

# ***PROTOCOLO DE ACTUACIÓN FRENTE AL VARAMIENTO DE CETÁCEOS***

MARCE 



## **PROTOCOLO DE ACTUACIÓN FRENTE AL VARAMIENTO DE CETÁCEOS**

### **1.1- INTRODUCCIÓN**

### **1.2.- OBJETIVOS**

### **1.3.- DEFINICIÓN Y TIPOS DE VARAMIENTO**

### **1.4.- ESTRUCTURA ORGANIZATIVA: RED DE VARAMIENTOS**

### **1.5.- MEDIDAS BÁSICAS DE SEGURIDAD E HIGIENE**

### **1.6.- PROCEDIMIENTO DE ACTUACIÓN FRENTE A ANIMALES VIVOS**

### **1.7.- PROCEDIMIENTO DE ACTUACIÓN FRENTE A ANIMALES MUERTOS**

### **1.8.- BIBLIOGRAFÍA**

### **ANEXO I: EQUIPAMIENTO RECOMENDADO PARA LA ATENCIÓN A VARAMIENTOS**

### **ANEXO II: FICHAS DE REGISTRO DE DATOS Y BIOMÉTRICA**

### **ANEXO III: PROTOCOLO DE NECROPSIA Y TOMA DE MUESTRAS**

## 1.1.- INTRODUCCIÓN.-

La presencia de cetáceos a lo largo de la Macaronesia es abundante y diversa, habiéndose registrado hasta la fecha 31 especies diferentes, siendo su frecuencia de aparición mayor o menor dependiendo de la especie en sí, la región geográfica, la época del año, etc.

Estos cetáceos pertenecen a 7 familias: Delphinidae, con 14 especies, Ziphiidae y Balaenopteridae, ambas con 6 especies cada una, Kogiidae con 2 especies y las familias Physeteridae, Balaenidae y Phocoenidae, representadas cada una por una especie.

Determinados enclaves geográficos presentan poblaciones residentes o habituales en sus aguas, como ocurre por ejemplo con el cachalote (*Physeter macrocephalus*) en Azores y Canarias, el calderón tropical (*Globicephala macrorhynchus*) en Madeira y Canarias, los zifios de Blainville (*Mesoplodon densirostris*) y de Cuvier (*Ziphius cavirostris*) en Canarias, el delfín moteado pantropical (*Stenella attenuata*), la orca enana (*Peponocephala electra*) y la yubarta (*Megaptera novaeangliae*) en Cabo Verde, o el delfín mular (*Tursiops truncatus*) a nivel de los cuatro archipiélagos macaronésicos.

Además, la Macaronesia forma parte de la ruta migratoria de algunos cetáceos que compaginan aguas frías, en la época de alimentación, con las más cálidas, para el apareamiento y reproducción.

Estos cetáceos son considerados especies de interés comunitario en el ámbito de la Unión Europea por la Directiva 92/43/CEE del Consejo, de 21 de mayo (modificada por Directiva 97/62/CEE del Consejo, de 27 de octubre), relativa a la conservación de los hábitats naturales y de la fauna y flora silvestres, y todas las especies presentes de manera habitual en la Macaronesia están catalogadas como amenazadas en los ámbitos internacional, nacional y/o autonómicos, de las diferentes regiones.

Cada año centenas de ejemplares de estas especies marinas varan o son capturadas accidentalmente. En muchas ocasiones estos animales se encuentran enfermos, heridos o desorientados y, en otros casos, aparecen ya muertos. Con relativa frecuencia son los pescadores y usuarios de las playas los primeros en dar aviso de este tipo de sucesos. La existencia de estos avisos y la rapidez en las actuaciones resulta de gran importancia, aunque debiendo tener en cuenta que dichas actuaciones sobre varamientos y capturas accidentales de cetáceos deben seguir un procedimiento estructurado y organizado, para dar una respuesta apropiada, proporcionada y de utilidad ante este fenómeno.

Es por ello, que este protocolo nace con el objetivo de coordinar los esfuerzos necesarios para dar una atención apropiada a los ejemplares de cetáceos que lleguen enfermos o heridos a cualquier punto del litoral macaronésico, así como conocer el estado sanitario en el que se encuentran las poblaciones de este tipo de especies residentes en la región, lo cual permitirá evaluar el riesgo real que existe para su conservación y su susceptibilidad ante posibles amenazas.

## 1.2.- OBJETIVOS.-

- Establecer una actuación rápida y eficaz frente a los posibles varamientos y capturas accidentales de cetáceos en la Macaronesia.
- Obtener el máximo de conocimiento relacionado con el estado de conservación de las distintas poblaciones y/o unidades de gestión de las diferentes especies de cetáceos presentes habitualmente en las aguas jurisdiccionales de las diferentes regiones.
- Velar por la seguridad y la protección de las personas que intervienen en el varamiento y del público en general evitando posibles accidentes y riesgos para la salud.

## 1.3.- DEFINICIÓN Y TIPOS DE VARAMIENTO.-

Ya en el Acta de protección de mamíferos marinos aprobada en EEUU en 1972 (Marine Mammal Commission, 2007) se recoge una definición de varamiento aún vigente hoy en día a escala global, considerando que un cetáceo se encuentra varado cuando:

- estando muerto, se encuentra encallado en cualquier lugar de la costa o flotando dentro de las aguas jurisdiccionales estatales.
- estando vivo, se encuentra encallado en cualquier lugar de la costa sin que pueda regresar al agua o, siendo capaz de volver al agua, necesite atención veterinaria aparente, o se encuentre dentro de las aguas jurisdiccionales estatales siendo incapaz de volver a su hábitat natural por sus propios medios o sin asistencia.

En cuanto a los tipos de varamientos, en general se distinguen tres categorías:

- **Varamiento simple o individual**, en el que sólo se encuentra implicado un ejemplar (o varios con fuertes lazos parentales, como es el caso de los varamientos madre-cría).

- **Varamiento en masa**, que se define como la presencia de dos o más cetáceos de la misma especie (exceptuando los varamientos madre-cría) en una misma zona de la costa en un mismo intervalo de tiempo.

- **Varamiento inusual o atípico**, relacionado con la presencia de una serie de varamientos individuales (o en masa) asociados temporal y espacialmente, en el que existen marcadas diferencias en comparación con registros anteriores, presentando cambios significativos en cuanto a los patrones de comportamiento de los animales, signos clínicos, hallazgos patológicos, especies implicadas, etc. Este tipo de eventos puede estar relacionado con la presencia de biotoxinas, virus, bacterias, cambios en las condiciones oceanográficas, etc., o bien deberse directamente a una actividad antropogénica, como por ejemplo los casos de varamientos masivos atípicos de zifios ocurridos en las Islas Canarias (2002, 2004) relacionados con la utilización de sónares activos antisubmarino de media-baja frecuencia.

#### **1.4.- ESTRUCTURA ORGANIZATIVA: RED DE VARAMIENTOS.-**

Una respuesta compuesta por acciones rápidas y adecuadas ante el varamiento de un cetáceo es esencial para la gestión adecuada del mismo, lo cual dependerá de la existencia y efectividad de una serie de puntos clave. A continuación, se propone un modelo de estructura que se considera adecuado en base a la experiencia de redes de varamientos ya existentes a nivel internacional.

##### **1.4.1.- CENTRAL DE LLAMADAS.-**

Los posibles avisos por varamiento deben estar centralizados a través de un número de teléfono que debe ser único y constante en el tiempo, estar operativo las 24 horas del día y ser, preferiblemente, gratuito. Debido a esto se recomienda utilizar, en primer lugar, los servicios del teléfono de emergencias (112), desde el cual trasladarán el aviso al teléfono móvil de coordinación de la red de varamientos.

Esta central de llamadas (112) dispondrá de una plantilla de preguntas a realizar a la persona que realice la notificación del varamiento, con el fin de recabar la información necesaria para poner en marcha el operativo y que será trasladada, con posterioridad, al coordinador/a de la red de varamientos. Las preguntas a realizar serán, como mínimo:

- Nombre y apellidos del observador, así como su teléfono de contacto, pidiéndole que se quede en la zona hasta que le llame el/la coordinador/a de la red de varamientos.
- Lugar donde se ha producido el varamiento o retención del animal.

- Punto de referencia cercano (casetas de la Cruz roja, bares, restaurantes, accidentes geográficos en zonas deshabitadas, etc.).
- Tipo de animal (delfín, ballena) y/o tamaño aproximado.
- Estado en el que se encuentra el animal (vivo o muerto, y en este último caso, grado de conservación del animal).
- Zona donde se encuentra el animal (directamente en la playa, rocas, en el agua, etc., y condiciones del mar -marea, olas, etc.-).
- Distancia aproximada a la que se encuentra el animal de la orilla (si está en el agua).

#### **1.4.2.- COORDINACIÓN DE LA RED DE VARAMIENTOS.-**

Centralizará los avisos desde el 112 al teléfono móvil de coordinación de la red de varamientos, poniendo en marcha de manera inmediata el operativo. Así mismo será el responsable de:

- Informar a las autoridades y/o administraciones responsables de las actuaciones frente a varamientos de cetáceos, en función de lo establecido en cada territorio, desde el inicio hasta el cierre del operativo.
- Mantener comunicación abierta con todos los integrantes de la red de varamientos.
- Establecer las comunicaciones pertinentes y coordinar la logística necesaria para la adecuada gestión del varamiento con otros organismos, entidades y/o autoridades (Ayuntamiento, Autoridad portuaria, SEPRONA, Protección civil, Salvamento marítimo, etc.), si el operativo o la magnitud del varamiento así lo requiriese, lo cual dependerá de la información facilitada por el 112 y la recabada por el Equipo de varamientos en el lugar de aparición del animal. Para la consecución de esta acción se recomienda estar al tanto de los recursos humanos y materiales disponibles en cada área de actuación de la red de varamientos, antes y durante la puesta en marcha del presente protocolo.
- Ponerse en contacto con la persona responsable del aviso, tanto al inicio como al final del operativo, para recabar más información, si así fuera necesario, y para agradecer el interés y preocupación mostrados.

### **1.4.3.- EQUIPO DE VARAMIENTOS.-**

Compuesto por las personas responsables de las acciones directamente en el lugar de aparición de los animales.

#### **1.4.3.1.- EQUIPO DE ATENCIÓN PRIMARIA.-**

Formado por personal debidamente formado y acreditado para llevar a cabo las acciones que se le encomienden, así como asegurado para la realización de las mismas, tales como primeros auxilios a cetáceos, identificación de especies, riesgos sanitarios para el propio personal y para el público en general, etc. Sus actuaciones estarán en todo momento bajo la coordinación y supervisión del Equipo técnico especializado.

Tras la notificación de la coordinación de la red, el Equipo de atención primaria deberá desplazarse lo más rápidamente posible al lugar donde se haya producido el incidente para tomar las primeras medidas sobre el terreno:

- Evaluar la situación
- Realizar las actuaciones previstas en el presente protocolo según el tipo de animal, dependiendo de si está vivo o muerto.
- Coordinar las acciones necesarias a realizar, conjuntamente con el Equipo técnico especializado hasta su llegada.
- Mantener línea abierta de comunicación con la persona responsable de la coordinación de la red de varamientos.

#### **1.4.3.2.- EQUIPO TÉCNICO ESPECIALIZADO.-**

Formado por personal con formación y experiencia acreditable en biología de cetáceos, así como por personal veterinario especializado en clínica y realización de necropsias de cetáceos.

Tras la notificación del varamiento, el Equipo técnico especializado se pondrá en contacto con el de atención primaria para coordinar la respuesta ante el mismo. En caso de aparición de un animal vivo, este Equipo técnico se trasladará lo más rápidamente posible al lugar de varamiento con el fin de realizar el diagnóstico veterinario y aplicar el tratamiento médico apropiado (en caso necesario), así como proporcionar las mejores condiciones de bienestar a los animales conforme a lo establecido en el presente protocolo (apartado 1.6).

En cuanto al varamiento de animales muertos, el Equipo técnico especializado se coordinará con el Equipo de atención primaria para la realización de las acciones previstas en el presente protocolo (apartado 1.7), desplazándose al lugar de aparición del animal (o donde sea trasladado) lo más rápidamente posible, a no ser que no fuera posible debido a la dificultad de acceso al lugar de varamiento.

#### **1.4.3.3.- EQUIPO DE APOYO.-**

Formado por personal voluntario debidamente formado y acreditado para llevar a cabo las acciones que se le encomienden, así como asegurado para la realización de las mismas. Su función será la de prestar apoyo al resto del Equipo de varamientos en función del grado de compromiso y disponibilidad comunicada con anterioridad. Sus actuaciones estarán en todo momento bajo la coordinación y supervisión del Equipo de atención primaria.

#### **1.4.4.- UNIDAD DE RECUPERACIÓN.-**

Compuesta tanto por el personal sanitario como por las infraestructuras que se estimen oportunas en cada territorio para procurar la recuperación de los animales (centros de recuperación, áreas costeras acotadas u otras). Se considera que estas unidades de recuperación no deben ser exclusivas de cetáceos sino integrarse dentro de otras diseñadas, total o parcialmente, para el diagnóstico y tratamiento de otras especies silvestres (marinas y/o terrestres).

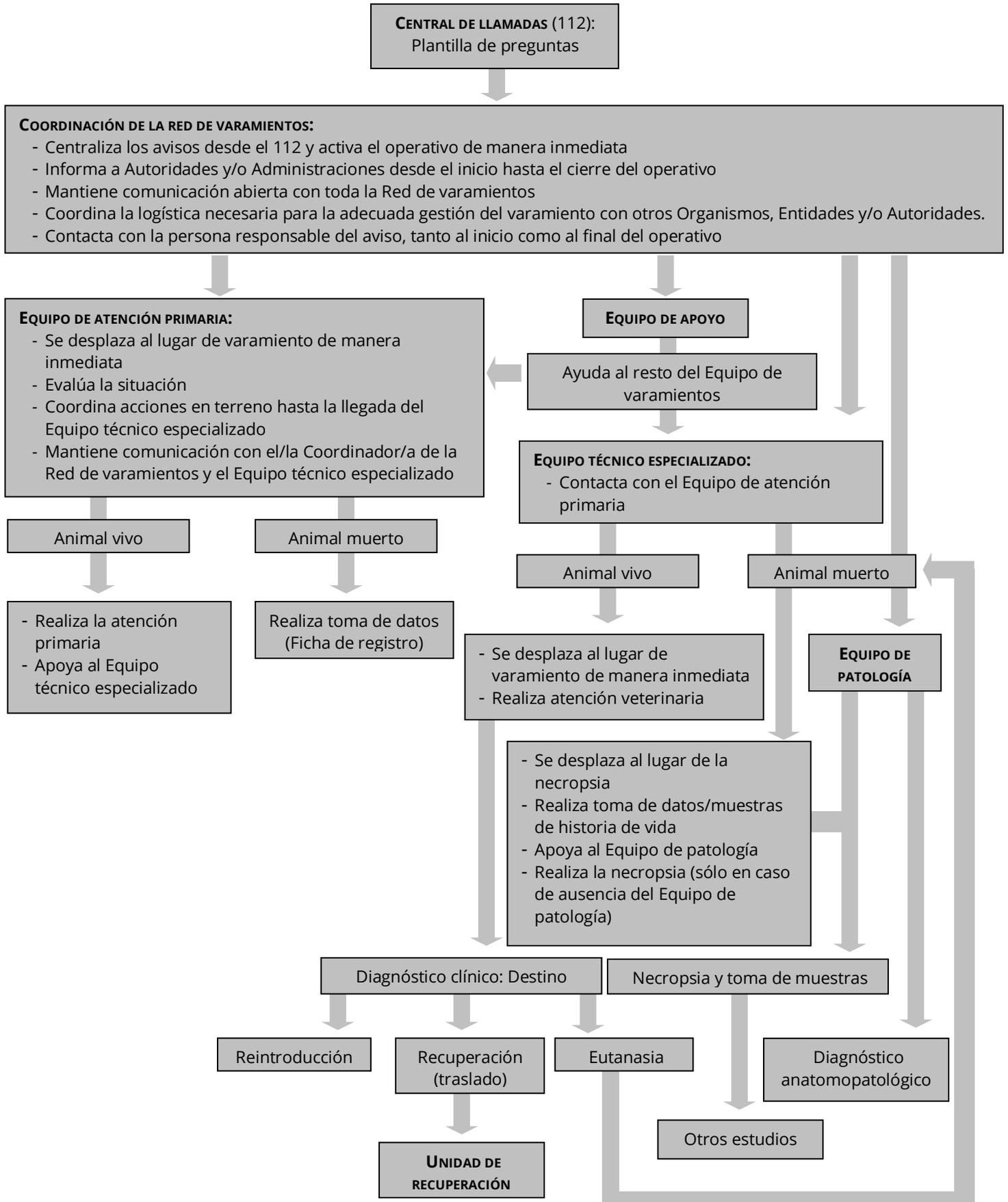
#### **1.4.5.- EQUIPO DE PATOLOGÍA.-**

Personal veterinario especializado en patología de cetáceos responsable, según lo establecido en cada territorio, de la realización del diagnóstico anatomopatológico (necropsia, estudio histopatológico, análisis microbiológicos, etc.) de los animales que aparezcan muertos o que mueran en el transcurso de las operaciones de rescate.

#### **1.4.6.- BANCO DE MUESTRAS.-**

Infraestructura seleccionada para el almacenaje de muestras biológicas procedentes de los cetáceos varados, en función de lo establecido en cada territorio, con el objetivo de realizar estudios científicos con posterioridad a las acciones relacionadas directamente con el varamiento de los animales.

