

---

# DOCUMENTO TÉCNICO SOBRE PROTOCOLO NACIONAL DE ACTUACIÓN PARA VARAMIENTOS DE CETÁCEOS

---

## ANEXOS

## ÍNDICE

LISTA DE FIGURAS .....	4
LISTA DE FOTOS .....	4
1. ESTABLECIMIENTO DE PROTOCOLOS DE ACTUACIÓN.....	7
ANEXO 1.1 EQUIPAMIENTO RECOMENDADO PARA LA ASISTENCIA A VARAMIENTOS .....	7
ANEXO 1.2 FICHA DE REGISTRO DE DATOS.....	9
ANEXO 1.3 PROTOCOLO DE EUTANASIA.....	12
ANEXO 1.4 PROTOCOLOS DE NECROPSIA Y TOMA DE MUESTRAS .....	26
2. ESTABLECIMIENTO DE PROTOCOLO PARA LA GESTIÓN DE CARCASAS EN CETÁCEOS .....	46
ANEXO 2.1 ESTIMA DE COSTES PARA ELIMINAR UN CETÁCEO.....	46
3. IDENTIFICACIÓN DE SIGNOS DE MORTALIDAD DEBIDO A BYCATCH.....	47
3.1. INTRODUCCIÓN.....	47
3.2. INDICIOS EXTERNOS DE CAPTURA ACCIDENTAL.....	47
3.2.1. ARTES DE PESCA .....	48
3.2.2.- EXAMEN PARA LA DETECCIÓN DE CAPTURAS ACCIDENTALES.....	49
3.3. INDICIOS INTERNOS DE CAPTURA ACCIDENTAL .....	51
3.3.1. REVISIÓN DE LOS CRITERIOS DIAGNÓSTICOS DE CAPTURA ACCIDENTAL EN CETÁCEOS... 51	
3.3.2. PROPUESTA DE ACTUALIZACIÓN DE LOS CRITERIOS DIAGNÓSTICOS DE LA CAPTURA ACCIDENTAL EN CETÁCEOS .....	58
ANEXO 3.4. CATÁLOGO FOTOGRÁFICO DE INDICIOS CORRESPONDIENTES CON UN DIAGNÓSTICO COMPATIBLE CON MUERTE POR CAPTURA ACCIDENTAL.....	59
ANEXO 3.5. CATÁLOGO FOTOGRÁFICO DE INDICIOS NO CORRESPONDIENTES CON UN DIAGNÓSTICO COMPATIBLE CON MUERTE POR CAPTURA ACCIDENTAL.....	70
ANEXO 3.6. PRINCIPALES HALLAZGOS-LESIONES INDICATIVOS-COMPATIBLES DE CAPTURA ACCIDENTAL EN CETÁCEOS.....	74
4. PROTOCOLO ANTE VARAMIENTOS MASIVOS. ....	89
4.1. INTRODUCCIÓN.....	89
4.2. REVISIÓN HISTÓRICA DE CASOS DE VARAMIENTOS MASIVOS EN ESPAÑA.....	89
4.2.1. GALICIA. ....	89
4.2.2. CANTÁBRICO.....	91
4.2.3. CANARIAS.....	92
4.2.4. OTROS REGISTROS DE VARAMIENTOS MASIVOS EN ESPAÑA.....	92
5. PROTOCOLOS PARA BANCOS DE MUESTRAS Y COLECCIONES.....	95
5.1. INTRODUCCIÓN. ....	95
5.2. BANCO DE MUESTRAS BIOLÓGICAS. ....	95
5.3. COLECCIONES.....	95

5.3.1. PREPARACIÓN DE LOS RESTOS OSTEOLÓGICOS.....	96
5.3.2.- CONSERVACIÓN DE LOS RESTOS OSTEOLÓGICOS.....	98
5.3.3.- EXPOSICIÓN DE LOS RESTOS OSTEOLÓGICOS.....	98
6. SALUD E INFORMACIÓN PÚBLICA.....	100
6.1. INTRODUCCIÓN.....	100
6.2. ZONOSIS EN CETÁCEOS.....	100
6.3. MEDIDAS DE PROTECCIÓN Y SEGURIDAD.....	101
ANEXO 6.4. EQUIPOS DE PROTECCIÓN INDIVIDUAL (EPIS) PARA LA ATENCIÓN DE CETÁCEOS VARADOS Y LA REALIZACIÓN DE NECROPSIAS.....	104
7. ANÁLISIS DEL MARCO NORMATIVO (Incluido CITES).....	105
7.1.- INTRODUCCIÓN.....	105
7.2. IMPLICACIONES DE LA LEY 42/2007.....	106
7.2.1.- ACUERDOS INTERNACIONALES.....	106
7.2.2.- ACUERDOS EUROPEOS.....	109
7.2.3.- LEGISLACIÓN NACIONAL.....	110
7.2.4.- COMPETENCIAS AUTONÓMICAS: LIMPIEZA DE PLAYAS (RETIRADA DE CETÁCEOS DE PLAYAS).....	113
7.3.- TRÁMITES PARA EL ENVÍO DE MUESTRAS.....	114
7.3.1.- REGLAMENTACIÓN INTERNACIONAL.....	115
7.3.2.- REGLAMENTACIÓN ESPAÑOLA.....	116
7.4.- TRAMITES PARA EL ALMACENAMIENTO DE MUESTRAS.....	116
ANEXO 7.5. FORMULARIO SOLICITUD PERMISO CITES.....	117
ANEXO 7.6. DESCRIPCIÓN DEL PROCEDIMIENTO DE AUTORIZACIÓN PARA LA INTRODUCCIÓN EN EL TERRITORIO NACIONAL DE MATERIAL BIOLÓGICO (MATERIAL INFECCIOSO Y OTROS SUBPRODUCTOS DE ORIGEN ANIMAL) DESTINADOS EXCLUSIVAMENTE INVESTIGACIÓN.....	119
ANEXO 7.7. INFORMACIÓN A REMITIR PARA LA CONCESIÓN DE AUTORIZACIÓN ADMINISTRATIVA PARA EXCEPCIONAR LAS PROHIBICIONES ESTABLECIDAS EN RELACIÓN A LAS ESPECIES MARINAS PROTEGIDAS.....	125
8. COORDINACIÓN ADMINISTRATIVA Y BASES DE DATOS.....	126
8.1.- COORDINACIÓN ADMINISTRATIVA DE REDES DE VARAMIENTOS.....	126
8.2.- BASES DE DATOS – INTRODUCCIÓN.....	126
8.3.- BEVACET. BASE DE DATOS ESPAÑOLA DE VARAMIENTOS DE CETÁCEOS.....	128
ANEXO 8.4. BASES DE DATOS DE VARAMIENTOS EN EUROPA.....	133
9. NORMATIVA Y BIBLIOGRAFÍA.....	136
10. BIBLIOGRAFÍA.....	136
AUTORÍA POR CAPITULOS.....	141

## LISTA DE FIGURAS

- Figura. 1: Muestreo del intestino
- Figura. 2: Riñón
- Figura. 3: Bote de muestras con bolsa microperforada para muestras específicas en su interior (debidamente etiquetado).
- Figura. 4: Muestreo músculo esquelético.
- Figura. 5: Almacenaje de muestras
- Figura. 6: Cántaras de plástico empleadas para la maceración de huesos.
- Figura. 7: y paredes y base de un nicho empleado para el enterramiento de huesos.
- Figura. 8. Montaje del esqueleto de un rorcual común (*Balaenoptera physalus*).
- Figura. 9: montaje de un esqueleto de cachalote (*Physeter macrocephalus*), hembra, de 9,4 m de longitud. Museo do Mar de Galicia (Vigo).
- Figura. 10. Ejemplo de sistema de embalaje/envasado triple para el embalaje y etiquetado de sustancias infecciosas de categoría B.
- Figura. 11. Mapas de distribución de varamientos por especie obtenidos en la página web de BEVACET.
- Figura. 12: Pantalla de inicio de <http://www.strandings.org>.
- Figura. 13: Pantalla de inicio de <http://mammiferimarini.unipv.it>.
- Figura. 14: Pantalla de inicio de <http://www.gecem.org/reseau-national-echouage>.

## LISTA DE FOTOS

- Foto. 1. Estrobo fijado a la aleta caudal de un calderón común, asociado a la manipulación del cadáver a bordo de la flota de arrastre.
- Foto. 2. Estrobo fijado a la aleta caudal de un calderón común y de un delfín común a bordo de arrastreros.
- Foto. 3. Cabo amarrado a la aleta caudal de un delfín mular. Arte de enmalle.
- Foto. 4: Foto 4. Restos del paño de red de un miño en la región caudal de un delfín común. En este caso, para zafar el cadáver, en lugar de amputar la cola se optó por cortar la red. Arte enmalle.
- Foto. 5: Delfín común enmallado en el paño de red de un miño. La red está fijada al cuerpo del animal en diversos puntos: morro, aleta pectoral derecha, aleta dorsal y región caudal. Arte de enmalle.
- Foto. 6: Cortes en el borde de la boca y marcas tenues. Arte enmalle.
- Foto. 7: Marcas tenues de los filamentos de una red en la parte ventral del morro de un delfín común. Arte enmalle.
- Foto. 8: Marca del sedal de un palangre en la boca de un delfín gris. El animal ingirió el anzuelo para alimentarse de la carnada (pota).
- Foto. 9. Marcas de los nudos de un aparejo de arrastre en un delfín común. Este tipo de marcas solo se producen cuando el animal llega a contactar directamente con la red.
- Foto. 10. Marca de red en la cabeza y laceraciones en el borde de la boca y el ojo. Marcas tenues en la aleta pectoral. Arte de enmalle.

- Foto. 11: Marca de cabo en la región anterior de un delfín mular. Arte de enmalle.
- Foto. 12: Corte en el tercio distal y en la zona de inserción de la aleta pectoral derecha de un delfín común producidos por un arte de en malle.
- Foto. 13: Foto 12. Cortes en el borde anterior de la aleta pectoral izquierda de un delfín común. Arte enmalle.
- Foto. 14: Marcas de red en el borde anterior de la aleta dorsal de una marsopa. Arte de enmalle.
- Foto. 15: Cortes en el borde anterior de la aleta dorsal de un delfín común producidas por arte de enmalle (niños)
- Foto. 16: Desgarro en el borde posterior del lóbulo caudal de una marsopa producido por un arte de enmalle (miño).
- Foto. 17. Corte en el tercio distal y en la zona de inserción de la aleta pectoral derecha de un delfín común producidos por un arte de enmalle.
- Foto. 18: Intento de corte ventral para acceder a la cavidad abdominal con el objetivo de lograr el hundimiento del cadáver. En este caso, el esternón impidió que el corte llegara a ser más profundo.
- Foto. 19: Corte longitudinal en la región ventral de un delfín común para su hundimiento. Manipulación del cadáver tras la captura.
- Foto. 20: Manipulación a bordo. Aprovechamiento de toda la musculatura dorsal de un delfín común para: cebo nasas, alimento perros, ¿consumo humano? Amputación de la región caudal. Arte enmalle.
- Foto. 21: Manipulación a bordo. Aprovechamiento de parte de la musculatura dorsal de un delfín común para: cebo nasas, alimento perros, ¿consumo humano?
- Foto. 22. Fractura de la región distal de los premaxilares y lesión en la sínfisis mandibular de un delfín común. Manipulación a bordo de barcos de arrastre.
- Foto. 23: manipulación del cadáver de un delfín común a bordo de un arrastrero. Cabo amarrado en la región caudal y haciendo firme en el lanteón (maquinilla auxiliar). Cuando esta maniobra se realiza en mar, con el movimiento del barco, el cadáver podría impactar de morro contra la cubierta llegando a producirse rotura y otras lesiones en los premaxilares y maxilares.
- Foto. 24: En muchas ocasiones (más del 50% de los casos), los animales capturados en el arrastre no presentan marcas de red, pero pueden detectarse otros indicios. En el caso de este delfín común, fractura de los maxilares por impacto contra la cubierta durante la manipulación, y marcas de espinas de peces producidas cuando el animal estaba en el interior del copo, completamente rodeado de peces.
- Foto. 25: Los animales capturados por los arrastreros pueden llegar a presentar una gran cantidad de escamas de peces pegadas al cuerpo, que incluso se pueden llegar a observar cuando se localiza al animal varado en la playa. Estas escamas se adhieren por efecto del hielo y la sangre.
- Foto. 26: Delfín común sobre la cubierta de un arrastro, rodeado de hielo y de peces, En ellos, las escamas de los peces pueden quedar adheridas al cuerpo del cetáceo.
- Foto. 27: Delfín común capturado por una pareja de arrastreros. Marcas en la región ventral producidas por los tentáculos con anillos dentados de los cefalópodos mientras el animal estaba en el interior del copo.
- Foto. 28: Región posterior de un delfín común devorada por tiburones.
- Foto. 29: Amputación de la región distal de la aleta pectoral derecha de un delfín común vivo por acción de un carnívoros terrestres (zorro, perros).
- Foto. 30: Picotazos de aves marinas en la cabeza de una marsopa. Generalmente, este tipo de lesiones se concentran próximas a los ojos y en la región genital.
- Foto. 31: Marcas producidas por las rocas al acercarse el cadáver a la costa. No existe un patrón fijo de marcas.

- Foto. 32: Marcas producidas por las rocas en un delfín común que varó vivo en una zona rocosa. Existe un patrón principal de marcas (ángulo).
- Foto. 33: Marcas dentales interespecíficas. Dientes de delfín mular en la región caudal de una marsopa.
- Foto. 34: Marcas dentales intraespecíficas en la aleta pectoral de un delfín común y ascaduras contra las rocas.
- Foto. 35: Profanación del cadáver de una marsopa varada mediante cortes transversales realizados con un cuchillo. Consumo de la región dorsal posterior por carroñeros terrestres.
- Foto. 36: Profanación del cadáver de un delfín común mediante cortes realizados con el cristal de una botella.
- Foto. 37: Delfín listado en buen estado corporal.
- Foto. 38: Presencia de abundante grasa subcutánea indicativa de buen estado corporal.
- Foto. 39. Primer compartimento estomacal distendido y con venas epigástricas ingurgitadas.
- Foto. 40: Contenido alimenticio fresco en esófago.
- Foto. 41: Contenido alimenticio fresco en primer compartimento estomacal y esófago.
- Foto. 42: Contenido alimenticio parcialmente digerido en primer compartimento estomacal.
- Foto. 43: Presencia de quilo y burbujas de gas en conducto torácico.
- Foto. 44: Espuma blanquecina en vías respiratorias.
- Foto. 45: Espuma rojiza en vías respiratorias.
- Foto. 46: Áreas de enfisema pulmonar multifocal. Recuadros: Detalle de los focos de enfisema.
- Foto. 47: Pulmones “hiperinflados”.
- Foto. 48: Hemorragias subpleurales.
- Foto. 49: Áreas multifocales de atelectasia.
- Foto. 50: Bulla subpleural.
- Foto. 51: Hemorragias subcutáneas, musculares y en la grasa mandibular.
- Foto. 52: Fractura de neurocráneo con hemorragias intracraneales asociadas.
- Foto. 53: Embolia gaseosa multiorgánica: venas epicárdicas (superior izquierda), venas epigástricas (superior derecha), venas mesentéricas (inferior izquierda) y plexo abdominal caudal (inferior derecha).
- Foto. 54: Enfisema en la serosa pancreática.
- Foto. 55: Congestión pulmonar y edema alveolar proteináceo. HE 40x.
- Foto. 56: Edema y constricción de esfínteres.
- Foto. 57: Dilataciones de vasos linfáticos.
- Foto. 58: Necrosis hepática aguda. HE 200x.
- Foto. 59: Congestión hepática, glóbulos hialinos intracitoplasmáticos en hepatocitos. HE 400x.
- Foto. 60: Hipercontracción y degeneración hialina de arterias hepáticas de pequeño calibre. HE 200x.
- Foto. 61: Enfisema subcapsular esplénico. HE 40x.
- Foto. 62: Enfisema de la serosa intestinal. HE 40x.
- Foto. 63: Dilataciones gaseosas intersticiales. HE 40x.
- Foto. 64: Dilataciones gaseosas intravasculares. HE 400x.
- Foto. 65: Fibras musculares onduladas (en acordeón). HE 100x.
- Foto. 66: Necrosis de contracción en banda subendocárdica. HE 100x.
- Foto. 67: Fibras hialinizadas. Necrosis hialina de fibras miocárdicas. HE 100x.
- Foto. 68: Fragmentación de cardiomiocitos. HE 400x.
- Foto. 69: Bandas de contracción en musculatura lisa. HE 100x.
- Foto. 70: Inmunomarcaje positivo al fibrinógeno en glóbulos intracitoplasmáticos de hepatocitos. IHC Fibrinógeno 40.
- Foto. 71. Varamiento masivo de calderones tropicales en la ría do Barqueiro, año 1998.
- Foto. 72. Varamiento masivo de calderones tropicales en la ría do Barqueiro, año 2013.

# 1. ESTABLECIMIENTO DE PROTOCOLOS DE ACTUACIÓN

## ANEXO 1.1 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) (para la atención del animal en el agua).
  - Escarpines con suela gruesa (rocas) y aletas cortas (para la atención del animal en el agua).
  - Guantes de látex y de nitrilo.
  - Mascarillas con filtro y gafas de protección.
  - Vadeador y/o monos desechables y delantal de PVC (para necropsias).
  - Botas de agua con suela antideslizante (para necropsias).
- **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 l de agua con grifo (para higiene personal) y toallas.
- **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.

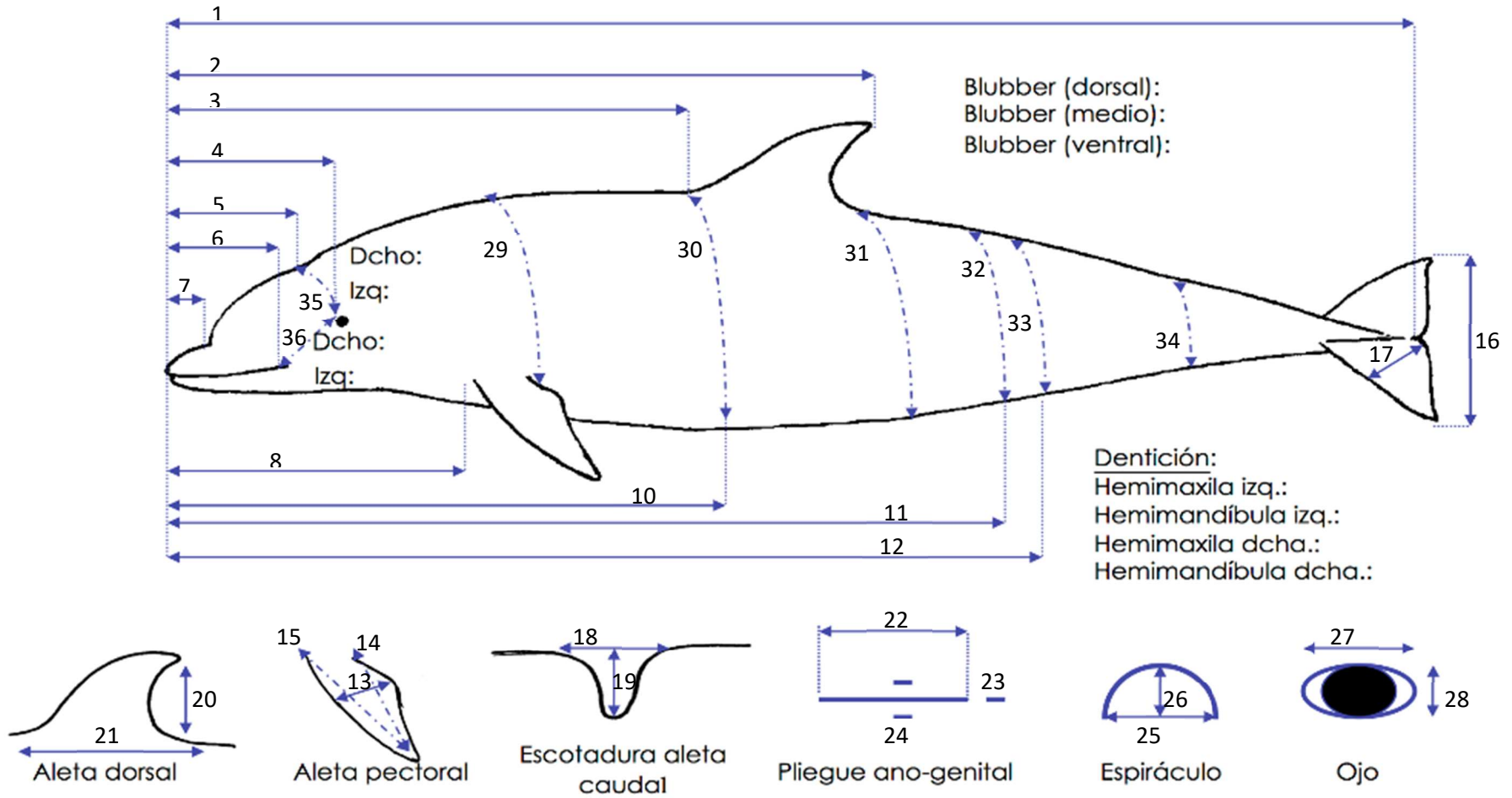
- Material fungible: Fármacos (antibióticos, antiinflamatorios, tranquilizantes, sedantes, eutanásicos, etc.), sueros, gases estériles, jeringas, agujas estériles y palomillas, placas de Petri vacías, hisopos con y sin medio, tubos de recogida de sangre, botes de muestra estériles, etc.
- **Material 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 70º y 96º, 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.



