos durante la colecta.

Etanol. Una solución de etanol al 70% es utilizada para la preservación de tremátodos y percebes después de haberse fijado. No se recomienda su uso como fijador porque puede deshidratar y dañar el tejido.

COLECTA DEL ESPECIMEN

Si el cadáver está fresco, deben colectarse rutinariamente muestras de tejido de todos los órganos para estudios de histopatología. Una atención particular debe prestarse a muestras provenientes de áreas con lesiones significativas. Las muestras histológicas deben incluir la interfase entre el tejido normal y el enfermo. Un muestreo rutinario debe incluir las glándulas adrenales, cerebro, ciego, músculo del corazón, riñones, hígado, pulmones, nódulos linfáticos, páncreas, órganos reproductores, bazo, y estómago. Adicionalmente puede colectarse los huesos, colon, ojos, válvulas del corazón, músculos, intestino delgado, timo, tiroides, tráquea y vejiga urinaria. En general, la formalina al 10% se utiliza como fijador, aunque algunos

colorantes requieren de otro fijador. Para estudios de histopatología, las muestras deben ser relativamente frescas y cortadas en pequeñas piezas (1 x 1 x 0.5 cm) y colocadas en una cantidad del fijador en una proporción de por lo menos 10 veces el volumen de la muestra.

Algunos investigadores requieren que el material se congele. Estas muestras incluyen: sangre u orina; porciones de órganos y tejidos como grasa, cerebro, riñón, hígado o músculo; órganos enteros como cerebro, ojos, aletas, cabeza, laringe, piel o bazo. Las crías también pueden ser congeladas. Las instrucciones para muestras particulares se describen a continuación.

Ingesta. Las muestras de contenido del tracto gastrointestinal para estudios de hábitos alimenticios son colectadas independientemente del estado de descomposición del cadáver. El contenido de animales provenientes de agua dulce debe ser preservado en formalina al 5%. Muestras provenientes de áreas de agua salobre deben ser preservadas en formalina al 5% preparada en agua de mar o solución salina. Aproximadamente 100 ml de material proveniente de cada región del tracto digestivo debe ser colectada y diluida con un volumen equivalente de preservativo. Las regiones muestreadas incluyen el estómago, duodeno, intestino delgado medio, ciego e intestino grueso medio.

Parásitos y comensales. Los nemátodos del estómago y el duodeno deben preservarse en etanol al 70% o en glicerina y etanol al 70%, después de haberse fijado en GAA si es posible. Los tremátodos se fijan en formalina al 10%, y luego se preservan en etanol al 70%. Los tremátodos vivos se relajan en agua fría, y luego se fijan en AFA. Los percebes deben fijarse en formalina y almacenados en etanol al 70%.

Tejidos para electroforesis. Algunos investigadores requieren que las muestras de músculo, hígado, y riñón sean colectados con instrumentos de disección limpios. Las muestras deben ser de aproximadamente 25 gramos y congelados en frascos limpios o en bolsas plásticas. El material debe ser colectado a partir de cadáveres frescos o ligeramente descompuestos.

Análisis de metales pesados y residuos organoclorados. Muestras de hígado, riñón, músculo, grasa y cerebro son colectados. Generalmente 10 gramos o más es suficiente. Las siguientes precauciones son aplicadas especialmente a las muestras de grasa, cerebro, y músculo para estudios de organoclorados, pero son igualmente aplicables a muestras de hígado, riñón, y músculo utilizados para análisis de metales pesados. Las muestras deben ser congeladas en frascos de vidrio, enjuagados previamente en acetona, hexano y ácido nítrico diluído. El interior de las tapas de los frascos deben ser recubiertas con papel de aluminio o Teflón. Los instrumentos de disección deben ser de acero inoxidable y deben estar muy limpios y enjuagados frecuentemente en acetona y hexano, en ese orden, durante la disección. Las muestras no deben ser expuestas o manipuladas con plásticos, jabones o aceites; el tejido cortado debe ser colocado en papel de aluminio directamente en el frasco inmediatamente después de haber sido removido del cadáver. Los instrumentos deben limpiarse rigurosamente en acetona y hexano antes de pasar de un tejido a otro y el tejido con menos cantidad de grasa debe ser colectado primero. Los frascos deben ser pesados previamente y luego pesados con el contenido. Los pesos deben ser anotados en la etiqueta y la tapa sellada al frasco con cinta adhesiva.

La localización topográfica de las muestras debe ser consistente. Las muestras de hígado son tomadas de la punta caudal del lóbulo derecho. Las muestras de riñón son tomadas de la porción caudal del riñón derecho. Las muestras de grasa son tomadas a partir de la capa más externa en la posición del mediovientre justo a la derecha de la incisión realizada en la parte central del cuerpo y las muestras de músculo se toman de la capa que se encuentra inmediatamente por debajo de la grasa. Para estudios histológicos del cerebro es suficiente con tomar una muestra de la mitad sagital derecha y congelarla lo antes posible.

Orina y sangre hemolizada. Muestras de orina pueden ser colectadas de la vejiga urinaria de cadáveres relativamente frescos utilizando una jeringa. Si la vejiga no está distendida es recomendable abrirla para remover la orina con una jeringa. La orina puede ser refrigerada pero debe ser enviada al laboratorio de patología tan pronto como sea posible. Las muestras pueden

ser congeladas para una determinación de osmolaridad u otros valores de importancia. La sangre hemolizada puede ser colectada en el corazón de cadáveres relativamente frescos y congelada lo antes posible.

Cultivos microbiológicos. Los aplicadores de algodón (Culturettes) deben ser removidos de su empaadura estéril sólo momentos antes de ser utilizados en la toma de muestras. Se pasan por el tejido, lesión o fluido a ser examinado y rápidamente deben ser repuestos en su tubo para así evitar contaminación. La ampolla que contiene el medio de cultivo al fondo del tubo debe ser presionada inmediatamente para permitir que el medio de cultivo se ponga en contacto con el algodón. El Culturette debe ser rotulado, refrigerado y enviado a un laboratorio de microbiología antes de las 72 horas. Deben tomarse muestras en cualquier área que presente o se sospeche de la presencia de patógenos. En cadáveres relativamente jóvenes se recomienda tomar muestras de la superficie pleural de los pulmones, bronquios, mucosa del estómago, fluido perineal, fluido en el saco pericardial, superficies del cerebro, abscesos o áreas infectadas.

PREPARACION DEL ESQUELETO

Los huesos son removidos del barril una vez que han sido limpiados por derméstidos. El fondo del barril y los restos de tejido deben ser examinados para localizar huesos pequeños o fragmentos de huesos. Las aletas y otros huesos pequeños pueden ser colocados en medias de nylon para mantenerlos juntos durante la limpieza. Coloque el esqueleto en un barril de plástico de 30 galones, lleno de agua, y añada 2 litros de hidroxido de amonio al 30% (manipule con cuidado para evitar quemaduras). Si el fluido recolectado se encuentra relativamente limpio, éste puede ser utilizado una vez más en otro espécimen. Para una limpieza efectiva, algunos especímenes requieren ser sumergidos en agua por algunos días antes de ser sumergidos en amonio, pero el agua debe ser cambiada cada 48 horas para evitar que las algas manchen los huesos. Después del tratamiento con amonio, los huesos deben limpiarse con un cepillo de cerdas de acero, enjuagarse con agua y puestos a secar en una rejilla de metal por 48 horas. Una vez secos, los huesos deben identificarse con su número de campo utilizando tinta indeleble.

Los esqueletos deben guardarse separadamente en recipientes etiquetados (cajas de cartón son una buena alternativa) con pastillas de naftalina y almacenados en un sitio fresco y seco.

TRANSPORTE DE ESPECIMENES

Todas las muestras enviadas a los colaboradores deben ser bien empacadas en recipientes resistentes. Las direcciones deben ser claramente marcadas. El interior del recipiente debe contener una copia de la dirección, la planilla de préstamo (Apendice III) especificando el material que contiene y tipo de transporte, y una copia del Permiso Federal de Fauna, la autoridad bajo la cual el espécimen fue colectado. Permisos de exportación obtenidos a través de la Oficina de Permisos del Servicio de Pesca y Vida Silvestre de los Estados Unidos y los permisos de CITES del país destinatario son necesarios para envíos al exterior. Los especímenes osteológicos pueden ser envueltos en periódicos y empacados en hojuelas de esteroform, unicel.

Las muestras congeladas deben ser transportadas en hieleras resistentes que no se rompan en el camino. Incluya una etiqueta prepagada con la dirección de retorno si se desea recuperar el recipiente. Una cantidad suficiente de hielo seco debe ser utilizada. Deben hacerse arreglos con anticipación para que el destinatario del paquete esté presente al arribo del mismo y así poder disponer del contenido lo antes posible. Los Servicios de Mensajería y líneas aéreas son recomendables. Para este último, seleccione vuelos que tengan un número mínimo de conexiones. Un certificado de contenido de materiales peligrosos puede ser requerido en envíos con hielo seco. Verifique esto antes de empacar y enviar. Informe al destinatario del número de recibo de la mensajería o cualquier otra identificación en el momento del envío de manera de poder localizar el paquete si llega a extraviarse.

Los especímenes fijados en fluido deben prepararse y empacarse para ser transportados siguiendo los procedimientos siguientes:

1. Lave el espécimen con agua.

2. Envuelva el espécimen con suficiente tela de algodón para cubrir todas las áreas expuestas de la superficie del tejido.

3. Coloque el espécimen envuelto en una bolsa de plástico, incluyendo una etiqueta con la información del espécimen (Figura 22). Muestras pequeñas pueden ser inmersas directamente en una cantidad pequeña de preservativo sin necesidad de envolver.

4. Añada preservativo suficiente como para empapar la envoltura.

5. Selle la bolsa de plástico y colóquela dentro de dos bolsas de plástico y séllelas.

6. Empaque las bolsas en recipientes resistentes para el envío, incluyendo material de empaque, planillas de préstamos, copia del Permiso Federal de Pesca y Vida Silvestre y copias de la dirección original. Selle el recipiente y coloque la dirección del destinatario.