## RED DE VARAMIENTOS: ESTRUCTURA ORGANIZATIVA ESQUEMA DE ACTUACIÓN



## **1.5.- MEDIDAS BÁSICAS DE SEGURIDAD E HIGIENE.-**

En cualquier actuación de rescate de cetáceos existen una serie de riesgos sanitarios, tanto para los propios integrantes del Equipo de varamientos como para el resto de asistentes que se hallen en el lugar del incidente. Entre ellos se encuentran los golpes o aplastamientos provocados por un mal manejo de los animales varados o por la manipulación de los mismos en una zona de rompiente o con fuerte oleaje, el contagio de enfermedades a través de las excreciones o respiraciones de los animales, insolación, hipotermia, etc. Por esta razón, el Equipo de varamientos deberá poner en práctica una serie de medidas con el fin de minimizar dichos riesgos sanitarios, teniendo en cuenta que cualquier enfermedad desarrollada por el contacto con animales marinos deberá ser atendida convenientemente y comunicada a las autoridades competentes.

A continuación, se exponen algunas de las medidas fundamentales a tener en cuenta en las actuaciones frente a varamientos.

### **1.5.1.- MEDIDAS GENERALES.-**

- En actuaciones en playa, siempre que sea posible, se acordará la zona de trabajo, restringiendo el contacto con los animales al Equipo de varamientos y evitando la presencia de público en general y mascotas en las cercanías de los animales.

- En ningún caso se debe permitir la colaboración de personas no pertenecientes al Equipo de varamientos en las tareas relacionadas directamente con los animales.

- En actuaciones de larga duración se procurará, en la medida de lo posible:

- ✓ Punto de acceso fácil a agua limpia.
- ✓ Alimentos y bebidas para los integrantes del Equipo de varamientos.
- ✓ Lugar habilitado para el resguardo del personal.

### **1.5.2.- MEDIDAS INDIVIDUALES.-**

- Vacunación contra el tétanos.

- El contacto directo con el animal deberá realizarse, en todo momento, con guantes (látex, vinilo, etc.) y, según el caso, con mascarillas y gafas de protección.

- En caso de heridas preexistentes, éstas deberán ser protegidas convenientemente antes de iniciar el contacto con el animal.

- Si la asistencia al animal se realiza en el interior del agua, deberán equiparse con trajes de neopreno y escarpines.
- Si por cualquier motivo algún integrante se hiriese, se lavará y desinfectará la zona afectada con la mayor rapidez posible.
- Evitar el contacto directo con los distintos fluidos corporales del animal: heces, orina, sangre, así como con las espiraciones.
- Nunca comer o beber cuando se está trabajando con los animales y, si se hace después del manejo de algún animal, o tras haber tocado el material utilizado con el mismo, lavar bien las manos y los brazos previamente.
- Aquellas personas que se encuentren inmunosuprimidas, presenten síntomas clínicos de enfermedad o estén embarazadas deberán evitar cualquier contacto con los animales.
- Una vez concluida la actuación el personal que haya tenido contacto con los animales deberá proceder a su propio lavado y desinfección, así como al del material utilizado con dichos animales. Se recomienda, siempre que sea posible, que el personal se duche con jabón desinfectante, o al menos proceda al lavado y desinfección de manos y brazos de manera minuciosa.

### **1.5.3- EQUIPAMIENTOS DE PROTECCIÓN INDIVIDUAL (EPIs ).-**

Deberán ser preparados con la suficiente antelación. El contenido mínimo de este equipamiento se encuentra desglosado en el Anexo I.

### **1.6.- PROCEDIMIENTO DE ACTUACIÓN FRENTE A ANIMALES VIVOS.-**

Resulta evidente que no se pueden prever cada una de las variables que van a existir en cada caso de varamiento o captura accidental de cetáceos, ya que existen gran cantidad de factores biológicos (especies, tamaño de los animales, enfermedades, etc.) y no biológicos (meteorología, tipo de costa, presencia de público y/o medios de comunicación, etc.) que impiden establecer un protocolo riguroso de actuación.

Aún así, pueden establecerse una serie de directrices básicas que deberán tenerse en cuenta a la hora de acometer una operación de rescate de este tipo de especies, aunque cada caso concreto deberá ser valorado por los integrantes del Equipo de atención primaria,

que se encargarán de coordinar las primeras actuaciones sobre el terreno, hasta la llegada del Equipo técnico especializado.

### **1.6.1.- ATENCIÓN PRIMARIA.-**

Cuando se recibe el aviso de un cetáceo cerca de la costa hay que tener en cuenta que puede tratarse de un comportamiento normal, dependiendo de la especie de que se trate. En el caso de que no se aprecien heridas graves, dificultad natatoria u otras alteraciones, la intervención debe reducirse a la observación y, en el caso que se estime oportuno, conducirlo a aguas abiertas mediante el uso de embarcaciones.

Por el contrario, cuando dicho animal tienda a buscar la costa, se deberá impedir, en la medida de lo posible, que llegue a varar, con la intención de realizar todas las actuaciones encaminadas al rescate del animal en el interior del agua, a una profundidad suficiente para que el cetáceo no toque tierra y para que el Equipo de varamientos pueda trabajar cómodamente y sin riesgo para su seguridad. En ningún momento el Equipo de varamientos forcejeará de manera excesiva con el animal para intentar capturarlo, de manera que pongan en riesgo la seguridad del mismo Equipo de varamientos y/o se aumente el estrés de los animales de manera innecesaria.

Cuando un animal tienda a acercarse a una zona de difícil acceso, existan condiciones meteorológicas desfavorables (fuerte oleaje, oscuridad, etc.) u otras que pudieran dificultar la asistencia al varamiento o aumentasen los riesgos de accidente para los integrantes del Equipo de varamientos, se deberá intentar el traslado de dicho animal a alguna zona (puerto, cala tranquila, desembocadura de un río, etc.), lo más cerca posible del lugar donde se esté produciendo la incidencia, con el fin de asistir convenientemente al animal y disminuir los riesgos para el Equipo de varamientos. Este traslado podrá realizarse bien por carretera, siempre y cuando las dimensiones del animal lo permitan, mediante un vehículo acondicionado para tal efecto (con contenedor para cetáceos, equipamiento clínico, botiquín de primeros auxilios para cetáceos, etc.), o bien remolcados por mar mediante el uso de pontones o globos de aire cilíndricos adaptados al transporte de cetáceos. En el caso de animales de gran tamaño deberá tenerse en cuenta, además, que el lugar elegido para su traslado sea de fácil acceso para la maquinaria necesaria para la retirada y posterior eliminación del animal, en el caso de que éste finalmente muriera.

La aproximación hacia el animal deberá realizarse lentamente, permitiendo que se percate de la presencia de los miembros del Equipo de varamientos que se acerquen, pero

evitando cualquier comportamiento que pudiera estresarle (ruidos estridentes, movimientos bruscos, el uso de luces intensas, etc.). El número de personas que permanecerán con el animal, aunque dependerá del tamaño del mismo, deberá ser el mínimo posible (una o, como máximo, dos, en el caso de pequeños cetáceos) y tendrán especial cuidado, por su propia seguridad, con la aleta caudal y la boca.

Una vez con el animal se intentará amortiguar el síndrome de varamiento (hipertermia, estrés, dificultad respiratoria, alteraciones vasculares, etc.), procurándolo mantener siempre en el agua, introduciéndolo mediante una camilla para el transporte de cetáceos, si ya hubiese varado y si su longitud y peso lo permitiera. En el agua, el animal será orientado hacia la línea del horizonte, evitando que quede mirando hacia la costa y que las olas le vengán desde detrás. Un integrante del Equipo de varamientos se colocará en el lado izquierdo del animal, tras la aleta pectoral, colocándole una mano debajo de la mandíbula como punto de apoyo para ayudarle a mantener su flotabilidad, y la otra mano en el área de proyección del corazón, intentando sentir la frecuencia cardiaca del animal. El contacto con dicho animal deberá ser el mínimo imprescindible, no tocando en ningún caso las áreas genital o anal, y evitando sonidos, movimientos bruscos, personas, etc., en sus alrededores.

Si la atención al animal en el interior del agua fuera dificultosa o no pudiera realizarse sin riesgos para el Equipo de varamientos y no fuera posible el traslado del animal a otro lugar más apropiado, aquellos animales cuyo tamaño y peso lo permita se trasladarán mediante camilla de transporte a una piscina inflable montada para tal efecto en el lugar de varamiento o, en su defecto, directamente a la orilla, donde se colocará sobre una superficie acolchada teniendo especial cuidado con las aletas pectorales para evitar posibles lesiones a nivel de las mismas. En este caso se procurará sombra al animal y, en el caso de estar apoyado en la orilla, además se deberá:

- Humedecerlo constantemente, principalmente las aletas dorsal y caudal para facilitar la termorregulación.

- Aplicar vaselina o lanolina, principalmente a nivel de párpados y espiráculo, con el fin de evitar que la piel se reseque y agriete.

- Protegerlo del viento y la arena, incluso cubriéndolo con toallas húmedas, teniendo cuidado de no cubrir el espiráculo. Se aconseja no cubrir tampoco aletas dorsal y caudal, aunque si hubiese que hacerlo cuidar que se mantengan refrigeradas en todo momento.

En todo caso se evitará que el público en general se acerque al animal, tanto dentro como fuera del agua, procurando, además, que mantengan el máximo silencio posible.

Mientras se realizan las acciones descritas y hasta la llegada del Equipo técnico especializado, éste deberá ser informado, telefónicamente, del estado en el que se encuentre el animal en cada momento, para que, si así lo estima oportuno, pueda proponer al Equipo de atención primaria la realización de medidas complementarias dirigidas a un manejo más adecuada del animal. Además, este Equipo de atención primaria realizará la toma de datos especificada en la ficha de registro y, en la medida de lo posible, se medirá la longitud total del animal y su perímetro torácico (Anexo II).

### **1.6.2.- ATENCIÓN VETERINARIA.-**

Aunque la ocultación de síntomas de enfermedad es una constante en las especies silvestres, en los cetáceos se hace mucho más notorio debido a la mayor inexpresividad derivada de su anatomía. Por otro lado, el llamado síndrome de varamiento (estrés, hipertermia, disnea, alteraciones vasculares, etc.), además de constituir una entidad patológica lo suficientemente importante como para producir, incluso, la muerte de animales sanos, enmascara aún más los síntomas del posible proceso patológico causante del varamiento.

Así pues, aún considerando las múltiples limitaciones existentes, el personal veterinario del Equipo técnico especializado procurará establecer un diagnóstico presuntivo en el lugar de varamiento. Para ello deberá realizar una exploración exhaustiva que permita recabar el máximo de información posible del estado de salud del animal. Esta exploración deberá ser sistemática, evaluando:

- Comportamiento del animal: capacidad de mantener la posición en el agua, incoordinación natatoria, presencia de vocalizaciones, temblores, etc.
- Hemorragias internas: con salida a través de orificios naturales (espiráculo, boca, ano, pliegues genitales, etc.)
- Lesiones externas: heridas, fracturas, hematomas, dermatopatías, ectoparásitos, etc.
- Condición corporal: grado de hundimiento de la musculatura dorsal, marcaje de costillas, firmeza de la grasa hipodérmica (blubber), etc.
- Temperatura corporal: siempre y cuando sea posible tomarla, considerando la gravedad implícita en temperaturas inferiores a 35°C y superiores a 40°C.

- Sistema nervioso: nivel de consciencia, presencia de nistagmo, reflejos palpebral y corneal, etc.
- Sistema cardiovascular: frecuencia cardiaca, valoración de sonidos cardiacos (auscultación dependiente del tamaño del animal), coloración de las mucosas, etc.
- Aparato respiratorio: frecuencia respiratoria, presencia de mucosidad en el espiráculo, valoración de sonidos respiratorios (auscultación dependiente del tamaño del animal), etc.
- Aparato digestivo: timpanización, espasticidad, presencia de vómitos o regurgitación, color y consistencia de las heces, valoración de sonidos digestivos (auscultación dependiente del tamaño del animal), etc.
- Sistema urogenital: volumen abdominal / gestación, tumefacción mamaria, descarga vaginal, hematuria, etc.

Una vez realizada la exploración, se extraerá, siempre que sea posible, una muestra de sangre para su análisis (hematología y bioquímica sanguínea). Además, según el criterio del personal veterinario especializado, podrán obtenerse otro tipo de muestras como placas de cultivo monoespecíficos de la espiración, frotis de exudados respiratorios (espiráculo), heces, orina, jugos gástricos, etc., que ayuden a establecer o aproximar un diagnóstico definitivo. Ahora bien, antes de realizar cualquier toma de muestras el personal veterinario especializado deberá valorar la influencia de la misma en un empeoramiento de las condiciones del animal debido a un aumento de sus niveles de estrés y, por tanto, valorar el momento adecuado para hacerlo.

Una vez establecido un diagnóstico por parte del personal veterinario especializado, y atendiendo al estado de salud del animal, su tamaño, peso y edad, capacidad logística, etc., dicho personal veterinario deberá establecer las acciones a seguir enmarcadas en una de las siguientes directrices:

- **Reintroducción:** en el caso que el personal veterinario establezca un pronóstico favorable, tras la evaluación diagnóstica, considerando que existen altas probabilidades de supervivencia del animal tras su reingreso en su hábitat natural y, además, dicha reintroducción pueda ser llevada a cabo desde el punto de vista logístico. Aún así, antes de devolver el animal al mar, deberá establecerse la terapia que el personal veterinario considere más adecuada para paliar el síndrome de varamiento.

- **Traslado y recuperación:** en el caso que el personal veterinario considere, tras la evaluación diagnóstica, que existen posibilidades de recuperación del animal para su posterior reintroducción en el medio natural con altas probabilidades de supervivencia, tanto desde el punto de vista veterinario como desde el punto de vista logístico. En este caso, se realizará el traslado hacia las infraestructuras previamente establecidas para las labores de recuperación, antes de lo cual, el personal veterinario podrá administrar el tratamiento que estime oportuno para procurar, en la medida de lo posible, una estabilización previa al transporte.

- **Eutanasia:** en el caso que el personal veterinario considere que, tras la evaluación diagnóstica, el animal se encuentra en un estado de sufrimiento irreversible o se prevé que va a entrar pronto en ese estado, siendo considerado, por tanto, irrecuperable o, aún considerándose recuperable, no fuera posible establecer las medidas adecuadas para su recuperación o fuera inviable su posterior reintroducción en el medio y no se estimase oportuno su mantenimiento en cautividad. Además, se estima conveniente que la Autoridad administrativa responsable de la actuación frente al varamiento corrobore por escrito la decisión tomada por el personal veterinario especializado.

Desde el punto de vista diagnóstico, existe una serie de criterios u observaciones que podrían indicar un pronóstico muy grave en relación al proceso patológico sufrido por el animal, aunque siempre enmarcados dentro de la evaluación llevada a cabo por el personal veterinario especializado y en ningún caso utilizables como medio para sustituir dicha evaluación diagnóstica:

✓ Presencia de traumas graves como fracturas vertebrales, heridas penetrantes en el tórax o abdomen, fracturas maxilares y/o mandibulares, etc.

✓ Signos de hemorragia interna con presencia de sangrado por orificios corporales (espiráculo, boca, ano, hendiduras genitales).

✓ Signos de enfermedad crónica grave como dificultad respiratoria, mal aliento, ojos hundidos, mucosas pálidas, mala condición corporal, revelando los contornos de la columna vertebral, etc.

✓ Formación de ampollas y descamación de una proporción importante de la piel.

✓ Hipotermia o hipertermia graves (menor de 35°C ó mayor de 40°C, respectivamente).

- ✓ Sintomatología neurológica grave con presencia de nistagmo, crisis convulsivas, etc.
- ✓ Depresión severa, con pérdida de reflejos palpebral y corneal, ausencia del tono mandibular, protrusión del pene, etc.
- ✓ Largo periodo de varamiento (superior a 24 horas para pequeños cetáceos o de 12 horas para animales de gran tamaño).

En cuanto al procedimiento a elegir para practicar la eutanasia, existen descritas diversas técnicas, físicas y químicas, cuya aplicación se encuentra influenciada, principalmente, por el tamaño y la especie implicada, la información y los recursos disponibles. Aún así, se considera que el método de elección más recomendable es la eutanasia mediante la aplicación de una sobredosis de anestésicos o eutanásicos autorizados, tras procurar una sedación profunda del animal. Sin embargo, se es consciente de la gran dificultad o incluso la imposibilidad existente de llevar a cabo la eutanasia de determinados animales debido, principalmente, a su volumen corporal.

Por otro lado, a la hora de aplicar la eutanasia, además de considerar el estado de salud del animal, la logística necesaria para establecer tanto las acciones tendentes a su recuperación como la propia eutanasia, y la probabilidad de éxito del procedimiento eutanásico elegido, debemos tener en cuenta otros aspectos importantes como la seguridad del Equipo de varamientos y los posibles problemas medioambientales derivados de su aplicación. Asimismo, la decisión de practicar la eutanasia y el procedimiento elegido para llevarla a cabo puede provocar una importante reacción emocional en los asistentes, por lo que es esencial ser cuidadosos en la manera de actuar y explicar detenidamente y de manera empática los detalles de la situación a los miembros del Equipo de varamientos, al público en general y a los medios de comunicación testigos del incidente.

Por último, tras la aplicación de la eutanasia es absolutamente esencial la confirmación de la muerte del animal, debiendo tener en cuenta la seguridad del Equipo de varamientos, ya que los animales podrían realizar movimientos involuntarios repentinos. La valoración combinada de una serie de criterios como la ausencia de latidos cardiacos, respiraciones, reflejos palpebral y corneal, etc., puede ayudar a confirmar dicha muerte, aunque hay que ser cauteloso ya que ninguno de estos signos por sí solo es suficiente para establecer un diagnóstico de muerte. Debido a lo cual se recomienda el monitoreo continuo del animal, al menos, durante las 3 a 4 horas posteriores a la aplicación del eutanásico.