## ANEXO 1.2 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:</b>			
• <b>LUGAR DE APARICIÓN (coordenadas UTM - WGS84):</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=autólisis moderada; 4=autólisis avanzada; 5=autólisis muy avanzada):</b>			
• <b>CONDICIÓN CORPORAL (B=buena; M=moderada; P=pobre; MP=muy pobre):</b>			
• <b>ESPECIE (nombre común nombre científico):</b>			
• <b>SEXO (M=macho; H=hembra; HG=hembra gestante; NI=no identificado):</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):	
	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>	Animal vivo (Ri=reintroducción; Rc=traslado para recuperación; Eu=eutanasia):		
	Animal muerto (Tn=traslado para necropsia; L=retirado por servicios de limpieza):		
• <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 de las mismas en el apartado de observaciones):</b>			
• <b>OBSERVACIONES:</b>			

### FICHA BIOMÉTRICA



 Medidas rectas  
 Medidas curvas

- 1 Longitud total (desde el extremo de la mandíbula al inicio de la escotadura caudal)
- 2 Desde el extremo anterior de mandíbula a la punta de la aleta dorsal
- 3 Desde el extremo anterior de la mandíbula al inicio de la aleta dorsal
- 4 Desde el extremo anterior de la mandíbula al centro del ojo
- 5 Desde el extremo anterior de la mandíbula al centro del espiráculo
- 6 Desde el extremo anterior de la mandíbula al final de la comisura bucal
- 7 Desde el extremo anterior de la mandíbula al principio del melón
- 8 Desde el extremo anterior de la mandíbula al borde anterior de la aleta pectoral
- 9 Desde el extremo anterior mandibular al final de los surcos ventrales (misticetos)
- 1 Desde el extremo anterior de la mandíbula al centro del ombligo
- 0 Desde el extremo anterior de la mandíbula al centro de la hendidura genital
- 1 Desde el extremo anterior de la mandíbula al centro del ano
- 2 Anchura de la aleta pectoral
- 3 Longitud posterior de la aleta pectoral
- 4 Longitud anterior de la aleta pectoral
- 5 Anchura de la aleta caudal
- 6 Anchura de un lóbulo caudal
- 7

- 20 Altura de la aleta dorsal
- 21 Anchura de la base de la aleta dorsal
- 22 Longitud de la hendidura genital
- 23 Longitud de la hendidura anal
- 24 Longitud de la hendidura mamaria izquierda  
Longitud de la hendidura mamaria derecha
- 25 Anchura del espiráculo
- 26 Longitud del espiráculo
- 27 Anchura del ojo
- 28 Longitud del ojo
- 29 Perímetro a nivel de las axilas
- 30 Perímetro torácico
- 31 Perímetro a nivel caudal de la aleta dorsal
- 32 Perímetro a nivel de la hendidura genital
- 33 Perímetro a nivel del ano
- 34 Perímetro a mitad de distancia entre el ano y el inicio de los lóbulos caudales
- 35 Distancia entre el centro del espiráculo y el centro del ojo
- 36 Distancia entre la comisura bucal y el centro del ojo

## ANEXO 1.3 PROTOCOLO DE EUTANASIA

En general, de los procedimientos a elegir, se recomienda, siempre que sea posible, realizar la eutanasia mediante métodos químicos, es decir, administrando una solución eutanásica, preferentemente por vía intracardiaca, tras procurar una sedación profunda del animal, siendo lo más aconsejable realizarla por vía intramuscular.

De todas maneras, una vez vista la conveniencia de practicar la eutanasia a un animal por parte del Equipo técnico especializado, se deben tener en cuenta otros aspectos antes de iniciar el procedimiento, tales como: la probabilidad de éxito, los posibles problemas medioambientales derivados de su aplicación y la seguridad tanto del Equipo de varamientos como de los asistentes en general. Es por ello que, en ciertas ocasiones, la opción más apropiada sea la de administrar cuidados paliativos para atenuar, en la medida de lo posible, el sufrimiento previsible del animal antes de su fallecimiento.

Por último, es importante considerar la importante reacción emocional que el procedimiento de eutanasia puede provocar 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.

### **A.- SEDACIÓN.-**

Se aconseja la vía intramuscular para su administración, debiéndose tener en cuenta, por un lado, el grosor de la piel del animal (incluido el blubber), con el fin de ajustar la longitud de la aguja a utilizar, así como el volumen de inyección, no siendo recomendable la administración de más de 20 ml en el mismo punto de inyección. El lugar habitual de punción es a nivel de musculatura dorsal, paralela a la línea media y ligeramente caudal a la región costal.

Con el fin de procurar la sedación del animal, previa a la administración de la solución eutanásica, se aconseja la utilización (en solitario o de manera combinada) de los siguientes compuestos: Acepromacina (1 mg/kg), Xilacina (1-4 mg/kg), Meperidina (2-4 mg/kg) y/o Midazolam (0,2-1 mg/kg).

### **B.- EUTANASIA.-**

Se aconseja la vía intracardiaca para su administración, debiéndose tener en cuenta el tamaño del animal para ajustar las dimensiones de la aguja a utilizar y el lugar de punción más apropiado. En pequeños cetáceos puede utilizarse un abordaje paraesternal usando una aguja de unos 9 cm de largo (90mm, 18G ó 20G), insertándola paralelamente al esternón a nivel del borde caudal de la aleta pectoral izquierda, en dirección dorso-medial. Para cetáceos de mayor tamaño, el abordaje deberá ser lateral, usando una aguja de una longitud más o menos equivalente a la mitad del diámetro del animal, insertándola a nivel del borde caudal de la aleta pectoral izquierda en dirección latero-lateral. La fabricación de este tipo de agujas debe ser por encargo, ya que no se encuentran de manera comercial, siendo aconsejable disponer de una gama de agujas de entre 1 y 1,6 m de longitud y de 6 a 25 mm de diámetro, lo cual abarcaría la mayoría de los grandes cetáceos. Asimismo, estas agujas deben ser lo suficientemente resistentes para atravesar la piel, la musculatura y la pared cardiaca, y, además, con el fin de evitar su obturación, principalmente por la grasa hipodérmica, es conveniente que dispongan de una varilla sólida extraíble en su interior, así como diferentes orificios

laterales para la salida del producto eutanásico. Por último, debido a los grandes volúmenes de eutanásico que suelen ser necesario inyectar, es aconsejable disponer de un dispositivo mecánico para acelerar su inyección como, por ejemplo, un pulverizador con bomba a presión de los usados en jardinería u otro mecanismo equivalente

En cuanto a los agentes eutanásicos, se aconseja la utilización (tras la sedación del animal) de los siguientes compuestos: Pentobarbital sódico (60-200 mg/kg), T61 (0,1-0,3 ml/kg) o solución saturada de KCl (100-250 mg/kg ó 1,5-3 mmol/kg).

### C.- ESTIMACIÓN DE PESO SEGÚN LA LONGITUD TOTAL.

A la hora de establecer las dosis de los agentes sedantes y eutanásicos a inyectar a los animales, es necesario al menos estimar un peso aproximado de los mismos. Dada la dificultad logística, el volumen de dichos animales, el estrés que supone el manejo fuera del agua, etc., se descarta el pesaje de los individuos varados antes de practicar la eutanasia. Por esta razón, disponer de estimaciones de peso de los animales, principalmente en función de la especie, la longitud total y el perímetro torácico, puede ser de gran ayuda, aun siendo conscientes de los errores inherentes al establecimiento de este tipo de estimaciones.

#### C.1- ECUACIONES DE REGRESIÓN LONGITUD/PESO PARA DIFERENTES ESPECIES DE CETÁCEOS.

A continuación, se describen algunas ecuaciones para la estimación del peso corporal en kg. (P) en función de la longitud total en cm (LT) de algunas especies de cetáceos (1. Barco, S.G. et al, 2012; 2. Datos inéditos pertenecientes a la CEMMA):

##### C.1.1.- PHOCOENA PHOCOENA.-

1.  $P = 0,007310 * LT^2 - 1,286 * LT + 72,89$
2.  $P = 0,8185 * LT - 68,173$

##### C.1.2.- DELPHINUS DELPHIS.-

1.  $P = 0,004470 * LT^2 - 0,6272 * LT + 26,98$
2.  $P = 0,0035 * LT^2 - 0,3192 * LT + 7,98$
3.  $P = 0,644622 * LT + 0,487041 * \text{Perímetro torácico (cm)} - 94,8497$

##### C.1.3.- STENELLA COERULEOALBA.-

1.  $P = 0,003442 * LT^2 - 0,184 * LT - 6,92$
2.  $P = 0,8895 * LT - 89,914$

##### C.1.4.- STENELLA FRONTALIS.-

1.  $P = 0,00602 * (LT - 203,579)^2 - 1,521 * LT - 206,65$

##### C.1.5.- TURSIOPS TRUNCATUS.-

1.  $P = 0,004996 * LT^2 - 0,587 * LT + 21,5$
2.  $P = 5,6015^{(0,0137 * LT)}$

C.1.6.- *GRAMPUS GRISEUS*.-

1.  $P = 0,003988 * LT^2 + 0,030 * LT - 69,6$
2.  $P = 4,0615^{(0,0144 * LT)}$

C.1.7.- *KOGIA BREVICEPS*.-

1.  $P = 0,004753 * (LT - 240,297)^2 + 2,246 * LT - 307,59$

C.1.8.- *KOGIA SIMA*.-

1.  $P = 0,003923 * LT^2 - 0,064 * LT - 7,15$

C.1.9.- *GLOBICEPHALA MELAS*.-

1.  $P = 0,000023 * LT^{2,501}$

**C.2- TABLA COMPARATIVA LONGITUD/PESO PARA DIFERENTES ESPECIES DE CETÁCEOS.-**

A continuación, se adjunta una tabla con una estimación del peso corporal en función de la longitud total de algunas especies de cetáceos (datos inéditos pertenecientes a la CEMMA y al Centro Atlántico de Investigación de Cetáceos – IUSA/ULPGC):

ESTIMACIÓN DE PESO EN FUNCIÓN DE LA LONGITUD TOTAL EN DIFERENTES ESPECIES DE CETÁCEOS

(FUENTE: CEMMA / IUSA-ULPGC)

Longitud total (cm)	Especies* (kg.)																			
	<i>Pph</i>	<i>Dde</i>	<i>Sco</i>	<i>Sfr</i>	<i>Sbr</i>	<i>Lho</i>	<i>Ttr</i>	<i>Ggr</i>	<i>Kbr</i>	<i>Ksi</i>	<i>Gma</i>	<i>Gme</i>	<i>Pcr</i>	<i>Zca</i>	<i>Meu</i>	<i>Mde</i>	<i>Pma</i>	<i>Mno</i>	<i>Bbo</i>	<i>Bph</i>
80				6																
90	5,5	8	8	9,5						10										
95	9,5	9,5	8				20,5													
100	13,5	11		11			22													
105			9,5																	
110				13					19											
115	26	18	12,5	13			27													
120	30	15	17	16			29													
125	34	23	21,5	30	18		27													
130	38	21	22,5			20	33				25									
135	42,5	25,5	29	21,5			28,3				33									
144	46,4	26	34,6	32			38,1	30,5				53,6								

0																			
145	50,5	35,5	39	35			41	33			67	58,5							
150	54,5	34	40	38	37	30	44	35				63,5							
155	58,7	43,12	48	42			46,8	37,8				69,1							
160	63	47	52,5	42,5			50	41				75							
165	67	51	57				54	44				81							
170	71	55,5	61,5	61,5			57,5	47				87							
175	75	60	65,5	66	34,5		61,5	50,5				93,5							
180	79,2	64,64	64,5	58			66	54				100,5							
185	83	60	62	59,8			70,6	58,3				107,6							
190	87,5	74,5	73	67			75,5	62,5				115							
195	91,4	76,5	76	74			81	67,3			16,9	122,8							
200	95,5	72,5	79				87	72,5				131							
205		78	83				93	78				139							
21		93	92				99,5	83,5				148							



0																			
---	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--	--

\* Pph: *Phocoena phocoena*, Dde: *Delphinus delphis*, Sco: *Stenella coeruleoalba*, Sfr: *Stenella frontalis*, Lho: *Lagenodelphis hosei*, Ttr: *Tursiops truncatus*, Ggr: *Grampus griseus*, Kbr: *Kogia breviceps*, Ksi: *Kogia sima*, Gma: *Globicephala macrorhynchus*, Gme: *Globicephala melas*, Pcr: *Pseudorca crassidens*, Zca: *Ziphius cavirostris*, Meu: *Mesoplodon europaeus*, Mde: *Mesoplodon densirostris*, Pma: *Physeter macrocephalus*, Mno: *Megaptera novaengliae*, Bbo: *Balaenoptera borealis*, Bph: *Balaenoptera physalus*

Longitud total (cm)	Especies* (kg.)																			
	<i>Pph</i>	<i>Dde</i>	<i>Sc</i>	<i>Sf</i>	<i>Sbr</i>	<i>Lh</i>	<i>Ttr</i>	<i>Gg</i>	<i>Kb</i>	<i>Ks</i>	<i>Gma</i>	<i>Gme</i>	<i>Pc</i>	<i>Zc</i>	<i>Me</i>	<i>Mde</i>	<i>Pma</i>	<i>Mno</i>	<i>Bbo</i>	<i>Bph</i>
215		91	89				105	89,8				156,7								
220		108	106,5				114	96,5				166		108						
225		114,5	108				122	103,5	102			175,5								
230		120,9	116		116		131	111,5				185,5								
235		128	119				140	120				196								
240		134	123,5				150	128,5				206,5								
245		141	128				160,5	138,5				217,5								
250		148,5	132,5				172	148,5				228,5								
255							145,5	159,5				240								
260							168,5	171,5				252								
265							198	191,4				270								
275							242,4	213,1			260	290,1								

280						21 4,5	23 4,5				303, 5							
285						27 8	24 6				317							
290						29 7,5	26 4,5				331, 5							
295						31 8,8	28 4,2				345, 7							
305						25 0				32 0								
315						41 9,3	37 9				407, 4				30 0			
320						44 9	40 7,5				423, 5							
325						48 1	43 7,5				440, 5							
330						51 5	47 0,5				457, 5							
335						55 1,5	50 5,5				475							
340						59 0,5	54 3			48 0	493				30 0			
345						63 2,5	58 4				511, 5							
350						67 7	62 7,5				530							
355											549, 5							

360												569							
365												588,9		450			1200		
370											372	609,3							
375												630			680				
380												651,5							
385												673							
390												695		1840					

\* Pph: *Phocoena phocoena*, Dde: *Delphinus delphis*, Sco: *Stenella coeruleoalba*, Sfr: *Stenella frontalis*, Lho: *Lagenodelphis hosei*, Ttr: *Tursiops truncatus*, Ggr: *Grampus griseus*, Kbr: *Kogia breviceps*, Ksi: *Kogia sima*, Gma: *Globicephala macrorhynchus*, Gme: *Globicephala melas*, Pcr: *Pseudorca crassidens*, Zca: *Ziphius cavirostris*, Meu: *Mesoplodon europaeus*, Mde: *Mesoplodon densirostris*, Pma: *Physeter macrocephalus*, Mno: *Megaptera novaengliae*, Bbo: *Balaenoptera borealis*, Bph: *Balaenoptera physalus*

Longitud total (cm)	Especies* (kg.)																				
	<i>Pph</i>	<i>Dde</i>	<i>Sc</i>	<i>Sfr</i>	<i>Sbr</i>	<i>Lho</i>	<i>Ttr</i>	<i>Ggr</i>	<i>Kbr</i>	<i>Ksi</i>	<i>Gma</i>	<i>Gme</i>	<i>Pcr</i>	<i>Zca</i>	<i>Meu</i>	<i>Mde</i>	<i>Pma</i>	<i>Mno</i>	<i>Bbo</i>	<i>Bph</i>	
395												717,5									
400												740,5									
405												764									
410												787,5									
415												812		1500							
420												836,5									
425												861,5									
430												887									
435												913,2						2000			
440												939,7			1100						
445												966,5									
450												994									
455											1440	1022									

5																				
4											1050									
6																				
0																				
4											1079									
6																				
5																				
4											1108									
7											,5									
0																				
4											1138									
7																				
5																				
4											1168									
8																				
0																				
4											1199									
8																				
5																				
4											1230									
9																				
0																				
4											1261									
9											,5									
5																				
5										10	1294									
0										00										
0																				
5											1326									
0											,5									
5																				
5											1359									
1											,5									
0																				
5											1393									
1																				
5																				
5											1427									
2																				
0																				
5											1461									
2											,5									

5																				
5												1496								
3												,5								
0																				
5												1532								
3												,5								
5												1568	122							
4												,5	0							
0																				
5												1605								
4																				
5																				
5												1642						216		
5																		0		
0																				
5												1679								
5												,5								
5																				

\* Pph: *Phocoena phocoena*, Dde: *Delphinus delphis*, Sco: *Stenella coeruleoalba*, Sfr: *Stenella frontalis*, Lho: *Lagenodelphis hosei*, Ttr: *Tursiops truncatus*, Ggr: *Grampus griseus*, Kbr: *Kogia breviceps*, Ksi: *Kogia sima*, Gma: *Globicephala macrorhynchus*, Gme: *Globicephala melas*, Pcr: *Pseudorca crassidens*, Zca: *Ziphius cavirostris*, Meu: *Mesoplodon europaeus*, Mde: *Mesoplodon densirostris*, Pma: *Physeter macrocephalus*, Mno: *Megaptera novaengliae*, Bbo: *Balaenoptera borealis*, Bph: *Balaenoptera physalus*

Longitud total (cm)	Especies* (kg.)																					
	<i>Pp</i> <i>h</i>	<i>Dd</i> <i>e</i>	<i>Sc</i> <i>o</i>	<i>Sf</i> <i>r</i>	<i>Sb</i> <i>r</i>	<i>Lh</i> <i>o</i>	<i>Ttr</i>	<i>Gg</i> <i>r</i>	<i>Kbr</i>	<i>Ks</i> <i>i</i>	<i>Gm</i> <i>a</i>	<i>Gm</i> <i>e</i>	<i>Pcr</i>	<i>Zc</i> <i>a</i>	<i>Me</i> <i>u</i>	<i>Md</i> <i>e</i>	<i>Pm</i> <i>a</i>	<i>Mn</i> <i>o</i>	<i>Bb</i> <i>o</i>	<i>Bp</i> <i>h</i>		
560												171 7,5		16 00								
565												175 6,5										
570												179 5,4		27 40								
575												183 5										
580												187 5,5										
585												191 6										
590												195 7										
595												199 9										
600												204 1										
640																			194 0			
785																		645 0				
790																		400 0				
825																		800 0				
915																		110 0				
950																		750 0				
1050																		904 0				
1090																		114 0				
1390																			130 50			
1900																					350	



																				00
1970																				450
																				00

\* Pph: *Phocoena phocoena*, Dde: *Delphinus delphis*, Sco: *Stenella coeruleoalba*, Sfr: *Stenella frontalis*, Lho: *Lagenodelphis hosei*, Ttr: *Tursiops truncatus*, Ggr: *Grampus griseus*, Kbr: *Kogia breviceps*, Ksi: *Kogia sima*, Gma: *Globicephala macrorhynchus*, Gme: *Globicephala melas*, Pcr: *Pseudorca crassidens*, Zca: *Ziphius cavirostris*, Meu: *Mesoplodon europaeus*, Mde: *Mesoplodon densirostris*, Pma: *Physeter macrocephalus*, Mno: *Megaptera novaengliae*, Bbo: *Balaenoptera borealis*, Bph: *Balaenoptera physalus*

## ANEXO 1.4 PROTOCOLOS DE NECROPSIA Y TOMA DE MUESTRAS

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 los protocolos de necropsia y de toma de muestras presentados 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) y la Ley 41/2010 de 29 de diciembre, de protección del medio marino.

### A.- PROTOCOLO DE NECROPSIA.-

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

##### A.1.1.- CONDICIÓN CORPORAL.-

La condición corporal dependiente del estado nutricional de los individuos puede establecerse, de manera aproximada, mediante una serie de parámetros morfológicos como la forma anatómica formada 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 y 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). De acuerdo con esto, la condición corporal se puede clasificar 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.

### A.1.2.- GRADO DE DESCOMPOSICIÓN.-

Cuando un animal muere comienzan a producirse cambios en el cuerpo o alteraciones postmortem 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 postmortem 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.

Códigos conservación	Alteraciones postmortem	Código Condición (Kuiken & García Hartmann, 1991)
		1 (vivo)
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.	2 (extremadamente fresco)
	Podrían observarse signos de rigor mortis y pequeñas manchas hipostáticas que desaparecen por digitopresión.	
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 (descomposición moderada)
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 (descomposición avanzada)
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.

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 códigos 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.

### **A.1.3.- LESIONES EXTERNAS.-**

El examen externo debe incluir una observación minuciosa de las aberturas corporales (ojos, boca, espiráculo, ombligo, hendiduras genitales y mamarias, 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 mamarias 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 (por debajo de 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.

Aunque la superficie de la piel se haya examinado con anterioridad, deben observarse las diferentes ventanas que se vayan abriendo, incluyendo la grasa, describiendo los posibles cambios de coloración y las 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 como encima de la carcasa.

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.

#### **A.2.4.- ESCÁPULA Y LINFONODO PREESCAPULAR.-**

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 escapulohumeral. Describir y fotografiar.

#### **A.2.5.- 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.

#### **A.2.6.- CAVIDAD TORÁCICA.-**

Antes de abrir, evaluar las costillas por palpación para valorar 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.

#### **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 extracción de sangre por punción cardiaca, tomando muestras para microbiología, toxicología y bioquímica.

#### **A.2.8.- EXTRACCIÓN DE ÓRGANOS 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 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, busque la arteria aorta justo debajo de la columna vertebral y cortarla también antes de su paso por el diafragma. Describir, fotografiar y tomar muestra de la aorta torácica para histopatología.

Ahora se deben retirar los órganos torácicos 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. 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 serosas o adventicias que las rodean, y extraer por completo y sin daños. Describir y fotografiar.

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. Describir y fotografiar.

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.

#### **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 examinada antes, 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 faríngeo para histopatología y microbiología, así como del esófago para histopatología.

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

Los linfonodos mediastínicos 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 su apertura longitudinal para su inspección. Tomar muestras para histopatología y microbiología.

#### **A.2.8.5.- CORAZÓN.-**

Extraer con el debido cuidado separando completamente de los pulmones, cortando a través de arterias pulmonares y aorta, dejando una sección de cada una de estas arterias unida al mismo. Describir y fotografiar.

Buscar el ventrículo derecho y cortar a través de la arteria pulmonar, siguiendo su dirección con tijeras. Continuar por el borde medial del tabique ventricular hasta abrir la aurícula derecha. Luego, cortar desde la aurícula izquierda, continuando por el borde medial del tabique ventricular en el lado izquierdo hasta abrir la arteria aorta. Describir, fotografiar y tomar muestras para microbiología e histopatología (ventrículos, aurículas, válvulas auriculo-ventriculares y septo interventricular).

#### **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 tonsilarlaríngea para histopatología y microbiología.

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

Describir, fotografiar y tomar muestras para histopatología.

### **A.2.10.- 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.

#### **A.2.10.2.- HÍGADO.-**

Órgano grande y bilobulado situado justo debajo del 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.

#### **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).

#### **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.

##### **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, 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 por tres compartimentos: el estómago queratinizado, el estómago principal y el estómago 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 a desde el resto de esófago previo al cardias, abriendo estómagos queratinizado, glandular y pilórico, así como ampolla duodenal de manera consecutiva. Si se observa contenido alimenticio u otros objetos sólidos, describir, fotografiar y recoger en su totalidad. El contenido alimenticio existente en estómago (o en esófago) será recogido como muestra para estudios de dieta. Tomar muestras de cada compartimento para histopatología.

#### **A.2.10.4.3.- MESENTERIO Y LINFONODO MESENTÉRICO.-**

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.

#### **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.

#### **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.

#### **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.

#### **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.

- **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 recomiendan recoger los testículos en su totalidad, excepto la muestra tomada para microbiología).
- **Pene:** describir, fotografiar y tomar muestras para histopatología.

#### A.2.10.8.- SISTEMA NERVIOSO CENTAL (SNC).-

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 nuchal y a aproximadamente un centímetro de ésta, otra ventral, paralela a la anterior, cortando a través del centro de cada cóndilo occipital, 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.

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 cerebelos 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”, 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.