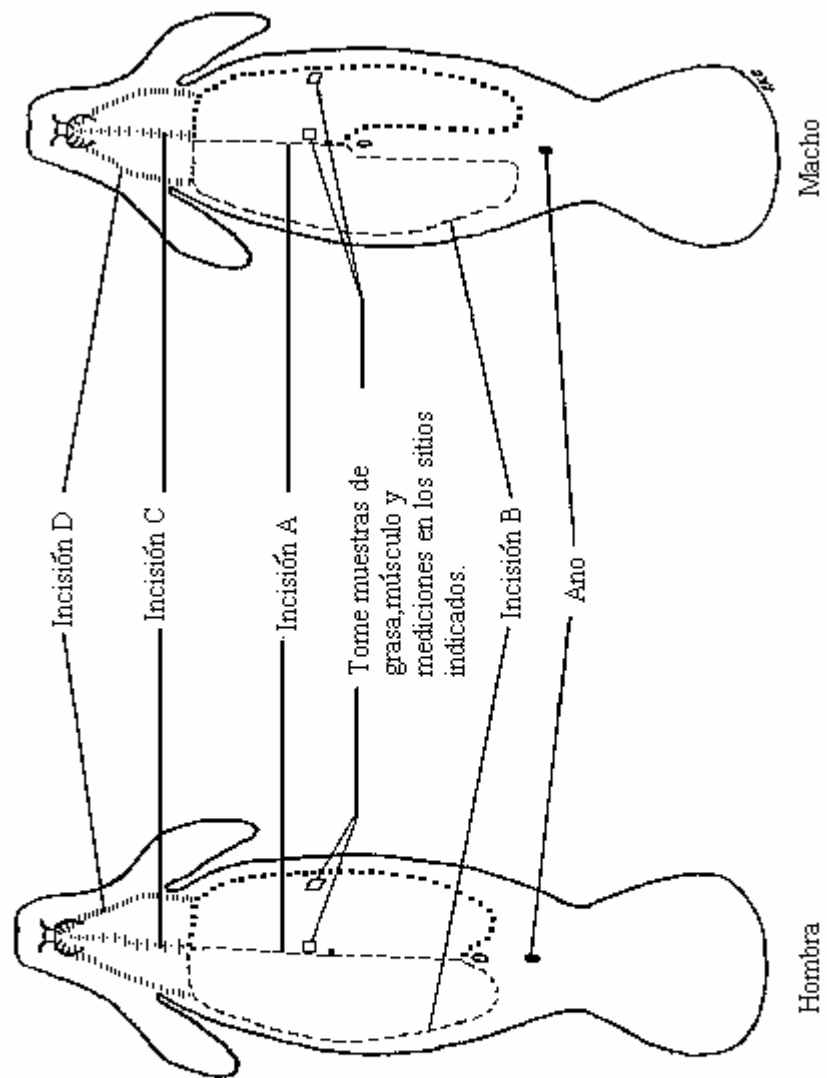


Figura 1. Incisiones requeridas para entrar en la cavidad abdominal des de la supeficie ventral.

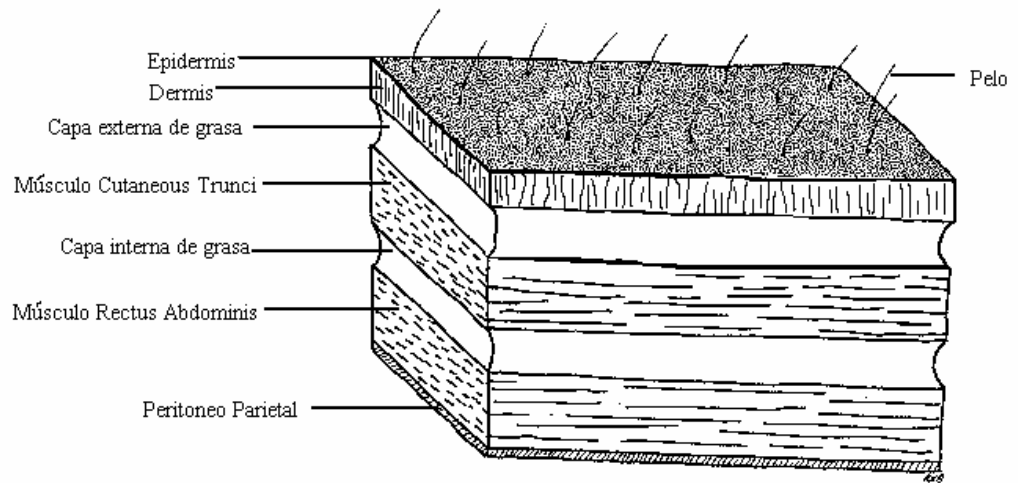


Figura 2. Corte de láminas de tejido cerca de la línea media ventral.

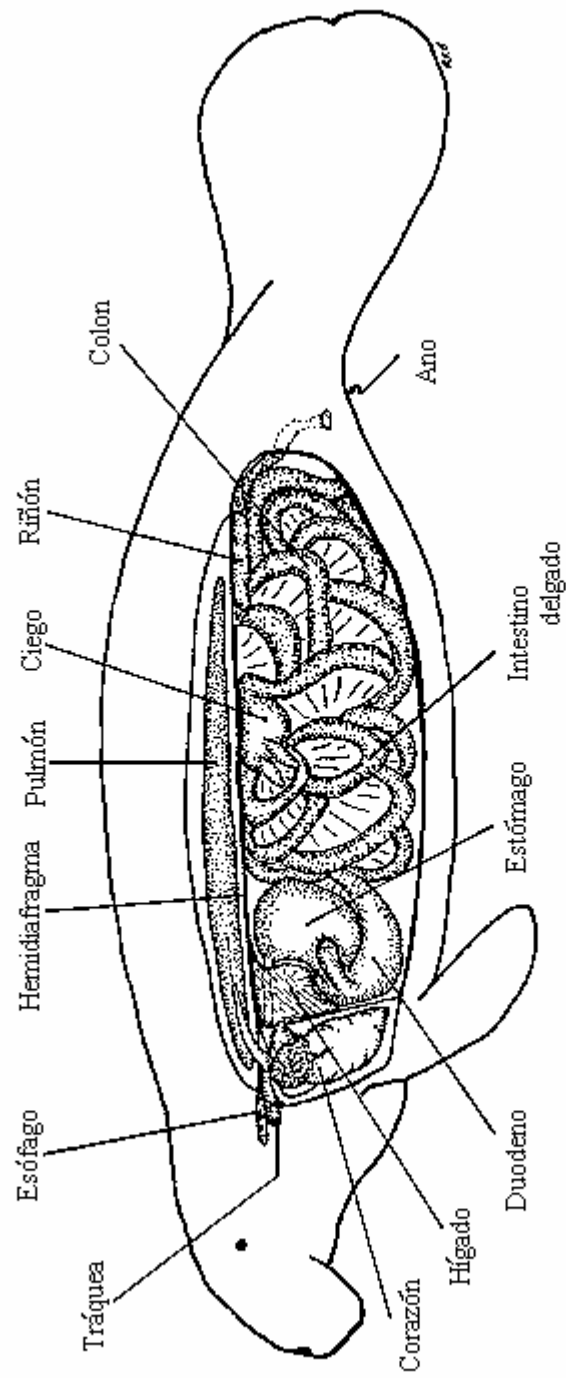


Figura 3. Organos Principales en el manatí.

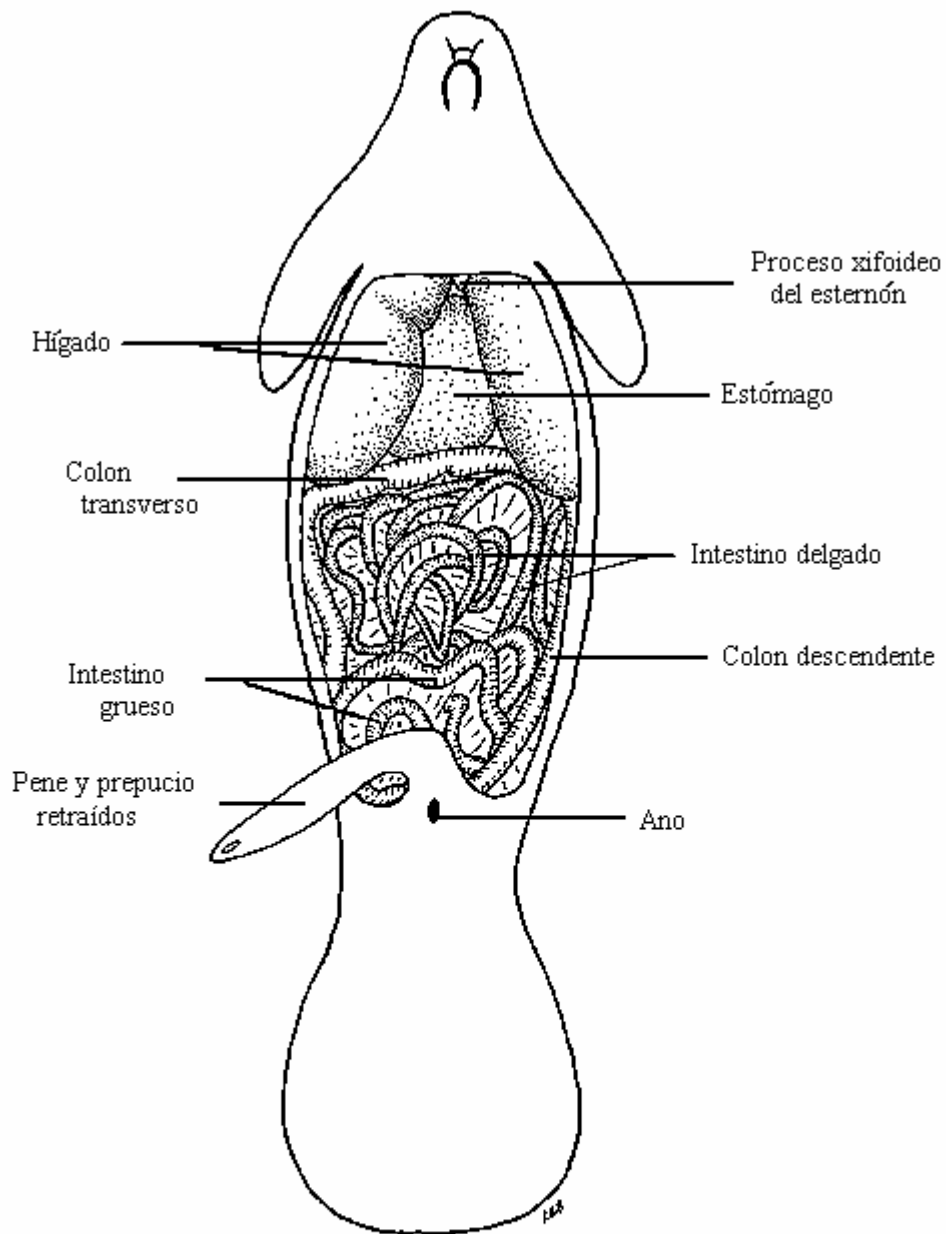


Fig. 4. Organos expuestos in situ después de remover las secciones ventrales (vista ventral).