### **1.7.- PROCEDIMIENTO DE ACTUACIÓN FRENTE A ANIMALES MUERTOS.-**

En el caso de que el animal se encontrase muerto o muriese durante las operaciones de rescate, el Equipo de atención primaria realizará la toma de datos descrita en la ficha de registro (Anexo II), siendo muy importante que las fotografías especificadas en dicha ficha (y todas aquellas que se estime conveniente realizar), sean tomadas directamente en el lugar de varamiento.

A continuación, siempre que sea posible dependiendo del grado de descomposición del animal y/o del acceso al lugar de varamiento, el Equipo de patología practicará la necropsia del animal o, en su defecto, el personal veterinario perteneciente al Equipo técnico especializado, siguiendo el protocolo de necropsia y toma de muestras especificado en el Anexo III. Esta necropsia será llevada a cabo, cuando el tamaño y peso del animal permita su traslado, en una sala acondicionada para tal efecto, tanto por razones higiénico-sanitarias como por un mejor desarrollo de la misma. En caso contrario, se practicará en el lugar donde sea trasladado por los servicios de limpieza de la Autoridad a la que corresponda la retirada del animal o, en último caso, directamente en el lugar de varamiento (sólo en lugares de difícil acceso para los servicios de limpieza debido a la orografía del terreno y suficientemente alejadas de núcleos urbanos).

Asimismo, el Equipo técnico especializado será el encargado de realizar la toma de datos y muestras relacionadas con la historia de vida.

## 1.8.- BIBLIOGRAFÍA.-

**Barco, S.G., Walton, W.J., Harms, C.A., George, R.H., D'Eri, L.R. and Swingle, W.M. (2012).** Collaborative development of recommendations for euthanasia of stranded cetaceans. Final report to NOAA/NMFS for John H. Prescott Award #NA09NMF4390212. VAQF Scientific Report 2012-06. Virginia Beach, Virginia, USA.

**Barnett, J. (2002).** Evaluation of rehabilitation as an option for stranded dolphins, porpoises and whales. Winston Churchill Memorial Trust Travel Fellowship.

**Barnett, J., Knight, A., Stevens, M. (2008).** Marine Mammal Medic Handbook, 6th Edition, BDMLR, East Sussex, Great Britain, pp. 93.

**Daoust, P.-Y., Ortenburger, A. (2015).** Advice on Euthanasia Techniques for Small and Large Cetaceans. DFO Can. Sci. Advis. Sec. Res. Doc. 2014/111. v + 36 p.

**De la Fuente J. (2012).** Protocol of dissection and sampling (*Irrawaddy dolphin*): Guide for stranding responders and field biologist. Technical report. WWF Greater Mekong – Cambodia Country Programme.

**Dierauf L.A. and Gulland F.M.D. (2001).** Marine Mammal Unusual Mortality Events. In CRC Handbook of Marine Mammal Medicine (2nd Edition), 69–81. Ed.: Dierauf L.A. and Gulland F.M.D., CRC Press.

**Dold C. (2015).** Cetacea (Whales, Dolphins, Porpoises). In Fowler´s Zoo and Wild Animal Medicine, Volume 8, 422–436. Ed.: Miller R.E. and Fowler M.E., Elsevier Inc.

**Fernández, A., Edwards, J.F., Rodríguez, F., Espinosa De los Monteros, A., Herráez, P., Castro, P., Jaber J.R., Martín, V. and Arbelo, M. (2005).** "Gas and Fat Embolic Syndrome" Involving a Mass Stranding of Beaked Whales (Family Ziphiidae) Exposed to Anthropogenic Sonar Signals. Veterinary Pathology 42:446–457.

**Geraci J.R. and Lounsbury V.J. (2005).** Marine Mammals Ashore: A Field Guide for Strandings (2nd Edition) National Aquarium in Baltimore, Inc.

**Gulland, F.M.D. (2006).** Review of the Marine Mammal Unusual Mortality Event Response Program of the National Marine Fisheries Service. U.S. Dept. of Commerce, NOAA Tech. Memo. NMFS-OPR-33, 37 p.

**Hampton J., Mawson P., Coughran D. (2014).** Euthanasia of small stranded cetaceans using firearms: Standard Operating Procedure. Department of Parks and Wildlife Animal Ethics Committee. Australia.

**Harms C. A., McLellan W. A., Moore M. J., Barco S.G., Elsburgh O. Clarke III E.O., Thayer V.G., and Rowles T.K. (2014).** Low-residue euthanasia of stranded mysticetes. *Journal of Wildlife Diseases*, 50(1), pp. 63–73.

**IWC (2014).** Report of the IWC Workshop on Euthanasia Protocols to Optimize Welfare Concerns for Stranded Cetaceans.

**Jauniaux T., García Hartmann M. and Coignoul F. (1998).** Postmortem examination and tissues sampling of sperm whales *Physeter macrocephalus*. In *Proceedings from the Workshop Sperm Whale Strandings in the North Sea: The event – the action – the aftermath*, Appendix. Ed.: Tougaard S. and Kinze C.C., Fisheries and Maritime Museum.

**Jauniaux T. Beans C. and Dabin W. (2005).** Stranding, Necropsy and Sampling: Collection data, sampling level & techniques. Student ECS workshop, La Rochelle, France.

**Jefferson T.A., Myrick A.C. Jr. and Chivers S.J. (1994).** Small cetacean dissection and sampling: A field guide. NOAA Technical Memorandum NMFS.

**Kuiken T. and García Hartmann M. (Eds.) (1991).** Proceedings of the first European Cetacean Society workshop on Cetacean Pathology: Dissection Techniques and Tissue Sampling. ECS Newsletter N°17 – Special Issue.

**Marine Mammal Commission (2007).** The Marine Mammal Protection Act of 1972 As Amended. NOAA's National Marine Fisheries Service.

**Pugliares K.R., Bogomolni A., Touhey K.M., Herzig S.M., Harry C.T. and Moore M.J. (2007).** Marine Mammal Necropsy: An introductory guide for stranding responders and field biologists. Woods Hole Oceanographic Institution, Technical Report.

**Raverty S.A. and Gaydos J.K. (2004).** Killer whale necropsy and disease testing protocol. Wildlife Health Center, UC Davis School of Veterinary Medicine.

**Rowles T.K., Van Dolah F.M. and Hohn A.A. (2001).** Gross Necropsy and Specimen Collection Protocols. In *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine (2nd Edition)*, 449–470. Ed.: Dierauf L.A. and Gulland F.M.D., CRC Press.

**Swingle, W.M., Trapani, C.M., D'Eri, L.R., Lynott, M.C., (2013).** Marine Mammal and Sea Turtle Stranding Response 2012 Grant Report. Final Report to the Virginia Coastal Zone

Management Program, NOAA CZM Grant #NA11NOS4190122, Task 49. VAQF Scientific Report 2013-01. Virginia Beach, VA. 35 pp.

**U.S. Department of the Navy (2011).** Gulf of Alaska Navy Training Activities. Environmental Impact Statement/Overseas Environmental Impact Statement. Appendix F: Cetacean Stranding Report. Pearl Harbor, HI: Commander, U.S. Pacific Fleet, Environmental - N01CE1.

**Walsh, M.T., Ewing, R.Y., Odell, D.K. and Bossart, G.D. (2001).** Mass Strandings of Cetaceans. In CRC Handbook of Marine Mammal Medicine (2nd Edition), 83–96. Ed.: Dierauf L.A. and Gulland F.M.D., CRC Press.

**West G., Heard D. and Caulkett N. (2007).** Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia. Blackwell Publishing.

# ***ANEXO I: EQUIPAMIENTO RECOMENDADO PARA LA ATENCIÓN A VARAMIENTOS***

## **ANEXO I: EQUIPAMIENTO RECOMENDADO PARA LA ASISTENCIA A VARAMIENTOS**

A continuación se adjunta un listado de materiales recomendados tanto para la atención de animales vivos como para la realización de necropsias. Se recomienda que el Equipo de varamientos actualice cada cierto tiempo dicho listado en función de los avances científico-técnicos existentes.

### **- Equipamiento de protección individual:**

- ✓ Neoprenos (largo y corto) (atención del animal en el agua).
- ✓ Escarpines con suela gruesa (rocas) y aletas cortas (atención del animal en el agua).
- ✓ Guantes de látex y de nitrilo.
- ✓ Mascarillas desechables (autofiltrantes para partículas, polvo y aerosoles).
- ✓ Gafas de protección o pantallas faciales.
- ✓ Vadeador y/o monos desechables y delantal de PVC (para necropsias).
- ✓ Botas de agua con suela antideslizante (para necropsias).
- ✓ Gorros, gafas, etc. para la protección solar.

### **- Equipamiento de protección general para el equipo:**

- ✓ Botellas isotérmicas de agua para bebida.
- ✓ Botiquín (con crema solar y jabón líquido con antiséptico).
- ✓ Bidón de 10 ls de agua con grifo (para higiene personal) y toallas.
- ✓ Toldo, parasoles o similar.

### **- Material de toma de datos:**

- ✓ Carpeta con pinza superior y material de papelería (folios, bolígrafos, ...).
- ✓ Claves de identificación de especies.
- ✓ Cinta métrica (25 ms.) (enrollable y lavable).
- ✓ Cámara fotográfica digital con macro (estanca).
- ✓ GPS.
- ✓ Foco halógeno estanco.

#### - Equipamiento para atención primaria:

- ✓ Prismáticos (10 x 50).
- ✓ Cinta de demarcación.
- ✓ Camillas para el transporte de pequeños cetáceos.
- ✓ Pontones y cintas de sujeción (hinchables) (para grandes cetáceos).
- ✓ Toallas de baño, cubos (10 ls.), pulverizadores de agua, palas, sombrillas y toldo o carpa.
- ✓ Piscina hinchable.
- ✓ Compresor y bomba de succión.
- ✓ Paños de red de nylon con lastre y boyas de flotación.

#### - Material de atención clínica:

- ✓ Fonendoscopio (grandes animales).
- ✓ Termómetro rectal.
- ✓ Pulsómetro (caballos).
- ✓ Linterna halógena para examen (estanca).
- ✓ Analizador clínico portátil y cartuchos desechables.
- ✓ Sondas orogástricas.
- ✓ Material quirúrgico básico: Tijeras, porta-agujas, mangos de bisturí y hojas, pinzas hemostáticas y de mano, etc.
- ✓ Material fungible: Fármacos (antibióticos, antiinflamatorios, tranquilizantes, sedantes, eutanásicos, etc.), sueros, gasas estériles, jeringas, agujas estériles y palomillas, placas de Petri vacías, hisopos con y sin medio, tubos de recogida de sangre, botes de muestra estériles, etc.

#### - Material de necropsias:

- ✓ Cámara fotográfica (ya mencionada en el material de toma de datos).
- ✓ Nevera termoeléctrica portátil.
- ✓ Mesa desmontable o plegable.

- ✓ Cuchillos de carnicero (acero inoxidable), tijeras de cocina, cutters y piedra de afilar.
- ✓ Costotomos.
- ✓ Sierra oscilante y manual.
- ✓ Maza y hachas postmortem.
- ✓ Mangos y hojas de bisturí, pinzas sin dientes y tijeras rectas y romas (varios tamaños).
- ✓ Bobina de nylon y bridas (grandes y pequeñas).
- ✓ Regla de acero inoxidable.
- ✓ Material fungible para recogida de muestras: jeringas, agujas estériles y palomillas, placas de Petri vacías, hisopos con y sin medio, tubos de recogida de sangre, botes herméticos, bolsas con autocierre, tubos estériles con cierre hermético, papel de aluminio, formol 10%, etanol 70° y 96°, etc.
- ✓ Báscula de gancho y cintas de ajuste de carga.
- ✓ Bolsa isotérmica (para pequeños cetáceos necropsiables) y acumuladores de frío.

- **Otros:**

- ✓ Transformador para el coche (12 V - 220 V).
- ✓ Sacos de basura.
- ✓ Teléfonos móviles y manos libres.



MAC 2014-2020  
Cooperación Territorial



# ***ANEXO II: FICHAS DE REGISTRO DE DATOS Y BIOMÉTRICA***

## FICHA DE REGISTRO DE DATOS

• <b>CÓDIGO:</b>			
• <b>FECHA (dd/mm/aaaa) - HORA DE AVISO (hh:mm):</b>			
• <b>FECHA (dd/mm/aaaa) - HORA DE LLEGADA (hh:mm):</b>			
• <b>COMUNICANTE DEL AVISO:</b>			
• <b>LUGAR DE APARICIÓN (nombre):</b>			
• <b>LOCALIDAD (MUNICIPIO)/ PROVINCIA/ ISLA:</b>			
• <b>LUGAR DE APARICIÓN (coordenadas geográficas):</b>			
• <b>TIPO DE COSTA (Pa= playa de arena; Pg= playa de guijarros; R= roca; A= acantilado; M= mar abierto; O= otros):</b>			
• <b>TIPO DE VARAMIENTO</b>	(I=individual; M=en masa; A=atípico):		
	(V= vivo/activo); M= muerto):		
• <b>CÓDIGO DE CONSERVACIÓN (animal muerto) (1=muy fresco; 2=fresco; 3=autolisis moderada; 4=autolisis avanzada; 5=autolisis muy avanzada):</b>			
• <b>CONDICIÓN CORPORAL (B=buena; M=moderada; P=pobre; MP=muy pobre; NE=no evaluable):</b>			
• <b>ESPECIE (nombre común / nombre científico):</b>			
• <b>SEXO (M=macho; H=hembra; HG=hembra gestante; NE=no evaluable):</b>			
• <b>LONGITUD TOTAL (en cm.):</b>			
• <b>PERÍMETRO TORÁCICO (en cm.):</b>			
• <b>PESO (en kg.):</b>			
• <b>FOTOS</b>	Cuerpo entero	Vista lateral izquierdo (sí/no):	
		Vista lateral derecho (sí/no):	
		Vista frontal (sí/no):	
	Aleta dorsal	Vista lateral izquierdo (sí/no):	
		Vista lateral derecho (sí/no):	
	Aleta caudal	Vista dorsal (sí/no):	
		Vista ventral (sí/no):	
	Área genital (sí/no):		
Dientes (sólo odontocetos) (sí/no):			
Otras (sí/no) (especificar en el apartado de observaciones):			
• <b>VÍDEO (sí/no):</b>			
• <b>DESTINO</b>	<b>Animal vivo (Ri=reintroducción; Rc=traslado para recuperación; Eu=eutanasia):</b>		
	<b>Animal muerto (N=traslado para necropsia; L=retirado por servicios de limpieza; E=enterramiento in situ):</b>		
• <b>NECROPSIA (sí/no) (en caso afirmativo indicar el lugar en el apartado de observaciones):</b>			
• <b>TOMA DE MUESTRAS (sí/no) (en caso afirmativo indicar el lugar de almacenaje en el apartado de observaciones):</b>			
• <b>OBSERVACIONES:</b>			

# ***ANEXO III: PROTOCOLO DE NECROPSIA Y TOMA DE MUESTRAS***

# ***PROTOCOLO DE NECROPSIA Y TOMA DE MUESTRAS DE CETÁCEOS***



***Documento técnico realizado por:***

***Centro Atlántico de Investigación de Cetáceos (C.A.I.C.)***

***Instituto Universitario de Sanidad Animal y Seguridad Alimentaria (IUSA)***

***Universidad de Las Palmas de Gran Canaria (ULPGC)***



**UNIVERSIDAD DE LAS PALMAS DE GRAN CANARIA  
Instituto Universitario de Sanidad Animal  
y Seguridad Alimentaria**



## AUTORES

Jesús De la Fuente, Antonio Fernández, Aina Xuriach, Cristian Suárez, Daniele Zucca, Eva Sierra, Francesco Consoli, Idaira Felipe, Josué Díaz, Marina Arregui, Miguel Rivero, Nakita Câmara, Natalia García, Pablo Díaz, Pedro Herráez, Raquel Puig, Silvia Gimeno, Simona Sacchini, Simone Segura, Tania Ramírez, Yara Bernaldo de Quirós, Manuel Arbelo (Centro Atlántico de Investigación de Cetáceos; Instituto Universitario de Sanidad Animal y Seguridad Alimentaria; Universidad de Las Palmas de Gran Canaria).

## COLABORADORES

Anna M<sup>a</sup> Rambaldi, Antonio Espinosa, Diego Llinás, José Ángel Santiago, M<sup>a</sup> José Caballero, Marisa Andrada, Óscar Quesada

## COFINANCIADO POR



En el marco del Proyecto MARCET "*Red Macaronésica de Transferencia de Conocimientos y Tecnologías Interregional y Multidisciplinar para proteger, vigilar y monitorizar los cetáceos y el medio marino, y analizar y explotar de forma sostenible la actividad turística asociada*" (MAC//1.1b/149). Primera Convocatoria del Programa Interreg-MAC 2014-2020, Fondos FEDER- UE.

## Para citar este documento puede usar el siguiente formato:

De la Fuente, J., Fernández A., Arbelo M., y col. (2020). *Protocolo de necropsias y toma de muestras de cetáceos*. Centro Atlántico de Investigación de Cetáceos, IUSA (ULPGC). Proyecto MARCET (MAC 2014-2020 - Ref. MAC//1.1b/149).