#### **A.2.10.9.- SACOS PTERIGOIDEOS.-**

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

#### **A.2.10.10.- OÍDOS.-**

Los oídos pueden ser fácilmente localizados en cara lateral de los sacos pterigoideos. Cortearrededor de los mismos, cuidadosamente para no fracturarlos y extraerlos del cráneo. Fotografiar y tomar por completo como muestra para histopatología.

#### **A.2.10.11.- DIENTES.-**

Para extraer los dientes de la mandíbula, cortar cuidadosamente en torno a cada uno, profundizando hacia la base de la mandíbula, y liberarlos suavemente para no dañarlos o romperlos durante la extracción. Recoger 4 ó 5 dientes como muestras para estudios de edad.

#### **A.2.10.12.- OTROS.-**

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

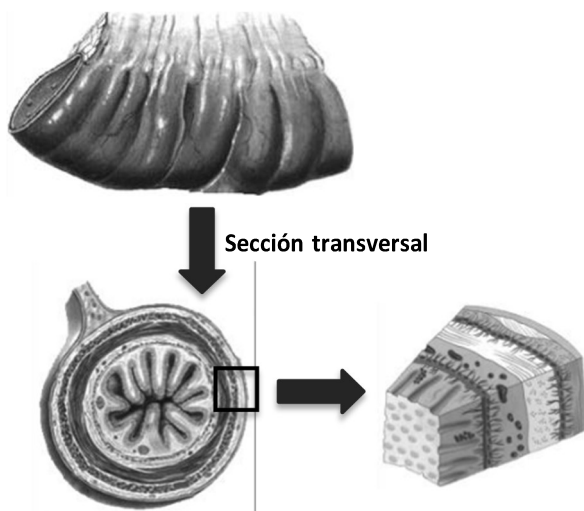
### **B.- PROTOCOLO DE TOMA DE MUESTRAS.-**

#### **B.1- HISTOPATOLOGÍA.-**

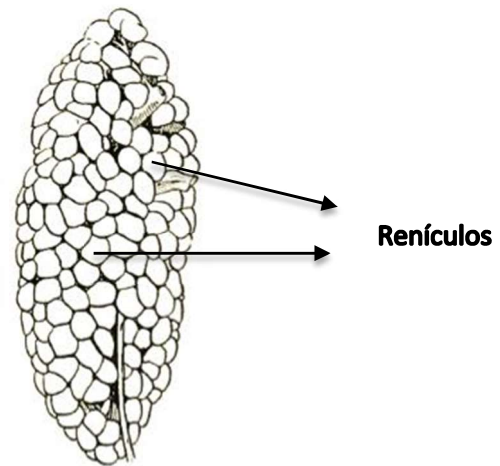
Para obtener mayores resultados y más concluyentes es importante realizar la toma de muestras lo antes posible después de la muerte del animal, siendo aconsejable que dicho muestreo se lleve a cabo en animales cuyo código de conservación se encuentre comprendido entre 1 y 3 (ambos inclusive) (condition 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 con un tamaño apropiado que una muestra grande.

Las muestras de órganos huecos (faringe, tráquea, estómago, corazón, etc.), linfonodos y glándulas deben recogerse incluyendo sus diferentes capas (Fig. 1), y en el caso de los riñones se deben tomar varios renículos (Fig. 2). Además, en el caso de muestras no estandarizadas, es decir, tomadas de zonas lesionadas, éstas deben recogerse, en la medida de lo posible, incluyendo parte del tejido aparentemente normal adyacente.



**Figura. 1: Muestreo del intestino.**

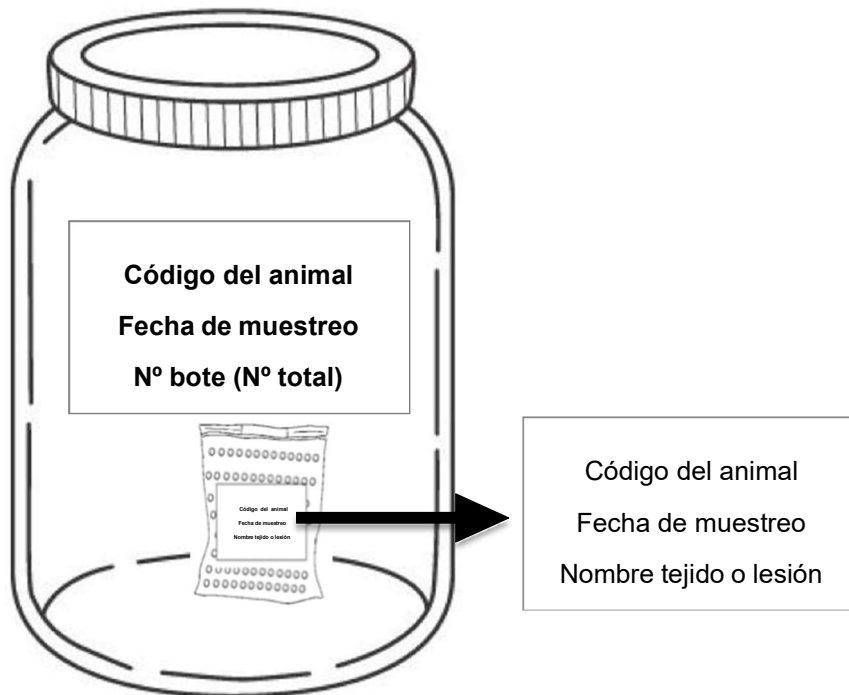


**Figura. 2: Riñón.**

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 conformol.

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 (Fig. 3).

Las muestras recogidas de órganos similares como, por ejemplo, los linfonodos, o de órganos pares como glándulas adrenales, oídos, 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. 3).



**Figura. 3: 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. 4).

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 oídos, 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.



**Figura. 4: Muestreo músculo esquelético**

## 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 5x5 cm para tejidos, excepto el SNC (3x3 cm), 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 (Fig. 5). 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.

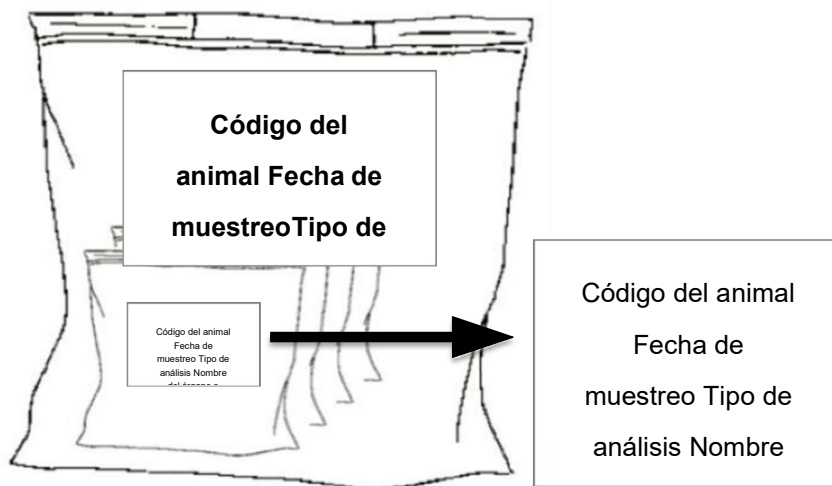


Figura. 5. : Almacenaje de muestras

## B.3.- TOXICOLOGÍA.-

El tamaño de muestra recomendable es igual que para los estudios microbiológicos, esto es, 5x5 cm para tejidos, excepto el SNC (3x3 cm), 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 introducir las 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 (Fig. 5), deberán ser congeladas a una temperatura máxima de  $-20^{\circ}\text{C}$ , siendo también aconsejable tomar dos conjuntos de muestras, una para el análisis y el otro para su archivo.

#### **B.4.- PARASITOLOGÍA.-**

Se recomienda recoger muestras de aquellos animales 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).

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, 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.

Así mismo, en todos los casos se indicará si hay presencia y se dará un índice de carga parasitaria (1 – 5) en los órganos donde aparezcan parásitos:

- **Leve:** 1-10 parásitos
- **Moderada:** 20-50 parásitos
- **Intermedia:** 50-100 parásitos
- **Elevada:** 100-500 parásitos
- **Masiva:** más de 500 parásitos

#### **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  $4^{\circ}\text{C}$ , de lo contrario, deben congelarse lo antes posible a una temperatura máxima de  $-20^{\circ}\text{C}$ . 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 mysticetos, 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 (conencia) en mysticetos, 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 introducirlas en un bote hermético, pudiendo ser almacenadas mediante fijación en alcohol de 96º 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 muestras de animales con códigos de conservación comprendido entre 1 y 3 (ambos inclusive) (condition code: 2-3 – Kuiken & García Hartmann, 1991).

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

En animales con códigos de conservación comprendidos entre 1 y 3 (ambos inclusive) en los que se observen burbujas de gas en vasos (subcutáneos, coronarios, mesentéricos, etc.), deberán ser recogidas y almacenadas mediante jeringas de insulina y vacutainers (uno por muestra). Asimismo se recogerán muestras de gases de cavidades (corazón, tracto digestivo, sacos pterigoideos, etc.)

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

A continuación, se adjuntan varios listados tipo check-list con las muestras mínimas a recoger durante la necropsia. Asimismo, en la tabla 1 se resume el tipo, tamaño y método de conservación de muestras

obtenidas durante la realización de una necropsia. Adicionalmente a lo anteriormente indicado, 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.



## CHECK LIST 1: TOMA DE MUESTRAS PARA HISTOPATOLOGÍA

(ordenadas alfabéticamente)

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

\* Identificar cada muestra en bolsas microperforadas independientes

<sup>@</sup> Puede ser la misma muestra en la que se realizan los estudios de historia de vida

### CHECK LIST 2: 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"/>	Ombbligo	<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"/>	Pulmón	<input type="checkbox"/>
Glándula mamaria	<input type="checkbox"/>	Rete mirabile	<input type="checkbox"/>
Hígado	<input type="checkbox"/>	Riñón	<input type="checkbox"/>
Intestino	<input type="checkbox"/>	Testículo	<input type="checkbox"/>
Linfonodos	<input type="checkbox"/> Preescapular	Timo	<input type="checkbox"/>
	<input type="checkbox"/> Pulmonar	Útero	<input type="checkbox"/>
	<input type="checkbox"/> Mediastínico	Sangre	<input type="checkbox"/>
	<input type="checkbox"/> Mesentérico	Otras muestras	<input type="checkbox"/> Anotar:
	<input type="checkbox"/> Otros (anotar):		
Leche	<input type="checkbox"/>		

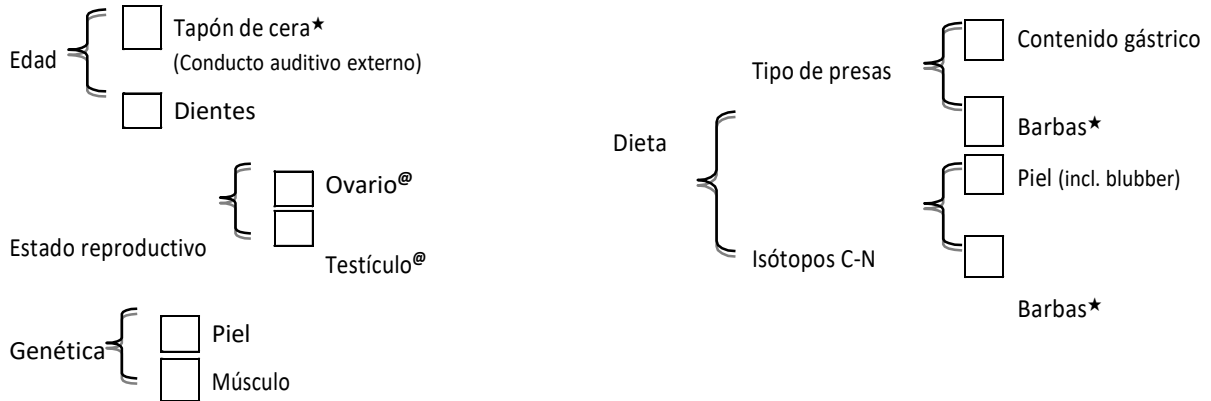
### CHECK LIST 3: TOMA DE MUESTRAS PARA TOXICOLOGÍA

(ordenadas alfabéticamente)

	POPs	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"/>

#### CHECK LIST 4: TOMA DE MUESTRAS PARA HISTORIA DE VIDA

(ordenadas según estudio)



★Misticetos

@ Puede ser la misma muestra utilizada para el estudio histopatológico

#### CHECK LIST 5: TOMA DE MUESTRAS PARA BIOQUÍMICA

(ordenadas alfabéticamente)

Humor vítreo

Leche

Orina

Sangre

### CHECK LIST 6: TOMA DE MUESTRAS PARA PARASITOLOGÍA

(ordenadas alfabéticamente)

(P: presencia / C: carga parasitaria (1-5))

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"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Complejo timpano-periótico	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Conductos hepáticos/pancreáticos	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Corazón	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Estómago	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Glándula mamaria	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Intestino	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Músculo esquelético	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Peritoneo (parietal/visceral)	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Pulmón	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Riñón	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Sacos nasales	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Sacos pterigoideos	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
SNC	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Subcutáneo	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Uréteres/Uretra	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Vasos sanguíneos	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Otros (nombrar)	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

**Tabla 1. Resumen del tipo, tamaño y método de conservación de muestras obtenidas durante la realización de una necropsia**

TIPO DE ESTUDIO		CÓDIGO DE CONSERVACIÓN	TIPO DE MUESTRA	TAMAÑO DE MUESTRA	CONSERVACIÓN		
HISTORIA NATURAL	GENÉTICA	1 – 5	Piel y músculo	2 cm <sup>3</sup> (mínimo)	Bolsa zip o bote hermético	Alcohol 96° Congelación a – 20°C	
	EDAD	1 – 5	Dientes (con raíz) Tapón de cera (Conducto auditivo externo)	4-5 ud -----	Bolsa zip o bote hermético	Congelación a –20°C	
	DIETA	Tipo de presas	1 – 4	Contenido gástrico Barbas	-----	Bolsa zip o bote hermético	Congelación a –20°C
		Relación isótopos C - N	1 – 4	Piel (incluido blubber) Barbas (con encía)	2 cm <sup>3</sup> (mínimo) -----	Bolsa zip o bote hermético	Congelación a –20°C
	ESTADO REPRODUCTIVO	1 – 3	Gónadas	1'5 cm (espesor)	Bote hermético	Formol al 10%	
<b>HISTOPATOLOGÍA</b>		1 – 3	Tejidos (lista estandarizada y lesiones)	1'5 cm (espesor)	Bote hermético	Formol al 10%	
MICROBIOLOGÍA	BACTERIOLOGÍA VIROLOGÍA	1 – 3	Tejidos (lista estandarizada y lesiones)	5x5 cm	Bolsa zip o bote hermético	Refrigeración: 4°C (Estudio en 24 h.) Congelación a –80°C (Estudio a posteriori)	
			Exudados	-----	Hisopo estéril		
			Sangre entera	5 ml (mínimo)	tubo con anticoagulante		
			Otros fluidos (suero sanguíneo, leche, orina, etc.)	2-5 ml (mínimo)	tubo estéril		
TOXICOLOGÍA	CONTAMINANTES ORGÁNICOS	1 – 4	Blubber / músculo esquelético / pulmón / hígado / riñón / encéfalo / sangre / orina / leche	5x5 cm (encéfalo 3x3 cm) 2-3 ml (fluidos)	Acero inoxidable, aluminio o vidrio	Congelación a – 80°C	
	METALES PESADOS				Bolsa zip o bote hermético		
<b>PARASITOLOGÍA</b>		1 – 2	Sangre entera	5 ml (mínimo)	tubo con anticoagulante	Refrigeración (4°C)	
		1 – 4	Parásitos	-----	Bote hermético	Alcohol 70°	
				Heces	30 g.	Bote hermético con algodón húmedo (estudio en 24 h.)	
<b>INMUNOLOGÍA</b>		1 – 2	Sangre entera	5 ml (mínimo)	tubo con anticoagulante	Refrigeración: 4°C (Estudio en 24 h.)	
			Suero sanguíneo	2 ml (mínimo)	tubo estéril	Congelación a –20°C	
<b>BIOQUÍMICA</b>		1 – 2	Suero sanguíneo / Leche / Orina / Humor vítreo	2-5 ml (mínimo)	tubo estéril	Congelación a –20°C	

## 2. ESTABLECIMIENTO DE PROTOCOLO PARA LA GESTIÓN DE CARCASAS EN CETÁCEOS

### ANEXO 2.1 ESTIMA DE COSTES PARA ELIMINAR UN CETÁCEO

Se propone realizar un estudio de los gastos aproximados que conllevaría la retirada desde el mar de un gran cetáceo, de esta forma estaría contemplada también la retirada desde tierra.

Estos costes varían de unas CC.AA a otras, por lo que recopilamos simplemente cuáles son las necesidades que éstas deberían analizar para saber el presupuesto necesario aproximado para llevar a cabo estas labores:

- Embarcaciones de remolque y los posibles servicios de buceo.
- Traslado a un lugar accesible para los equipos de despiece y retirada, a poder ser hasta un puerto con rampa donde entren máquinas, grúas y camiones
- Personal, material y equipos necesarios para el despiece.
- Maquinaria retroexcavadora mixta: una por cada 8 metros de animal aproximadamente.
- Grúas y camiones.
- Incineración de los restos blandos o traslado a vertedero.
- Enterramiento de los restos óseos.

### 3. IDENTIFICACIÓN DE SIGNOS DE MORTALIDAD DEBIDO A BYCATCH

#### 3.1. INTRODUCCIÓN

La información que se expone en este capítulo proviene del Taller de expertos mantenida en el CENEAM en julio de 2015 y del Taller de capturas accidentales en el VIII Congreso de la Sociedad Española de Cetáceos el día 2 de octubre en Vigo. A continuación, se exponen de manera extensa indicios externos (CEMMA) y los indicios internos (IUSA-ULPGC) de manera diferenciada, destacando que en el caso de los indicios externos la casuística se centra en el análisis de los animales varados en Galicia y en el caso de los indicios internos en el análisis de los animales varados en las Islas Canarias.

A modo de introducción conviene definir algunos de los términos a los que nos referimos cuando hablamos de interacciones con actividades pesqueras y captura accidental (Read et al., 2006):

- *Bycatch* o captura accidental: animales que son enganchados, atrapados o enredados en artes de pesca utilizadas con la intención de capturar otra especie, es decir, la captura es involuntaria o accidental. Es de utilidad distinguir entre la captura no intencionada que se descarta (captura accidental) y la captura no intencionada que se retiene para el consumo o venta (capturas no objetivo).
- *Cryptic bycatch* o captura accidental críptica: animales que se enredan en redes de pesca que consiguen liberarse y escapar, a veces con restos de redes o aparejos de pesca enganchados, y mueren posteriormente, a pesar de no ser capturados y por lo tanto no contabilizar en las estadísticas de captura accidental.
- *Ghost fishing* o pesca fantasma: la captura accidental se produce no sólo cuando el arte de pesca se está utilizando de forma activa, sino también cuando se ha perdido o desechado. Esta situación también puede ser referida o conocida de forma más amplia como *chronic entanglement* o enredamiento crónico, cuando un animal queda enredado o parcialmente atrapado en aparejos de pesca desechados o restos de residuos a la deriva (provenientes o no de actividades pesqueras) y no muere de forma sobrepuesta (como ocurre en los casos de captura accidental), sino que el enredamiento le impide desenvolverse de forma natural, limitando o impidiendo totalmente su capacidad de alimentarse, llevando en última instancia a la muerte por debilitamiento, deshidratación/inanición o por infecciones secundarias asociadas a las lesiones producidas por el propio enredamiento.

Por otro lado, nos referimos a interacciones traumáticas, dentro del contexto de las interacciones con actividades pesqueras, a aquellos casos en los que los animales son agredidos directamente por los operarios con diferentes instrumentos (garfios, arpones, bicheros, etc.) con el fin primordial, entre otras posibles motivaciones, de evitar la competencia por las presas y/o que dañen las redes o aparejos.

Independientemente de cuál sea la modalidad de la interacción, según publicaciones recientes, más de 20 años después del taller de referencia de la CBI sobre el problema de las capturas accidentales de cetáceos por las artes de pesca (Perrin et al., 1994), la amenaza está lejos de resolverse y es probable que esté aumentando en lugar de retroceder (Reeves et al., 2013).

#### 3.2. INDICIOS EXTERNOS DE CAPTURA ACCIDENTAL

Mediante el análisis de los varamientos tan solo se puede obtener un nivel mínimo de ejemplares muertos por captura accidental, ya que las tasas a la que se produce la propia captura accidental, y la deriva de los individuos muertos hacia la costa, es muy variable e impredecible. Así mismo, el estado de conservación de los cuerpos es también variable, lo que oculta los indicios compatibles con un diagnóstico de muerte por captura accidental en el caso de los animales ya descompuestos (a partir de estado 4).

Otro aspecto fundamental a la hora de utilizar este método de estudio es la necesidad de que la Red de Varamiento cuente con personal especializado en la aplicación de protocolos de toma de datos e identificación y diagnóstico de muertes por interacción con pesca. Este tipo de protocolos debe ejecutarse a dos niveles, considerando los signos externos y realizando un análisis anatómico interno.

En el caso del análisis de los signos externos compatibles con un diagnóstico de mortalidad por captura

accidental en artes de pesca, que es el objetivo central de este protocolo de trabajo, hay que destacar que resulta imprescindible que los técnicos de la Red de Varamientos encargados de realizar el examen externos de los cadáveres cuenten con la formación adecuada. Deben conocer en profundidad los aparejos y artes de pesca empleados por el sector pesquero que faena en su zona de estudio. Resulta imprescindible conocer los distintos materiales con las que están elaboradas las artes de pesca, y el modo en el que están armados.

Otra información importante es la relacionada con las zonas y épocas en las que se faena con un determinado arte, ya que de esta forma se podrá descartar con mayor facilidad, o no, la actividad de una determinada pesquería o flota como posible causa de muerte. Conocer cómo se desarrolla la actividad pesquera también resulta fundamental, los lances, las maniobras... La mejor manera de adquirir esta formación es embarcando y compartiendo jornadas de trabajo con los marineros. No en todos los puertos se faena del mismo modo con un determinado arte de pesca, de modo que cuanto mayor sea nuestra formación en este campo, mejor.

Es necesario indicar que la formación que podamos adquirir estando a bordo de los barcos de pesca también está relacionada con los hábitos y costumbres de los marineros, que pueden ser muy diferentes entre zonas próximas o incluso en un mismo puerto de pesca. Este tipo de diferencias también se manifiestan a la hora de mostrar una respuesta frente a una captura accidental de un cetáceo, manipulando el cadáver de un modo u otro, pudiendo provocar, por tanto, signos diferentes.