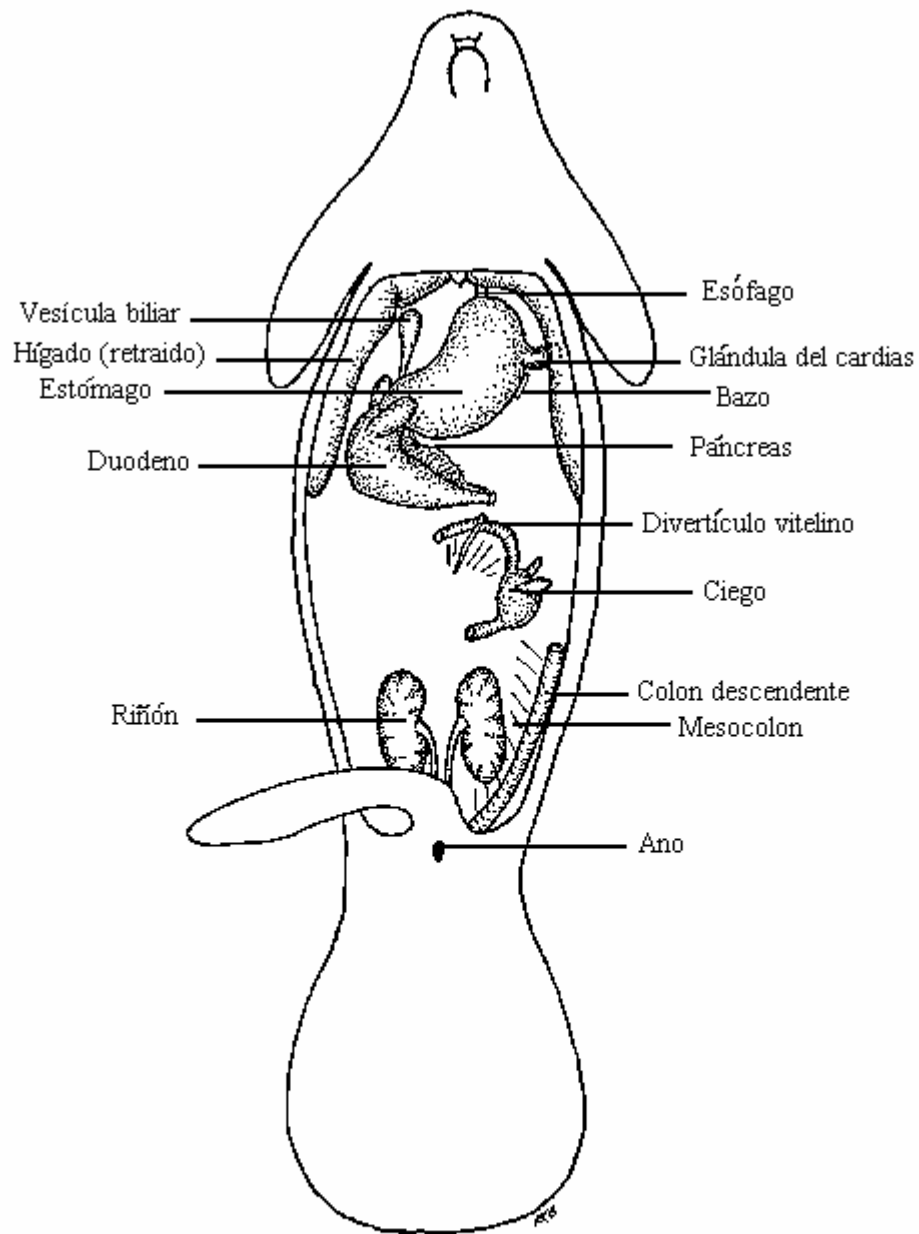


Fig. 5. Organos principales in situ después de remover los intestinos delgado y grueso (vista ventral).

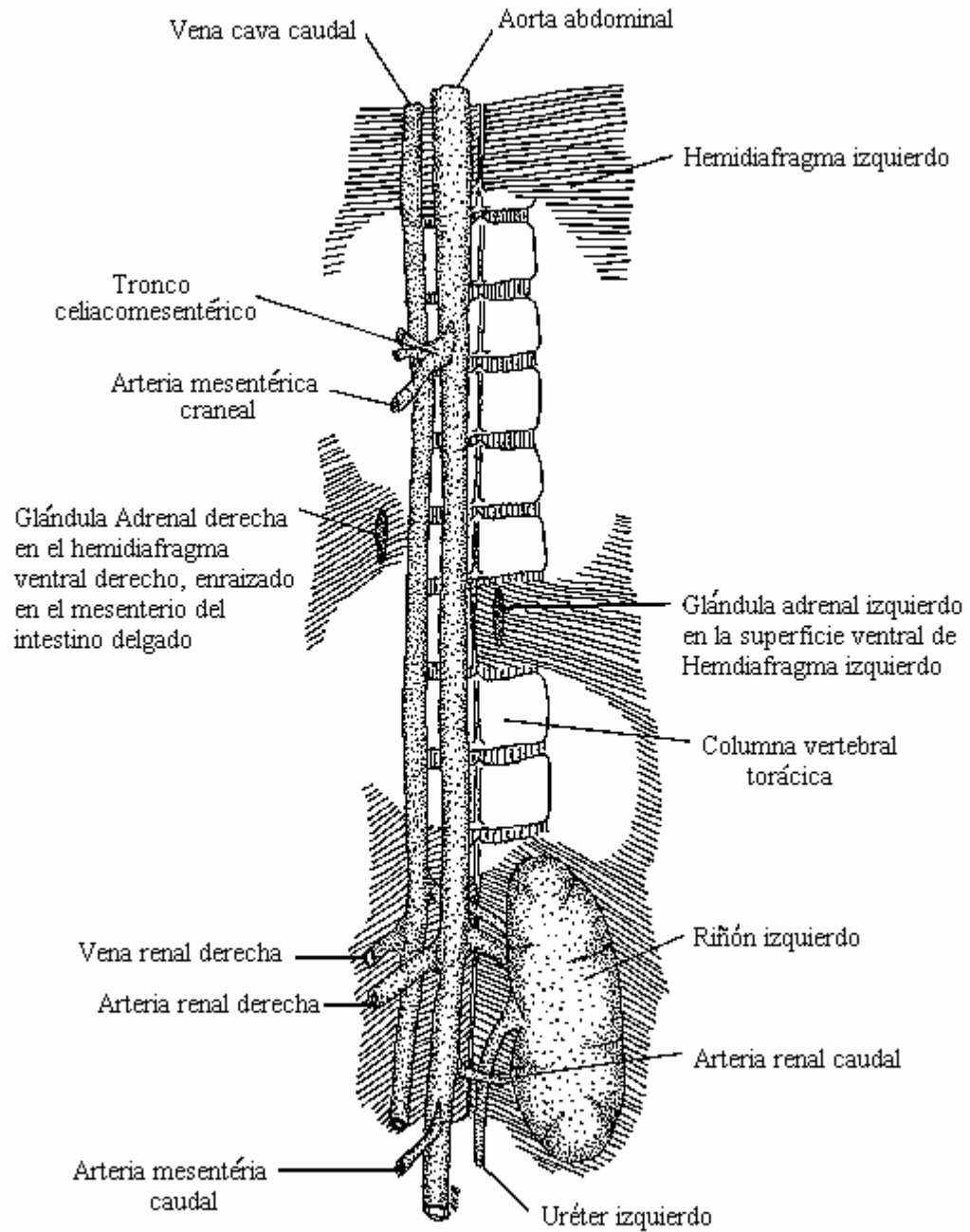


Figura 6. Principales estructuras *in situ* a lo largo de la línea media del cuerpo (vista ventral).

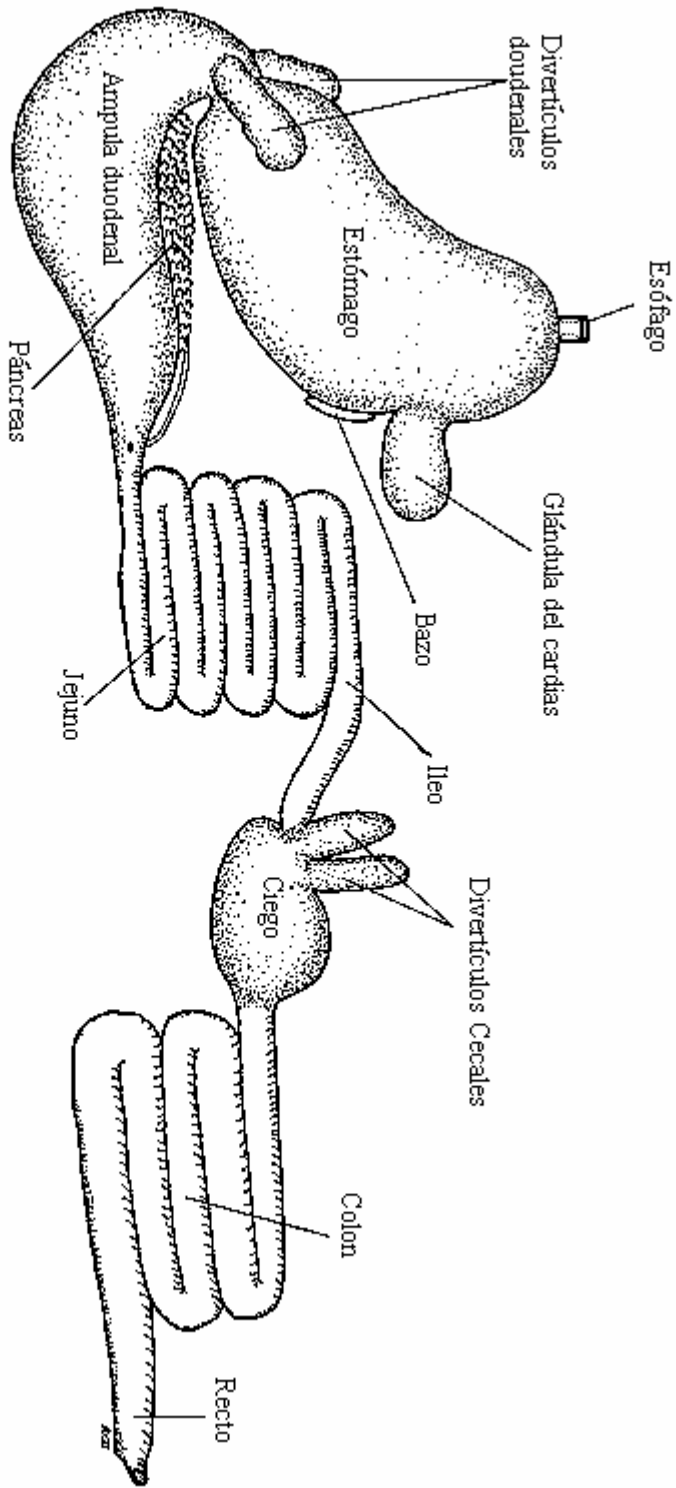


Figura 7. Porción abdominal del sistema digestivo (esquema).