**Prohibida la reproducción de este documento por cualquier medio, total o parcialmente, sin permiso expreso del Instituto Universitario de Sanidad Animal de la Universidad de Las Palmas de Gran Canaria (IUSA-ULPGC)**

## Tabla de contenidos:

A. PROTOCOLO DE NECROPSIA .....	1
A.1- EXAMEN EXTERNO .....	1
A.1.1.- DETERMINACIÓN DEL SEXO .....	1
A.1.2.- CONDICIÓN CORPORAL .....	2
A.1.3.- RANGO DE EDAD .....	4
A.1.4.- GRADO DE DESCOMPOSICIÓN .....	5
A.1.5.- LESIONES EXTERNAS .....	8
A.2.- EXAMEN INTERNO .....	8
A.2.1.- OMBLIGO Y CORDÓN UMBILICAL .....	8
A.2.2.- PIEL Y SUBCUTÁNEO .....	8
A.2.3.- MUSCULATURA DORSAL .....	10
A.2.4.- ESCÁPULA Y LINFONODO PREESCAPULAR .....	10
A.2.5.- APERTURA Y EXAMEN DE LA CAVIDAD ABDOMINAL .....	11
A.2.6.- APERTURA Y EXAMEN DE LA CAVIDAD TORÁCICA .....	12
A.2.7.- SACO PERICÁRDICO .....	12
A.2.8.- APERTURA DE LA REGIÓN BUCO-CERVICAL Y EXTRACCIÓN DE LENGUA, ÓRGANOS CERVICALES Y TORÁCICOS .....	13
A.2.9.- DIAFRAGMA .....	18
A.2.10.- EXTRACCIÓN DE ÓRGANOS ABDOMINALES .....	18
A.2.11.- APERTURA, EXAMEN Y EXTRACCIÓN DE ÓRGANOS DE LA CAVIDAD CRANEAL .....	26
A.3.- OTRAS CONSIDERACIONES .....	30
A.3.1.- PARÁSITOS .....	30
A.3.2.- GASES .....	31

B. PROTOCOLO DE TOMA DE MUESTRAS .....	33
B.1- HISTOPATOLOGÍA .....	33
B.2.- MICROBIOLOGÍA .....	35
B.3.- TOXICOLOGÍA .....	36
B.4.- PARASITOLOGÍA .....	36
B.5.- BIOQUÍMICA .....	36
B.6.- HISTORIA DE VIDA .....	37
B.6.1.- EDAD .....	37
B.6.2.- DIETA .....	37
B.6.3.- GENÉTICA .....	37
B.6.4.- ESTADO REPRODUCTIVO .....	37
B.7.- GASES .....	38
C. LISTADO ESTANDARIZADO DE MUESTRAS .....	38
D. GLOSARIO DE TÉRMINOS .....	42

## PROTOCOLO DE NECROPSIA Y TOMA DE MUESTRAS DE CETÁCEOS

Para garantizar el menor número de errores posible y no olvidar nada es recomendable establecer una rutina de disección, posicionando el animal siempre de la misma manera, así como recoger los datos y las muestras en el mismo orden. En la medida de lo posible, el animal se situará apoyado sobre su lado derecho, de modo que la apertura se realice por su lateral izquierdo.

Todas las observaciones deben ser documentadas y descritas (forma, tamaño, color, consistencia, etc.). En cuanto al tamaño se pueden proporcionar medidas para describir e incluir una regla en la fotografía. Palabras como "grande", "pequeño", etc. deben ser evitadas.

En cuanto al muestreo, se recogerán, de manera estandarizada, las muestras que aparecen mencionadas en el protocolo de necropsia y de toma de muestras presentado a continuación. Sin olvidar que, además, deberán tomarse muestras, para su estudio histopatológico y/o microbiológico, de aquellas lesiones, fluidos, etc. que el personal técnico veterinario especializado responsable de la necropsia considere oportuno para un mayor entendimiento de las posibles causas de varamiento y/o muerte de los animales, así como valorar, en la medida de lo posible, el estado sanitario de las poblaciones de origen.

Por tanto, la recolección de estas muestras, de una manera estandarizada y por un personal con formación especializada, es una condición indispensable para poder realizar los estudios mínimos e imprescindibles que permitan conocer el estado en el que se encuentran las poblaciones de cetáceos, y así implementar las acciones necesarias para alcanzar y mantener el buen estado ambiental de las mismas, tal y como contemplan la Directiva marco sobre la estrategia marina (Directiva 2008/56/CE).

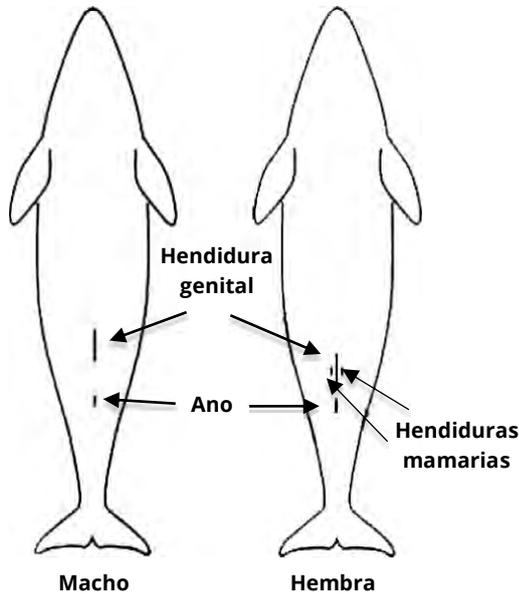
### A.- PROTOCOLO DE NECROPSIA.-

#### A.1- EXAMEN EXTERNO.-

##### A.1.1.- DETERMINACIÓN DEL SEXO.-

La determinación del sexo, durante el examen externo, se realiza examinando la línea media ventral del animal. Al igual que ocurre en otros mamíferos, las hembras tienen las aberturas genital y anal muy próximas, ubicadas dentro de una depresión ventral común. En los machos, por el contrario, ambas aberturas se encuentran distanciadas y ubicadas en depresiones ventrales separadas. Otro rasgo diferenciador que puede ayudar en la identificación es la presencia de dos

hendiduras mamarias en las hembras, situadas una a cada lado de la hendidura genital, aunque, dependiendo de la especie, también pueden aparecer en machos.



**Fig.1: Diferenciación sexual**



**Fig.2: Macho**



**Fig.3: Hembra**

### A.1.2.- CONDICIÓN CORPORAL.-

La condición corporal, asociada principalmente al estado nutricional de los individuos, puede establecerse, de manera aproximada, mediante una serie de parámetros morfológicos como el perfil anatómico formado por la musculatura dorsal (con cuidado de no confundir cuando el animal está hinchado o retraído por la descomposición), la mayor o menor presencia de ciertas prominencias óseas (especialmente costillas), la cantidad de grasa corporal, la presencia de atrofia serosa de la grasa (grasa gelatinosa y transparente o amarillenta, principalmente en el área torácica craneodorsal, alrededor de los riñones y corazón), etc. Así mismo, a nivel histológico, observaciones como una mayor o menor presencia de atrofia de adipocitos, fibras musculares esqueléticas y/o miocárdicas, atrofia acinosa pancreática, lipofuscinosis en miocardocitos, etc., pueden ayudar a afinar el establecimiento de la condición corporal del individuo necropsiado.

De esta manera, dicha condición corporal puede clasificarse en cuatro categorías:

- **Buena:** musculatura dorsal bien desarrollada, dando un perfil convexo, y una alta proporción de grasa corporal.
- **Moderada:** desarrollo normal de la musculatura dorsal, dando un perfil recto o ligeramente convexo, y presencia moderada de grasa corporal.
- **Pobre:** musculatura dorsal ligeramente deprimida, dando un perfil cóncavo. La grasa corporal puede verse disminuida y puede ser posible reconocer la superficie de las costillas por palpación.
- **Muy pobre:** musculatura dorsal muy deprimida, dando un perfil extremadamente cóncavo. Superficie costal visible, grasa corporal muy reducida o prácticamente inexistente y puede observarse atrofia serosa de la grasa.



Fig.4: C.C. 1. Buena



Fig.5: C.C. 2. Moderada



Fig.6: C.C. 3. Pobre



Fig.7: C.C. 4. Muy pobre

### A.1.3.- RANGO DE EDAD.

La catalogación de los animales en un rango de edad aproximado, cuando no existan estudios de determinación específicos (óseos, dientes, etc.), se realiza atendiendo, principalmente, a la longitud total de los mismos, para lo cual se deben considerar los últimos estudios existentes en relación con el patrón de crecimiento de la especie concreta a evaluar, preferentemente aquellos referidos a poblaciones o subpoblaciones de la misma región en la que se produce el varamiento del animal, si los hubiere. Así mismo, se tendrán en cuenta otras observaciones morfológicas que ayuden a afinar la estimación del rango de edad como, por ejemplo, el estado madurativo de los órganos reproductores.

De esta manera, pueden establecerse los siguientes rangos de edad:

- **Neonatos:** animales que, además de tener una longitud total compatible, presentan rasgos indicativos de parto reciente como, por ejemplo, presencia de vibrisas rostrales, restos umbilicales, pliegues fetales marcados, aletas dorsal y caudal plegadas, etc.

- **Crías:** ejemplares cuya longitud total se considera compatible, según la especie, con la edad de un animal lactante (dependiente de la madre). Además, pueden estar presentes rasgos morfológicos que ayuden a su catalogación en este rango de edad como, por ejemplo, presencia de vibrisas o poros pilosos rostrales, restos umbilicales, pliegues fetales más o menos marcados, dentición incompleta, papilas linguales, etc.

- **Juveniles:** rango de edad entre el destete y la madurez sexual, según la especie considerada.

- **Subadultos:** categoría intermedia entre animales juveniles y adultos en la que, por su longitud total, no es posible encuadrarlos inequívocamente en un rango de edad concreto y, además, sus órganos reproductores no han podido ser evaluados macro y microscópicamente.

- **Adultos:** aquellos ejemplares cuya longitud total se considera compatible con individuos sexualmente maduros y/o sus órganos reproductores se consideran histológicamente maduros.



**Fig.8: Papilas linguales**



**Fig.9: Restos umbilicales**

#### **A.1.4.- GRADO DE DESCOMPOSICIÓN.-**

Cuando un animal muere comienzan a producirse cambios en el cuerpo o alteraciones *post mortem* que podrían utilizarse para evaluar el grado de descomposición del animal y la utilidad de los tejidos para la realización de estudios específicos. Estas alteraciones *post mortem* dependen de factores ambientales como la humedad, la temperatura, etc., y otros relacionados con la edad, el tamaño, la existencia de determinados procesos patológicos, la forma de morir, etc. En cetáceos, algunas de las adaptaciones anatómicas que representan una ventaja evolutiva para evitar la pérdida de temperatura del cuerpo son, por el contrario, un inconveniente para mantener la frescura de las carcasas, incrementando su velocidad de descomposición. Por lo general, animales robustos y grandes se descomponen más rápidamente que aquellos más pequeños o delgados. Además, en ocasiones, cadáveres considerablemente descompuestos a nivel interno no muestran grandes cambios externamente. Así pues, es complicado estandarizar de manera exacta un modelo que se adapte a todos los casos, sin embargo algunas señales pueden permitirnos clasificar a los animales, de manera aproximada, en cinco código de conservación en función de su estado de descomposición, aunque tomando con cautela dichas señales, ya que no siempre están presentes o se muestran de la misma manera.

Códigos conservación	Alteraciones <i>post mortem</i>	Condition Code (Kuiken & García Hartmann, 1991)
		1 (live)
1 (Muy fresco)	Piel en buenas condiciones o un poco seca, ojos con consistencia ligeramente disminuida y con córnea algo nublada, boca cerrada o algo abierta y lengua situada en parte posterior de la cavidad oral. En machos, el pene no sobresale. Podrían observarse signos de rigor mortis y pequeñas manchas hipostáticas que desaparecen por digitopresión.	2 (extremely fresh)
2 (Fresco)	Piel seca o parcialmente descamada, lengua ligeramente hinchada, y pene algo visible (sobre todo en crías). Pueden aparecer pequeñas áreas de color rosado o rojizo claro. El blubber es firme y blanco, los órganos se encuentran bien definidos y sin cambios de coloración, pudiéndose encontrar algo de gas a nivel intestinal.	3 (moderate decomposition)
3 (Autolisis moderada)	Piel descamada o ligeramente desprendida, áreas rojizas oscuras de mayor tamaño que pueden unirse entre sí en diferentes puntos, la carcasa se encuentra moderadamente hinchada, siendo más evidente a nivel de lengua, vulva y hendiduras mamarias en hembras, o pene en machos (visible). El color de los órganos es algo más oscuro y su consistencia es ligeramente menor, principalmente a nivel de hígado, páncreas, riñones y cerebro. Intestinos moderadamente dilatados por el gas.	
4 (Autolisis avanzada)	Piel desprendida o ausente, áreas de color oscuro, verdoso o violáceo cubriendo al animal, hinchazón visible de la carcasa con la boca abierta debido al aumento de tamaño de la lengua, puede existir evisceración de órganos abdominales principalmente a través de las áreas genital y/o umbilical. Órganos con una coloración uniforme, de color rojo oscuro y con consistencia disminuida, sobre todo a nivel de hígado, páncreas, riñones y SNC. Intestinos llenos de gas.	4 (advanced decomposition)
5 (Autolisis muy avanzada)	Se observan fenómenos de licuefacción, principalmente a nivel de hígado, páncreas, riñones y SNC. Restos esqueléticos, pudiendo aparecer fenómenos de momificación o adipocira.	5 (indeterminate)



Fig.10: C.C. 1. Muy Fresco



Fig.11: C.C. 2. Fresco



Fig.12: C.C. 3. Autolisis moderada



Fig.13: C.C. 4. Autolisis avanzada



**Fig.14: C.C. 5. Autólisis muy avanzada**

#### **A.1.5.- LESIONES EXTERNAS.-**

El examen externo debe incluir una observación minuciosa tanto de la superficie piel como de las aberturas corporales (ojos, boca, espiráculo, ombligo, hendiduras genitales y mamas, y ano). Fotografiar cualquier observación sospechosa de ser una lesión (marcas, cicatrices, rasguños, cortes, heridas, cambios de color, etc.). En las hembras comprobar si están en periodo de lactancia. Presionar la zona craneal de las hendiduras mamas en dirección caudal, en caso de salir algún tipo de fluido tomar muestras para microbiología, toxicología y bioquímica.

#### **A.2.- EXAMEN INTERNO.-**

##### **A.2.1.- OMBLIGO Y CORDÓN UMBILICAL.-**

En feto y recién nacidos tomar fotografías y recoger muestras del ombligo y del cordón umbilical para histopatología y microbiología.

##### **A.2.2.- PIEL Y SUBCUTÁNEO.-**

Para comenzar se realizarán dos incisiones horizontales a través de la piel hasta el final de la hipodermis (blubber), con cuidado de no perforar más allá. La primera en la parte dorsal del animal (bajo la aleta dorsal) y la otra en la línea media ventral, desde el cuello (antes de aleta

pectoral) hasta detrás del ano. Se harán incisiones verticales adicionales, entre los cortes horizontales, o incluso algunas horizontales más, dependiendo de la longitud y tamaño del cuerpo. Cortar cuidadosamente bajo el blubber y separar la capa de piel de la musculatura subcutánea, abriendo sucesivamente distintas ventanas en la carcasa.



**Fig.15: Inicio de la apertura del animal**

Aunque la superficie de la piel se haya examinado con anterioridad, deben observarse las diferentes ventanas que se vayan abriendo, incluyendo la grasa hipodérmica, describiendo los posibles cambios de coloración y lesiones que pudieran aparecer. En caso de heridas o hemorragias debe evaluarse la extensión y el grado de penetración de las mismas, describiendo las diferentes capas que se vean afectadas (hipodermis, musculatura, costillas, órganos, etc.). Después de quitar la piel, observar cuidadosamente y tomar fotografías de la zona subcutánea, tanto bajo la grasa hipodérmica como encima de la carcasa.



**Fig.16: Inspección del tejido subcutáneo**

Extraer una tira de piel longitudinal, desde el inicio de la aleta dorsal (o parte más o menos central del animal) hasta la línea media ventral, y medir el grosor del blubber a nivel dorsal, medio y ventral. Recoger muestras de piel, incluyendo la hipodermis, para histopatología, microbiología, toxicología, genética y dieta.

### A.2.3.- MUSCULATURA DORSAL.-

Corresponde a la masa muscular que se extiende a ambos lados de la columna vertebral desde la parte posterior de la cabeza (cresta occipital) al pedúnculo caudal. Examine la superficie del músculo en el cuerpo y retirar con cuidado. Hacer una serie de cortes transversales para examinar más en profundidad la musculatura. Tomar muestras para histopatología, microbiología y toxicología, recomendándose realizar el muestreo estandarizado siempre en la misma zona, a la altura de la aleta dorsal (o parte más o menos central del animal).



Fig.17: Extracción de la musculatura dorsal

### A.2.4.- ESCÁPULA Y LINFONODO PRESCAPULAR.-

El linfonodo preescapular es una estructura de forma ovalada a triangular y de color grisáceo que se encuentra justo debajo del borde craneal de la escápula. Retirar por completo la aleta pectoral cortando con cuidado el tejido conectivo y muscular justo debajo de dicha escápula, observándose así más claramente el linfonodo preescapular. Describir, fotografiar y recoger muestras para histopatología y microbiología.

Desarticular con cuidado la articulación escápulo-humeral. Describir y fotografiar.



Fig.18: Linfonodo preescapular



Fig.19: Extracción de la escápula



Fig.20: Inspección de la articulación escápulo-humeral

#### A.2.5.- APERTURA Y EXAMEN DE LA CAVIDAD ABDOMINAL.-

Para abrir esta cavidad, los músculos abdominales deben ser retirados en sentido caudal desde la última costilla hasta ver el peritoneo. Abrirlo con cuidado de no dañar los órganos o estructuras situadas por debajo. Describir y fotografiar. No retirar ningún órgano o tomar muestras hasta la apertura de la cavidad torácica para evitar su contaminación.