Por último, resulta fundamental la valiosa información que puede llegar a aportar el propio sector pesquero, aunque en ocasiones nos pueden llegar a trasladar información sesgada o poco fiable, por lo que será necesario filtrarla y evaluarla. Su colaboración será fundamental para poder embarcar a bordo de los barcos de pesca y para llevar a cabo recogida de información mediante la realización de entrevistas, por ejemplo. Los marineros también pueden nutrir a la Red de Varamiento de una fuente de información de una importancia enorme: los cadáveres de los ejemplares capturados. Estos cuerpos, a los que generalmente podremos tener accesos en las primeras 6-12 horas tras su muerte nos serán de gran ayuda para poder llegar a detectar indicios de captura durante la examinación de los ejemplares varados. Además del propio cadáver, los marineros también nos podrán facilitar información detallada sobre el esfuerzo pesquero y el lance en el que se produjo la captura accidental.

En el caso de que la Red de Varamiento no dispongan de los medios y del equipo necesario para poder recoger todas las capturas accidentales que puedan ser entregadas por el sector pesquero, se recomienda la puesta en práctica de un sistema de marcaje con etiquetas de los individuos capturados, de los cuales, una parte, serán localizados posteriormente varados. De este modo también podremos obtener información muy interesante referida al porcentaje de animales que llegan a varar.

Para llevar a cabo un correcto análisis de las capturas accidentales mediante el estudio de los varamientos, hay que realizar una buena evaluación de los artes de pesca con los que se faena en cada zona, contando con los conocimientos y la experiencia de las Redes de Varamientos locales. En este sentido, es importante destacar que no es correcto trasladar conclusiones de unas áreas a otras, pues además de cambiar los artes de pesca, los materiales y el modo cómo fueron armados, cambian también las costumbres de los pescadores y su práctica de manejo a bordo.

### 3.2.1. ARTES DE PESCA

Para poder llegar a detectar los indicios-signos de los artes de pesca sobre los cuerpos de los animales muertos, primero tenemos que conocer en profundidad los diferentes tipos de artes y aparejos de pesca, y su funcionamiento. Solamente de este modo podremos llegar a obtener información válida durante el examen de los cadáveres. El concepto es el mismo que realiza un rastreador que lleva a cabo un inventario de fauna en una determinada zona mediante el estudio de huellas. Para poder concluir que una huella pertenece a un individuo de una especie determinada, es imprescindible conocer la anatomía del pie de los individuos de esa especie, diferenciando entre machos, hembras, adultos, crías, y teniendo en cuenta también la alteración de la forma y el tamaño de la huella que pueden llegar a provocar determinados sustratos.

La lógica no se debe considerar una herramienta básica para el estudio de las capturas accidentales mediante el análisis de los signos externos, ya que incluso artes de pesca muy selectivos como son las nasas (para la captura de pulpo, nécora y camarón), que aparentemente podría pensarse que tendrían un impacto nulo sobre los cetáceos (ya que debido a su tamaño no pueden acceder a su interior), constituyen una grave amenaza para



especies como el calderón gris y también para la tortuga laúd. En Galicia son numerosos los registros de ejemplares de estas especies que sufren captura accidental al quedar enganchados en los cabos sobre los que se arma la ceca de nasa, y en una gran parte de los casos, en el tramo de cabo que va desde la primera o la última nasa de la cacea hasta una de las dos boyas de señalización. Hay que tener en cuenta, por tanto, que cualquier objeto extraño presente en el mar es susceptible de interactuar de forma negativa con la fauna marina.

La flota pesquera de Galicia utiliza más de cuarenta artes de pesca, todas ellas reguladas por el Decreto de Artes de Galicia (Decreto 15/2011, del 28 de enero, por lo que se regulan las artes, aparatos, útiles, equipamientos y técnicas permitidos para la extracción profesional de los recursos marinos vivos en aguas de competencia de la Comunidad Autónoma de Galicia). Se define arte de pesca como "el equipo y la técnica utilizados para ejercer la actividad extractiva de la pesca". Si nos referimos a los elementos empleados en la actividad pesquera, debemos diferenciar entre aparejos y artes de pesca. Los aparejos de pesca llevan anzuelos, como el palangre, el curricán, o la liña. Mientras, las artes de pesca se elaboran con paños de red. Pueden ser artes pasivos, en los que los peces tienen que nadar hasta la red o trampa para ser capturados, o activos (cerco, arrastre).

Dentro de los artes de pesca pasivo podemos diferenciar entre los de tipo trampa (nasas) y los de enmalle. En este último caso se podrían dividir a su vez según el número de paños de red que tienen (1, 3), si son de fondo o de superficie, y si son fijos o de deriva.

Otra clasificación de las artes de pesca utilizadas en Galicia, según las especies que captura, sería la siguiente:

- Nasas: trampas usadas para la captura de pulpo, nécora, camarón, centolla, choco, faneca y congrio.
- Enmalle: Comprende las artes destinadas a las capturas de peces y la centolla. Dentro del enmalle están los miños, betas, trasmallos, raeiras, etc. que se diferencian según el número de paños, la luz de la malla, la longitud de los paños, etc.
- Anzuelo: conforman un grupo de artes como la línea, palangrillo, palangre, etc. que usan anzuelos para la captura de pescado.
- Marisqueo: engloban diferentes instrumentos como la fisga, rasqueta, fouciño, salabardo, etc. para la captura de moluscos bivalvos, percebe y erizos tanto a pie como desde embarcación.
- Elementos auxiliares de pesca: no son artes de pesca como tales, sirven para ayudar en las labores de extracción. Son el bichero, salabardo, mirafondos, etc.
- Artes de cerco: utilizadas para la captura de pescado azul, como la sardina, o jurel.
- Arrastre: utilizado para pesca en la plataforma de especies pelágicas, arrastre pelágico, o bentónicas, arrastre de fondo. Existen artes de arrastre menor con las que se faena en el interior de las rías.

### 3.2.2.- EXAMEN PARA LA DETECCIÓN DE CAPTURAS ACCIDENTALES

Como ya se ha comentado anteriormente el diagnóstico y la identificación de signos externos compatibles con interacción con actividades pesqueras es una labor que requiere mucha experiencia de campo, conocimiento profundo de las pesquerías, los períodos durante las que se realizan y las características de los diferentes artes que se emplean en la zona de estudio. Solo cuando todos estos factores confluyen, es posible llegar a obtener conclusiones fiables.

A continuación, se explica la experiencia que la CEMMA ha adquirido desde el año 1990 durante la asistencia a cetáceos varados en la costa gallega. Los investigadores han seguido como documento de referencia para el diagnóstico de captura accidental en cetáceos el documento elaborado por Kuiken (1994), como fruto de un taller específico sobre patología de cetáceos celebrado en Montpellier el 2 de marzo de 1994 (*Diagnosis of capture accidental in cetaceans*), donde se establecieron los criterios significativos que se tienen que tener en cuenta según a la hora de establecer un diagnóstico de muerte compatible con captura accidental en artes de pesca. En los Anexos 3.1 y 3.2 se muestran respectivamente catálogos fotográficos de indicios correspondientes con un diagnóstico compatible con muerte por captura accidental y de indicios no correspondientes con un diagnóstico compatible con muerte por captura accidental.

El hecho de que la costa gallega registre una de las tasas de varamiento más elevadas de todo el sur de Europa, con una media de 280 animales varados al año, confiere a la Red de Varamiento de Galicia, la posibilidad de

poder examinar un gran número de ejemplares y adquirir una buena formación en este campo. Además, tras muchos años de trabajo, la CEMMA ha conseguido vencer la desconfianza del sector pesquero gallego y cuenta con su total colaboración y participación para continuar adquiriendo conocimientos en esta línea. Este hecho se manifiesta en los numerosos casos de cetáceos que son capturados accidentalmente cada año por la flota pesquera gallega, traídos a tierra, y entregados a la CEMMA para que pueda estudiarlos y examinarlos detalladamente.

Estos ejemplares son una fuente de conocimiento de primer orden, ya que se trata de cadáveres muy frescos de los cuales disponemos de una gran cantidad de información referida al lance en el que fueron capturados accidentalmente. Estas capturas accidentales seguras constituyen un elemento de aprendizaje y formación de gran valor a la hora de examinar los ejemplares que son localizados varados en la costa.

El primer trabajo de importancia y completo sobre capturas accidentales de cetáceos en Galicia fue publicado por López et al. (2002). Este estudio incluye el registro de varamientos en la costa gallega entre los años 1990-1999 y, analiza la incidencia de la captura accidental a partir de los indicios recogidos durante la exploración externa y posterior necropsia de los animales, cuyo estado de conservación así lo permitía.

Para realizar el diagnóstico de mortalidad compatible con captura accidental mediante el análisis de signos externos, la Red de Varamientos de Galicia solamente considera los animales varados correspondientes a las condiciones corporales 1 (vivo), 2 (recién muerto) y 3 (descomposición moderada). Los ejemplares correspondientes a los estados 4 (descomposición avanzada) y 5 (restos) quedan excluidos de la evaluación, ya que en su estado resultaría imposible poder localizar muchos de los indicios. Así, de forma rutinaria, durante la necropsia de los animales varados se realiza un examen específico para detectar indicios de captura accidental siguiendo el protocolo de Kuiken, (1994; Tabla 2).

CRITERIO	Presencia	Ausencia
<b>I. ESTADO DE SALUD</b>		
A. Exclusión de otras causas de muerte	+	--
B. Buen estado nutricional	+	-
C. Evidencia de alimentación reciente	+	<b>0</b>
<b>II. CONTACTO CON ARTES DE PESCA</b>		
A. Lesiones superficiales en la piel		
1. Cortes en el borde de la boca, aletas, pedúnculo	++	<b>0</b>
2. Lesiones circulares alrededor extremidades	++	<b>0</b>
B. Hematomas	+	<b>0</b>
C. Fracturas craneales	+	<b>0</b>
<b>III. FALTA DE OXÍGENO (Hipoxia)</b>		
A. Edema pulmonar	+	-
B. Espuma en las vías aéreas	+	-
C. Enfisema bulloso en los pulmones	+	<b>0</b>
D. Petequias epicardial y pleural	+	<b>0</b>
<b>IV. DAÑOS DURANTE LA LIBERACIÓN DE LA RED</b>		
A. Amputación de las aletas	++	<b>0</b>
B. Incisión penetrante en la cavidad corporal	++	<b>0</b>
D. Marca de bichero	++	<b>0</b>

Tabla 2. Criterios de diagnóstico de captura accidental en cetáceos (Kuiken 1994).

- ++ Compatible con captura
- + Captura posible
- 0 No significativo para el diagnóstico
- Captura probable
- Captura improbable

### 3.3. INDICIOS INTERNOS DE CAPTURA ACCIDENTAL

A la hora de valorar los indicios internos de captura accidental es importante tener en cuenta algunos aspectos previos. En primer lugar, los conocimientos actuales de la fisiopatología de la muerte por captura accidental en cetáceos son limitados, aunque la mayoría de autores parecen estar de acuerdo en que la muerte del animal se produce por un ahogamiento seco o atípico, al contrario de lo que ocurre en otros mamíferos terrestres y en el hombre, en los que la mayoría de los casos de muerte por inmersión prolongada bajo el agua se asocian a un ahogamiento húmedo o típico. Es decir, se cree, y así lo afirman la mayoría de los investigadores, que los cetáceos atrapados en una red mueren sin inhalar agua de mar (*wet/typical drowning vs dry/atypical drowning*).

Por otro lado, distintos autores también han planteado el papel protagonista que pueden tener en los mecanismos fisiopatológicos que desencadenan la muerte de los cetáceos capturados, las lesiones (principalmente cardíacas) atribuibles a la respuesta del organismo frente a una situación de estrés extremo, mediada por el sistema simpático con una liberación masiva de catecolaminas.

En segundo lugar, hay que destacar especialmente, que en el diagnóstico de la captura accidental no existen lesiones o indicios internos, macroscópicos o microscópicos, que puedan considerarse patognomónicos. Las lesiones observadas son en general inespecíficas o pueden asociarse a distintos mecanismos etiopatogénicos, por lo que la presencia o ausencia de cualquier indicio o lesión de manera individual no tienen ninguna relevancia diagnóstica, sino que es la combinación de varias lesiones e indicios, conjuntamente con la ausencia de otras, la que puede contribuir a la robustez del diagnóstico. Hay que tener además en consideración, que algunas lesiones o indicios tendrán más peso relativo que otras en el ejercicio diagnóstico.

Por lo anteriormente mencionado se deduce la utilidad de la realización de estudios patológicos completos (macroscópicos, microscópicos y complementarios) por patólogos con experiencia en aquellos casos en los que la información obtenida acerca de las circunstancias de la muerte o la ausencia de indicios externos indicativos claros, no permite alcanzar un diagnóstico definitivo de muerte por captura accidental.

#### 3.3.1. REVISIÓN DE LOS CRITERIOS DIAGNÓSTICOS DE CAPTURA ACCIDENTAL EN CETÁCEOS.

El 2 de Marzo de 1994 se celebró en Montpellier (Francia) el segundo taller sobre patología de cetáceos organizado por la Sociedad Europea de Cetáceos (ECS), en el que se reunieron especialistas en patología de cetáceos de todo el mundo para presentar su experiencia y discutir sobre los distintos criterios diagnósticos de captura accidental en artes de pesca en cetáceos. En las actas de dicho taller se publicaron los distintos trabajos, así como un documento de revisión-resumen de los distintos criterios (Kuiken, 1996).

A continuación, pasamos a resumir los criterios diagnósticos presentados por algunos de los distintos expertos centrándonos en los “indicios internos” o dicho de otra forma, en los hallazgos y lesiones macroscópicas (no apreciables externamente) y microscópicas indicativas o compatibles con una captura accidental.

En primer lugar, Thomas P. Lipscomb, patólogo del Instituto de Patología de las Fuerzas Armadas (AFIP) de los Estados Unidos de América, planteó los siguientes tres criterios:

1. Evidencias (externas) de captura ante-mortem.
2. Presencia de espuma en las vías respiratorias y/o hallazgos histológicos de congestión y edema pulmonar.
3. Ausencia de evidencias de otra causa de muerte después de la realización de la necropsia y estudios histopatológicos completos.

Manuel García-Hartmann y colaboradores, de la red de varamientos de Holanda, presentaron resultados de las lesiones observadas en delfines diagnosticados como captura accidental, tanto de animales obtenidos directamente de las embarcaciones pesqueras como de animales encontrados varados, haciendo una comparación entre ambos grupos. Las lesiones o hallazgos encontrados considerados como evidencia de captura accidental fueron:

- Trauma contuso.
  - Hemorragias subcutáneas (occipitales o en otras localizaciones).
  - Hemorragias intramusculares.

- Hemorragias subpleurales.
- Fracturas de cráneo (incluidas mandíbulas)
- Lesiones asociadas a la muerte por asfixia.
  - Espuma fina y persistente en bronquios.
  - Bullas en el parénquima pulmonar.
  - Colapso incompleto de los pulmones.
- Evidencia de alimentación reciente.
  - Restos de presas digeridas o parcialmente digeridas en el primer compartimento estomacal.
  - Quilo en los vasos linfáticos mesentéricos.
  - Quilo en el conducto torácico.
- Hallazgos generales
  - Buena condición corporal y ausencia de enfermedad aguda-hiperaguda.
  - Muy baja incidencia de infestaciones parasitarias.
  - Ausencia de enfermedad grave no relacionada con la captura.
- Combinación de la ausencia de enfermedad grave no relacionada con la captura junto a la presencia de otros criterios indicativos.

Estos autores describen que la totalidad de estos hallazgos y lesiones se podían encontrar en delfines diagnosticados como captura accidental, tanto obtenidos directamente de las embarcaciones pesqueras como encontrados varados, excepto las hemorragias musculares y subpleurales, solo observadas en animales varados.

Aunque, en consonancia con lo planteado en los aspectos previos, destacan en sus conclusiones que: “Lamentablemente, ni la presencia ni la ausencia de cualquier criterio descrito anteriormente por si solo es patognomónico de la muerte por inmersión en los cetáceos. Actualmente, sólo se puede hacer una presunción de diagnóstico de captura accidental, en base a la presencia o ausencia de una serie de criterios. Cuantos más de estos criterios se presentan juntos, más seguro es el diagnóstico. Aun así, ya que muchos de estos criterios son de carácter general y no exclusivo de las capturas accidentales, la experiencia en patología de los cetáceos en general, y el conocimiento de las lesiones que se producen en cetáceos que mueren de otras causas, es esencial para aumentar la fiabilidad del diagnóstico”.

Thijs Kuiken y colaboradores, de la red de varamientos de Inglaterra, realizaron un estudio comparativo de la prevalencia de distintos criterios indicativos de captura accidental entre marsopas comunes y delfines comunes. En lo referente a “indicadores internos” incluyeron:

- Hemorragias subcutáneas, intramusculares o subpleurales.
- Fracturas de cráneo.
- Petequias epicárdicas.
- Espuma fina y persistente en bronquios.
- Bullas en el parénquima pulmonar.
- Restos de presas digeridas o parcialmente digeridas en el primer compartimento estomacal.
- Quilo en los vasos linfáticos mesentéricos.

En general, los resultados fueron altamente variables según el tipo de “indicio”, siendo el más consistente la presencia de restos de presas digeridas o parcialmente digeridas en el primer compartimento estomacal para ambas especies y destacando también la baja prevalencia del resto de indicadores en los delfines comunes.

John R. Baker, patólogo veterinario de la Universidad de Liverpool, realizó un estudio en cetáceos (marsopa común, delfín común y delfín listado) varados en la costas de Gales, comparando distintos criterios entre animales con diagnóstico confirmado de captura accidental, animales con sospecha de captura accidental y animales diagnosticados por otras causas de muerte. Los “indicios internos” que describió fueron los mismos que los utilizados anteriormente por Kuiken y colaboradores siendo, de igual forma, la presencia de restos de presas digeridas o parcialmente digeridas en el primer compartimento estomacal, el criterio observado con mayor consistencia en los animales diagnosticados como confirmados o sospechosos de captura accidental, en comparación a los que murieron por otras causas.

Por otro lado, Ursula Siebert y colaboradores presentaron un estudio sobre marsopas capturadas

accidentalmente por la flota pesquera alemana y de unos pocos casos de marsopas varadas en las costas de Alemania con sospecha de captura accidental. En este caso, los resultados más relevantes del estudio fueron por un lado que la mayoría de los animales capturados eran crías o subadultos, lo cual secunda la hipótesis planteada por algunos autores de que los animales aprenden a evitar ser capturados en las redes con la edad; por otro lado la mayoría de los animales se encontraban en una condición corporal buena o moderada; y por último, solo un 16% de la marsopas capturadas presentaban restos de presas digeridas o parcialmente digeridas en el primer compartimento estomacal, lo que evidencia que la ausencia de contenido alimenticio reciente en estómago no puede considerarse como indicativo de que el animal no ha sufrido una captura accidental y que su presencia debe ser interpretada con cautela.

Alexei Birkun, de Ucrania, presentó una serie de casos de marsopas y delfines mulares que murieron durante las operaciones de captura o en las instalaciones de cautividad donde eran alojados con signos de asfixia y encontrados muertos en las redes. Las lesiones que describe consistentes con un fallo circulatorio y respiratorio agudo son:

- Sangre no coagulada.
- Obstrucción espástica de bronquios de pequeño calibre y bronquiolos.
- Zonas de enfisema y atelectasia pulmonar.
- Extensas hemorragias en pulmones y glándulas adrenales.
- Múltiples petequias en órganos internos y en membranas serosas.
- Congestión irregular de órganos internos.
- Edema generalizado de tejido conectivo.

También describe que ninguno de los animales presentó fluido acuoso en las vías respiratorias y todos presentaban el espiráculo cerrado, planteando que el cuadro de asfixia encontrado en estos animales difería considerablemente de los cuadros de asfixia descritos en patología forense humana y de mamíferos terrestres (del ahogamiento húmedo o clásico con aspiración de agua, de la asfixia producida por laringo-espasmo y de los casos de asfixia asociada a trauma).

Otro de los trabajos presentados en este taller se centró en los análisis realizados en laboratorio de la presencia de diatomeas y otros componentes de la fauna y flora marina así como granos minerales presentes en el agua de mar y que pueden encontrarse analizando los fluidos bronquiales. Larsen y Holm mostraron los resultados de dichos análisis en marsopas capturadas accidentalmente por la flota pesquera danesa, observando que en 49 de 50 animales había presencia de restos de fauna y flora marina y de granos minerales, lo que podría sugerir que los animales aspiraron de forma terminal agua de mar. No obstante, también sugieren la posibilidad de que la presencia de estos restos se pueda encontrar de forma normal en los animales, sin haber ingerido agua de mar.

El uso del análisis de diatomeas es una herramienta diagnóstica utilizada, desde hace tiempo y en la actualidad, en la patología forense humana en los casos de ahogamiento, aunque su valor diagnóstico es controvertido.

Por último, como resumen y haciendo una revisión de todas las presentaciones de este taller, Thijs Kuiken, propone una tabla (Tabla 2) estimando la importancia de la presencia o ausencia de criterios para el diagnóstico de la captura incidental, ésta es la tabla y los criterios que desde esa fecha (1996) se han aceptado de forma generalizada por distintos grupos y redes de varamientos europeas a la hora de establecer diagnósticos de captura accidental. Sobre esta tabla proponemos una revisión y actualización al final del documento.

En su trabajo, Kuiken también destacaba alguno de los aspectos previos que comentamos anteriormente a la hora de establecer un diagnóstico de captura accidental: “El diagnóstico de probable muerte por captura incidental se hace en base a la presencia de criterios coherentes con la captura accidental, junto con la exclusión de otras causas de muerte. Para ser capaz de excluir otras causas de muerte, el cadáver debe estar relativamente fresco y debe realizarse un examen patológico completo de todos los sistemas y órganos, por una persona formada en patología y con conocimiento de las enfermedades de cetáceos. Si el cadáver está demasiado autolítico, no se examinan todos los sistemas orgánicos o la persona no es competente, la causa de la muerte puede ser pasada por alto”.

A continuación, revisaremos algunas de las publicaciones posteriores al taller de la ECS de 1994, hasta la actualidad, en las que se aportan datos nuevos o relevantes en relación a los “indicios internos” indicativos o

compatibles con un diagnóstico de captura accidental.

En el año 2001, Knieriem y García Hartmann, publican un estudio histopatológico detallado de las lesiones pulmonares de delfines de flanco blanco muertos por captura accidental. Los principales resultados que describen son:

- Edema severo dentro de los espacios alveolares.
- Ruptura de las paredes alveolares y mio-esfínteres de los bronquiolos, combinado con hemorragias intra-alveolares.
- Con la tinción de Gomori para evidenciar reticulina observaron que las paredes alveolares mostraron de leve a máxima distensión, con estiramiento de capilares y ruptura de fibras.
- Según los criterios de Reh (1969), en casos de ahogamiento en patología forense humana, los cambios histológicos de la estructura de las fibras reticulares en los pulmones de los delfines se corresponderían a los estadios dos y tres.
- Los hallazgos para delfines y marsopas capturadas coincidían con la descripción de "pulmón por ahogamiento atípico" en los seres humanos y otros mamíferos terrestres.