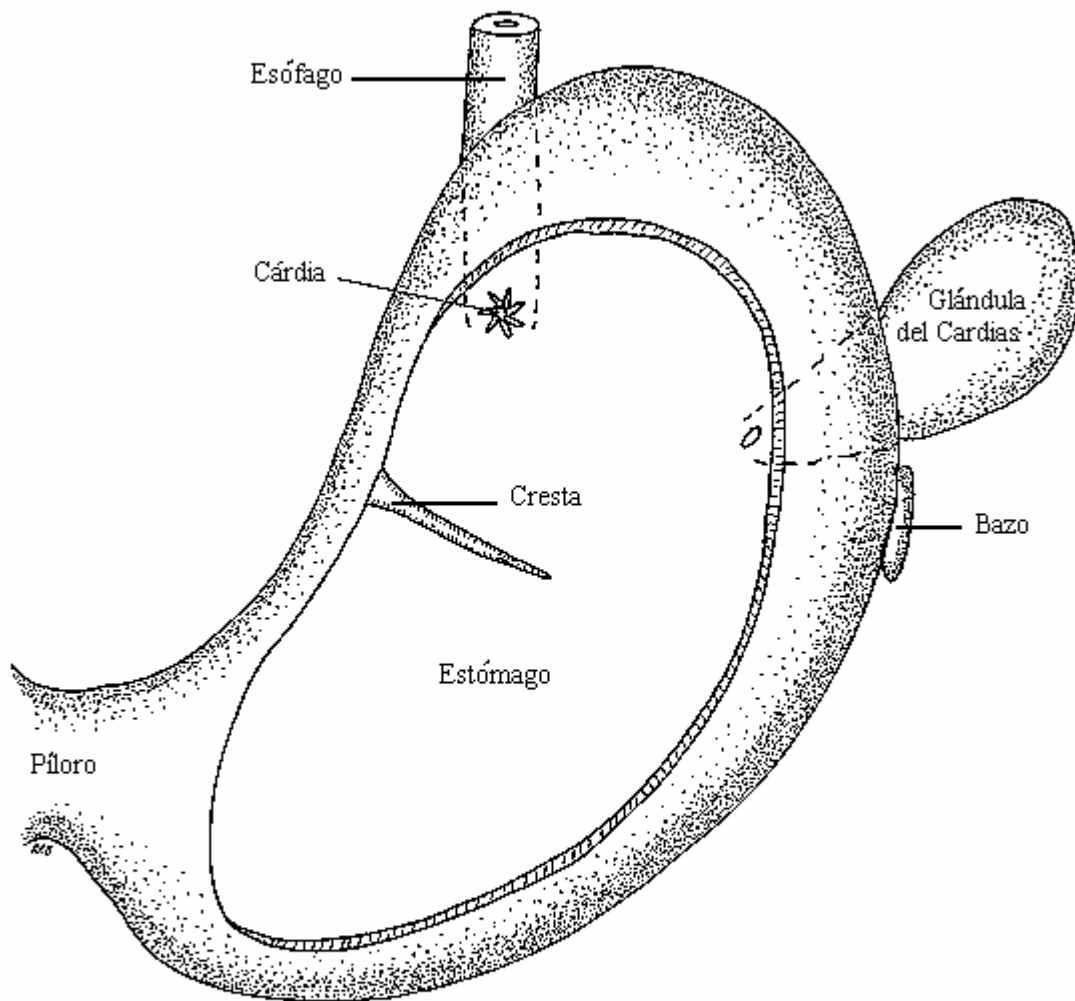


Figura 8. Estómago con una sección cortada (vista ventral).

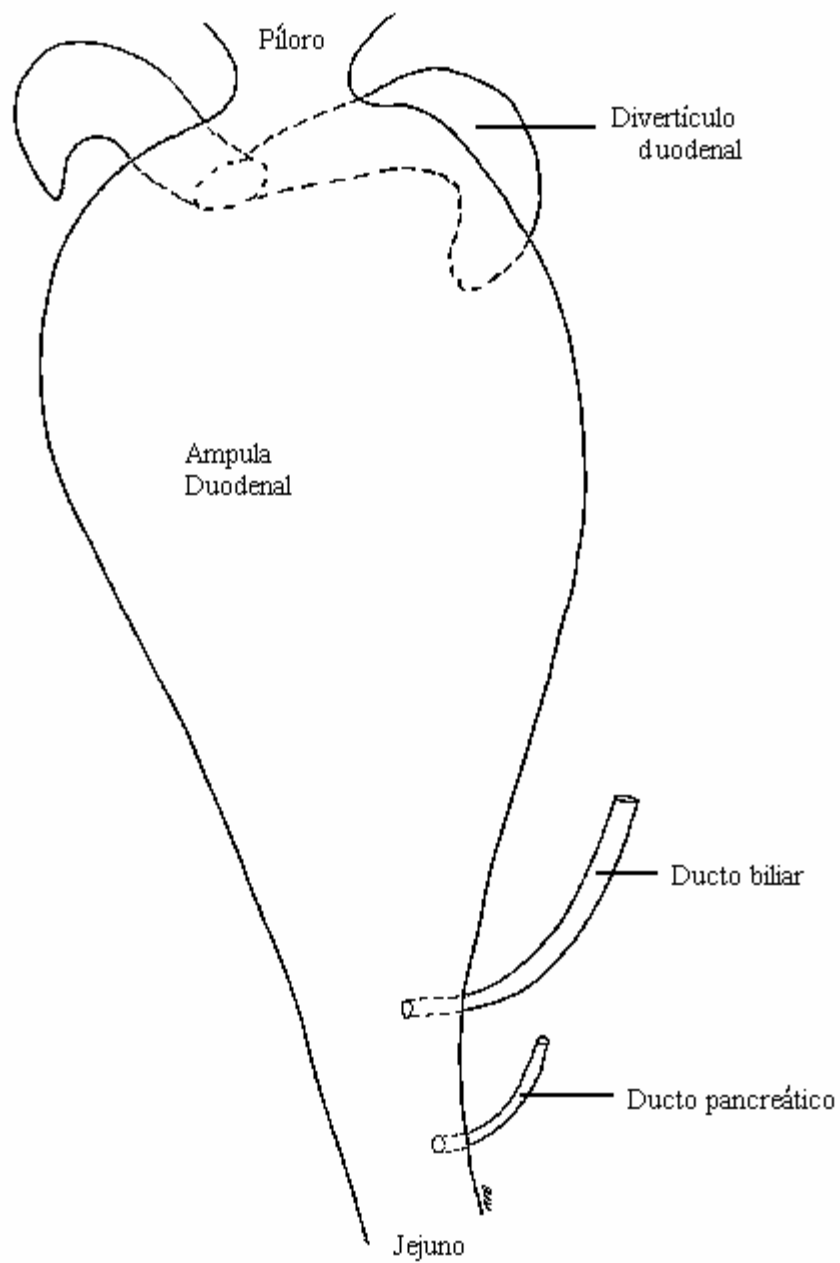


Figura 9. Duodeno (vista lateral).

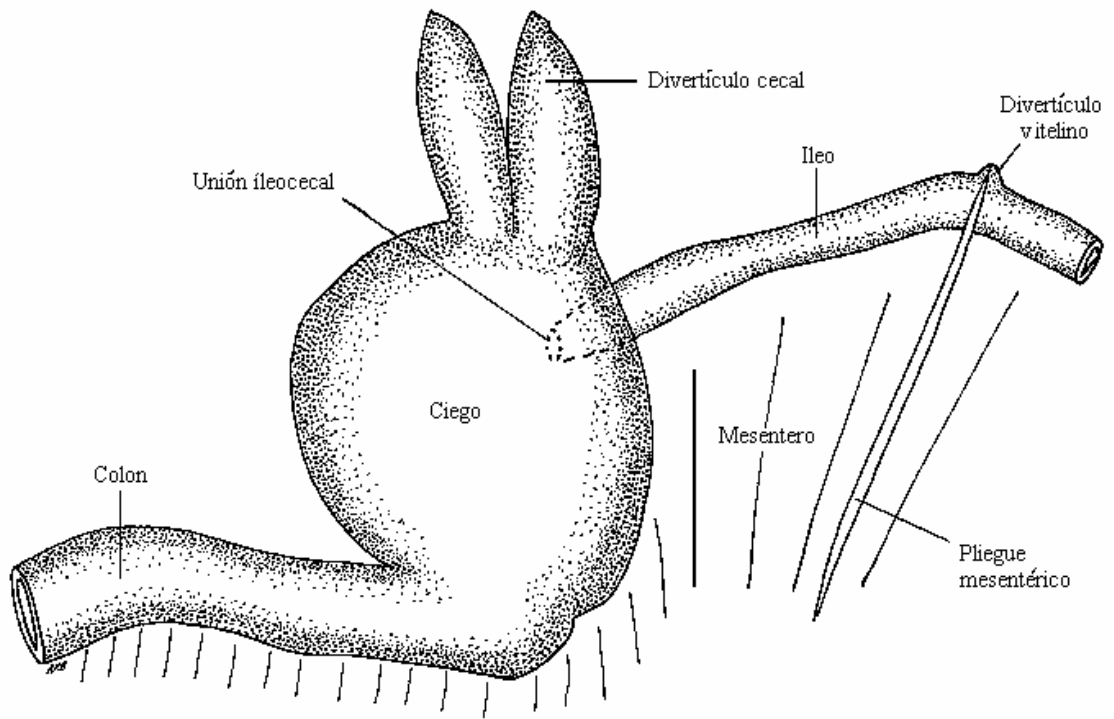


Figura 10. Ciego y estructuras adjuntas (vista lateral)

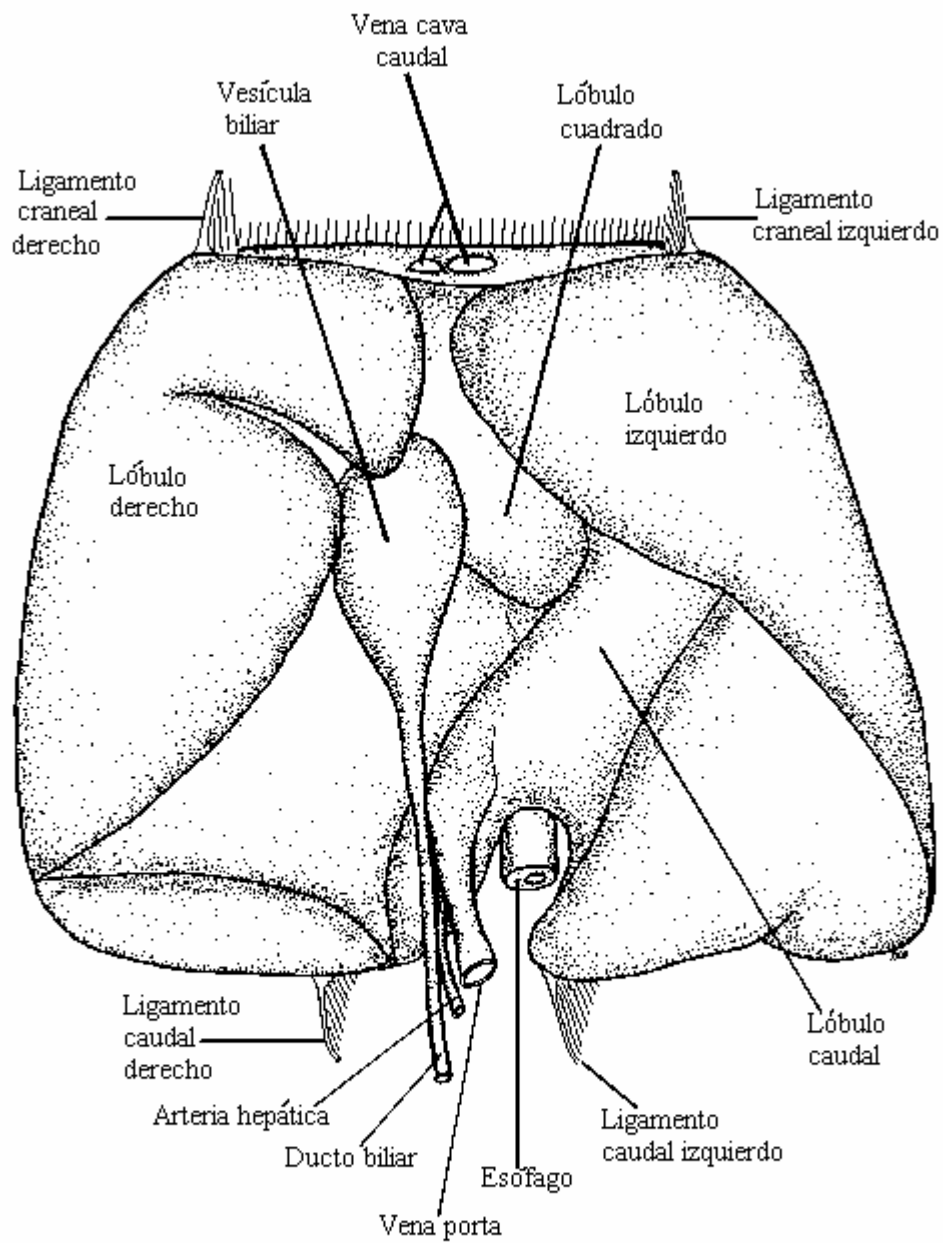


Figura 11. Hígado y estructuras adjuntas (vista ventral).