**Fig.21: Cavidad abdominal tras su apertura**

#### **A.2.6.- APERTURA Y EXAMEN DE LA CAVIDAD TORÁCICA.-**

Antes de abrir, comprobar la presión intratorácica perforando con una aguja hipodérmica o haciendo una pequeña incisión con un bisturí a través de un espacio intercostal o a nivel de la zona ventrolateral del diafragma. A continuación examinar las costillas por palpación para evaluar la presencia de fracturas. En caso de existir, inspeccione el pulmón después de abrir la cavidad torácica para cualquier evidencia de daño al mismo nivel.

Para abrir la cavidad se debe iniciar en el extremo caudal de la caja torácica, localizando articulación entre cada costilla y las vértebras, así como con el esternón (exceptuando aquellas que sean flotantes). Desarticular con un bisturí o un cuchillo pequeño o, en el caso que no se pretenda conservar el esqueleto, también se pueden cortar usando un costotomo al mismo nivel, siempre con cuidado de no dañar los órganos situados debajo. Describir y fotografiar.



**Fig.22: Apertura de la cavidad torácica**

### A.2.7.- SACO PERICÁRDICO.-

Localice el corazón debajo del área craneoventral del pulmón izquierdo y abrir ligeramente el pericardio. Describir y fotografiar, antes y después de la apertura. Aprovechar este momento para la toma de muestras de gases de vasos coronarios y/o por punción cardíaca, así como para la extracción de sangre para microbiología, toxicología y bioquímica.

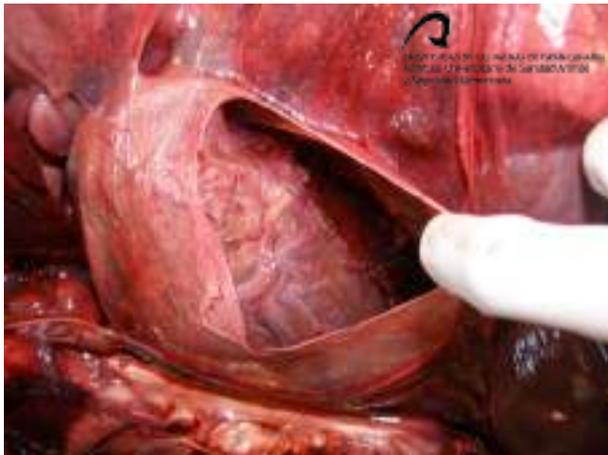


Fig.23: Apertura del saco pericárdico



Fig.24: Toma de muestras in situ (gas / sangre)

### A.2.8.- APERTURA DE LA REGIÓN BUCO-CERVICAL Y EXTRACCIÓN DE LENGUA, ÓRGANOS CERVICALES Y TORÁCICOS.-

En primer lugar, localizar la parte final del esófago torácico (entre ambos pulmones) antes de atravesar el diafragma por el hiato esofágico, separar un poco del tejido conectivo que lo sujeta y con un poco de cordel (o bridas) hacer un nudo apretado y seguro alrededor de esta parte del esófago para sellarlo y cortar cranealmente. Además, localice el final de la arteria aorta y de la vena cava caudal justo antes de su paso por el diafragma y cortar para separar.



Fig.25: Aorta torácica

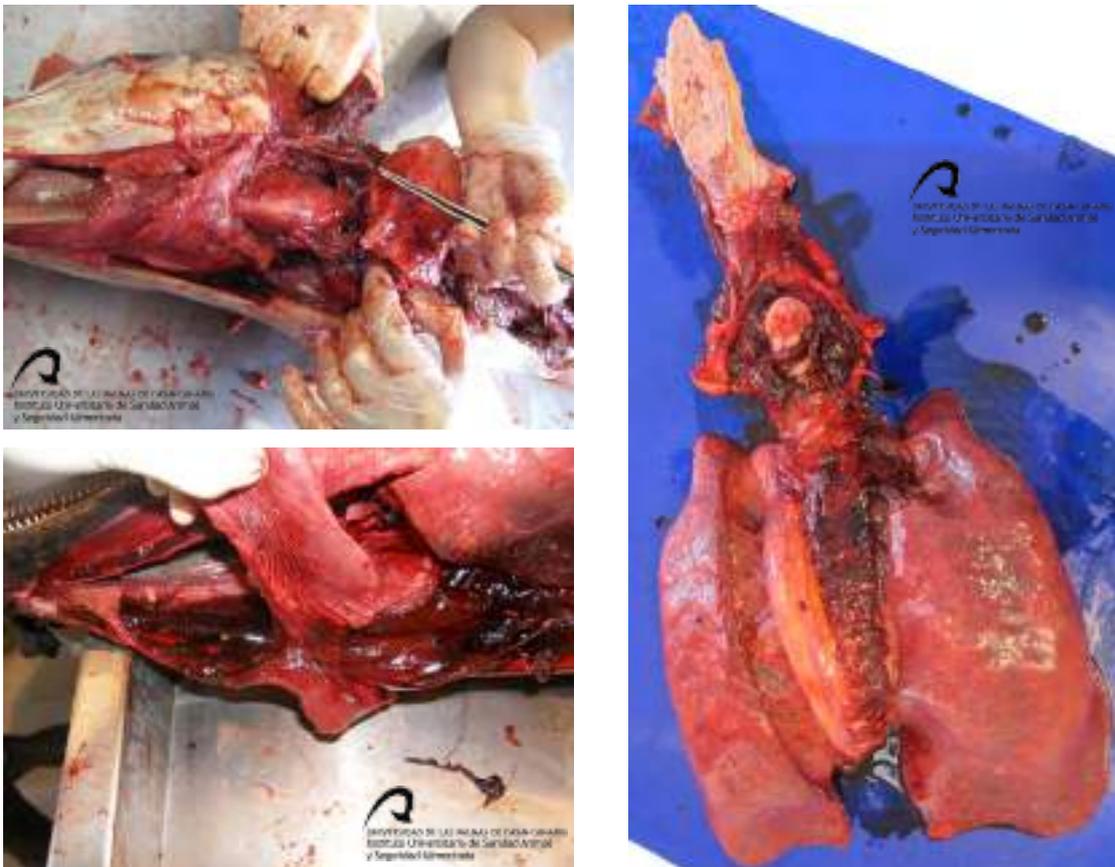


Fig.26: Apertura ventral cavidad bucal

Ahora se debe retirar el aparato cardio-respiratorio y los primeros tramos del aparato digestivo en bloque. Para ello, cortar al nivel de la línea media ventral de la cavidad bucal y abrir cuidadosamente el área entre la boca y el tórax hasta identificar faringe y laringe, así como sus conexiones con esófago y tráquea, respectivamente. En crías y juveniles comprobar también la presencia del timo y, en tal caso, actuar como se describe en el apartado A.2.8.1.

Tomar la lengua y diseccionar caudalmente tirando de ella junto con la faringe, la laringe, el esófago y la tráquea, continuando hacia atrás con los pulmones y el corazón. Diseccionar con el debido cuidado y atención las diferentes estructuras, separándolas de las capas de tejido conectivo que las rodean, y extraer por completo y sin daños.

Después de extraer los órganos torácicos, en bloque, compruebe las costillas del lado derecho por palpación. Si hay fracturas, inspeccione el área correspondiente del pulmón derecho.



**Fig.27: Extracción de aparato cardio-respiratorio y primeros tramos del aparato digestivo**

Antes del muestreo, extraer cada órgano por separado, fotografiando y describiendo las observaciones detectadas en cada uno de ellos:

### A.2.8.1.- TIMO.-

No siempre presente, sólo en crías y algunos juveniles, situado en la base de la entrada torácica, cranealmente al corazón y al lado de bifurcación traqueal. Describir y fotografiar antes y después de su extracción, así como tras dar varios cortes para observar internamente. Recoger muestras para histopatología y microbiología.



Fig.28: Timo tras extracción

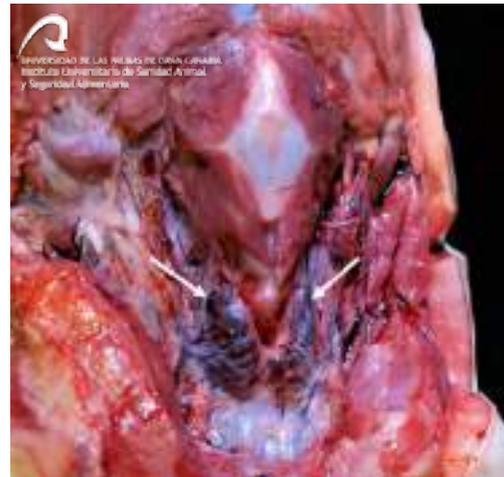


Fig.29: Tiroides

### A.2.8.2.- TIROIDES.-

Se encuentra ventrolateralmente en el primer anillo de la tráquea, extendiéndose por el ancho de la misma. Describir y fotografiar, antes y después de su extracción. Tomar muestras para histopatología.

### A.2.8.3.- LENGUA, FARINGE Y ESÓFAGO.-

Separar cuidadosamente esta primera parte del sistema digestivo. La lengua ha debido ser valorada durante el examen externo, pero ahora es el momento para tomar fotografías y recolectar muestras para histopatología. Abrir a lo largo de faringe y esófago con tijeras, describir, fotografiar y tomar muestras del área tonsilar faríngea para histopatología y microbiología, así como del esófago para histopatología.



**Fig.30: Inspección de los primeros tramos del aparato digestivo**

#### **A.2.8.4.- LINFONODOS PULMONARES Y TRAQUEOBRONQUIALES.-**

Los linfonodos traqueobronquiales están situados en la serosa, entre la superficie craneoventral de los pulmones y la bifurcación traqueal, siendo más fácil su localización por palpación. Los linfonodos pulmonares se encuentran unidos a los pulmones a nivel caudomedial. Describir y fotografiar antes y después de su extracción, así como tras seccionar longitudinalmente para su inspección. Tomar muestras para histopatología y microbiología.



**Fig.31: Linfonodo pulmonar**

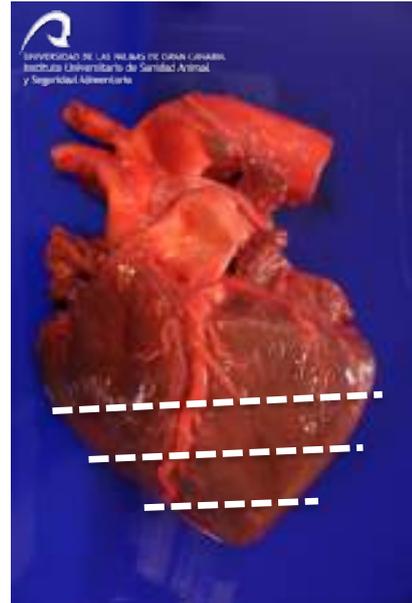
#### **A.2.8.5.- CORAZÓN.-**

Para una mejor inspección de los grandes vasos, no separar el corazón de los pulmones hasta realizar la debida evaluación de los mismos. Posteriormente, abrir la arteria pulmonar in situ y valorar la presencia de émbolos.

Extraer el corazón con el debido cuidado separándolo completamente de los pulmones, para ello cortar a través de las venas pulmonares y de la arteria pulmonar, dejando una sección suficiente de esta última para preservar la integridad valvular. En cuanto a la aorta, mantener íntegramente el tramo torácico (previamente separado del diafragma) unido al corazón. Por último, cortar la vena cava craneal, dejando una sección suficiente para su valoración.

Una vez extraído el corazón, realizar un corte transversal completo justo a la mitad de ambos ventrículos y, posteriormente, seguir realizando cortes transversales paralelos de dichos ventrículos a intervalos de aproximadamente un centímetro hacia el vértice. Inspeccionar y fotografiar las secciones realizadas y valorar el grosor de las paredes ventriculares.

Abrir el resto del corazón siguiendo la dirección del flujo sanguíneo. Cortar a través de las venas cavas abriendo aurícula derecha, continuar por el borde medial del septo auricular, abrir válvula tricúspide y seguir junto al borde del tabique ventricular hasta llegar a la sección transversal previamente realizada. Continuar hacia la válvula pulmonar y cortar a través de ella abriendo la arteria pulmonar. Luego, repetir el procedimiento en corazón izquierdo, abriendo progresivamente desde venas pulmonares hasta la aorta torácica. Describir, fotografiar y tomar muestras para histopatología de ventrículos, aurículas, válvulas (auriculo-ventriculares, aórtica y pulmonar), septo interventricular, troncos pulmonar y aórtico, y aorta torácica.



**Fig.32: Esquema sección cardiaca**

#### **A.2.8.6.- VÍAS RESPIRATORIAS Y PULMONES.-**

Describir y fotografiar antes y después de su apertura, la cual se iniciará cortando a lo largo de laringe y tráquea hasta los pulmones, donde se continuará mediante la apertura longitudinal de bronquios y bronquiolos. Posteriormente, hacer varios cortes paralelos en cada pulmón, perpendicularmente a la columna vertebral, para su inspección. Tomar diferentes muestras de ambos pulmones para histopatología, microbiología y toxicología, así como del área tonsilar laríngea para histopatología y microbiología.



**Fig.33: Apertura de vías respiratorias**



**Fig.34: Tonsila laríngea**

#### **A.2.9.- DIAFRAGMA.-**

Describir, fotografiar y tomar muestras para histopatología.

#### **A.2.10.- EXTRACCIÓN DE ÓRGANOS ABDOMINALES.-**

##### **A.2.10.1.- BAZO.-**

Órgano de morfología más o menos esférica o aplanada (dependiendo de la especie) que se sitúa en el lado izquierdo del estómago. Extraer, describir y fotografiar antes y después de realizarle uno o varios cortes longitudinales (dependiendo del tamaño) para su inspección. Tomar muestras para histopatología y microbiología.

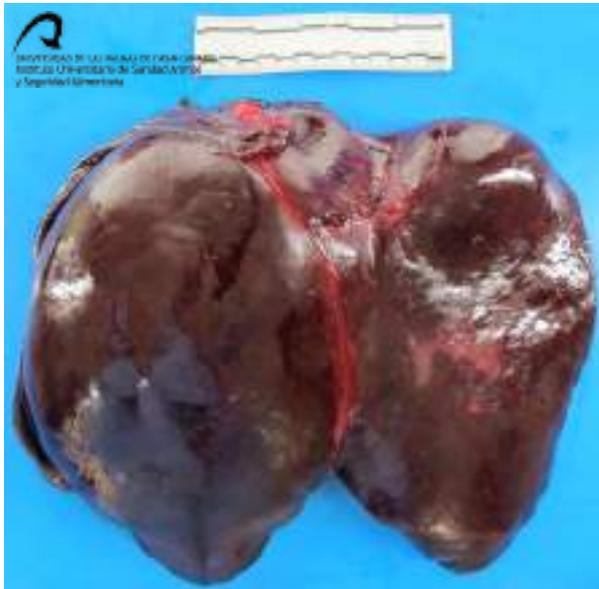


**Fig.35: Bazo**

##### **A.2.10.2.- HÍGADO.-**

Órgano grande y bilobulado situado junto al diafragma. Separar con cuidado de dicho diafragma y del resto del sistema digestivo, cortando a través del hilio. Describir y fotografiar antes y después de su apertura, la cual se realizará con tijeras a lo largo de los conductos biliares y,

posteriormente, realizando varios cortes longitudinales profundos en ambos lóbulos. Tomar muestras para histopatología, microbiología y toxicología.

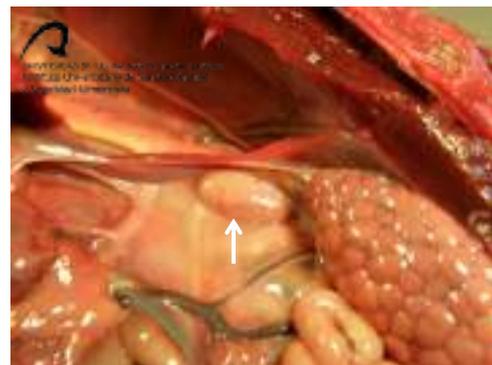


**Fig.36: Inspección del hígado**



#### **A.2.10.3.- GLÁNDULAS ADRENALES.-**

Órganos pares, grisáceos y ovoides, situado cada uno adyacente al borde craneal del riñón de su lado correspondiente. Extraer, describir y fotografiar cada glándula antes y después de la abrirlas longitudinalmente para su inspección. Tomar muestras para histopatología (si es posible ambas glándulas completas).