En el año 2002, Daniel Cowan y Barbara Curry publican un informe para la NOAA, en el que presentan un estudio histopatológico de distintas especies de delfines capturados accidentalmente en las pesquerías de atún del Pacífico tropical oriental. Presentan distintos tipos de hallazgos, destacando, en lo referente al tema que nos interesa, aquellas lesiones debidas a reacciones agudas relacionadas con las circunstancias inmediatas al atrapamiento en el cerco. Las principales lesiones que describen son:

- Corazón (miocardio): manchas en el corazón, con áreas de palidez alternando con zonas de congestión. Fibras hialinizadas y fibras onduladas, vacuolización perinuclear y necrosis en bandas de contracción en las zonas subepicárdicas y subendocárdicas de los ventrículos y las aurículas (afectando más gravemente el corazón derecho) y las fibras del sistema de conducción.
- Bandas de contracción en el músculo liso de las arterias coronarias intramurales, formación de placas excéntricas en la íntima de arterias de pequeño calibre, hialinización de miocitos y alteración de la arquitectura.
- Bandas de contracción en el músculo liso de algunas vísceras (intestinos y vejiga urinaria) y de la túnica media de los vasos de muchos órganos.
- Broncoespasmo con atrapamiento de aire pulmonar.
- Necrosis aguda segmental de los túbulos renales con reflujo intraglomerular.

Posteriormente, en 2008, publican estos resultados en la revista *Journal of Comparative Pathology* con el título *Histopathology of the alarm reaction in small odontocetes*, donde plantean que los cambios descritos son consistentes con lesiones multisistémicas causadas por la liberación masiva de catecolaminas endógenas o vasoespasmos que conducen a una lesión isquémica, seguida de lesiones asociadas a los fenómenos de perfusión-reperfusión.

Según estos autores, los hallazgos histopatológicos sugieren que la respuesta refleja de un odontoceto a cualquier gran amenaza percibida ("reacción de alarma") es activar las adaptaciones fisiológicas para el buceo o huida a un nivel extremo o patológico, lo que resulta, si esta respuesta es muy prolongada, en lesiones isquémicas generalizadas en los tejidos. Dentro de estas amenazas, por supuesto, están incluidas las situaciones de atrapamiento o captura (accidental o no) en cualquier arte de pesca, aunque también se pueden producir en otras circunstancias, frente a otras grandes amenazas, o situaciones percibidas como grandes amenazas (por ejemplo, un varamiento activo con un manejo del animal por parte del ser humano).

En el año 2003, Pdraig Duignan y colaboradores publican un informe con los resultados de las necropsias de delfines (delfín de Héctor, delfín común y delfín de Fitzroy) capturados accidentalmente durante los años 1998 al 2002 por la flota pesquera neozelandesa. Las principales lesiones encontradas en estos casos asociadas a la captura fueron:

- Lesiones macroscópicas.
  - Congestión y edema respiratorio.
  - Enfisema pulmonar.
  - Trauma (contusión, sangre libre en el abdomen).

- Cuerpos extraños en los pulmones.
- Alimentos regurgitados en el esófago.
- Lesiones microscópicas.
  - Congestión/hemorragia traqueal y bronquial.
  - Mucosidad excesiva bronquiolar.
  - Edema/congestión pulmonar.
  - Enfisema alveolar pulmonar.
  - Hipercontracción de miofibrillas cardíacas.
  - Fragmentación de miofibrillas cardíacas.
  - Válvula tricúspide edematosa y hemorrágica.
  - Hipercontracción de miofibrillas diafragmáticas.
  - Hemorragias en aorta.

**Table 1.** Gross pathological changes observed in bycaught cetaceans. \* indicates dolphins caught accidentally in USSR navy captive facilities. Species: 1 - Hector's dolphin, 2 - common dolphin, 3 - dusky dolphin, 4 - bottlenose dolphin, 5 - Atlantic white-sided dolphin, 6 - harbour porpoise

Species	No. of animals	Probable bycatch (%)	Net marks (%)	Respiratory congestion (%)	Pulmonary emphysemas (%)	Foreign matter in lungs (%)	Regurgitated food (%)	Study
1, 2, 3		80	50	60	0	10	10	Duignan <i>et al.</i> 2004
1, 2	11	100	82	82	27	18	-	Duignan <i>et al.</i> 2003b
1, 2, 3, 4	12	75	58	83	8	0	0	Duignan & Jones 2005
1, 2	13	92	85	92	-	-	-	Duignan <i>et al.</i> 2003a
4	16*	100	94	-	44	-	6	Birkun 1994
1, 2, 3	20	95	75	70	0	10	15	Duignan <i>et al.</i> 2003c
6	31	100	100	48	-	-	3	Siebert <i>et al.</i> 1994
2, 5, 6	46	100	-	-	-	-	22	Knieriem & Garcia Hartmann 2001
6	60	100	-	88	-	-	3	Jepson <i>et al.</i> 2000
6	12	100	67	83	58	-	-	Siebert <i>et al.</i> 2006
6	22	100	20	86	55	-	-	Siebert <i>et al.</i> 2006

**Table 2.** Cardiac and pulmonary histology of autopsied cetaceans; these are minimum estimates, as some data are missing. \* indicates dolphins caught accidentally in USSR navy captive facilities. Species: 1 - Hector's dolphin, 2 - common dolphin, 3 - dusky dolphin, 4 - bottlenose dolphin, 5 - Atlantic white-sided dolphin, 6 - harbour porpoise

Species	No. of animals	Probable bycatch (%)	Pulmonary interlobular/lobular oedema/congestion (%)	Pulmonary alveolar emphysema (%)	Cardiac fibre contraction (%)	Cardiac fibre fragmentation (%)	Study
1, 2, 3	10	80	70	0	60	50	Duignan <i>et al.</i> 2004
1, 2	11	100	100	64	73	18	Duignan <i>et al.</i> 2003b
4	16*	100	69	-	-	44	Birkun 1994
1, 2, 3	20	95	65	0	60	45	Duignan <i>et al.</i> 2003c
6	31	100	100	-	-	-	Siebert <i>et al.</i> 1994
2, 5, 6	46	100	100	-	-	-	Knieriem & Garcia Hartmann 2001
6	60	100	83	55	-	-	Jepson <i>et al.</i> 2000

**Tabla 3.** Porcentaje de presencia de lesiones macroscópicas y microscópicas en animales capturados accidentalmente (tablas tomadas de Soulsbury *et al.* 2008 – WDCS)

En sus conclusiones destacan que, en función de las lesiones observadas, la mayoría de los animales capturados murieron por asfixia aguda y cardiomiopatía, probablemente inducida por la hipoxia y la liberación de catecolaminas.

En el año 2008, la *Whale and Dolphin Conservation Society* (WDCS) publicó un informe sobre las implicaciones en materia de bienestar animal asociadas a las muertes de cetáceos en pesquerías, en este documento hacen una revisión comparando la prevalencia de las distintas lesiones macroscópicas y microscópicas observadas en cetáceos capturados por diferentes autores, con diferentes porcentajes de probabilidad de captura (Tabla 3). Se puede observar en general una alta variabilidad, no observándose, como era de esperar, ningún criterio diagnóstico consistente por separado. No obstante, con respecto a las lesiones macroscópicas, se observa por un lado que la presencia de marcas externas de redes suele ser alta, aunque con excepciones, y, por otro lado, también se puede destacar el porcentaje alto de diagnóstico de congestión pulmonar/respiratoria, aunque se trata de una lesión muy inespecífica. Con respecto a las lesiones microscópicas, llama la atención también el alto porcentaje diagnóstico de edema y congestión pulmonar, aunque sea altamente inespecífico; parece además interesante, en los pocos trabajos en los que se ha estudiado, el porcentaje de lesiones miocárdicas observadas.

En el año 2009, Michael Moore y colaboradores publican en la revista *Veterinary Pathology* un trabajo donde evidencian la presencia de burbujas de gas en diferentes especies de mamíferos marinos (focas, delfines y marsopas) que murieron atrapadas en redes de pesca a profundidad, mientras que, en animales varados, algunos de ellos en un estado de conservación muy fresco (probablemente varados vivos) y otros varados vivos y eutanasiados, prácticamente no las encontraron. Encontraron una alta prevalencia de burbujas intravasculares e intersticiales en animales atrapados en redes de enmalle fijadas a una profundidad de aproximadamente 80 metros, lo cual podría indicar una fuerte predisposición para el desarrollo de burbujas de gas en los animales capturados accidentalmente y posteriormente recuperados de redes a cierta profundidad. Distintos estudios sugieren que, en determinadas circunstancias, los mamíferos marinos pueden sobresaturar sus tejidos durante el buceo de forma rutinaria, pudiendo presumiblemente manejar el intercambio de gases y los riegos asociados a la descompresión de forma fisiológica, a través de adaptaciones anatómicas y de su comportamiento de buceo. El relativo buen estado de los cadáveres de estos casos, junto con la ausencia histológica de bacterias y de cambios autolíticos, sugieren que la explicación más probable para la presencia de estas burbujas, es la liberación de los gases *peri* o *post mortem* a partir de los tejidos y la sangre sobresaturados, durante y después de las maniobras de transporte a la superficie de los animales.

Posteriormente en el año 2013, Bernaldo de Quirós y colaboradores publicaron un trabajo comparando los análisis de los gases de las burbujas presentes en focas y delfines capturados accidentalmente y en otros varados, para discriminar su origen por descompresión o descomposición. Los resultados mostraron que los animales capturados accidentalmente presentaron niveles de gas significativamente más altos que los animales varados, y que los análisis de composición indican que el gas se formó por la descompresión, no por descomposición, lo que confirma la hipótesis anterior. Por otro lado, la profundidad mínima a la que se capturaron accidentalmente los animales fue de 30 metros.

En el año 2013, se publica en una edición especial de la revista *Diseases of Aquatic Organisms* las conclusiones de un taller celebrado en los Estados Unidos en el que participaron científicos (biólogos y veterinarios expertos en cetáceos) de gobiernos tanto estadounidenses como de otros países, titulado “Criterios y definiciones de casos de lesiones graves y muerte de pinnípedos y cetáceos causadas por trauma antropogénico”, en el que se recogen por capítulos distintas categorías de trauma de origen antrópico, centrándose uno de estos capítulos en la muerte asociada a la captura o atrapamiento sobreagudo bajo el agua en artes de pesca, realizado por Paul Jepson y colaboradores. A continuación, resumiremos las principales conclusiones de este trabajo.

- El diagnóstico de atrapamiento/captura sobreaguda bajo el agua (*by-catch*) cuando las circunstancias de la muerte/descubrimiento o los signos externos son evidentes, por lo general, se puede hacer sólo con el examen macroscópico sin necesidad de la histopatología. La histopatología y microbiología son herramientas de investigación útiles para ayudar a descartar otras causas de muerte.
- En la confirmación de una muerte por atrapamiento bajo el agua debe considerarse el estado de salud del animal.
- No hay signos clínicos o lesiones patognomónicas para el diagnóstico de un animal muerto, a causa de un atrapamiento/captura bajo el agua, de manera sobreaguda.
- Hay una serie de hallazgos en la necropsia que son consistentes con esta causa de mortalidad:
  - Las marsopas capturadas accidentalmente (generalmente en artes de enmalle o de enredo con redes de nylon monofilamento y de malla ancha) suelen presentar cortes característicos en el borde de la boca, aletas y/o pedúnculo, así como, a veces, alrededor de la cabeza.
  - Los delfines comunes (en su mayoría capturados en la pesca de arrastre pelágico de media agua) típicamente se presentan con pocas lesiones cutáneas externas, aunque a veces presentan amputación de aletas, morros fracturados y dientes rotos.
  - Evidencias de hipoxia: La falta de oxígeno (hipoxia) puede evidenciarse por la presencia de pulmones húmedos, brillantes y pesados (pulmones edematosos). Presencia de espuma persistente en las vías respiratorias que puede estar teñida de rojo, pero también puede ser blanca y transparente. Esta espuma puede ser estable, probablemente dependiendo del contenido de proteínas, sustancia surfactante o mucosidad. La congestión generalizada (pulmones de color rojo oscuro) también puede sugerir una falta de oxígeno. La presencia de



- líquido en las vías respiratorias primarias y secundarias puede ser o no evidente macroscópicamente. Se han observado ocasionalmente pulmones hiperinflados y enfisema.
- Las hemorragias petequiales pleurales o epicárdicas y el enfisema bulloso también han sido propuestos como criterios para el diagnóstico de los cetáceos muertos por captura incidental, pero se presentan muy pocas veces.
  - Se han encontrado burbujas de gas intravasculares en los odontocetos frescos (Código 2) que fueron atrapados a una profundidad considerable (más de 30 metros), probablemente relacionadas con la liberación de nitrógeno post mortem de los tejidos sobresaturados cuando los cadáveres son transportados a superficie. Las burbujas pueden no ser vistas en cadáveres con un Código 2 que han sido capturados a profundidades menores.
  - El estado nutricional de los cetáceos capturados es, con frecuencia, bueno o moderado. Se suelen observar frecuentemente evidencias de alimentación reciente, ya sean presas enteras dentro del estómago, contenido parcialmente digerido mezclado con partes duras (esqueletos, pluma de calamar, picos de calamar u otolitos) o quilo dentro de los vasos linfáticos intestinales.
- Hallazgos histopatológicos.
    - La histopatología de atrapamiento bajo el agua es inespecífica y puede incluir la congestión severa bilateral pulmonar, el edema pulmonar y focos de hemorragias intra-alveolares.
    - Hallazgos comunes incluyen la hiperinflación, el enfisema alveolar y la constricción de los esfínteres musculares lisos de los bronquiolos terminales.
    - Otros órganos, por ejemplo, el hígado, los riñones y la rete mirabile torácica, normalmente presentan congestión (tanto macroscópica como histológicamente).
    - Se pueden encontrar hemorragias en muchos lugares, incluyendo los tejidos peri-craneales y peri-escapulares, músculo esquelético (como músculos epaxiales e hipoaxiales) y, a menudo, dentro de la rete mirabile torácica.

A modo de resumen y conclusión, los integrantes de este taller proponen una tabla de criterios para el diagnóstico de muerte de cetáceos por atrapamiento sobreagudo bajo el agua.

Criterio	Confirmado	Probable*	Sospechoso
Reportado por un observador pesquero/entregado por un pescador	✓		
Atrapado en un arte o aparejo de pesca	✓	✓	
Presencia de contenido alimenticio fresco o parcialmente digerido en el primer compartimento estomacal	✓		
Ausencia de otros hallazgos patológicos significativos (exclusión de otras causas de muerte)		✓	✓
Estado nutricional bueno		✓	✓
Marcas evidentes de redes y/o aparejos de pesca		✓	✓
Marcas de cabos/sedales		✓	✓
Amputaciones / cortes incisivos lineales en el cuerpo		✓	✓
Fracturas rostro/mandíbula y/o neurocráneo	✓	✓	✓
Pérdida o rotura selectiva de dientes		✓	
Presencia de hallazgos patológicos macro y microscópicos compatibles			✓
Reportado por un observador pesquero/entregado por un pescador			✓

Conclusión más sencilla en función de la experiencia del observador

Tabla 4. Criterios para el diagnóstico de muerte de cetáceos por atrapamiento sobreagudo bajo el agua. (Lane et al., 2014)

\* Menos criterios de los mostrados pueden ser suficientes para un diagnóstico “probable” en relación a la

conclusión más sencilla en función de la experiencia del observador

Por último, se publica el pasado año 2014, un trabajo de Emily Lane y colaboradores donde hacen una evaluación sanitaria sistemática a un grupo de delfines (mulares y jorobados indo-pacíficos) capturados accidentalmente en redes para tiburones en Sudáfrica. Entre otras muchas lesiones asociadas a la captura accidental, estos autores también describen la presencia de un número variable de vacuolas de tamaño variable, redondas u ovaladas (0,1 cm de diámetro), sin núcleos o bacterias saprofitas asociadas en la luz de los vasos sanguíneos y el parénquima de varios órganos. Este hallazgo es interpretado como la presencia de burbujas de gas en los vasos sanguíneos y en una amplia gama de tejidos, resultado del ahogamiento o la sobresaturación de nitrógeno en los tejidos, siendo necesario el análisis del contenido de las burbujas para confirmar que el gas procede de la liberación de gases de estos tejidos supersaturados, aunque no queda claro de que forma la muerte por ahogamiento/asfixia explicaría la presencia de estas burbujas de aire.

En el Anexo 3.3. se muestran las principales lesiones o hallazgos indicativos o compatibles que se pueden encontrar en un cetáceo muerto por captura accidental basados en la experiencia en el diagnóstico de patologías en cetáceos en las Islas Canarias.

### 3.3.2. PROPUESTA DE ACTUALIZACIÓN DE LOS CRITERIOS DIAGNÓSTICOS DE LA CAPTURA ACCIDENTAL EN CETÁCEOS

En base a todo lo visto anteriormente, a las discusiones del grupo de expertos en cetáceos reunidos en el Taller de Redes de Varamientos de Cetáceos del Estado en Valsaín (Segovia) en Julio de 2015, así como a las discusiones y posterior reunión que tuvieron lugar durante el Taller de Diagnóstico de *Bycatch*, celebrado en el VIII Congreso de la Sociedad Española de Cetáceos en Vigo, a principios de Octubre de 2015, proponemos una actualización de los criterios utilizados hasta la fecha reflejados en la siguiente tabla.

CRITERIO	CONFIRMADO (95-100%)	MUY PROBABLE + (75-95%)	PROBABLE (50-75%)
Reportado por un observador pesquero/entregado por un pescador	*		
Atrapado en un arte o aparejo de pesca		*	
Presencia de contenido alimenticio fresco o parcialmente digerido en el primer compartimento estomacal		*	*
Ausencia de otros hallazgos patológicos significativos (exclusión de otras causas de muerte)		*	*
Estado nutricional bueno		*	*
Marcas evidentes de redes y/o aparejos de pesca	*		
Marcas de cabos/sedales		*	
Amputaciones / cortes incisivos lineales en el cuerpo		*	
Fracturas rostro/mandíbula y/o neurocráneo			*
Pérdida o rotura selectiva de dientes			*
Presencia de hallazgos patológicos macro y microscópicos compatibles			*

Conclusión más sencilla en función de la experiencia en el diagnóstico de patología forense.

Tabla 5. Propuesta de actualización de los criterios para el diagnóstico de muerte de cetáceos por atrapamiento sobreagudo bajo el agua.

+ Menos criterios de los especificados pueden ser suficientes para incluir un caso en la categoría muy probable en función de la experiencia en el diagnóstico de patología forense.

En la Tabla 5 se enumeran las condiciones necesarias y suficientes para asignar un caso a una categoría de

diagnóstico de captura accidental confirmado, muy probable o probable. Para asignar un caso a un determinado nivel de confianza en el diagnóstico, debe cumplir con cada una de las condiciones que figuran en las diversas columnas para cada nivel. Es decir, la lectura de la tabla se debe hacer verticalmente, por ejemplo, un animal se puede diagnosticar como captura accidental confirmada (95-100%) en caso de que:

1. Sea reportado por un observador pesquero/entregado por un pescador, o
2. Se encuentre atrapado en un arte o aparejo de pesca, o
3. Presente marcas evidentes de redes y/o aparejos de pesca.

Excepto que así se especifique, se considera que todos los animales presentan un código 2-3 de conservación.

#### ANEXO 3.4. CATÁLOGO FOTOGRÁFICO DE INDICIOS CORRESPONDIENTES CON UN DIAGNÓSTICO COMPATIBLE CON MUERTE POR CAPTURA ACCIDENTAL

##### PRESENCIA DE CABOS

En general la presencia de cabos o estrobos, normalmente en la parte posterior del pedúnculo caudal, es indicativa del uso de estos materiales para un traslado más fácil del animal una vez ha sido capturado. Sin embargo, en ocasiones también se utilizan este tipo de materiales para mover el animal una vez se encuentra varado en la costa. Por este motivo, y para evitar falsos indicios, es necesario contar con la mayor información posible una vez se produce el varamiento.



**Foto. 1:** Estrobo fijado a la aleta caudal de un calderón común, asociado a la manipulación del cadáver a bordo de la flota de arrastre.



**Foto. 2:** Estrobo fijado a la aleta caudal de un calderón común y de un delfín común a bordo de arrastreros.



Foto. 3. Cabo amarrado a la aleta caudal de un delfín mular. Arte de enmalle.

#### PRESENCIA DE PARTES DEL ARTE DE PESCA

En ocasiones el animal aparece varado con restos visibles del arte de pesca



Foto. 4: Restos del paño de red de un miño en la región caudal de un delfín común. En este caso, para zafar el cadáver, en lugar de amputar la cola se optó por cortar la red. Arte enmalle.



Foto. 5: Delfín común enmallado en el paño de red de un miño. La red está fijada al cuerpo del animal en diversos puntos: morro, aleta pectoral derecha, aleta dorsal y región caudal. Arte de enmalle.

PRESENCIA DE MARCAS PRODUCIDAS POR HILOS O CABOS DEL ARTE DE PESCA

En otras ocasiones a pesar de no observarse parte del arte de pesca se pueden observar las marcas que dejan estos en diferentes partes del cuerpo del animal.

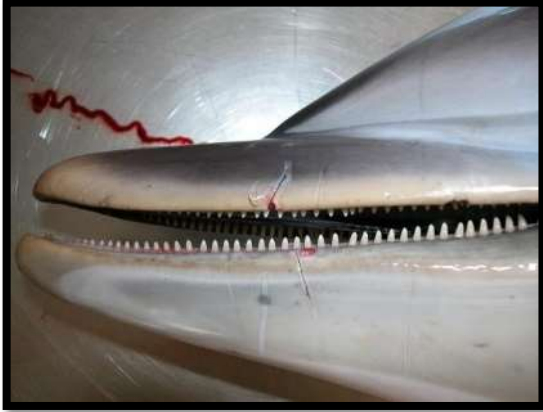


Foto. 6: Cortes en el borde de la boca y marcas tenues. Arte enmalle.



Foto.7:Marcas tenues de los filamentos de una red en la parte ventral del morro de un delfín común. Arte enmalle.



Foto.8: Marca del sedal de un palangre en la boca de un delfín gris. El animal ingirió el anzuelo para alimentarse de la carnada (pota).