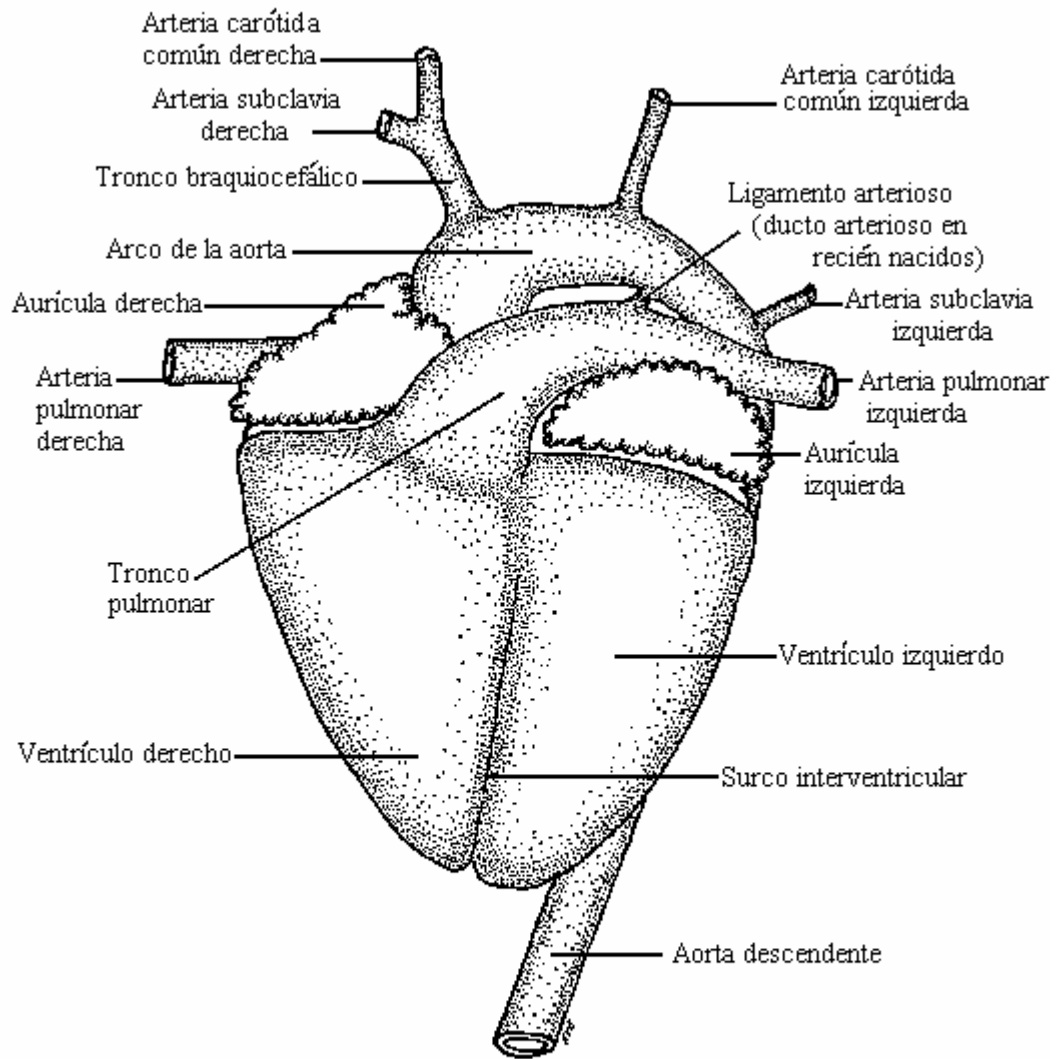


Figura 12. Corazón y principales arterias (vista ventral).

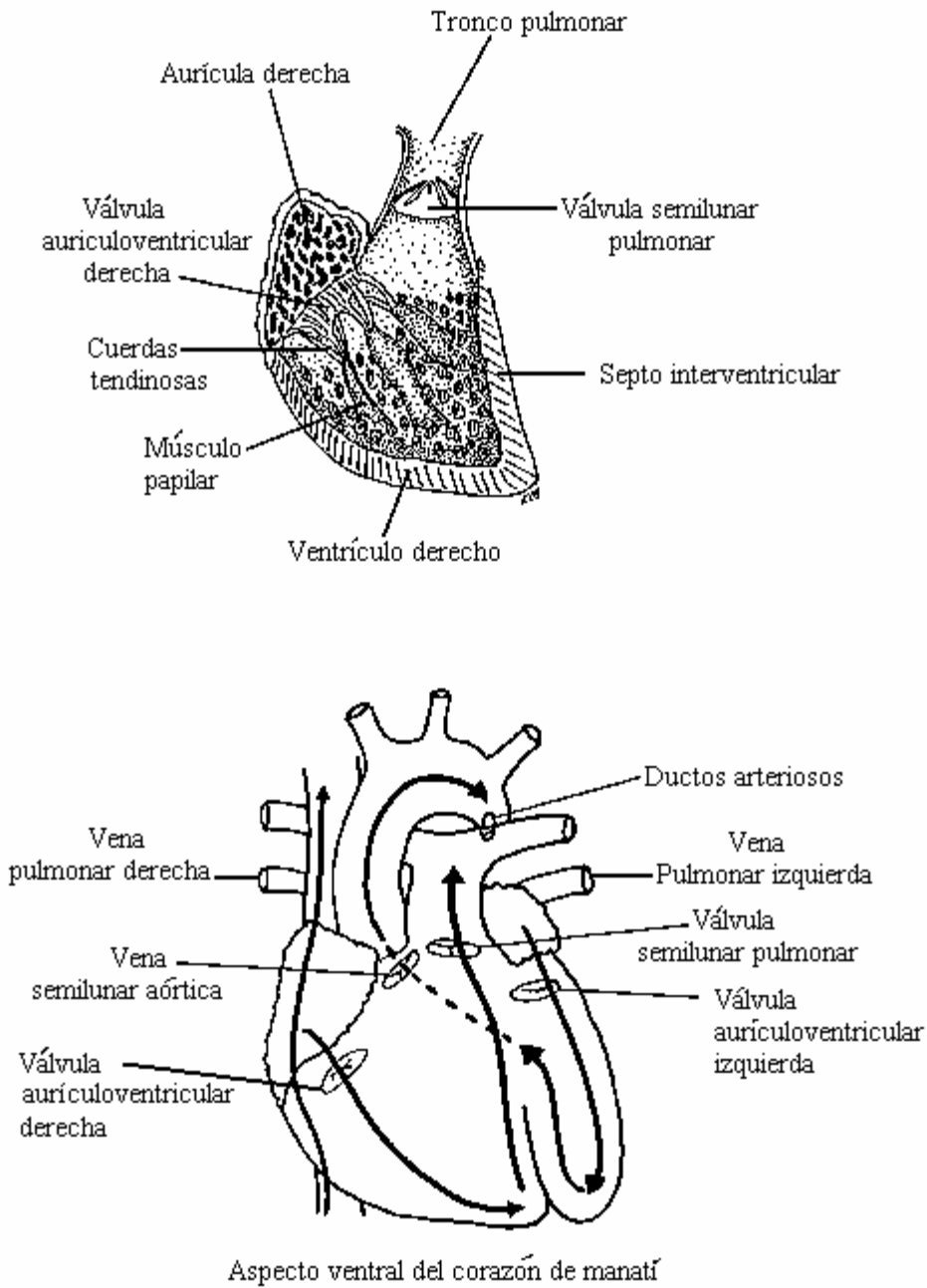


Figura 13. Aspectos internos del corazón (vista ventral). Ras flechas indicar el orden recomendado para la disección

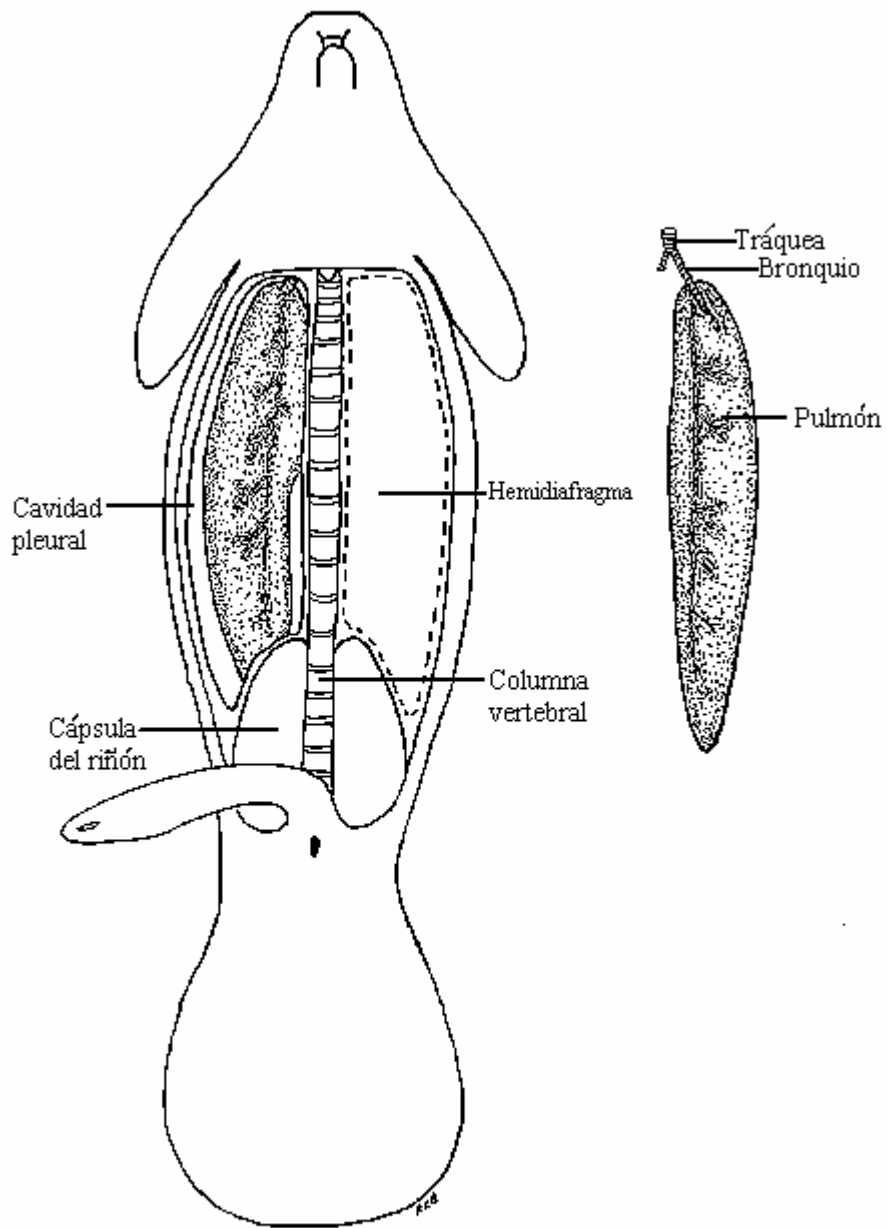


Figura 14. Cavidad pleural y pulmones (vista ventral).