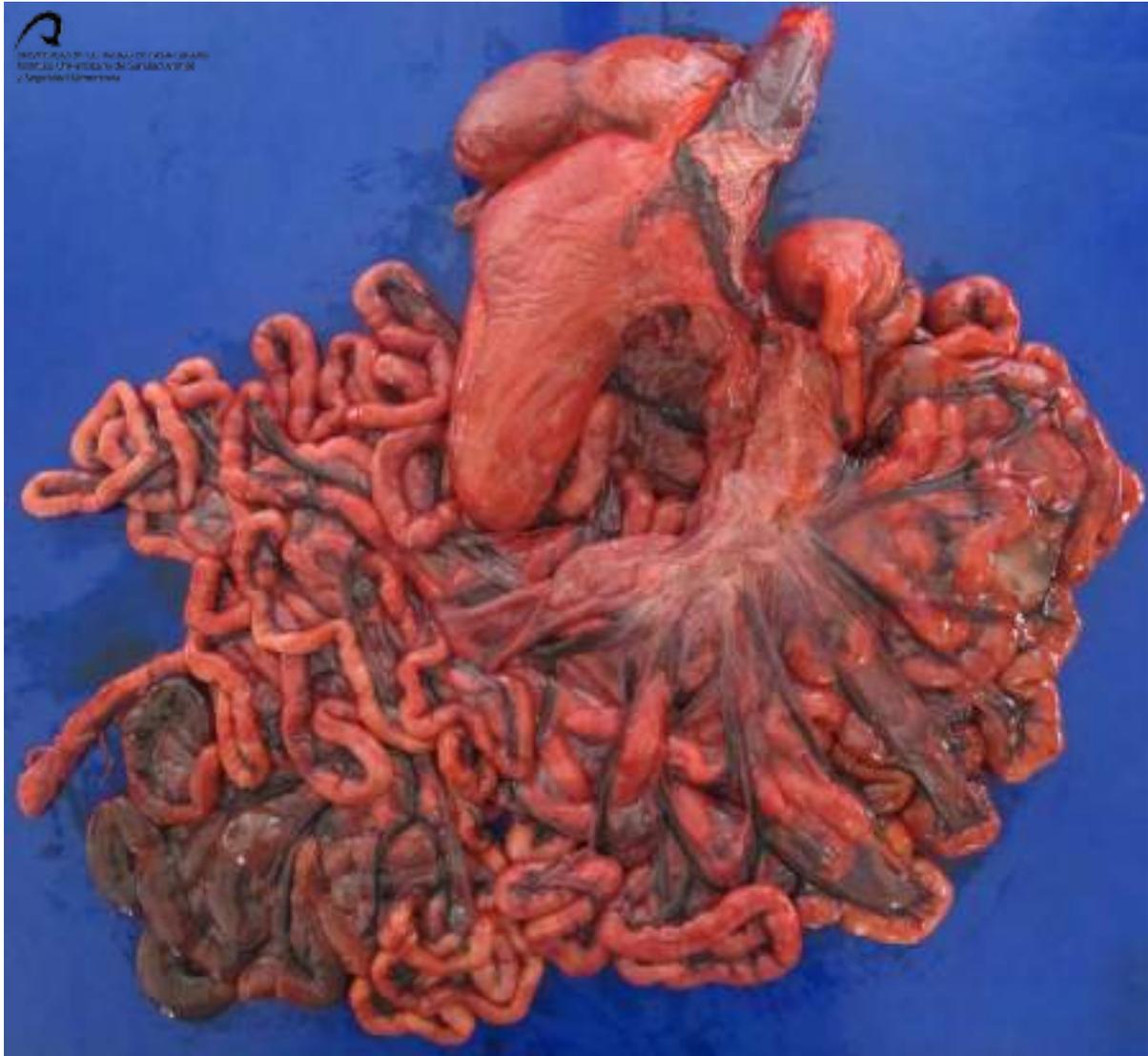


**Fig.37: Glándula adrenal**

#### **A.2.10.4.- EXTRACCIÓN DEL APARATO GASTROINTESTINAL.-**

El esófago fue sellado tras la apertura de la cavidad torácica, ahora se debe hacer lo mismo al final del intestino. Realizar dos ligaduras con un poco de cordel (o bridas) alrededor de esta parte

del intestino para sellarlo, dejando un espacio amplio entre ambas ligaduras, para luego cortar el intestino a nivel de la zona central de dicho espacio. Extraer el paquete gastrointestinal en bloque e inspeccionar separadamente al resto de órganos para evitar su contaminación. Si esto no fuera posible, realizar dicha inspección al final de la necropsia.



**Fig.38: Aparato gastrointestinal tras su extracción**

**A.2.10.4.1.- PÁNCREAS.-**

Órgano compacto que se encuentra adaptado a la primera parte del intestino. Extraerlo separándolo cuidadosamente del mesenterio y cortando a través del conducto pancreático en su desembocadura a nivel de la ampolla duodenal. Describir y fotografiar antes y después de su apertura, la cual se realizará, en primer lugar a lo largo del conducto pancreático y,

**Fig.39: Páncreas**

posteriormente, mediante varios cortes paralelos profundos para su inspección. Tomar muestras para histopatología y microbiología.

**A.2.10.4.2.- ESTÓMAGO Y AMPOLLA DUODENAL.-**

El estómago está formado, en la mayoría de las especies, por tres compartimentos: queratinizado, principal y pilórico, continuándose desde aquí con el intestino, cuya primera parte corresponde a la ampolla duodenal. Localizar el final de dicha ampolla y la continuación del resto del intestino, realizar dos ligaduras con un poco de cordel (o bridas) tras la ampolla duodenal, dejando un espacio amplio entre ambas ligaduras, para luego cortar el intestino a nivel de la zona central de dicho espacio. Retirar los tres compartimentos gástricos y la ampolla duodenal en bloque. Describir y fotografiar antes y después de su apertura, la cual se iniciará desde el resto de esófago previo al cardias, abriendo dichos compartimentos gástricos y ampolla duodenal de manera consecutiva.

**Fig.40: Estómago y ampolla duodenal****Fig. 41: Compartimentos gástricos tras su apertura**

Si se observa contenido alimenticio u otros objetos sólidos, describir, fotografiar y recoger en su totalidad. El contenido alimenticio existente en estómago (y/o en esófago) será recogido como muestra para estudios de dieta. Tomar muestras de cada compartimento para histopatología.

#### **A.2.10.4.3.- MENTERIO Y LINFONODO MENTERICO.-**

Extender el mesenterio, describir y fotografiar. Localizar el linfonodo mesentérico en la zona central del mesenterio. Extraer, describir y fotografiar, antes y después de la apertura longitudinal para su inspección, así como tomar muestras para histopatología y microbiología.



**Fig. 42: Linfonodo mesentérico**

#### **A.2.10.4.4.- INTESTINO.-**

Abrir longitudinalmente en su totalidad o, al menos, diferentes tramos a nivel proximal, medio y distal. Describir, fotografiar y recoger muestras para histopatología y microbiología de las diferentes áreas.



**Fig. 43: Inspección de diferentes tramos del intestino**

### A.2.10.5.- RIÑONES.-

Órganos ovoides y multireniculados, situados dorsalmente en la cavidad abdominal, bajo la columna vertebral. Describir y fotografiar antes y después de su extracción y de su apertura mediante la realización de uno o varios cortes longitudinales (dependiendo del tamaño). Tomar muestras para histopatología, microbiología y toxicología.



**Fig.44: Aparato genitourinario (macho)**



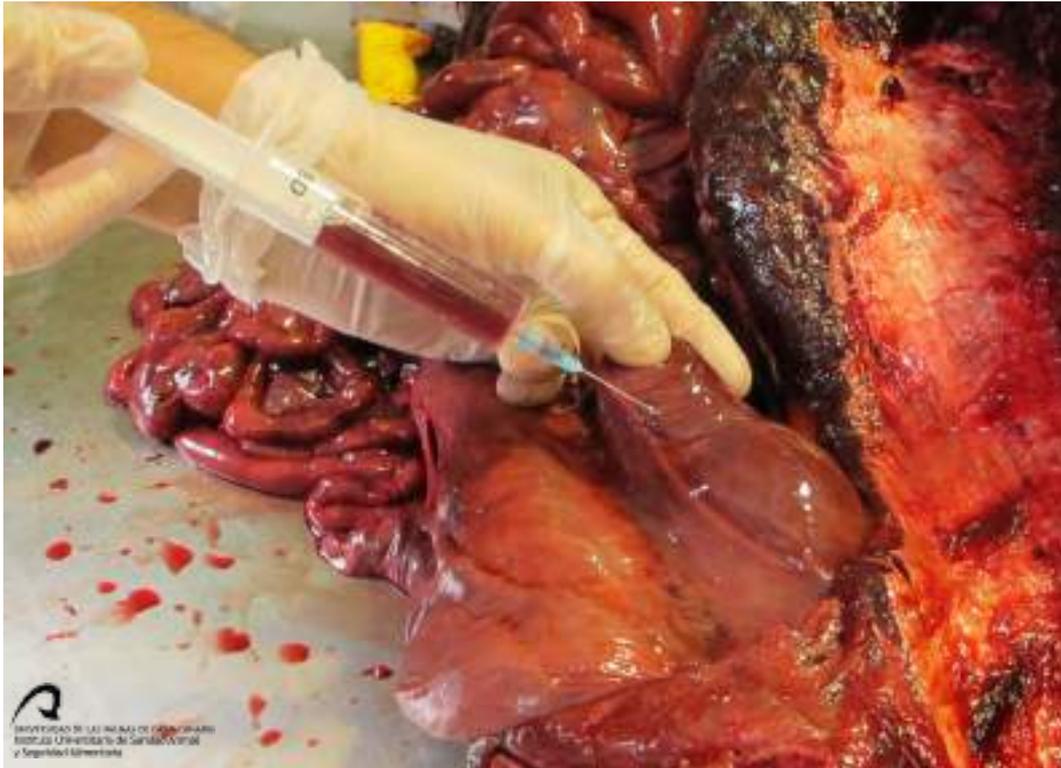
**Fig.45: Riñones**

### A.2.10.6.- VEJIGA URINARIA

Situada ventrocaudalmente en la cavidad abdominal. En las hembras está localizada unida al mesometrio, por lo que se extraerá conjuntamente con dicho aparato (ver apartado siguiente). Por lo general la vejiga se encuentra vacía y tienen un aspecto rosado y una pared gruesa y muscular, aunque a veces se pueden encontrar distendida y con orina. En este caso, tomar muestras de dicha orina para toxicología, microbiología y bioquímica de modo aséptico con una jeringa estéril antes de extraer el órgano. Tras su extracción, describir y fotografiar antes y después de abrirla longitudinalmente para su inspección. Tomar muestras para histopatología.



**Fig.46: Vejiga urinaria tras su apertura**



**Fig.47: Toma de muestra de orina antes de la extracción de la vejiga**

#### **A.2.10.7.- APARATO REPRODUCTOR.-**

##### **A.2.10.7.1.- HEMBRA.-**

Tomar como referencia la abertura vaginal a través de hendidura genital. Seguir el tracto reproductivo de la vagina al útero que se bifurca en los llamados cuernos uterinos (izquierdo y derecho), terminando cada uno en la unión con los ovarios. Extraer con cuidado estos órganos en bloque (conjuntamente con la vejiga urinaria), separando del mesometrio que los rodea. Describir y fotografiar.

- **Ovarios:** Extraer, describir y fotografiar, así como pesar y medir como toma de datos para la historia de vida. Tomar muestras para microbiología y, si es posible, recoger el resto de cada ovario completo como muestra tanto para histopatología como para estado reproductivo.

- **Útero y vagina:** Cortar a lo largo de la vagina al útero con tijeras y abrirlo por completo. Describir y fotografiar. Tomar muestras del útero (cuello y cuernos) para microbiología e histopatología, y de la vagina para histopatología.



Fig.48: Aparato reproductor (hembra)



Fig.49: Ovario



Fig.50: Glándula mamaria

- **Glándula mamaria:** Tomar como referencia las hendiduras mamarias, localizando ambas glándulas integradas con la musculatura que se encuentra al mismo nivel. Describir, fotografiar y tomar muestras para histopatología y microbiología. En caso de tener contenido lácteo, tomar muestra para microbiología, toxicología y bioquímica.

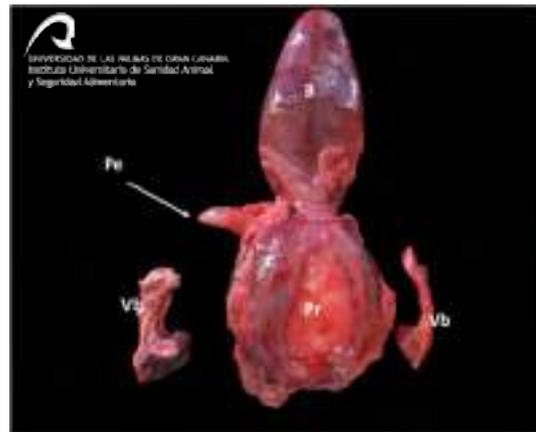
- **Hembras gestantes:** Antes de extraer el aparato reproductor, tomar muestras de líquido amniótico para microbiología de manera aséptica con una jeringa estéril. Después de acceder al útero, recoger, además, muestras de placenta para microbiología e histopatología. En cuanto al feto, éste debe ser necropsiado por separado como si se tratase de una cría, aunque, en el caso de no tener un tamaño suficiente como para practicar dicha necropsia, se debe seccionar al animal a través de la línea media ventral, tomar muestras de pulmones, hígado y riñones, tanto para microbiología como para toxicología, y el resto del animal completo como muestra para histopatología.

**A.2.10.7.2.- MACHO.-**

- **Testículos:** situados uno a cada lado de la línea media ventral caudalmente a los riñones. Tienen forma alargada y transversalmente ovoide. Extraer, describir y fotografiar, así como pesar y medir como toma de datos para la historia de vida. Tomar muestras para microbiología, así como secciones de cada testículo, con el epidídimo, como muestra tanto para histopatología como para estado reproductivo (en los casos que el tamaño lo permita se recomienda recoger los testículos en su totalidad, excepto la muestra tomada para microbiología).

- **Próstata:** situada entre los huesos vestigiales (en las especies en las que están presentes) y en posición caudal a la vejiga. Realizar un corte trasversal aproximadamente en la distancia media de la longitud de dichos huesos pélvicos, seccionando musculatura periprostática, próstata y uretra. Describir, fotografiar y tomar muestras para histopatología.

- **Pene:** describir, fotografiar y tomar muestras para histopatología.

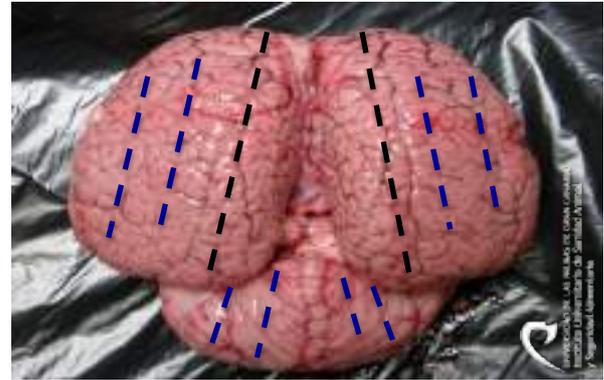
**Fig.51: Testículos****Fig.52: Próstata (Pr), pene (Pe), huesos vestigiales (Vb) y vejiga (B)****A.2.11.- APERTURA, EXAMEN Y EXTRACCIÓN DE ÓRGANOS DE LA CAVIDAD CRANEAL.-**

En primer lugar, la cabeza debe ser separada del cuerpo. Para ello, desarticular la articulación atlanto-occipital, separando los cóndilos occipitales de la primera vértebra cervical (atlas). Luego, quitar la piel y la musculatura del cráneo justo detrás del espiráculo hacia atrás hasta ver el hueso. Abra una ventana en el cráneo, con una sierra o un cincel y un martillo, formada por cuatro líneas, una dorsal perpendicular a la cresta nugal y aproximadamente a un centímetro por debajo de ésta, otra ventral, paralela a la anterior, cortando a través del centro de los cóndilos

occipitales, y otras dos perpendiculares conectando las anteriores a modo de ventana, pasando por los huesos parietales y escamosos hasta las fosas occipitales. Tire de la parte posterior del cráneo con cuidado tratando de llevarlo a cabo en una sola pieza, separando suavemente el SNC de la duramadre. Describir y fotografiar.



**Fig.53: Encéfalo tras la apertura del cráneo**



**Fig.54: Esquema sección SNC**

#### **A.2.11.1.- SISTEMA NERVIOSO CENTRAL (SNC).-**

Extraer el SNC, cortando a través de los nervios craneales en la zona ventral del cráneo, separando cuidadosamente con los dedos o mediante un bisturí. Situar la ventana realizada en el cráneo hacia abajo para ayudarse de la gravedad, haciendo que el SNC descienda suavemente hacia la mano. Describir y fotografiar.

Si la consistencia es firme, recoger muestras de cerebro para microbiología y toxicología. Luego, realizar varios cortes longitudinales, sin llegar a profundizar, tanto en los hemisferios cerebrales como en los cerebelosos y tomarlo por completo como muestra para histopatología. De los cortes dados a los hemisferios cerebrales al menos uno (por cada lado) debe llegar hasta los ventrículos laterales, para facilitar la entrada del formol en el interior del sistema ventricular.

Si la consistencia está disminuida, recoger muestras de diferentes áreas del cerebro, cerebelo, tronco encefálico y médula oblongada, para histopatología, microbiología y toxicología. También recoger una muestra para histopatología de la médula espinal.

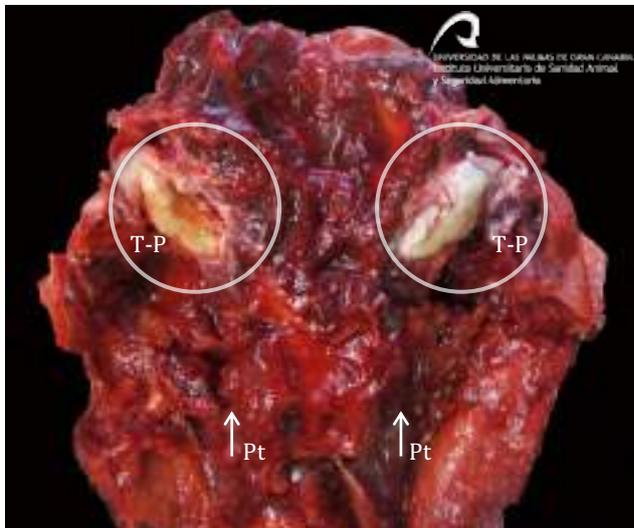
Una vez extraído el SNC, localizar la silla turca del esfenoides, una pequeña oquedad ubicada más o menos central y ventralmente, en la superficie interna del cráneo, entre los nervios ópticos, lugar donde se aloja la hipófisis. Extraer y tomar como muestra para histopatología.