**Foto.9. Marcas de los nudos de un aparejo de arrastre en un delfín común. Este tipo de marcas solo se producen cuando el animal llega a contactar directamente con la red.**



**Foto.10. Marca de red en la cabeza y laceraciones en el borde de la boca y el ojo. Marcas tenues en la aleta pectoral. Arte de enmalle.**

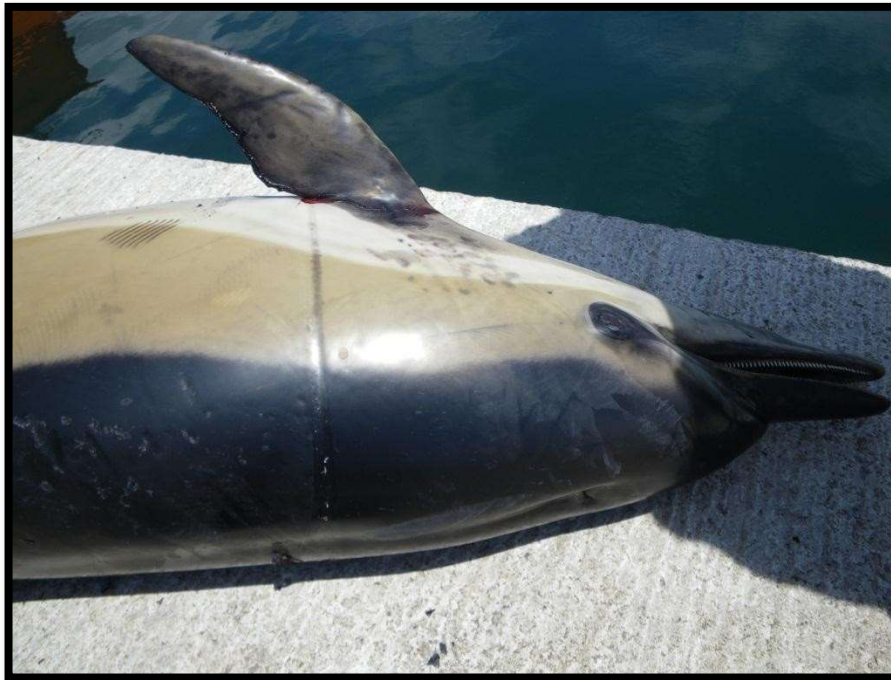


Foto. 11: Marca de cabo en la región anterior de un delfín mular. Arte de enmalle.



Foto.12. Cortes en el borde anterior de la aleta pectoral izquierda de un delfín común. Arte enmalle.



Foto.13: Corte en el tercio distal y en la zona de inserción de la aleta pectoral derecha de un delfín común producidos por un arte de enmalle.



**Foto. 14:** Marcas de red en el borde anterior de la aleta dorsal de una marsopa. Arte de enmalle.



**Foto.15:** Cortes en el borde anterior de la aleta dorsal de un delfín común producidas por arte de enmalle (miños).



**Foto. 16:** Desgarro en el borde posterior del lóbulo caudal de una marsopa producido por un arte de enmalle (miño).

#### PRESENCIA DE MARCAS DE MANIPULACION TRAS LA CAPTURA

Algunas veces los animales varados aparecen con marcas claras de manipulación tras la captura bien para liberarlos sin ocasionar más daños a la red o bien para intentar hundirlos en el fondo del mar, incluso para su consumo.





**Foto. 17.** Corte en el tercio distal y en la zona de inserción de la aleta pectoral derecha de un delfín común producidos por un arte de enmalle.



**Foto.18:** Corte longitudinal en la región ventral de un delfín común para su hundimiento. Manipulación del cadáver tras la captura.



**Foto.19:** Intento de corte ventral para acceder a la cavidad abdominal con el objetivo de lograr el hundimiento del cadáver. En este caso, el esternón impidió que el corte llegara a ser más profundo.



**Foto.20: Manipulación a bordo. Aprovechamiento de toda la musculatura dorsal de un delfín común para: cebo nasas, alimento perros, ¿consumo humano? Amputación de la región caudal. Arte enmalle.**



**Foto.21: Manipulación a bordo. Aprovechamiento de parte de la musculatura dorsal de un delfín común para: cebo nasas, alimento perros, ¿consumo humano?**

### PRESENCIA DE ROTURAS MANDIBULARES

La inclusión o no de la presencia de roturas mandibulares como indicio de captura accidental fue un punto de discusión tanto en el seno del Taller de expertos de varamientos en Valsain, como del Taller de capturas accidentales del congreso de la SEC. La conclusión es que este tipo de fracturas podría ser producidas tanto debido a la manipulación en cubierta del animal capturado, o producidas por el embate de las olas en el momento previo al varamiento al chocar contra rocas colindantes y, por este motivo, debería ser un criterio que se tiene que interpretar con cautela. En el caso de manipulación a bordo se describieron tres posibles causas; choque directo de la mandíbula con la cubierta al cortar el cabo con el que se sube el animal al barco mientras este está suspendido verticalmente, choque indirecto con objetos de la cubierta al desplazarse el animal por la misma por efecto de las olas y, por último, al pasar el animal por el molinillo que se utiliza para recoger la red (en caso de redes grandes donde es necesario molinillos de gran tamaño).



**Foto.22. Fractura de la región distal de los premaxilares y lesión en la sínfisis mandibular de un delfín común. Manipulación a bordo de barcos de arrastre.**



**Foto. 23:** manipulación del cadáver de un delfín común a bordo de un arrastrero. Cabo amarrado en la región caudal y haciendo firme en el lanteón (maquinilla auxiliar). Cuando esta maniobra se realiza en mar, con el movimiento del barco, el cadáver podría impactar de morro contra la cubierta llegando a producirse rotura y otras lesiones en los premaxilares y maxilares.



**Foto. 24:** En muchas ocasiones (más del 50% de los casos), los animales capturados en el arrastre no presentan marcas de red, pero pueden detectarse otros indicios. En el caso de este delfín común, fractura de los maxilares por impacto contra la cubierta durante la manipulación, y marcas de espinas de peces producidas cuando el animal estaba en el interior del copo, completamente rodeado de peces.

#### PRESENCIA DE MARCAS DE LAS ESPECIES OBJETIVO DEL ARTE DE PESCA

Este tipo de marcas se produce sobre todo en el arte de arrastre cuando el animal capturado permanece durante parte del lance rodeado por las especies objetivo de la pesca.



**Foto. 25:** Delfín común sobre la cubierta de un arrastrete, rodeado de hielo y de peces, En ellos, las escamas de los peces pueden quedar adheridas al cuerpo del cetáceo.



**Foto. 26:** Los animales capturados por los arrastreros pueden llegar a presentar una gran cantidad de escamas de peces pegadas al cuerpo, que incluso se pueden llegar a observar cuando se localiza al animal varado en la playa. Estas escamas se adhieren por efecto del hielo y la sangre.



**Foto. 27:** Delfín común capturado por una pareja de arrastreros. Marcas en la región ventral producidas por los tentáculos con anillos dentados de los cefalópodos mientras el animal estaba en el interior del copo.

### ANEXO 3.5. CATÁLOGO FOTOGRÁFICO DE INDICIOS NO CORRESPONDIENTES CON UN DIAGNÓSTICO COMPATIBLE CON MUERTE POR CAPTURA ACCIDENTAL

Ya se ha comentado, que a la hora de identificar indicios externos de captura accidental es esencial la experiencia del observador y el conocimiento que este tenga sobre los diferentes artes de pesca que operan en su área. A continuación, se muestran ejemplos de marcas externas que no deben ser atribuidas a captura accidental.

#### PRESENCIA DE MARCAS DE DEPREDACIÓN

Este tipo de marcas se producen durante el tiempo que el cuerpo del animal permanece tanto en el agua como en tierra y, puede deberse a distintos depredadores.



**Foto. 28:** Región posterior de un delfín común devorada por tiburones.



**Foto. 29:** Picotazos de aves marinas en la cabeza de una marsopa. Generalmente, este tipo de lesiones se concentran próximas a los ojos y en la región genital.



**Foto. 30:** Amputación de la región distal de la aleta pectoral derecha de un delfín común vivo por acción de un carnívoro terrestre (zorro, perros).

### PRESENCIA DE MARCAS PRODUCIDAS POR LAS ROCAS

En lugares donde hay presencia de rocas, el movimiento producido por el mar puede provocar marcas al friccionar el cuerpo del animal con las mismas.



**Foto. 31:** Marcas producidas por las rocas al acercarse el cadáver a la costa. No existe un patrón fijo de marcas.



**Foto. 32:** Marcas producidas por las rocas en un delfín común que varó vivo en una zona rocosa. Existe un patrón principal de marcas (ángulo).

PRESENCIA DE MARCAS PRODUCIDAS POR CETÁCEOS DE LA MISMA U OTRA ESPECIE

A la hora de diferenciar las marcas producidas por los dientes de individuos de la misma o diferente especie es fundamental identificar distancias similares y regulares entre marcas contiguas.



**Foto.33: Marcas dentales interespecíficas. Dientes de delfín mular en la región caudal de una marsopa.**



**Foto. 34: Marcas dentales intraespecíficas en la aleta pectoral de un delfín común y ascaduras contra las rocas.**



**PRESENCIA DE MARCAS PRODUCIDAS POR OBJETOS PUNZANTES**

Normalmente este tipo de marcas se debe a hechos vandálicos que no tienen otro fin más que hacer cortes en diferentes partes del cuerpo del animal varado por pura diversión.



**Foto. 35: Profanación del cadáver de una marsopa varada mediante cortes transversales realizados con un cuchillo. Consumo de la región dorsal posterior por carroñeros terrestres.**



**Foto. 361: Profanación del cadáver de un delfín común mediante cortes realizados con el cristal de una botella.**

### ANEXO 3.6. PRINCIPALES HALLAZGOS-LESIONES INDICATIVOS-COMPATIBLES DE CAPTURA ACCIDENTAL EN CETÁCEOS

Las principales lesiones o hallazgos indicativos o compatibles que se pueden encontrar en un cetáceo muerto por captura accidental basados en la experiencia en el diagnóstico de patologías en cetáceos en las Islas Canarias, son:

#### 1.- HALLAZGOS MACROSCÓPICOS:

- Contenido alimenticio sin digerir o parcialmente digerido en cavidad oral, faringe, esófago y primer estómago.
- Presencia de quilo en vasos linfáticos (conducto torácico o mesentéricos).
- Buen estado corporal.



Foto. 37: Delfín listado en buen estado corporal.



**Foto. 38:** Presencia de abundante grasa subcutánea indicativa de buen estado corporal.



**Foto. 39.** Primer compartimento estomacal distendido y con venas epigástricas ingurgitadas.



**Foto. 40: Contenido alimenticio fresco en esófago.**



**Foto. 41: Contenido alimenticio fresco en primer compartimento estomacal y esófago.**



**Foto. 42: Contenido alimenticio parcialmente digerido en primer compartimento estomacal.**



**Foto. 43: Presencia de quilo y burbujas de gas en conducto torácico.**

## 2.- LESIONES MACROSCÓPICAS:

- Edema (espuma blanca o rojiza, fina y persistente) en vías respiratorias.
- Pulmones enfisematosos o “hiperinflados”.
- Aspiración de contenido alimenticio.
- Hemorragias pulmonares y subpleurales (manchas de Paltauf).
- Hemorragias musculares y subcutáneas.
- Hemorragias en grasa mandibular.
- Fracturas mandíbulo-maxilares, de neurocráneo y pérdida/rotura de piezas dentarias.
- Embolismo gaseoso y/o enfisema.



**Foto. 44: Espuma blanquecina en vías respiratorias.**

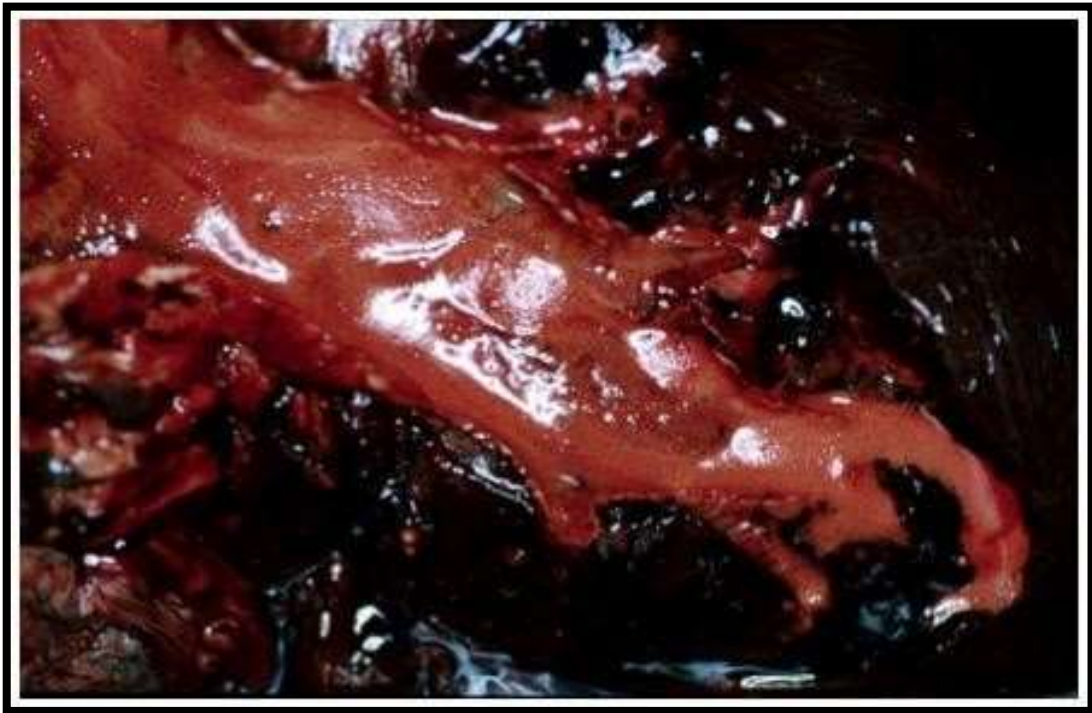


Foto. 45: Espuma rojiza en vías respiratorias.



Foto. 46: Áreas de enfisema pulmonar multifocal. Recuadros: Detalle de los focos de enfisema.

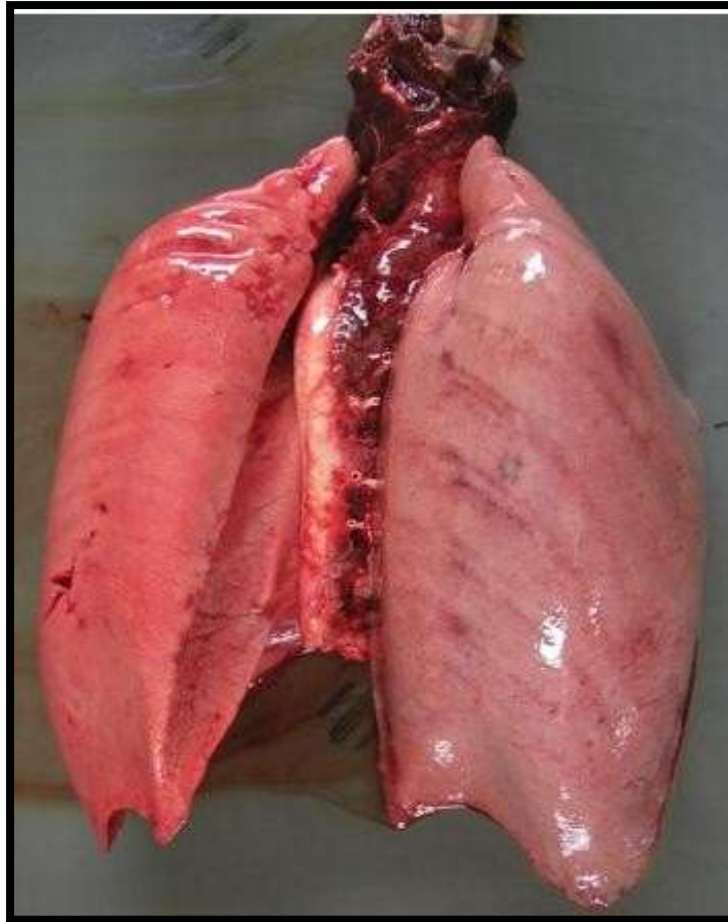


Foto. 47: Pulmones “hiperinflados”.



Foto. 48: Hemorragias subpleurales.





**Foto. 49: Áreas multifocales de atelectasia.**



**Foto. 50: Bulla subpleural.**

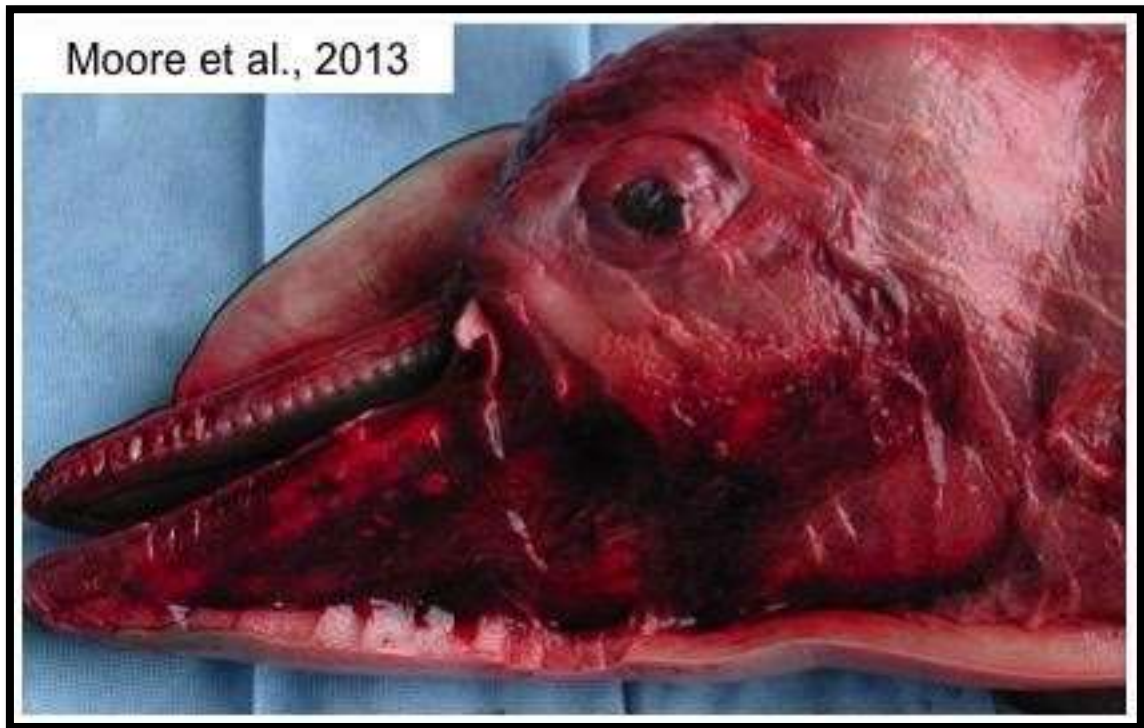


Foto. 2: Hemorragias subcutáneas, musculares y en la grasa mandibular.

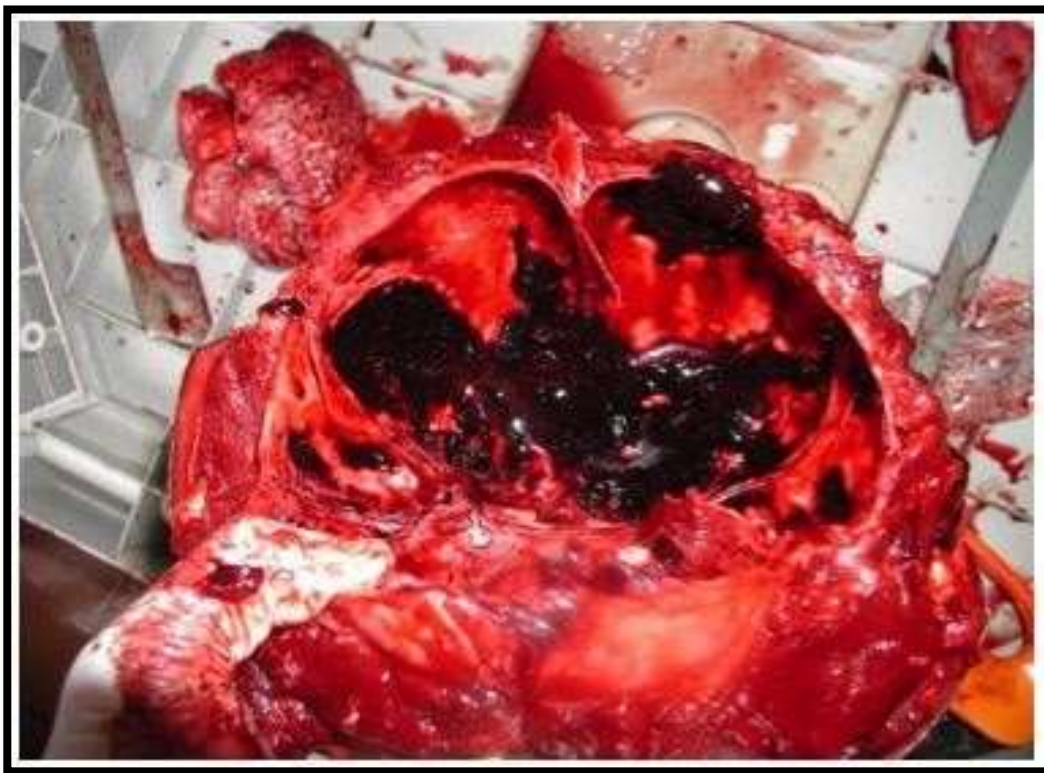
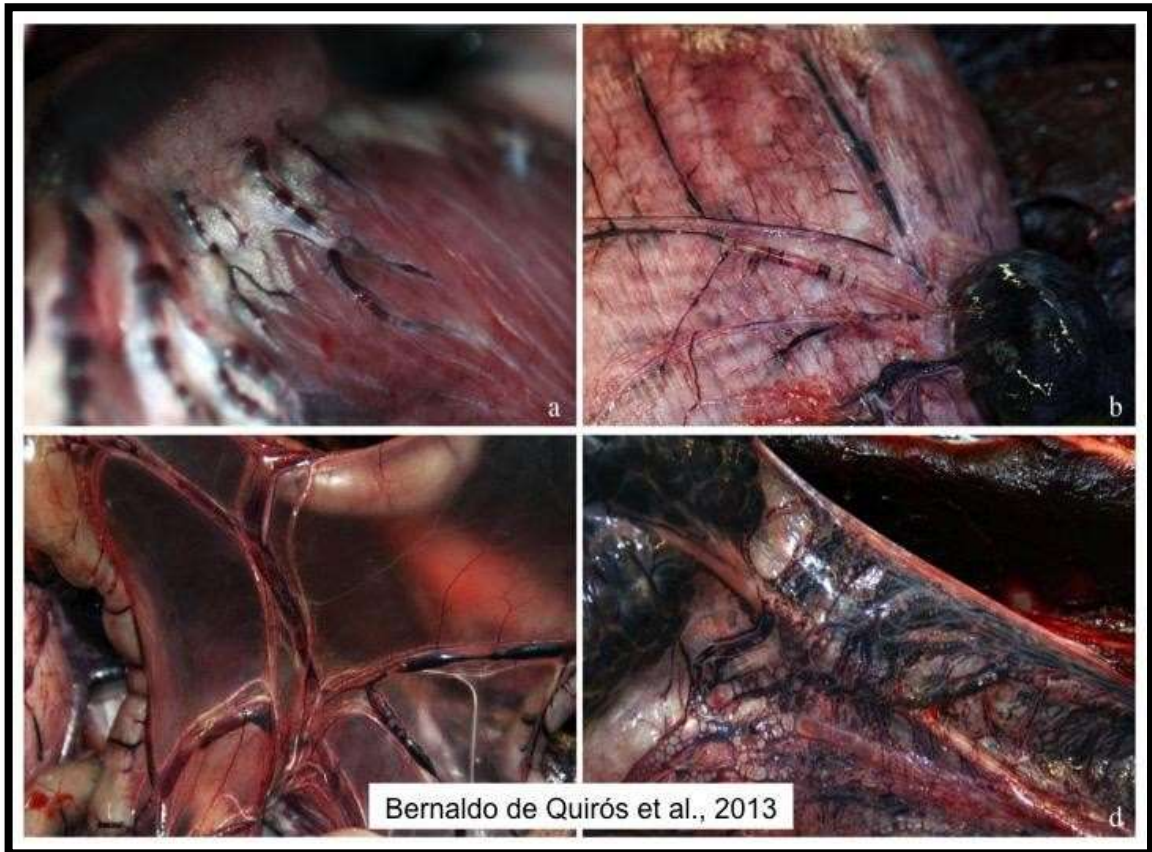


Foto. 3: Fractura de neurocráneo con hemorragias intracraneales asociadas.