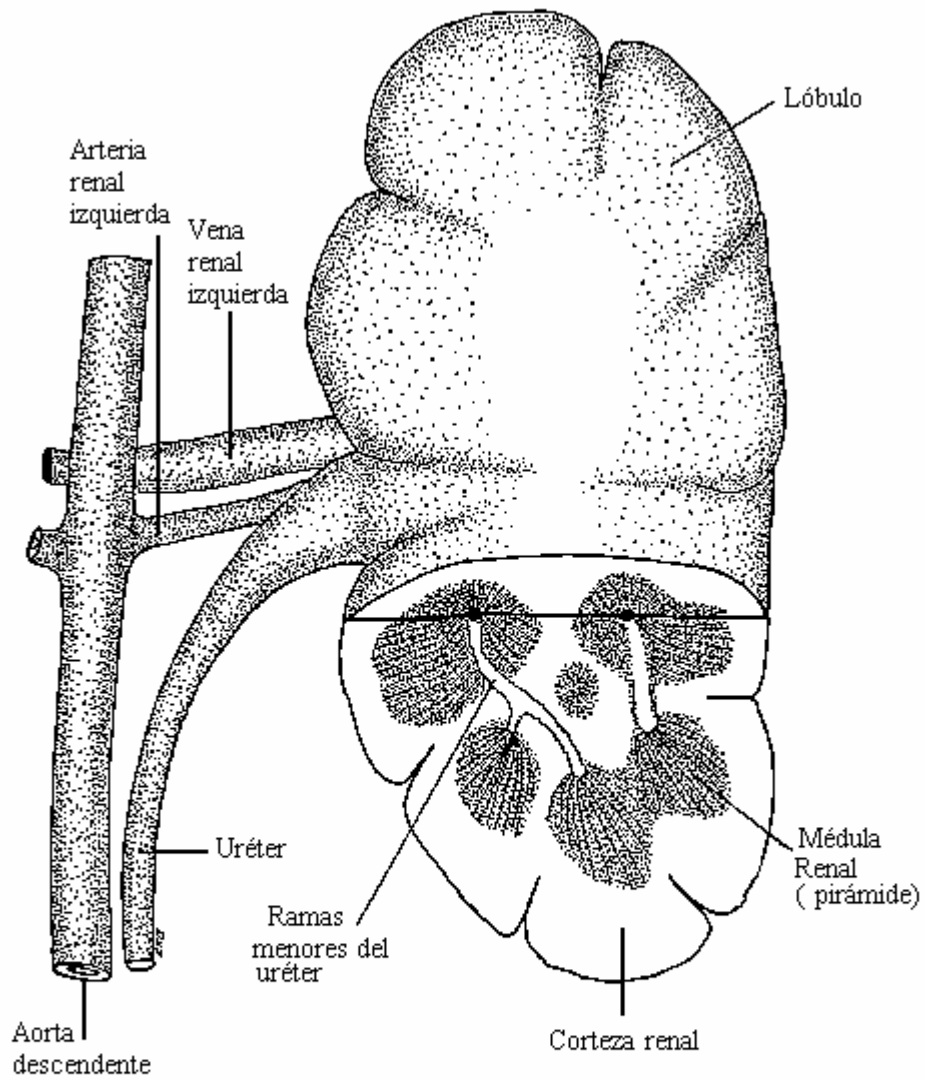


Figura 15. Riñón izquierdo y estructuras adjuntas (vista ventral).

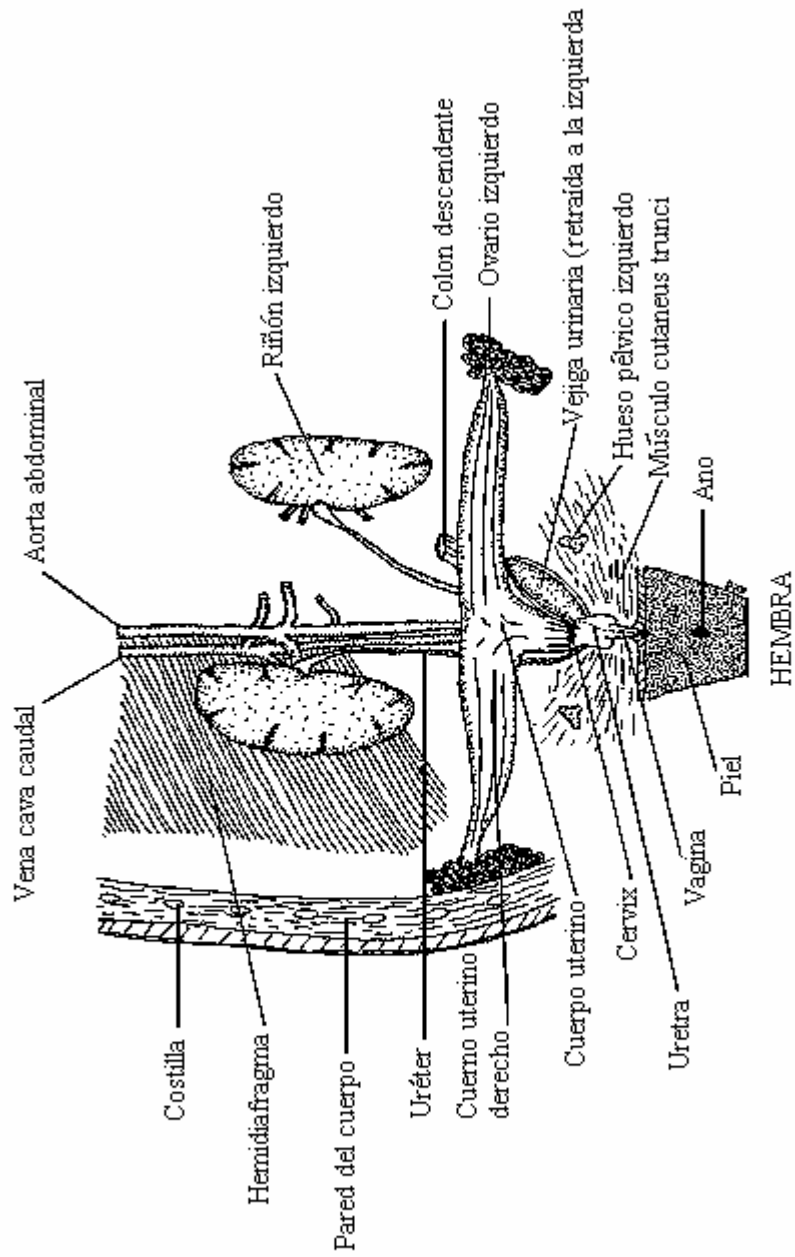


Figura 16. Sistema reproductor femenino (vista ventral).

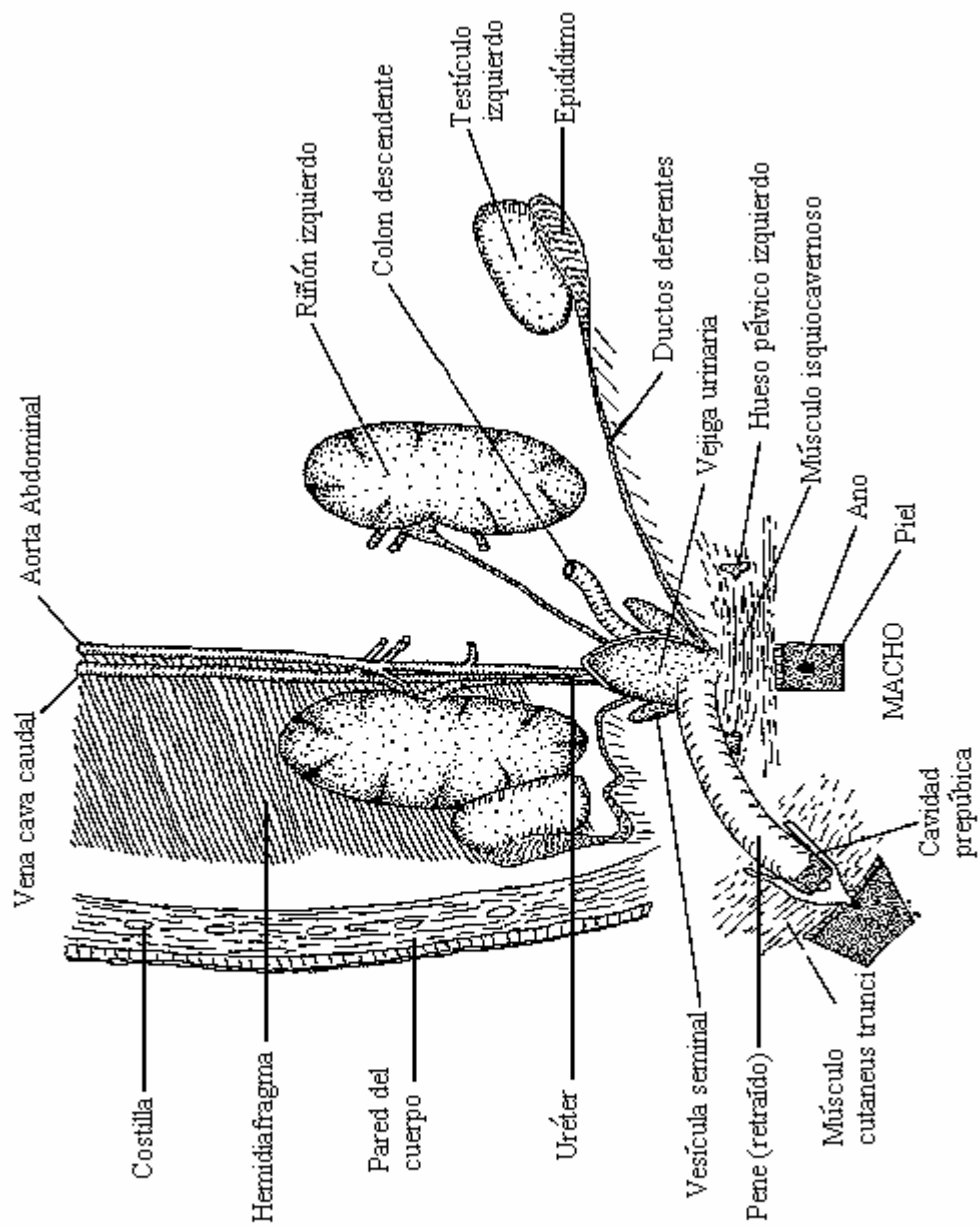


Figura 17. Sistema reproductor masculino (vista ventral).