**Fig.55: Localización de la silla turca del esfenoides**

#### **A.2.11.2.- SACOS PTERIGOIDEOS.-**

Desarticular con cuidado la articulación temporo-mandibular y extraer la mandíbula. A continuación, abra los sacos, seccionando longitudinalmente a nivel de cada lado ventromedial del cráneo. Describir y fotografiar.



**Fig.56: Vista ventral del cráneo tras desarticular la mandíbula. Pt: Sacos pterigoideos, T-P: complejos timpánico-perióticos.**



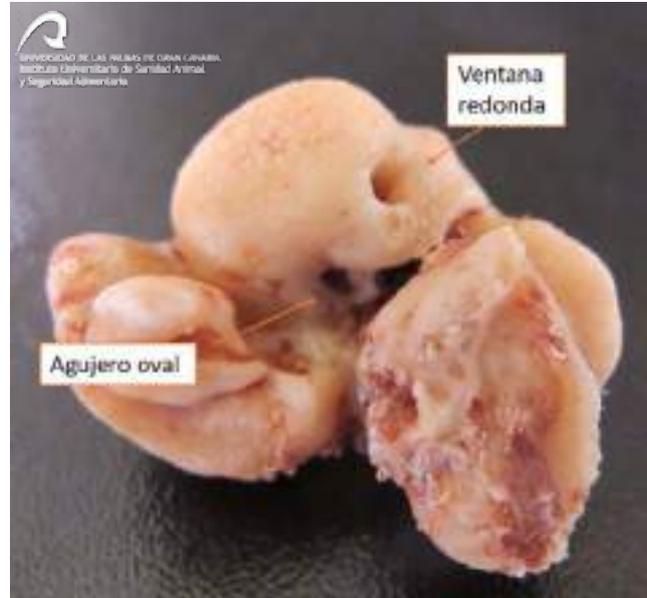
**Fig.57: Saco pterigoideo tras su apertura**

### A.2.11.3.- COMPLEJOS TIMPÁNICO-PERIÓTICOS.-

Los complejos timpánico-perióticos (T-P) pueden ser fácilmente localizados en cara lateral de los sacos pterigoideos (Pt) (Fig.56).

Cortar alrededor de los mismos, cuidadosamente para no fracturarlos y extraerlos del cráneo. Describir y fotografiar.

Posteriormente, separar el hueso periótico del timpánico. Localice las ventanas oval y redonda, haga un orificio pequeño y muy superficial a nivel de las mismas y, utilizando un catéter blando del mismo diámetro, introduzca formol al 10% de forma progresiva y muy lenta a través de dichas ventanas. Tomar por completo como muestra para histopatología.



**Fig.58: Porción periótica del T-P, lugares de inyección del formol al 10%**

### A.2.11.4.- DIENTES.-

Cortar cuidadosamente en torno a cada diente, profundizando hacia la base de la mandíbula, liberándolos suavemente para no dañarlos durante la extracción. Recoger 4 ó 5 dientes como muestras para estudios de edad.

### A.2.11.5.- Ojos.-

Cortar alrededor y detrás del globo ocular para separarlo del cráneo. Extraer el humor vítreo de uno de ellos (o congelar completo) como muestra para bioquímica y recoger el otro para histopatología.



**Fig.59: Globo ocular tras fijación (formol 10%) y tallado**

**A.3.- OTRAS CONSIDERACIONES.-**

De manera transversal a la realización del examen externo e interno, se deberá tener en cuenta tanto la presencia de parásitos como de gases en los diferentes órganos y tejidos, tomando las fotos correspondientes y anotando las observaciones realizadas de la siguiente manera:

**A.3.1.- PARÁSITOS.-**

Durante la inspección de los órganos se prestará especial atención a la presencia de parásitos al tiempo que se realiza la apertura completa de luces de órganos tubulares y cortes transversales en órganos parenquimatosos. En el caso de estómago e intestino, tras su apertura completa, se realizará un mapeo mediante una fotografía general con escala. Del mismo modo, en el caso de presencia de *Xenobalanus* sp. y/o *Pennella* sp. en la superficie del animal, se realizarán fotos panorámicas, también con escala.

En la medida de lo posible, se recogerán de manera estandarizada el mayor número de parásitos presentes tal y como aparece reflejado en el protocolo de toma de muestras (apartado B.4.).

Así mismo, en todos los casos, se cumplimentará la tabla adjunta, indicando si hay o no presencia (**P**) de parásitos en los órganos inspeccionados y, en caso afirmativo, la carga parasitaria existente en los mismos (**C**), utilizando para ello el siguiente índice:

- 1. **Leve:** 1-10 parásitos
- 2. **Moderada:** 20-50 parásitos
- 3. **Intermedia:** 50-100 parásitos
- 4. **Elevada:** 100-500 parásitos
- 5. **Masiva:** más de 500 parásitos

LOCALIZACIÓN	ECTOPARÁSITOS / EPIBIONTES (Describir especie(s) y carga)
Aberturas naturales	
Cicatrices	
Heridas	
Superficie externa	

LOCALIZACIÓN	DIGENEOS		CESTODOS		NEMATODOS		ACANTOCÉFALOS	
	P	C	P	C	P	C	P	C
Blubber	<input type="checkbox"/>							
Complejo tímpano-periótico	<input type="checkbox"/>							
Conductos hepáticos/pancreáticos	<input type="checkbox"/>							
Corazón	<input type="checkbox"/>							
Estómago	<input type="checkbox"/>							
Glándula mamaria	<input type="checkbox"/>							
Intestino	<input type="checkbox"/>							
Músculo esquelético	<input type="checkbox"/>							
Peritoneo (parietal/visceral)	<input type="checkbox"/>							
Pulmón	<input type="checkbox"/>							
Riñón	<input type="checkbox"/>							
Sacos nasales	<input type="checkbox"/>							
Sacos pterigoideos	<input type="checkbox"/>							
SNC	<input type="checkbox"/>							
Subcutáneo	<input type="checkbox"/>							
Uréteres/Uretra	<input type="checkbox"/>							
Vasos sanguíneos	<input type="checkbox"/>							
Otros (nombrar)	<input type="checkbox"/>							

### A.3.2.- GASES.-

En animales con códigos de conservación comprendidos entre 1 y 3 (ambos inclusive) (condition code: 2-3 – Kuiken & García Hartmann, 1991) se cumplimentará la tabla adjunta. Además, se recogerán, de la manera descrita en el protocolo de toma de muestras (apartado B.7.), tanto muestras de gases de cavidades (corazón, tracto digestivo, sacos pterigoideos, etc.), como de burbujas de gas que sean observadas en vasos (subcutáneos, coronarios, mesentéricos, etc.)

	Venas subcutáneas	Venas mesentéricas	Venas plexo retroperitoneal	Venas coronarias	Enfisema
Grado 0					
Grado 1					
Grado 2					
Grado 3					
Grado 4					
Grado 5					
Grado 6					

Venas: 0 (vasos congestivos); 1 (muy pocas burbujas y pequeñas); 2 (algunas discontinuidades); 3 (muchas discontinuidades); 4 (presencia moderada de burbujas); 5 (presencia muy abundante de burbujas); 6 (secciones de las venas repletas de gas).

Enfisema: 0 (no hay); 1 (sólo en cápsula renal); 2 (presencia moderada, afectando algún órgano más); 3 (generalizado).

INTESTINO  
Observaciones:

V.DCHO, V.IZQ, AORTA y TRONCO PULMONAR (anotar también si no se recoge nada).  
Observaciones:

SACOS AÉREOS  
Observaciones:

BURBUJAS:  
Localización: \_\_\_\_\_ Vol. Aprox ml  
Observaciones:

Localización: \_\_\_\_\_ Vol. Aprox ml  
Observaciones:

Localización: \_\_\_\_\_ Vol. Aprox ml  
Observaciones:

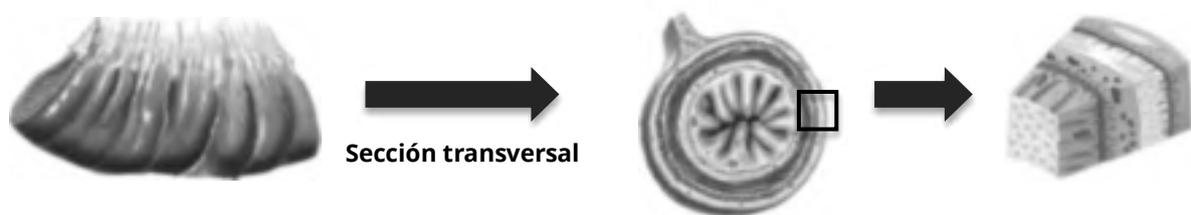
## B.- PROTOCOLO DE TOMA DE MUESTRAS.-

### B.1- HISTOPATOLOGÍA.-

Para obtener mejores resultados y más concluyentes es importante realizar la toma de muestras lo antes posible después de la muerte del animal, siendo aconsejable que dicho muestreo se lleve a cabo, principalmente, en animales con códigos de conservación 1 a 3 (ambos inclusive) (condition code: 2-3 – Kuiken & García Hartmann, 1991).

Para el estudio histopatológico, las muestras de tejido no deben exceder de 1-1'5 cm de espesor. Si se recogen muestras de mayor tamaño deberán realizarse varios cortes paralelos en el tejido para asegurar la adecuada penetración del fijador, aunque se recomienda recoger varias muestras de tamaño apropiado en vez de una muestra grande.

Las muestras de órganos huecos (faringe, tráquea, intestino, etc.), linfonodos y glándulas deben recogerse incluyendo sus diferentes capas. Por otro lado, en el caso de muestras no estandarizadas, es decir, de zonas lesionadas, éstas deben recogerse, en la medida de lo posible, incluyendo parte del tejido aparentemente normal adyacente.

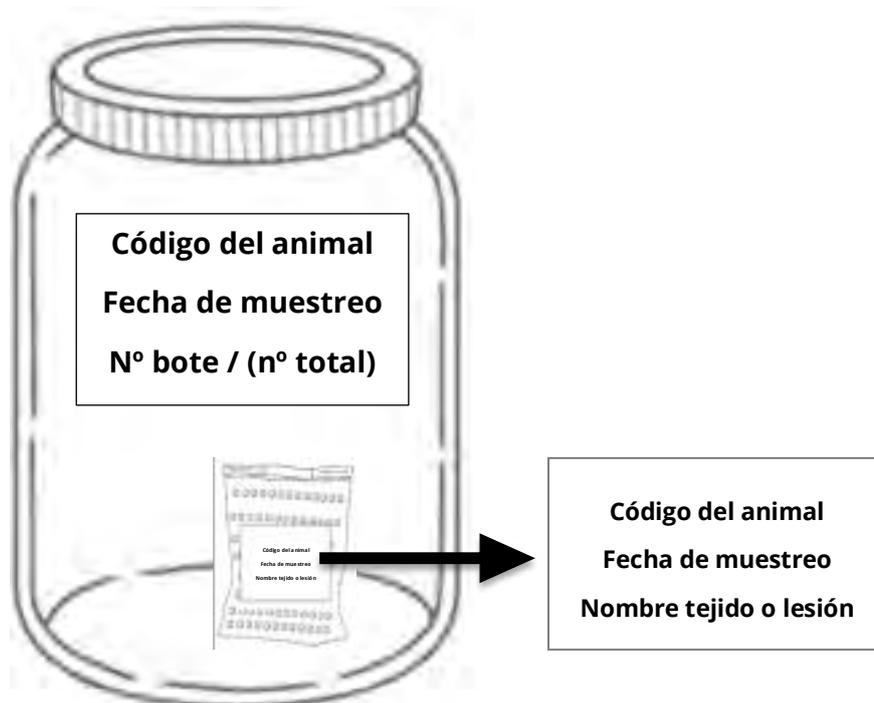


**Fig. 60: Muestreo de órganos huecos (intestino)**

Todos los tejidos deben ser conservados en formol al 10% (un litro de formol concentrado al 37%-40% de formaldehído en 9 litros de agua destilada). Las muestras recogidas del mismo animal pueden colocarse en un mismo bote, pero sin llenarlo demasiado. Antes de la necropsia se puede preparar los recipientes con 1/3 de formol al 10%, posteriormente poner las muestras en ellos llenando hasta alrededor de 2/3 del recipiente como máximo, y después terminar de llenar con formol.

Los recipientes deben ser anchos, con cierre hermético y tapón de rosca a prueba de fugas, así como ser debidamente etiquetado incluyendo el código del animal, la fecha de muestreo y el número de contenedores en relación con todos los contenedores utilizados en la necropsia.

Las muestras recogidas de órganos similares como, por ejemplo, los linfonodos, o de órganos pares como glándulas adrenales, complejos timpánico-perióticos, ovarios y testículos, deben ser colocados separadamente en cassettes o en bolsas microperforadas para su identificación, así como aquellas lesiones específicas que se quieran reconocer de manera diferenciada. En estos casos cada cassette o bolsa sólo tendrá una muestra, debiendo estar debidamente etiquetada.



**Fig. 61: Bote de muestras con bolsa microperforada para muestras específicas en su interior (debidamente etiquetado)**

Por otra parte, las muestras de músculo esquelético deben ser cortadas siguiendo la dirección de las fibras musculares y fijadas un soporte como, por ejemplo, un depresor lingual mediante chinchetas o similar.



**Fig. 62: Muestreo músculo esquelético**

En cuanto al encéfalo, cuando se recoge en su totalidad, éste debe ser almacenado de manera independiente, sumergiéndolo en abundante formol en un bote aparte.

Por último, en el momento de recoger los complejos timpánico-perióticos, se debe introducir, progresiva y cuidadosamente, formol al 10% por las ventanas oval y redonda mediante un catéter del mismo diámetro que dichas ventanas, almacenándolos posteriormente, con el resto de muestras, en la forma indicada anteriormente.

## B.2.- MICROBIOLOGÍA.-

Al igual que ocurre para los estudios histopatológicos, cuanto antes se realice la toma de muestras, tras la muerte del animal, podrán obtenerse más y mejores resultados. Asimismo, es aconsejable que dicho muestreo se lleve a cabo en animales cuyo código de conservación se encuentre comprendido entre 1 y 3 (ambos inclusive) (condition code: 2-3 – Kuiken & García Hartmann, 1991).

Se recomienda que el tamaño de muestra sea de unos 5 cm<sup>3</sup> para tejidos, excepto el SNC (3 cm<sup>3</sup>), y de 2-5 ml en fluidos, debiendo recogerse de la manera más aséptica posible. Para ello, la superficie de los órganos debe ser desinfectada con un alcohol de 70%, antes de tomar la muestra, y usar instrumental estéril, o esterilizarlo mediante calor, para el muestreo.

Cada muestra deberá ser ubicada, de manera independiente, en una bolsa con cierre zip debidamente etiquetada. Asimismo, el conjunto de bolsas con las muestras recogidas, serán colocadas en el interior de otra bolsa con cierre zip de mayor tamaño y también apropiadamente etiquetada. Dichas muestras serán almacenadas a 4°C, si pueden ser enviadas al laboratorio dentro de las 24 horas, de lo contrario, deben congelarse lo antes posible a -80°C.

Es recomendable duplicar la recogida de muestras, teniendo una para el análisis y la otra para ser archivada, con el fin de evitar la pérdida de información y de confirmar o rechazar posibles resultados dudosos en las técnicas de diagnóstico.

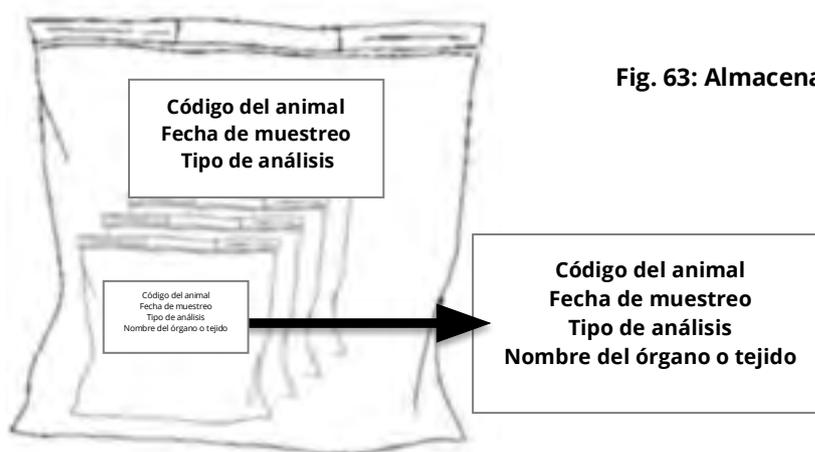


Fig. 63: Almacenaje de muestras

### **B.3.- TOXICOLOGÍA.-**

El tamaño de muestra recomendable es igual que para los estudios microbiológicos, esto es, 5 cm<sup>3</sup> para tejidos, excepto el SNC (3 cm<sup>3</sup>), y 2-5 ml para fluidos, siendo sólo aconsejable recoger muestras de los cadáveres con códigos de conservación entre 1 y 4 (ambos inclusive) (condition code: 2-4 – Kuiken & García Hartmann, 1991, excepto de aquellos órganos en los que se haya iniciado los procesos de licuefacción). La manera de guardar las muestras es igual que para microbiología, pero haciendo una salvedad dependiendo del tipo de análisis a realizar. Para la determinación de compuestos orgánicos, las muestras sólo deben entrar en contacto con acero inoxidable, aluminio, vidrio o teflón, por lo que es aconsejable envolverlas en papel de aluminio antes de introducirlas en su bolsa correspondiente. Por el contrario, para el análisis de metales pesados, no deben entrar en contacto con metales distintos al acero inoxidable, por lo que podrán almacenarse directamente en las bolsas con cierre zip.