**Foto. 53: Embolia gaseosa multiorgánica: venas epicárdicas (superior izquierda), venas epigástricas (superior derecha), venas mesentéricas (inferior izquierda) y plexo abdominal caudal (inferior derecha).**



**Foto. 54: Enfisema en la serosa pancreática.**

### 3.- LESIONES MICROSCÓPICAS:

- Edema y hemorragias alveolares y bronquiales, dilataciones subpleurales de linfáticos, membranas hialinas. Enfisema y atelectasia. Constricción de esfínteres musculares bronquiales.
- Congestión hepática. Glóbulos hialinos intracitoplasmáticos en hepatocitos.
- Necrosis hepática e infiltrado inflamatorio agudo asociado.
- Hipercontracción y degeneración hialina de arterias hepáticas de pequeño calibre.
- Embolismo gaseoso multiorgánico. Dilataciones intravasculares y/o intersticiales en páncreas, estómago e intestino, dilataciones de linfáticos en corazón y dilataciones subcapsulares esplénicas.
- Lesiones degenerativas/necróticas en musculatura estriada (esquelética y miocárdica) y lisa.

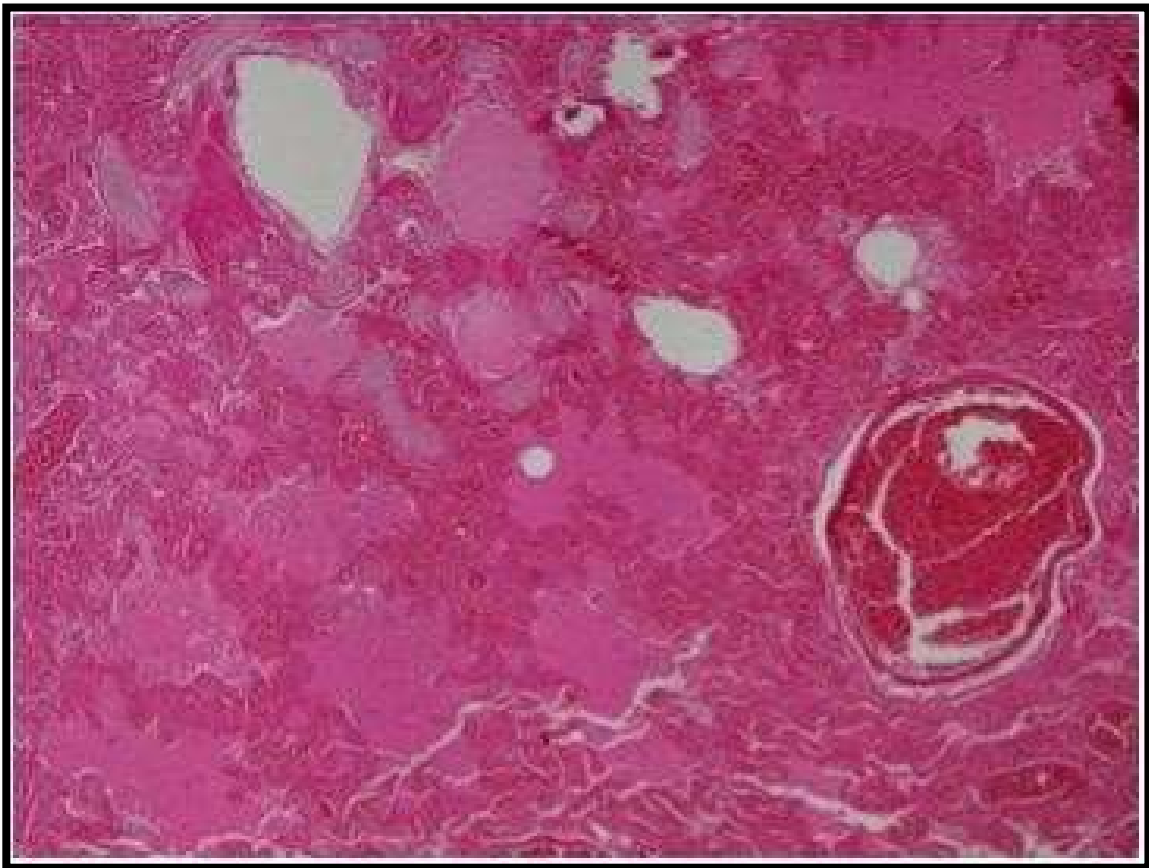


Foto. 554: Congestión pulmonar y edema alveolar proteináceo. HE 40x.

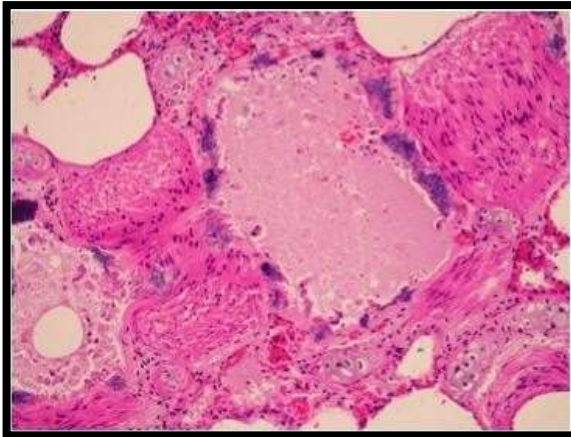


Foto. 56: Edema y constricción de esfínteres.

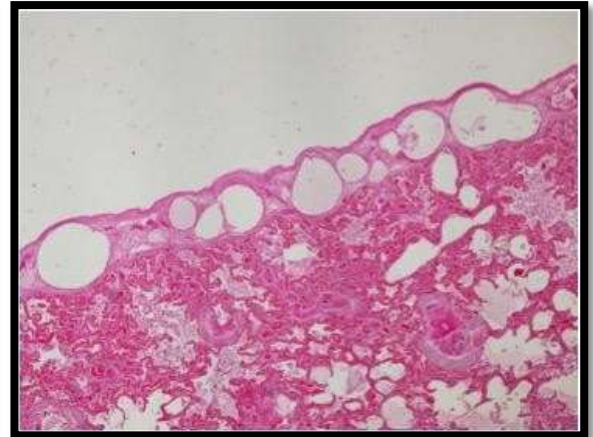


Foto. 57: Dilataciones de vasos linfáticos.

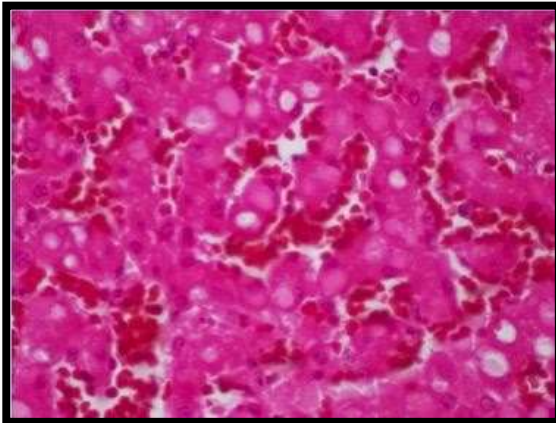


Foto. 58: Necrosis hepática aguda. HE 200x.

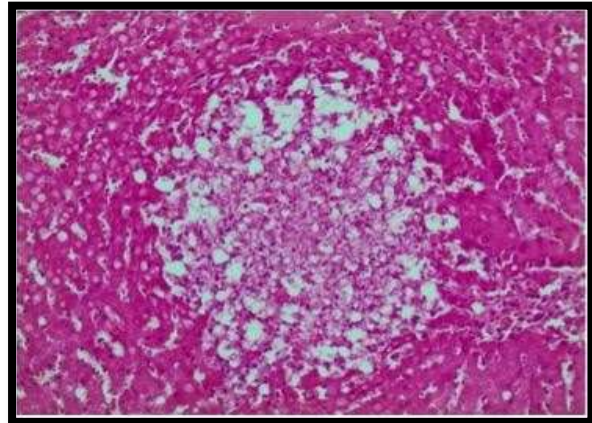


Foto. 59: Congestión hepática, glóbulos hialinos intracitoplasmáticos en hepatocitos. HE 400x.

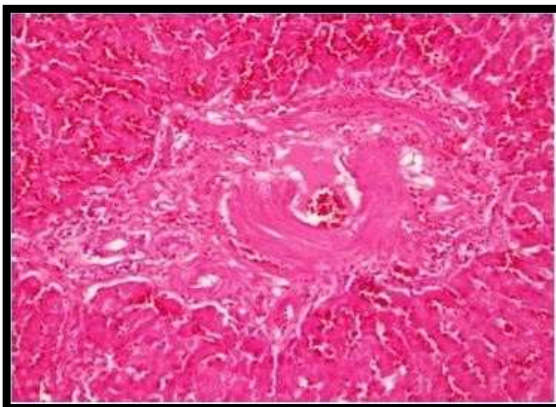
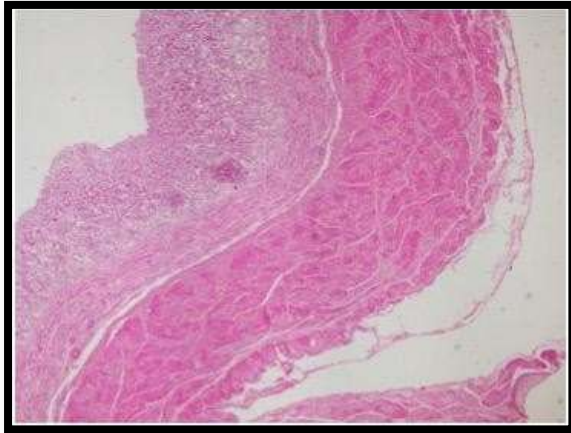


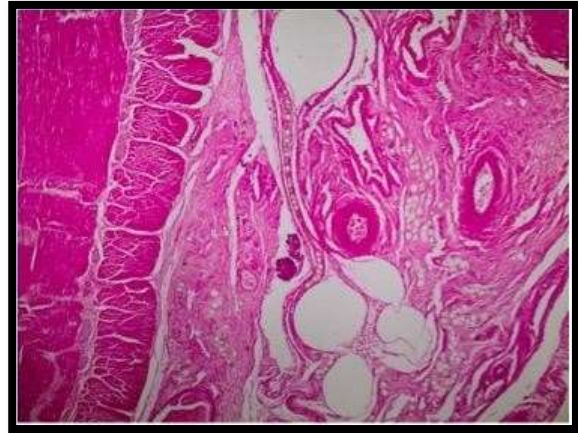
Foto. 60: Hipercontracción y degeneración hialina de arterias hepáticas de pequeño calibre. HE 200x.



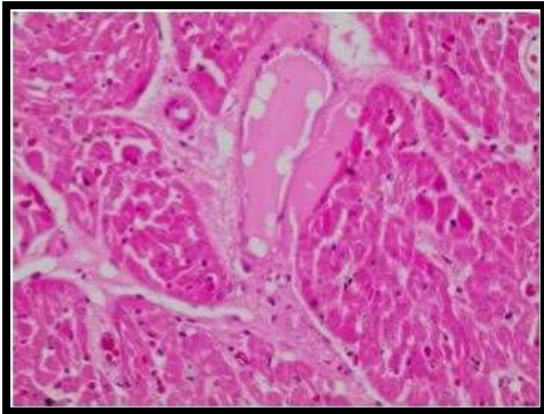
Foto. 61: Enfisema subcapsular esplénico. HE 40x.



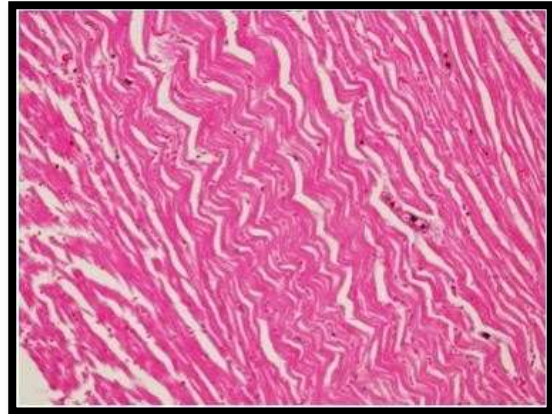
**Foto.62: Enfisema de la serosa intestinal. HE 40x.**



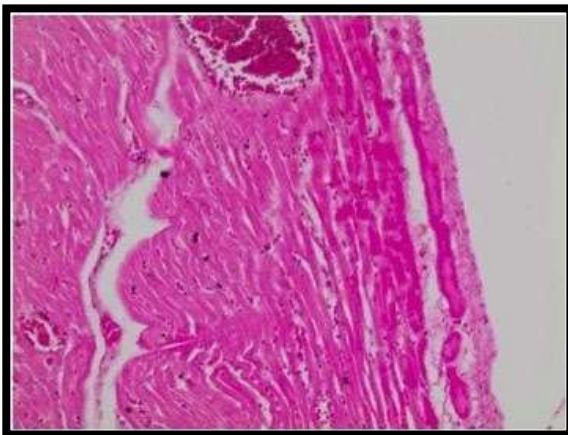
**Foto. 63: Dilataciones gaseosas intersticiales. HE 40x.**



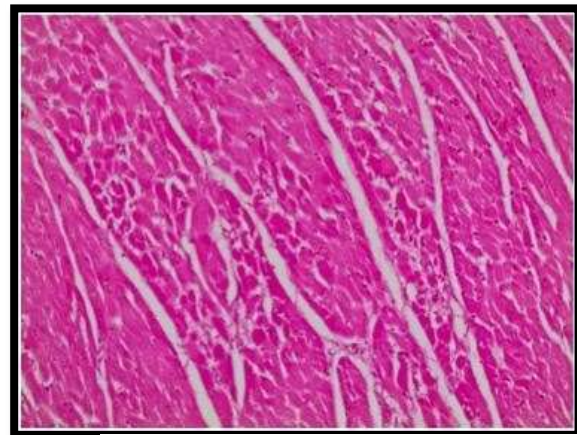
**Foto.64: Dilataciones gaseosas intravasculares. HE 400x.**



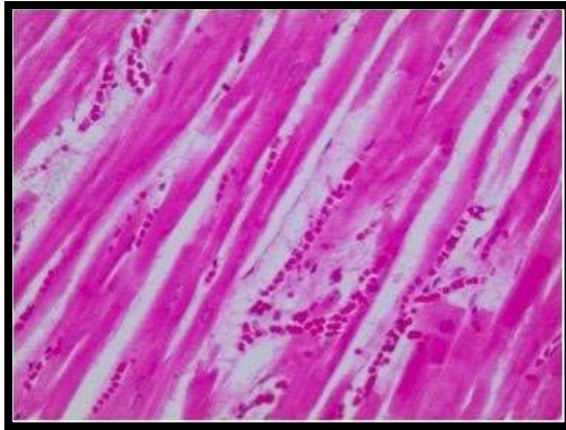
**Foto.65: Fibras musculares onduladas (en acordeón). HE 100x.**



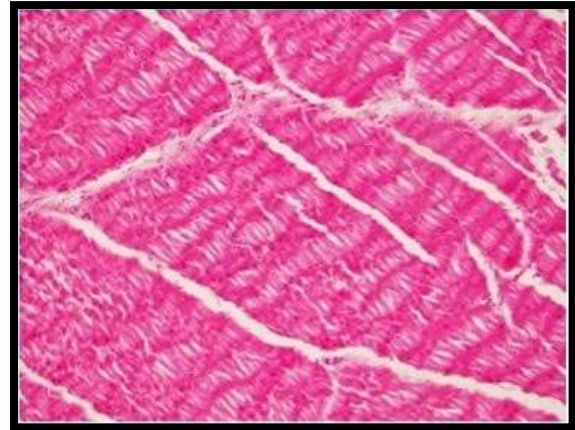
**Foto.66: Fibras hialinizadas. Necrosis hialina de fibras miocárdicas. HE 100x.**



**Foto.67: Necrosis de contracción en banda subendocárdica. HE 100x.**



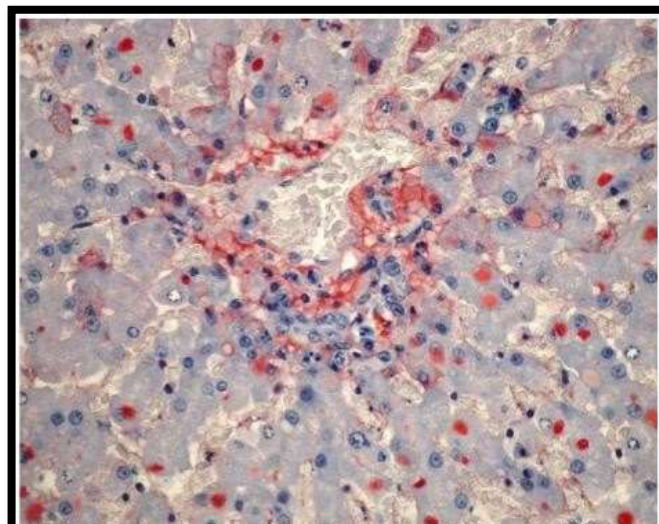
**Foto.68: Fragmentación de cardiomiocitos.  
HE 400x.**



**Foto. 69 Bandas de contracción en  
musculatura lisa. HE 100x.**

También el uso de otras pruebas de diagnóstico complementarias como las técnicas inmunohistoquímicas para evidenciar un aumento de la expresión de proteínas de estrés o marcadores de daño celular en distintos tejidos, se ha revelado de utilidad a la hora de aproximar el diagnóstico en casos de muerte por ahogamiento/asfixia en patología forense humana. En estudios previos de nuestro grupo también han mostrado resultados prometedores, aunque su uso aún debe ser validado. Algunas de las proteínas usadas o de uso potencial pueden ser:

- Fibrinógeno.
- Mioglobina.
- Heat Shock Protein 70.
- C-Fos.
- Ubiquitina.
- Otras.



**Foto. 70: Inmunomarcaje positivo al fibrinógeno en  
glóbulos intracitoplasmáticos de hepatocitos. IHC  
Fibrinógeno 40.**





## 4. PROTOCOLO ANTE VARAMIENTOS MASIVOS.

### 4.1. INTRODUCCIÓN.

Los varamientos masivos son conocidos desde el principio de la historia escrita, Aristóteles ya los relata en sus escritos naturalistas de hace 2.300 años. El número de cetáceos implicados puede variar de tres a millares, por lo que, con el aumento del número de individuos implicados en el suceso, aumentan los problemas a los que se deberá hacer frente, y las dificultades para aportar asistencia. Si bien este tipo de varamientos es un hecho poco frecuente, es necesaria la adopción de protocolos específicos, sobre todo para tener prevista la actuación que debe llevarse a cabo. Una vez que se produce el varamiento masivo, su gestión y asistencia siempre serán acciones dificultosas y complejas. Cabe llevar a cabo una revisión histórica de estos acontecimientos para tratar de delimitar puntos calientes, averiguar las especies más susceptibles o evitar las posibles causas.

Existen 2 factores fundamentales a considerar cuando se pretende llevar a cabo labores de asistencia a un varamiento masivo.

**Número de individuos varados:** cuando se pretende llevar a cabo actuaciones de asistencia en el caso de varamientos masivos, es necesario disponer de un protocolo adecuado. Hay que tener cuenta, en estos casos, tanto el estado sanitario de cada uno de los individuos como la cohesión social entre ellos. Aplicar la misma atención a todos los animales puede implicar que no se le llegue a prestar la atención suficiente a los individuos que verdaderamente son viables de poder seguir adelante, tanto por su estado de salud como por su estatus social. El número de ejemplares implicados en el varamiento puede permitir o complicar las labores de asistencia.

**Condiciones ambientales y geográficas:** el plan de acción debe tener en cuenta la hora del día, el estado de la marea, la accesibilidad del lugar de varamiento, el estado del mar y las condiciones ambientales. Las zonas de difícil acceso, la oscuridad, el mal estado del mar y el mal tiempo pueden dificultar enormemente las acciones a ejecutar y condicionar el plan de acción, aumentando los riesgos de accidentes para los integrantes del equipo de trabajo. Así, en determinados casos, se hace inevitable el traslado de los animales a zonas, dentro del lugar de varamiento, que permitan aplicar las primeras ayudas y disminuyan los riesgos, tanto para ellos como para el propio equipo de asistencia. Los cetáceos varados son extremadamente propensos a sufrir hipertermia, debido al mal funcionamiento de sus mecanismos de termorregulación cuando se encuentran fuera del agua. En días de intenso calor se aceleran estos procesos de hipertermia que pueden acabar en menos de una hora con la vida del cetáceo.

### 4.2. REVISIÓN HISTÓRICA DE CASOS DE VARAMIENTOS MASIVOS EN ESPAÑA.

En este apartado se realiza una breve revisión histórica de los diferentes casos de varamientos masivos registrados en España.

#### 4.2.1. GALICIA.

Sarmiento describe el primer caso de varamiento masivo conocido en Galicia, que lo sitúa en el año 1758 (Filgueira y Fuertes, 1995) en el río Coroño, Boiro, que él describe como riachuelo de Goyanes (Pensado, 2001). En este varamiento, doce delfines mulares entraron en la boca del río y quedaron atrapados en la bajamar, momento en que los mataron a palos para aprovechamiento humano.

En la primera mitad del siglo XX, en Galicia existen dos registros de varamientos masivos antiguos. El primero en 1930, de 20 calderones, *Globicephala melas*, (Chao, 1975; Nores y Pérez, 1982), en Viveiro. Otro varamiento masivo de cetáceos de tamaño medio, posiblemente calderones, tuvo lugar en la playa de Cobas, en Ferrol, sobre la década de los 40. Más recientemente aconteció otro en el año 1984, en Bares, ayuntamiento de Mañón, de varios ejemplares de delfín listado, *Stenella coeruleoalba*, pertenecientes a un grupo de 200. Este último caso fue relacionado con la presencia de orcas, *Orcinus*

orca, en la zona (Nores y Pérez, 1982).