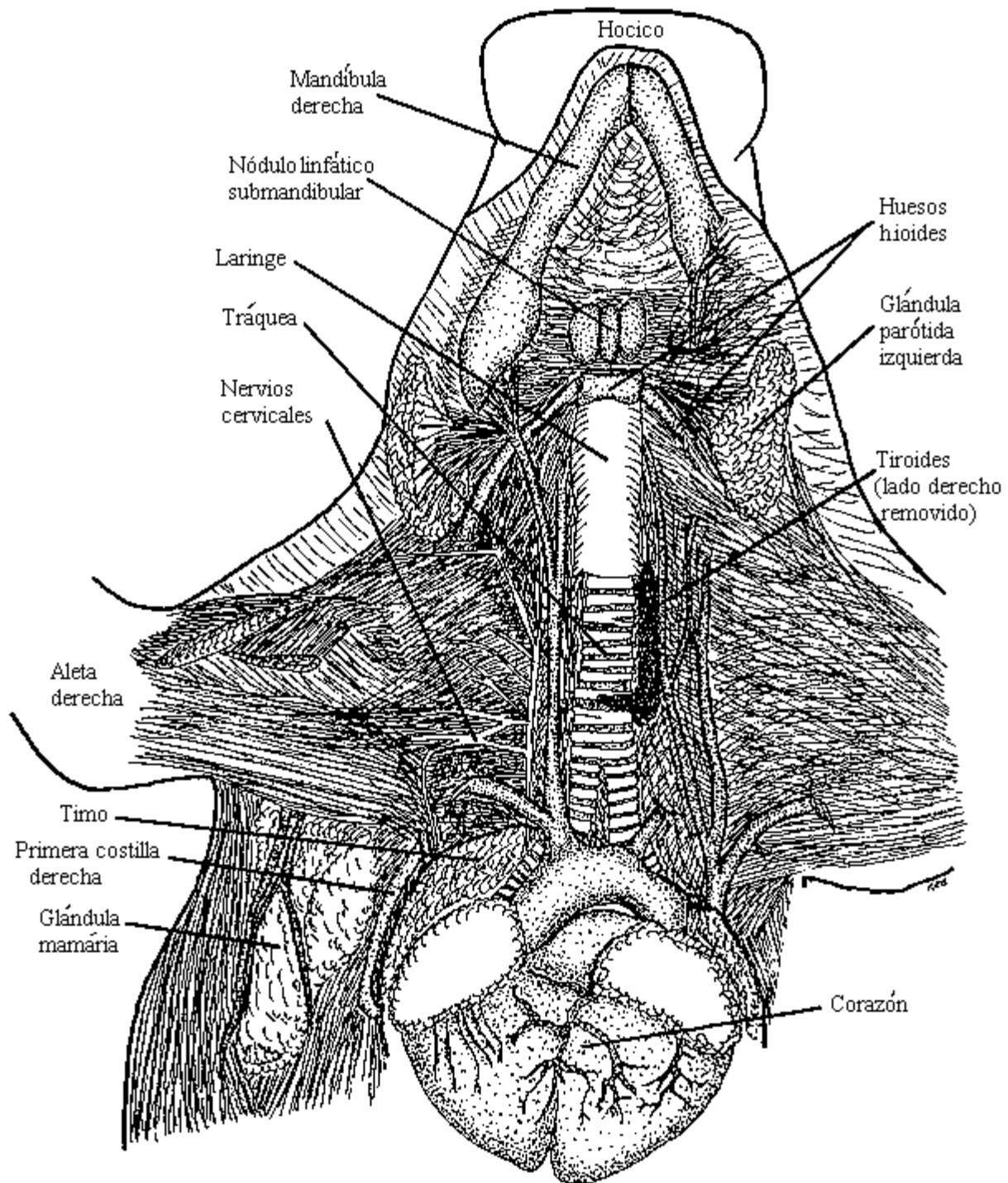


Figura 18. Principales estructuras de la cabeza y la región del cuello (vista ventral).

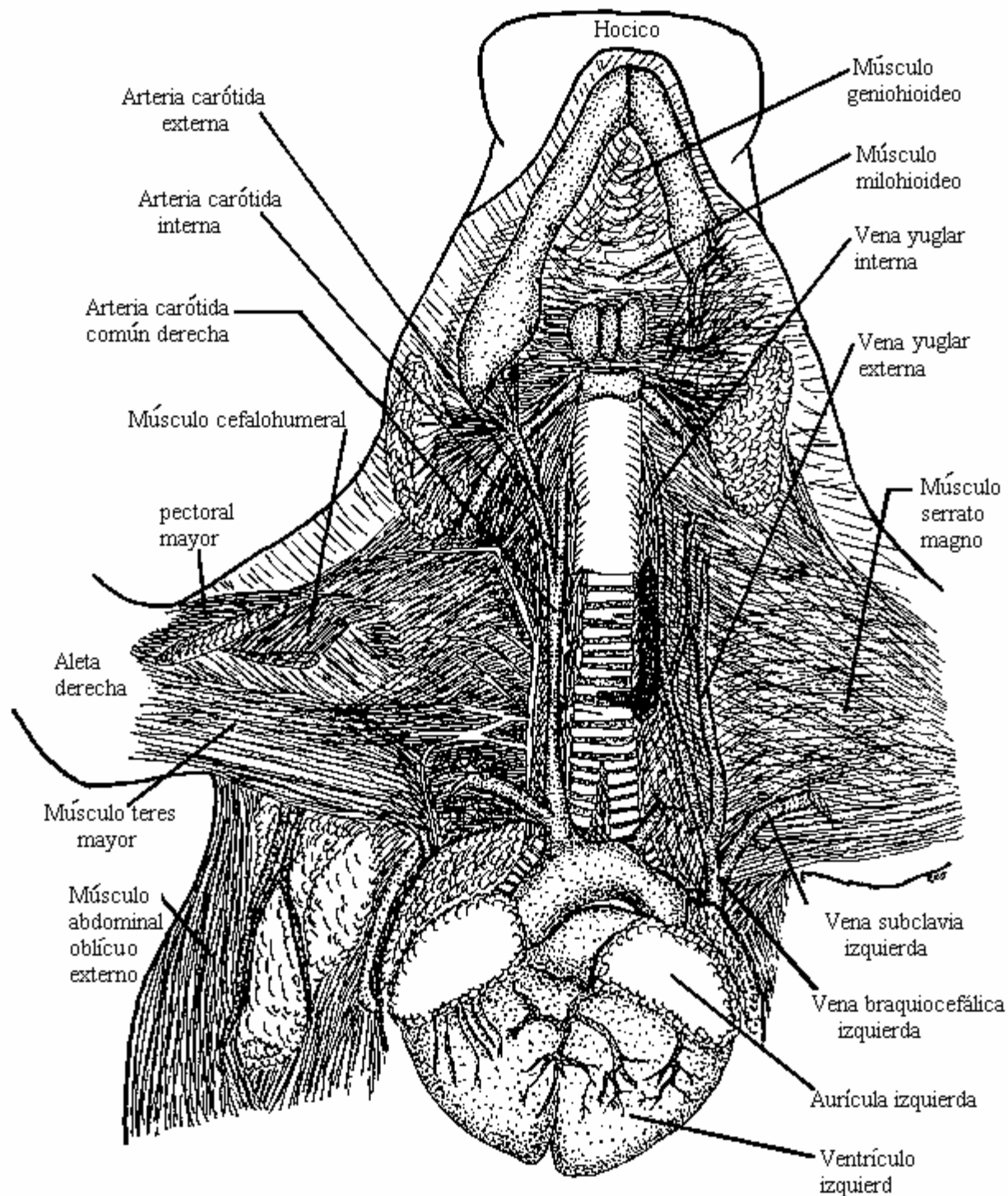


Figura 19. Principales músculos y vías circulatorias de la cabeza y la región del cuello (vista ventral).