Las muestras clasificadas de la manera descrita en el apartado anterior, deberán ser congeladas a una temperatura máxima de -20°C, siendo también aconsejable tomar dos conjuntos de muestras, una para el análisis y el otro para su archivo.

### **B.4.- PARASITOLOGÍA.-**

Como se dijo anteriormente, en la medida de lo posible se recogerán, de manera estandarizada, el mayor número de parásitos presentes, con el fin de censar la carga parasitológica. Las muestras se recogerán, para cada tipo de parásito y órgano parasitado, en diferentes recipientes, y se fijarán en alcohol 70°, incluyendo en la etiqueta el nombre del órgano donde fue observado.

### **B.5.- BIOQUÍMICA.-**

Se recogerán muestras de humor vítreo, sangre, orina y leche, estas dos últimas siempre que estén presentes, en animales cuyo código de conservación sea 1 ó 2 (condition code: 2-3 – Kuiken & García Hartmann, 1991, exceptuando aquellos animales en los que existan fenómenos de autólisis moderada).

A la hora de almacenar las muestras recogidas, si es posible enviarlas a un laboratorio dentro de las primeras 24 horas, podrán mantenerse a 4 ° C, de lo contrario, deben congelarse lo antes posible a una temperatura máxima de -20°C. En este caso, centrifugar la sangre con el fin de almacenar en congelación el suero sanguíneo.

## **B.6.- HISTORIA DE VIDA.-**

### **B.6.1.- EDAD.-**

Se recogerán al menos 4-5 dientes (con raíz), preferiblemente de la zona media de la mandíbula, para luego almacenarlos, en una bolsa con cierre zip o en un bote hermético, en congelación a una temperatura máxima de -20°C. En misticetos, se recogerá el tapón de cera existente en el conducto auditivo externo, almacenándolo del mismo modo. Este tipo de muestras pueden ser tomadas en animales con códigos de conservación entre 1 y 5 (ambos inclusive).

### **B.6.2.- DIETA.-**

Por un lado, en el caso de existir contenido alimenticio en estómago (o en tramos digestivos anteriores), se recogerá en su totalidad, almacenándolo, en una bolsa con cierre zip o en bote hermético, en congelación a una temperatura máxima de -20°C, o en alcohol al 70%.

Además, se tomarán muestras de al menos 2 cm<sup>3</sup> de blubber, así como de barbas (con ecia) en misticetos, para su almacenaje, en una bolsa con cierre zip o en bote hermético, en congelación a una temperatura máxima de -20°C, para la posterior realización de estudios de isótopos estables (y de tipos de presas en las barbas).

Se recomienda recoger este tipo de muestras en animales con códigos de conservación comprendidos entre 1 y 4 (ambos inclusive) (condition code: 2-4 – Kuiken & García Hartmann, 1991, excepto cuando se hayan iniciado los procesos de licuefacción).

### **B.6.3.- GENÉTICA.-**

Se recogerán muestras de piel y músculo de al menos 2 cm<sup>3</sup>, de animales con códigos de conservación entre 1 y 5 (ambos inclusive), para luego introducir las en un bote hermético, pudiendo ser almacenadas mediante fijación en alcohol de 96° o en congelación a una temperatura máxima de -20°C.

### **B.6.4.- ESTADO REPRODUCTIVO.-**

Para este tipo de estudios se recolectarán muestras de ambas gónadas para su estudio histológico, por lo que, al igual que en las muestras para histopatología, deberán ser fijadas en formol al 10% y almacenadas de manera diferenciada los ovarios o testículos de cada lado. Como se comentó anteriormente, se recomienda recoger, principalmente, muestras de animales con

códigos de conservación 1 a 3 (ambos inclusive) (condition code: 2-3 – Kuiken & García Hartmann, 1991).

### **B.7.- GASES.-**

Como se dijo anteriormente, en animales con códigos de conservación comprendidos entre 1 y 3 (ambos inclusive) (condition code: 2-3 – Kuiken & García Hartmann, 1991), además de cumplimentar la tabla descrita en el apartado A.3.2, cuando se observen burbujas de gas en vasos (subcutáneos, coronarios, mesentéricos, etc.), éstas deberán ser recogidas mediante jeringas de insulina y almacenadas en vacutainers (uno por muestra). Asimismo, se recogerán muestras de gases de cavidades (corazón, tracto digestivo, sacos pterigoideos, etc.) mediante aspirómetro o vacutainers (según el caso).

### **C.- LISTADO ESTANDARIZADO DE MUESTRAS.-**

A continuación se adjuntan varios listados tipo check-list con las muestras mínimas a recoger durante la necropsia. Además, deberán tomarse aquellas muestras que según el criterio del personal técnico especializado sean necesarias para un mayor entendimiento de las posibles causas de varamiento y/o muerte de los animales, valorar el estado sanitario de las poblaciones de origen, ahondar en el conocimiento científico de las especies, etc.

## TOMA DE MUESTRAS PARA HISTOPATOLOGÍA

(ordenadas alfabéticamente)

Aorta* <input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/> Torácica <input type="checkbox"/> Abdominal	Médula espinal <input type="checkbox"/>	
Bazo <input type="checkbox"/>		Musculatura esquelética <input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/> Músc. longísimo dorso <input type="checkbox"/> Músc. recto abdominal
Corazón* <input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/> Aurículas (izqda. y dcha.) <input type="checkbox"/> Ventriculos (izqdo. y dcho.) <input type="checkbox"/> Válvulas A-V (izqda. y dcha.), T.A y T.P <input type="checkbox"/> Septo IV	Oídos* <input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/> Izquierdo <input type="checkbox"/> Derecho
Cordón umbilical <input type="checkbox"/>		Ojo <input type="checkbox"/>	
Diafragma <input type="checkbox"/>		Ombigo <input type="checkbox"/>	
Encéfalo <input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/> Completo (recomendado) (en bote separado) <input type="checkbox"/> Secciones <input type="checkbox"/> Cerebro <input type="checkbox"/> Cerebelo <input type="checkbox"/> Tronco encef.	Ovarios*® <input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/> Izquierdo <input type="checkbox"/> Derecho
Esófago <input type="checkbox"/>		Páncreas <input type="checkbox"/>	
Estómago <input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/> Queratinizado <input type="checkbox"/> Principal <input type="checkbox"/> Pilórico	Pene <input type="checkbox"/>	
Feto (peqs.) <input type="checkbox"/>		Piel (incluido blubber) <input type="checkbox"/>	
Glándulas adrenales* <input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/> Izquierda <input type="checkbox"/> Derecha	Placenta <input type="checkbox"/>	
Glándula mamaria <input type="checkbox"/>		Próstata <input type="checkbox"/>	
Hígado <input type="checkbox"/>		Pulmón <input type="checkbox"/>	(izqdo. y dcho.)
Hipófisis* <input type="checkbox"/>		Rete mirabile* <input type="checkbox"/>	(varias porciones)
Intestino* <input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/> Ampolla duodenal <input type="checkbox"/> Porción proximal <input type="checkbox"/> Porción media <input type="checkbox"/> Porción distal	Riñón <input type="checkbox"/>	(izqdo. y dcho.)
Lengua <input type="checkbox"/>		Testículos*® <input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/> Izquierdo <input type="checkbox"/> Derecho
Linfonodos* <input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/> Preescapular <input type="checkbox"/> Traqueobronquial <input type="checkbox"/> Pulmonar <input type="checkbox"/> Mesentérico <input type="checkbox"/> Rectal <input type="checkbox"/> Otros (anotar):	Timo <input type="checkbox"/>	
		Tiroides <input type="checkbox"/>	
		Tonsila faríngea* <input type="checkbox"/>	
		Tonsila laríngea* <input type="checkbox"/>	
		Útero* <input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/> Cuernos <input type="checkbox"/> Izqdo. <input type="checkbox"/> Dcho. <input type="checkbox"/> Cuello
		Vagina <input type="checkbox"/>	
		Vejiga urinaria <input type="checkbox"/>	
		Otras muestras <input type="checkbox"/> Anotar:	

\* Identificar cada muestra en bolsas microperforadas independientes  
® Puede ser la misma muestra en la que se realizan los estudios de historia de vida

### TOMA DE MUESTRAS PARA MICROBIOLOGÍA

(ordenadas alfabéticamente)

Bazo	<input type="checkbox"/>	Líquido amniótico	<input type="checkbox"/>
Cordón umbilical	<input type="checkbox"/>	Musculatura esquelética	<input type="checkbox"/>
Cerebro	<input type="checkbox"/>	Omblogo	<input type="checkbox"/>
Feto (peqs.)	<input type="checkbox"/> Hígado	Orina	<input type="checkbox"/>
	<input type="checkbox"/> Pulmón	Ovario	<input type="checkbox"/>
	<input type="checkbox"/> Riñón	Piel (incluido blubber)	<input type="checkbox"/>
	<input type="checkbox"/> Otros (anotar):	Placenta	<input type="checkbox"/>
Glándula adrenal	<input type="checkbox"/>	Placenta	<input type="checkbox"/>
Glándula mamaria	<input type="checkbox"/>	Pulmón	<input type="checkbox"/>
Hígado	<input type="checkbox"/>	Rete mirabile	<input type="checkbox"/>
Intestino	<input type="checkbox"/>	Riñón	<input type="checkbox"/>
Linfonodos	<input type="checkbox"/> Prescapular	Testículo	<input type="checkbox"/>
	<input type="checkbox"/> Traqueobronquial	Timo	<input type="checkbox"/>
	<input type="checkbox"/> Pulmonar	Útero	<input type="checkbox"/>
	<input type="checkbox"/> Mesentérico	Sangre	<input type="checkbox"/>
	<input type="checkbox"/> Otros (anotar):	Otras muestras	<input type="checkbox"/> Anotar:
Leche	<input type="checkbox"/>		

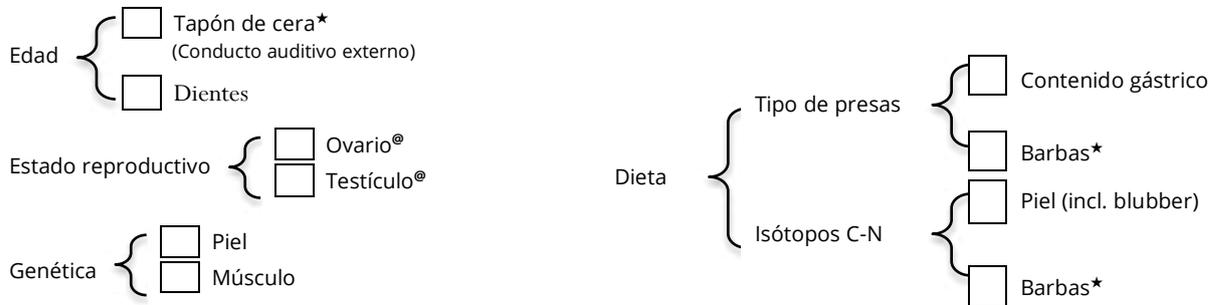
### TOMA DE MUESTRAS PARA TOXICOLOGÍA

(ordenadas alfabéticamente)

	COPs	Metales Pesados
Cerebro	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Feto (peq.)	<input type="checkbox"/> Hígado	<input type="checkbox"/>
	<input type="checkbox"/> Pulmón	<input type="checkbox"/>
	<input type="checkbox"/> Riñón	<input type="checkbox"/>
Hígado	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Leche	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Musculatura esquelética	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Orina	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Piel (incluido blubber)	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Pulmón	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Sangre	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

### TOMA DE MUESTRAS PARA HISTORIA DE VIDA

(ordenadas según estudio)



\*Misticetos

® Puede ser la misma muestra utilizada para el estudio histopatológico

### TOMA DE MUESTRAS PARA BIOQUÍMICA

(ordenadas alfabéticamente)

- Humor vítreo
- Leche
- Orina
- Sangre

#### **D.- GLOSARIO DE TÉRMINOS.-**

A continuación se describen algunos términos referidos a conceptos manejados habitualmente durante la realización del estudio sanitario en cetáceos:

**ADIPOCIRA:** Transformación grasa de la carcasa debido a la acción de enzimas bacterianas. Este fenómeno se asocia, principalmente, a la permanencia del cadáver sumergido o flotando por tiempo prolongado.

**AGENTE ETIOLÓGICO:** Entidad física, química o biológica que puede causar enfermedad en un organismo.

**AUTOLISIS:** Desintegración espontánea de tejidos o células por la acción de sus propias reacciones químicas. Este proceso puede comenzar antes de la muerte del animal debido a la falta de suministro de sangre a los tejidos y se verá acentuado por las altas temperaturas.

**CAUSA DE MUERTE:** La condición, trastorno, lesión o enfermedad que en solitario, en combinación entre ellos y/o con otros factores (ambientales, nutricionales, infecciosos, parasitarios, rango de edad, sexo, etc.) son responsables de iniciar el mecanismo de la muerte.

**CAUSA DE VARAMIENTO:** Factores fisiológicos, conductuales, ambientales y/o patológicos que, solos o en combinación con otros, pueden contribuir o causar directamente el varamiento del animal (o animales).

**CURVA DE CRECIMIENTO:** Modelo empírico de la evolución de la longitud total de una especie determinada a lo largo del tiempo.

**DIAGNÓSTICO VETERINARIO:** Procedimiento sistemático y ordenado destinado a determinar la causa (o causas) de una afección o trastorno que afecta la salud de un animal o grupo de animales.

**DISECCIÓN:** Procedimiento anatómico sistemático de apertura y exposición de las diferentes cavidades y órganos de un animal destinados a su estudio científico.

**ENFERMEDAD:** Alteración leve o grave del funcionamiento normal de un organismo o de alguna de sus partes debida a una causa interna o externa.

**INVESTIGACIÓN POST MORTEM:** Todos los estudios y análisis científicos realizados a un animal muerto y/o a muestras tomadas del mismo. Esto también incluye aquellas investigaciones dirigidas a determinar la causa (o causas) de muerte, pero teniendo en cuenta que la emisión del

diagnóstico de causa de muerte debe ser realizada por un veterinario, siendo recomendable que éste sea patólogo o cuente con una formación específica en patología animal.

**LESIÓN:** Área de un órgano o tejido que ha sufrido daños por traumatismo o enfermedad.

**LICUEFACCIÓN:** Descomposición avanzada de tejidos, que muestra una pérdida progresiva de consistencia orgánica y su transformación en un estado más líquido.

**LIVOR MORTIS:** La sangre dentro de los vasos se deposita bajo la gravedad debido a la interrupción de la circulación, produciendo un color rosa-púrpura (hipóstasis) en áreas dependientes, principalmente en las más bajas. Al principio, se pueden observar formas rosadas circulares y / o lineales que se agrandarán gradualmente por difusión y se unirán entre sí para convertirse en verdosas, violáceas e incluso negruzcas, debido a la putrefacción, cubriendo toda la superficie del animal. En ciertos casos, los cambios externos de color pueden verse disminuidos o ausentes, principalmente en animales flotantes, por lo que su utilidad como señal para establecer el código de conservación debe tomarse con precaución.

**MECANISMO DE MUERTE:** Los procesos fisiológicos y / o fisiopatológicos que resultan en la muerte del animal.

**MOMIFICACIÓN:** Desección de la carcasa al evaporarse el agua de los tejidos. Este fenómeno se asocia, principalmente, a la permanencia del cadáver, por tiempo prolongado, en ambientes secos, con altas temperaturas y ventilados.

**NECROPSIA / EXAMEN *POST MORTEM*:** Procedimiento veterinario que consiste en la disección de un animal muerto con fines diagnósticos, siendo la causa (o causas) de muerte el principal y último objetivo.

**PUTREFACCIÓN:** Descomposición del animal muerto debido a microorganismos anaerobios ya presentes en el tracto digestivo del animal cuando estaba vivo. Estas bacterias digieren las proteínas del cuerpo y producen gases y otros compuestos que transportan el olor pútrido asociado con un cuerpo en descomposición. Los gases están inicialmente restringidos dentro de las cavidades del cuerpo y luego se extienden a otras partes del cuerpo. El resultado es una hinchazón progresiva y visible de la carcasa, siendo muy evidente inicialmente en tejidos blandos como lengua, vulva, etc.

**RIGOR MORTIS:** Fenómeno fisicoquímico, dependiente de la temperatura, que se produce en las células musculares tras la interrupción del suministro de oxígeno. Se observan músculos

rígidos y solo se volverán flácidos cuando se rompan debido a la descomposición o su flexión forzada. El ejercicio intenso antes de la muerte acelera este proceso. La presencia de rigor mortis indica que el estado de conservación del animal muerto es moderadamente bueno.

**SALUD:** Completo estado de bienestar físico, mental y social de un animal o grupo de animales.

**SEGUIMIENTO SANITARIO:** Estudio y vigilancia sistemática de los factores de riesgo, tanto ambientales como de origen antrópico, que afectan o pueden afectar a la salud de las poblaciones.

**SÍNDROME DE VARAMIENTO:** Conjunto de síntomas y lesiones asociadas a la permanencia prolongada del animal vivo en la costa (fuera del agua), así como al estrés agudo derivado del manejo antrópico.

**VARAMIENTO:** Animal vivo encallado en cualquier lugar de la costa sin que pueda regresar al agua o, siendo capaz de volver al agua, necesite atención veterinaria aparente, o se encuentre dentro de las aguas jurisdiccionales estatales siendo incapaz de volver a su hábitat natural por sus propios medios o sin asistencia. En caso de animales muertos, se corresponden tanto con los encallados en cualquier lugar de la costa como con los hallados flotando dentro de las aguas jurisdiccionales estatales.

**VIGILANCIA EPIDEMIOLÓGICA:** Estudio y seguimiento sistemático de la distribución y de los factores que determinan la incidencia y prevalencia de determinadas enfermedades o agentes etiológicos concretos.