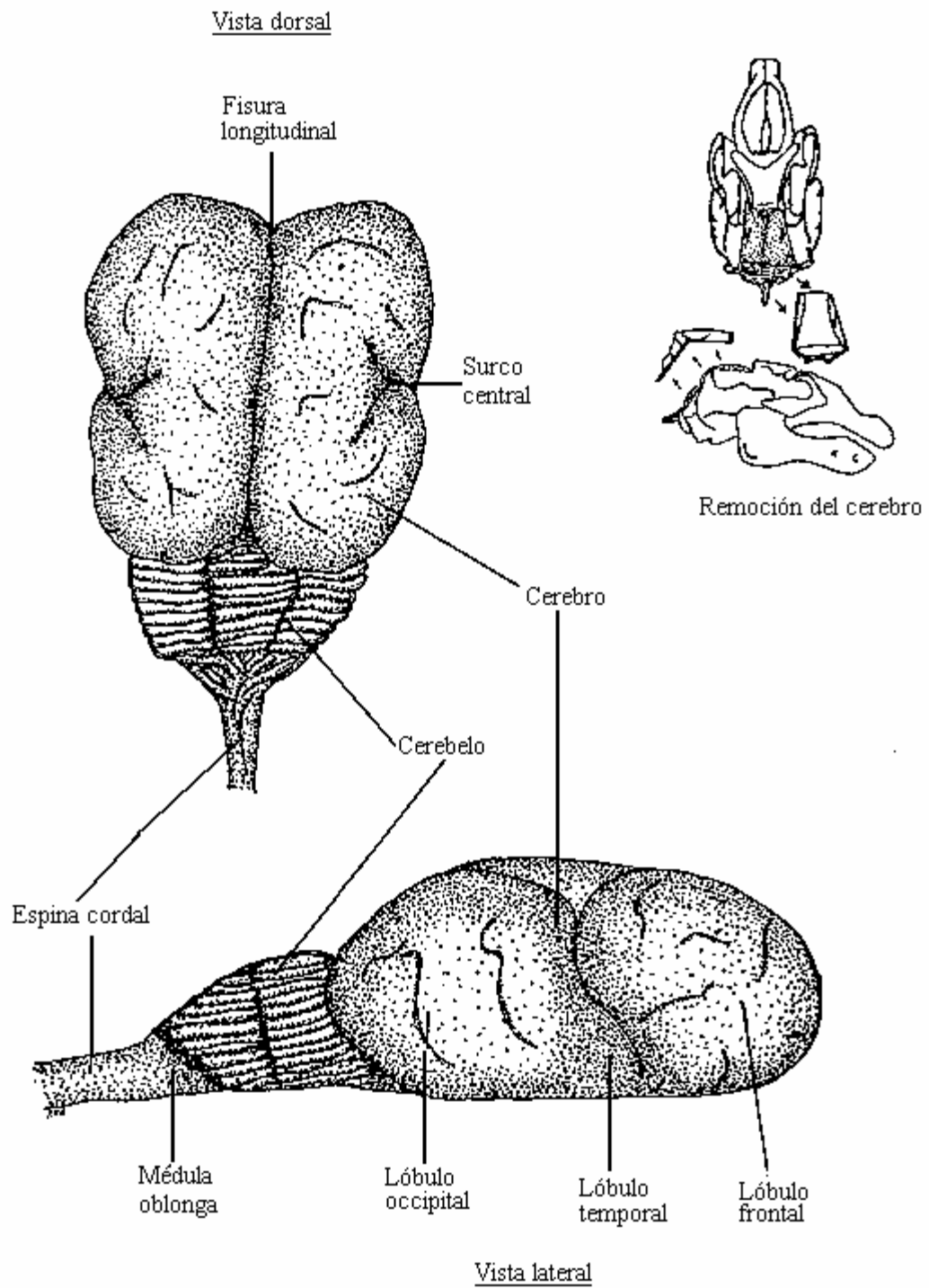


Figura 20. Cerebro y vista superior cráneo

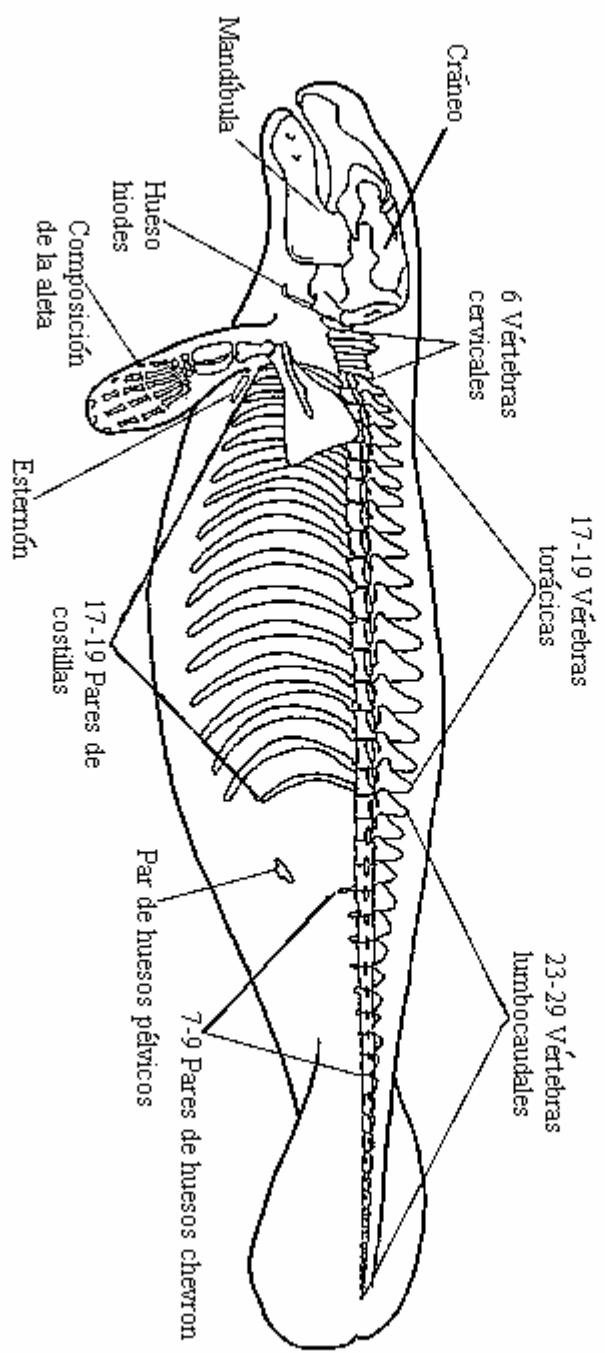


Figura 21. Vista lateral del esqueleto

APENDICE IV. Glosario de términos que aparecen en el texto*.

Absceso	Una acumulación de pus localizada en una cavidad formada por la desintegración del tejido.
Adhesión	El estado de unión de una parte con otra, usualmente anormal.
Aneurisma	Condición anormal caracterizada por la dilatación de una porción de la arteria (Aorta especialmente).
Anomalía	Una marcada desviación de la norma; defecto.
Anorexia	Pérdida de apetito por el alimento.
Anterior	En frente de.
Anuria	Ausencia de orina en la vejiga indicando una posible supresión de la formación de orina por los riñones.
Aponeurosis	Una banda o lámina de tejido fibroso.
Ascidia	Organismos marinos en forma de saco pertenientes a la Clase Ascidiacea, Phylum Chordata.
Aspiración	El acto de inhalar.
Atonia	Pérdida total del tono muscular de un tejido orgánico.
Atrofia	Deterioro del tejido causando una reducción de su tamaño.
Autólisis	Desintegración espontánea de las células o tejidos por enzimas autolíticas.
Bolo	Masa redondeada de ingesta.
Botulismo	Envenenamiento por alimento infectado por <i>Clostridium botulinum</i> , a veces fatal.
Caquexia	Un estado profundo de enfermedad y malnutrición, en el cual se observa enflaquecimiento externo, pérdida de masa muscular, se observan las costillas, vértebras y arcos isquiáticos.
Caudal	Partiendo desde o en dirección a la cola.

Cicatrices placentales	Bandas púrpuras conspicuas en el endometrio uterino.
Coágulo en forma de grasa de pollo	Coágulo de sangre de color amarillo grisáceo que se produce por la precipitación de los glóbulos rojos antes de la coagulación.
Coartación	Limitar, restringir.
Condición Nuez Moscada	Un apariencia con manchas o moteado del hígado cuando es cortado.
Congénito	Presente o existente desde el nacimiento.
Congestión	Acumulación anormal de sangre en un sitio.
Craneal	Partiendo desde o en dirección a la cabeza.
Dermatosis	Cualquier enfermedad de la piel.
Dilatación	La condición de ser expandido o estirado mas allá de lo normal.
Distal	Remoto, lo más distante de cualquier punto de referencia.
Edema	Una acumulación anormal de fluido en cualquier cavidad del cuerpo, o en los espacios intercelulares de un tejido u órgano, conduciendo usualmente a la hinchazón.
Edematoso	Caracterizado o perteneciente a un edema.
Emaciación	Excesivo deterioro del cuerpo en donde se observa enflaquecimiento, pérdida de masa muscular, y se pueden palpar las costillas, vértebras y arco isquiáticos.
Embolia	Coagulopatía producida por la formación de trombos que obstruyen la circulación.
Encefalitis	Inflamación del cerebro.
Enteritis	Inflamación del tracto gastrointestinal.
Estenosis	Estrechamiento o constricción de un pasaje o abertura (p.e. piloro).
Enterotoxemia	Una condición caracterizada por la presencia de toxinas en la sangre las cuales fueron producidas en los intestinos.

Exudación	Un fluido que se escapa de vasos sanguíneos, usualmente como resultado de una inflamación.
Fascia	Una lámina o banda de tejido fibroso.
Fibrina	Una hilera de material blanco pesado formado por la coagulación del fibrinógeno, es básica su formación para la cicatrización.
Fibrosis	Una formación de tejido fibroso.
Foci	Áreas o puntos pequeños discontinuos.
Fornix	Un espacio o estructura en forma de arco.
Fractura	La ruptura de una parte, especialmente hueso.
Friable	Fácilmente pulverizable.
Hemólisis	Liberación de hemoglobina; separación.
Hemorragia	El escape de sangre por una vía circulatoria; sangramiento.
Hepaticización	Término empleado para indicar la textura similar de un tejido al hígado. Generalmente se refiere a los procesos patológicos pulmonares (hepaticización roja, hepaticización gris).
Hiperemia	Un exceso de sangre en una parte.
Hiperplasia	Aumento anormal en el número de células, las cuales incrementan el volumen del tejido.
Hipertrofia	Desarrollo exagerado de un órgano con aumento de peso y volumen sin que se altere la estructura del mismo.
Impacto	Golpe firme.
Inferior	Situado por debajo, o en dirección descendente.
Inanición	Extrema debilidad física por falta de alimento.
Ingesta	Nombre dado al material alimenticio que ha sido ingerido por el animal.

Intususcepción	Empotrarse una parte del intestino dentro del lumen de una parte inmediatamente adjunta.
Lateral	Dícese de la posición más alejada del plano medio o línea media; lado.
Lesión	Una discontinuidad del tejido causada por razones patológicas o traumáticas.
Lobulado	Tener o consistir de lóbulos.
Lumen	Cavidad o canal dentro de un tubo u órgano.
Meato Auditivo externo	Abertura externa del oído.
Meconio	Material verde oscuro mucilaginoso en el intestino de los fetos.
Mesocolon	El mesenterio del intestino grueso, o el tejido graso adherido al intestino grueso y la pared posterior abdominal, a través de los cuales pasan los vasos sanguíneos.
Mucosa	Membrana productora de mucosidad; incluyendo el tejido que recubre el tracto gastrointestinal y la vejiga urinaria.
Morbilidad	Número proporcional de individuos que enferman en un lugar y tiempo determinado.
Mortalidad	Número proporcional de muertes en una población y tiempo determinado.
Mortandad	Multitud de muertes debidas a una causa determinada.
Necropsia	Examen de un cuerpo después de muerto; autopsia.
Necrosis	Muerte de células individuales o grupos de células.
Neumonía	Inflamación de los pulmones con exudación y consolidación.
Nódulos	Una pequeña protuberancia sólida la cual se puede detectar por palpación.
Omentum	Pliegue del peritoneo que cubre por delante parte de los intestinos.

Osteólisis	Disolución de hueso.
Parturienta	Dar a luz o perteneciente al nacimiento.
Patente	Abierto, sin obstrucción.
Patógenos	Dícese del microorganismo que es el agente causante de la enfermedad.
Pedúnculo	La región angosta entre el cuerpo y la cola del manatí.
Perinatal	Relacionado con el período justo antes o después del parto.
Peritoneo parietal	Una membrana serosa que cubre las paredes de la cavidad visceral.
Petequia	Manchas o puntos rojos pequeños debido a un escape de una pequeña cantidad de sangre.
Pólipo	Un crecimiento o masa que sobresale de una membrana mucosa.
Posterior	Situado o dirigido hacia atrás.
Postmortem	Realizado o que ocurre después de la muerte.
Proximal	Lo más cercano al punto de referencia.
Purulento	Que contiene o forma pus.
Pus	Sustancia viscosa compuesta de células muertas, neutrófilos, detritus, agente infeccioso producido generalmente durante los procesos bacterianos. Nunca se observará en procesos virales excepto cuando hay contaminación secundaria.
Quiste	Una región o bolsa, que usualmente contiene fluido o material semisólido.
Ruptura	Desprendimiento de tejido.
Sepsis	La presencia de patógenos en la sangre y otros tejidos.
Septicemia	Enfermedad sistemática asociada a patógenos en la sangre.

Serosa	Membranas que recubren el corazón, los pulmones y todos los órganos abdominales, así como también varias cavidades corporales.
Supuración	Descarga o formación de pus.
Toxicosis	Enfermedad causada por envenenamiento.
Trauma	Una herida o lesión.
Trombos	Una masa sólida formada en el corazón o vasos, constituido de sangre.
Trombolia	Formación de coágulos de sangre.
Tumor	Crecimiento anómalo de tejido.
Úlcera	Un defecto local debido a un desprendimiento de tejido necrótico inflamado.
Vermin	Cualquier organismo pequeño que es destructivo o dañino para la salud.
Verminoso	Perteneciente a, debido a, o abundante en gusanos o vermin.
Vesícula	Elevación circunscrita transparente que contiene líquido ámbar o claro.

* Las definiciones son una adaptación a partir del diccionario The American Heritage Dictionary of the English Language (W. Morris, ed. 1976. Houghton Mifflin Company, Boston, Mass. 1550 pp.), Dorland's Pocket Medical Dictionary (J. P. Friel, ed. 1977. 22nd ed. W.B. Saunders Company, Philadelphia, Penn. 741 pp.), and Veterinary Pathology (Smith, H. A., T. C. Jones, and R. D. Hunt. 1972. 4th ed. Lea and Febiger, Philadelphia, Penn. 1521 pp.).