En los últimos años se han producido diversos casos, entre los que destaca uno ocurrido en 1995, en el que 25 ejemplares de delfín común, *Delphinus delphis*, vararon de madrugada en la playa de Langosteira, en Fisterra. Pertenecían a un grupo de más de mil ejemplares. Esta vez, los vecinos, turistas y los miembros de Protección Civil procuraron rescatar a todos los animales varados. Finalmente fueron contabilizados seis ejemplares muertos, mayoritariamente crías recién nacidas.



**Foto. 75. Varamiento masivo de calderones tropicales en la ría do Barqueiro, año 1998.**

Posteriormente se registró un varamiento de 14 calderones tropicales, *Globicephala macrorhynchus*, en la Ría do Barqueiro, en septiembre del año 1998 (Foto 1). Este varamiento duró una semana y sobrevivieron tres ejemplares. Un caso semejante volvió a ocurrir en la misma zona en el año 2013, en este caso implicando a 22 ejemplares de calderones tropicales (Foto 2).

También cabe destacar un varamiento de falsas orcas, *Pseudorca crassidens*, ocurrido en Burela a principios del año 2003, en el que se vieron implicados 35 ejemplares, muriendo siete y sobreviviendo el resto.

En el mismo lugar descrito por Sarmiento, Río Coroño, Boiro, se produjo un varamiento masivo en el año 2001. En este caso de delfín común, ocurrido tal y como lo describe Sarmiento, aunque afortunadamente, todos los ejemplares fueron rescatados con vida. Al día siguiente vararon de nuevo en las cercanías, volviendo a salvarse de nuevo todos ellos.

En el año 2005 tuvo lugar un acercamiento de 35 calderones comunes en Muros, a los que se les impidió varar mediante una acción llevada a cabo con embarcaciones, abandonando el lugar durante la noche.



**Foto. 72. Varamiento masivo de calderones tropicales en la ría do Barqueiro, año 2013.**

Los únicos casos de varamiento masivo atípico que puede referirse en Galicia son los de cuatro delfines grises, *Grampus griseus*, varados en O Grove en noviembre de 1996, durante dos días, todos rescatados vivos y el de tres cachalotes pigmeos, *Kogia breviceps*, que vararon en las proximidades en días consecutivos de los que solo uno de ellos estaba vivo, una cría varada con vida con su madre muerta en el año 1997.

En Galicia se registraron varios casos de varamientos con acompañamiento. Uno de ellos de calderones comunes en San Cibrao, en el año 1995, en el que varios ejemplares acompañaron hasta la costa a uno de ellos que terminó muriendo, marchándose el resto de la manada. También hubo varios casos más de este tipo de varamiento, uno de seis delfines comunes en Carnota, que fueron rescatados muriendo un solo ejemplar, y en el año 2008, tres delfines comunes en Rianxo, que se metieron en uno río, logrando sobrevivir dos de ellos.

Los casos de varamientos múltiples son relativamente frecuentes en Galicia, dado el alto número de ejemplares varados. Dependiendo del número de ejemplares que consideremos, puede haber más o menos casos. Las costas abiertas del suroccidente de Galicia son los lugares más propicios para registrar este tipo de acontecimientos, dada su orientación abierta a los vientos del sur. Algunos de los casos registrados son los siguientes:

- 1996 vararon 15 delfines comunes en menos de dos semanas en la costa de Riveira.
- 2007 al menos 10 cetáceos vararon en la costa de Oia en menos de un mes.
- Enero de 2009 treinta mamíferos marinos vararon entre las Rías de Vigo y Arousa en tres días.
- Enero de 2014 vararon unos 100 ejemplares en varios varamientos múltiples sucesivos en la zona de Rias Baixas y Ferrolterra, asociados a un tren de borrascas.

Más recientemente se tienen documentados, en 2019, un varamiento masivo de delfines en la Ría de Arousa (Pontevedra) con 4 delfines comunes (*Delphinus delphis*) y un delfín mular (*Tursiops truncatus*)

#### 4.2.2. CANTÁBRICO.

El Cantábrico también registra varamientos masivos antiguos, aunque posteriores a los datos

de Galicia, es Sarmiento quien hace referencia a alguno de ellos y también Jovellanos (Nores y Pérez, 1982). Los casos son los siguientes: Playa de Isacun, Zumaia, 9/06/1760, 213 animales; un segundo caso es el acontecido en la playa Nueva de Llanes, 10/01/1800 400 animales y el tercero el 22/11/1795, playa de Arbeyal, Gijón sin especificar número. En estos tres casos, las descripciones indican que se tratan de calderones, a pesar de las especulaciones que se han dado a lo largo de las referencias históricas y literarias.

Además, se puede referir un caso de varamiento masivo atípico relativo a 5 calderones tropicales varados en Asturias entre el 29 de diciembre de 1984 y el 5 de enero de 1985, entre vivos y muertos (Nores y Pérez, 1982).

Más recientemente encontramos también varios episodios de varamientos masivos de Calderones tropicales (*Globicephala macrorhynchus*), como el acontecido en 1998 donde 14 individuos quedaron varados en la Ria o Barqueiro (Coruña-Lugo), el de 2013 donde fueron 22 los calderones varados cerca de Porto de Bares (Coruña) y en el 2020 donde se dio el primer caso de varamiento masivo de Calderón tropical en Asturias al menos en los últimos 30 años. Ocurrió en el concejo de Carreño donde 17 ejemplares quedaron varados en la playa de El Tranqueru.

Respecto a varamientos masivos de delfines más recientes, en el año 2019, 15 ejemplares de delfín listado (*Stenella cueruleoalba*) se encontraron en la playa de Oyambre (Cantabria) y en los exámenes post-mortem realizados se encontraron síntomas compatibles con una enfermedad infecto-contagiosa.

#### 4.2.3. CANARIAS.

En el archipiélago canario han sucedido varios acontecimientos de varamientos tanto masivos típicos/atípico como atípicos de al menos 6 especies de odontocetos. Los primeros casos documentados se producen durante la década de los 70 con 3 varamientos en masa de *Globicephala* spp., dos de ellos en la playa de El Médano y cerca de Santa Cruz de Tenerife, ambos confirmados como *Globicephala macrorhynchus*, y un tercero en la Playa del Inglés de Gran Canaria. Únicamente se conoce la fecha exacta del varamiento de El Médano, 16 de octubre de 1977. El 16 de julio de 1984 se produce otro varamiento en masa de un grupo de 6 animales: 2 machos, 1 hembra con una cría y 2 indeterminados, de los cuales 5 pudieron retornarse al mar con vida. Desde entonces no se tiene constancia de ningún otro acontecimiento similar del género en el archipiélago. En 1985, y repitiéndose durante los años 1986, 1987, 1988, 1989, 2002 y 2004, se producen 11 casos de varamientos masivos de entre 3 y 15 ejemplares de miembros de la Familia Ziphiidae, el zifio de Cuvier *Ziphius cavirostris*, el zifio de Gervais *Mesoplodon europaeus* y el zifio de Blainville *Mesoplodon densirostris*. 9 de estos casos se suceden en las costas de Lanzarote y Fuerteventura, 1 caso en Tenerife y otro en El Hierro. En todas las ocasiones, las apariciones coincidían temporalmente con la realización de maniobras militares en aguas del archipiélago, por lo que la demostración de la causa-efecto de las muertes de estos animales con la presencia de maniobras navales que utilizaban sónares activos de media frecuencia supuso el compromiso del Ministerio de Defensa, gracias al esfuerzo de varias instituciones canarias, de aplicar en 2004 una moratoria en la realización de dichas actividades en las aguas canarias. Desde entonces no se ha vuelto a producir un acontecimiento similar. En el año 2004 aparecen en la Playa de El Castillo del Romeral, Gran Canaria, 4 ejemplares vivos de *Stenella longirostris*, tres de los cuales murieron. Se trata del primer registro, y único, de la especie en el archipiélago. El último caso, sucedido en 2008, se corresponde con un varamientomasivo atípico de *Stenno bredanensis* en el que aparecieron 19 animales muertos en las aguas de Mogán, Gran Canaria, en menos de 20 días.

Se produjo un varamiento en masa de 15-20 *Tursiops truncatus* en la Playa de Tenefé de Gran Canaria el 4 de octubre de 2001, pero sólo se pudo acceder a dos animales.

#### 4.2.4. OTROS REGISTROS DE VARAMIENTOS MASIVOS EN ESPAÑA.

En Andalucía, en el año 2002 en Doñana, se registra un varamiento masivo de 15 delfines

mulares (*Tursiops truncatus*) (Gutiérrez-Expósito et al., 2012). Posteriormente en 2006 hay un varamiento atípico de 4 ejemplares adultos de Zifio de Cuvier (*Ziphius cavirostris*) en la zona de Almería (Mojácar, Garrucha y Cuevas de Almanzora), en un intervalo de dos días, dos de ellos estaban vivos muriendo posteriormente (VV.AA., 2006). Más recientemente en el 2021 desde mediados de enero a principios de febrero ocurrió una oleada de varamientos de delfines listados (*Stenella cueruleoalba*) en las costas de Almería (Garrucha, Mojacar, Balanegra y Punta Entinas). En estas fechas se encontraron 19 delfines muertos, prácticamente uno por día.

En Mallorca se registra un varamiento masivo histórico en Alcudia (Palma de Mallorca) el 21/12/1860, de 150 ejemplares posiblemente calderones (Graells, 1889). En 2014 también se ha registrado en la misma zona el varamiento en aguas someras de 14 ejemplares de Delfín listado (*Stenella cueruleoalba*). Estos ejemplares eran jóvenes y se encontraban vivos y desorientados por lo que fueron llevados a mar abierto.



## 5. PROTOCOLOS PARA BANCOS DE MUESTRAS Y COLECCIONES.

### 5.1. INTRODUCCIÓN.

Junto con el examen del cadáver y la realización de la necropsia, la recogida de muestras es otra de las principales fuentes de información referida a los varamientos. El material biológico que recojamos nos permitirá llevar a cabo diversos estudios y análisis a nivel biológico, patológico y de otro tipo.

Además de las muestras, de los varamientos también obtendremos datos de gran interés, como biometría, patrón de coloración, lesiones e interacción con pesca, entre otros, sin olvidar al material osteológico, que más allá del innegable interés científico, también tiene una gran potencialidad a nivel expositivo como herramienta de educación y divulgación ambiental. De todos estos aspectos trataremos en este protocolo, dedicado a los bancos de muestras y las colecciones.

### 5.2. BANCO DE MUESTRAS BIOLÓGICAS.

Dentro de este apartado trataremos por separado dos tipos de elementos procedentes de los varamientos y que constituyen una importantísima fuente de información: los datos y las muestras biológicas. Cuando abordamos el tema de las muestras biológicas, podemos plantearnos varias cuestiones: ¿qué muestras vamos a recoger?, ¿cuántas réplicas de cada muestra?, ¿cómo las vamos a conservar?, ¿qué tipo de estudios vamos a llevar a cabo?, ¿cuándo?, ¿cómo?, ¿quién los va a realizar? En último caso, sobre todas estas preguntas actúa un factor común y muy importante, que condiciona muchas de las actuaciones de la Red de Varamientos: el económico.

Recoger y almacenar muestras cuesta dinero. Necesitamos material (botes, tubos, viales), elementos conservantes (formol, alcohol), espacio (estantería, congeladores), tiempo para recogerlas, transportarlas, fijarlas, etiquetarlas y conservarlas, y personal encargado de realizar esta tarea

Quizás una buena respuesta a las dos primeras preguntas anteriores podría ser: cuantas más muestras se recojan, mejor. Pero en todo caso, no debemos olvidar que más importante que la cantidad de muestras recogidas es su calidad, es decir, debemos garantizar que las muestras hayan sido recogidas de manera correcta, siguiendo los protocolos establecidos en cada caso. Las muestras deben ser recogidas y conservadas de manera adecuada, ya que, de lo contrario, todo el esfuerzo realizado durante la necropsia se podría llegar a perder y resultaría totalmente inútil.

En cualquier caso, serán las circunstancias particulares de cada caso (condiciones del varamiento, recursos y capacidad de la Red de Varamiento), las que van a condicionar el tipo y cantidad de muestras que se puedan recoger.

Dentro de la gestión de la Red de Varamientos es importante que exista una partida destinada a sufragar los gastos referidos al banco de muestras, incluyendo su almacenamiento. Solamente de este modo podremos garantizar la viabilidad del material recogido.

También es muy recomendable que la Red de Varamientos disponga de un protocolo detallado mediante el cual establezca las condiciones que rigen la cesión de muestras para la realización de estudios científicos, acordando cuestiones como gastos de envío, publicaciones y otras.

### 5.3. COLECCIONES.

A pesar de que los restos óseos recogidos durante la necropsia constituyen también un tipo de muestra biológica, y, por tanto, un elemento que forma parte del banco de muestras, teniendo en cuenta las particularidades que presentan, consideramos que deben ser tratados de manera separada dentro de este protocolo.

Debemos señalar también que los restos óseos no constituyen el único tipo de colecciones que podemos llegar a obtener y crear a partir de las necropsias, pero sin duda, es el más importante, y por ello nos centraremos en él. Otro tipo de colecciones de interés pueden ser las de estructuras duras de las presas (otolitos, vértebras, mandíbulas), y las de preparaciones histológicas y las fotográficas, entre

otras.

Podemos destacar dos vertientes principales de las colecciones osteológicas. Por un lado, la científica, ya que el estudio osteológico nos permite avanzar en el conocimiento sobre la biología de las especies, y si disponemos de una buena colección, contaremos con una excelente herramienta de trabajo que nos resultará de gran ayuda para poder realizar comparaciones en los futuros varamientos. Y por otro lado está la parte divulgativa y de educación ambiental. Dejando a un lado la observación de los cetáceos en el medio natural, quizás el siguiente elemento de atracción y admiración más importante hacia estas especies sea contemplar un esqueleto expuesto en un museo.

Una vez finalizada la necropsia, y antes de proceder a la recogida de las piezas óseas, ya sea algún elemento determinado o el esqueleto completo, debemos tener bien claras una serie de cuestiones logísticas: recogida, transporte, preparación, conservación y almacenamiento de las piezas. Si no tenemos definidas y controladas todas las actuaciones a realizar, quizás lo mejor sería no llegar a recoger las piezas, ya que en ese caso no podremos garantizar que se vayan a cumplir los objetivos establecidos.

También es importante tener muy claro si el destino del hueso-esqueleto que se va a recoger será formar parte de una colección para realizar estudios científicos, o si por el contrario, se trata de una pieza destinada a ser expuesta en un museo. En este último caso deberemos ser todavía más cuidadosos y meticulosos durante las diferentes fases del trabajo, ya que solamente de este modo podremos llegar a obtener un buen resultado final.

Como los varamientos se producen sin posibilidad de previsión o sin seguir ningún tipo de patrón, puede llegar a darse el caso de que, en un determinado momento, la Red de Varamientos no disponga de la logística necesaria para poder iniciar el proceso de preparación de los huesos recogidos. En este caso, si estamos hablando de pequeños cetáceos o de piezas de pequeño tamaño, podremos congelar temporalmente los huesos hasta que dispongamos de la logística necesaria para continuar el proceso.

### 5.3.1. PREPARACIÓN DE LOS RESTOS OSTEOLÓGICOS.

Existen dos tipos principales de procedimientos-técnicas para preparar los esqueletos de cetáceos: la maceración y el enterramiento. En el caso de los mamíferos terrestres se suele emplear una tercera técnica, que consiste en utilizar fauna cadavérica, principalmente derméstidos, pero debido al gran tamaño de los cetáceos y a la elevada concentración de grasa que presentan sus huesos, esta técnica no es recomendable.

En el caso de la maceración, el procedimiento consiste en introducir los huesos en un recipiente con agua donde se llevará a cabo la descomposición de los tejidos blandos que los rodean (Figura 6). Lo ideal es utilizar un recipiente para cada individuo, pero si no es posible, se pueden agrupar las piezas correspondientes a cada animal introduciéndolas en una malla de plástico. En el caso de los odontocetos, y sobre todo en el de los pequeños delfinidos, deberemos tener cuidado de no perder los dientes, ya que cuando el tejido de las encías se empieza a descomponer, las piezas dentales se caerán para el fondo de la cántara. Para evitarlo, antes de iniciar el proceso podemos unirlos entre sí utilizando silicona térmica. De este modo, además, conseguiremos que se mantengan en su posición natural, facilitándonos el posterior trabajo de presentación de las piezas previo al montaje del esqueleto.

El tiempo de maceración dependerá de varios factores: tamaño de la pieza, cantidad de tejido blando adherido, concentración de grasa, temperatura, etc. En todo caso, estamos hablando de un proceso que durará varios meses. Es importante realizar un seguimiento continuo del proceso y llevar a cabo cambios graduales del agua, para garantizar que la descomposición de los tejidos blandos no se detiene.





**Figura. 6: Cántaras de plástico empleadas para la maceración de huesos.**



**Figura. 7: y paredes y base de un nicho empleado para el enterramiento de huesos.**

Cuando se lleve a cabo el proceso de secado de las piezas, como estos huesos estuvieron sumergidos en agua durante un tiempo considerable, debemos tener cuidado de no exponerlos directamente al sol durante la primera fase del secado, sobre todo en el caso de los individuos jóvenes, ya que el hueso podría retorcerse y deformar su disposición natural.

El enterramiento es quizás el procedimiento más indicado para llevar a cabo la preparación de los esqueletos. Para ello necesitaremos una zona de terreno llano, delimitada con unas pequeñas paredes de bloques de hormigón, en la que depositaremos los huesos (Figura 7). Hay que indicar que realmente no se trata de un enterramiento, sino de un depósito elevado. Sobre el terreno, desprovisto de vegetación, se deposita una capa de unos 8-10 cm de grava, y a continuación una primera película de 4-5 cm de arena. Sobre ella se van depositando los huesos, y se irán tapando con arena hasta quedar totalmente cubiertos.

Es recomendable ir realizando fotografías del proceso de enterramiento, para que unos meses después, cuando llevemos a cabo la retirada de las piezas, tengamos conocimiento de su disposición en el nicho, y sepamos qué es lo que nos vamos a ir encontrando.

La primera semana después de realizar el enterramiento, debemos controlarlo diariamente, porque se producirán movimientos de las piezas y será necesario realizar nuevos aportes de arena, para garantizar que el nicho queda cubierto correctamente. Es muy importante que el punto de enterramiento no sea accesible a perros u otro tipo de fauna, que podría causar importantes destrozos en las piezas.

Podemos hablar de dos tipos de nichos, los individuales, y los colectivos. Los nichos individuales son aquellos en los que enterraremos huesos de un solo animal. En los colectivos, por el contrario, depositaremos piezas correspondientes a varios ejemplares. En este caso debemos establecer parcelas de separación, balizándolas con estacas o levantando paredes de separación.

La principal ventaja del proceso de enterramiento respecto al de maceración es que se generan menos olores y no es necesario contar con un punto de agua y desagüe próximos. Y en la mayoría de los casos, el resultado final es mucho mejor. Además, en el caso de los esqueletos de grandes cetáceos, es el único modo viable para poder llevar a cabo el tratamiento de grandes piezas como el cráneo.

Una gran parte de la arena empleada en el enterramiento podrá ser reutilizada posteriormente para preparar otras piezas, pero la arena que estuvo en contacto directo con el hueso y que contiene una mayor cantidad de grasa y de tejido en descomposición, ya no podrá ser empleado de nuevo.

En el caso de los enterramientos, cada cierto tiempo, deberemos realizar una cata, desenterrando un poco de arena para conocer la evolución del proceso. Al igual que en el caso de la maceración, también serán necesarios varios meses de tratamiento.

Independientemente del procedimiento de limpieza empleado, maceración o enterramiento, hay una serie de pasos que son comunes a los dos casos. El primero, y quizás el más importante de todos, es que antes de iniciar el proceso, debemos realizar el máximo esfuerzo posible en limpiar y descarnar

los huesos. Debemos retirar todo el tejido y grasa que podamos, cuanto más, mejor. De este modo conseguiremos acelerar el proceso y un mejor resultado final.

Resulta imprescindible llevar a cabo un correcto etiquetado de las piezas. Tanto en el caso de los enterramientos, como en el de la maceración, un método muy sencillo y eficaz consiste en introducir la etiqueta de datos dentro de un bote hermético de 50 ml de los que se emplean para la recogida de muestras. Son resistentes, no les entra en agua y no resultan dañados con la arena ni con los rayos de sol.

Tal y como se indicó anteriormente, en ambos casos es necesario realizar un seguimiento continuo del proceso, para comprobar que todo está transcurriendo correctamente e ir determinando cuál es el momento indicado para finalizar el proceso. Como norma general, podremos decir que es mejor finalizar el enterramiento o la maceración antes de tiempo, que excedernos con estas fases del proceso. Si los huesos permanecen demasiado tiempo en la arena o en el agua, podrían sufrir algún tipo de alteración, y el resultado final podría no llegar a ser satisfactorio.

Una vez desenterradas las piezas o retiradas de la cántara, la limpieza final es otro de los puntos clave. En la medida de lo posible, evitaremos el uso de productos químicos como desengrasantes, agua oxigenada o lejía, que son muy útiles para eliminar los restos de grasa y blanquear el hueso pero que agreden al material óseo, debilitándolo, y nos decantaremos por el uso de agua y jabón. Cuantos más lavados realicemos, mejor. De este modo, aunque el proceso sea mucho más lento, el resultado final será más satisfactorio, ya que conseguiremos que el hueso mantenga un aspecto mucho más natural. En algunos casos, sobre todo en el de los huesos de cachalote y de otras especies, debidos a la gran cantidad de grasa que contienen, será imprescindible evitar el uso de productos desengrasantes. En el caso de tener que emplear algún tipo de producto químico para realizar la limpieza de los huesos, sobre todo si vamos a utilizar lejía, si necesitamos recoger una muestra de hueso para realizar estudios genéticos, lo haremos antes de empezar a utilizar estos productos.

Una vez limpios, el siguiente paso consiste en dejarlos secar. Lo mejor es hacerlo en el exterior, en un lugar protegido de la lluvia y de la luz solar directa, ya que los rayos solares terminan por degradar la estructura ósea.

### 5.3.2.- CONSERVACIÓN DE LOS RESTOS OSTEOLÓGICOS.

Para etiquetar los huesos, se consiguen buenos resultados rotulándolos directamente con tinta china, utilizando un rotulador de punta fina (tipo Rotring o similar). Otra buena opción puede ser pegarles unas tiras de cinta de carroceros, y rotular los datos sobre ella, pero en este caso debemos tener la precaución de que la cinta queda bien fijada. Por último, también es recomendable preparar una etiqueta en papel, plastificarla, y fijarla al hueso mediante un cabo fino. Esta opción puede ser la más recomendable en el caso de huesos que todavía contengan restos de grasa.

Una vez secos y etiquetados, el último paso sería su conservación y almacenamiento. Para ello debemos depositarlos en un lugar seco, oscuro y bien ventilado. Si es posible, los guardaremos en el interior de cajas de plástico con paredes de rejilla.

### 5.3.3.- EXPOSICIÓN DE LOS RESTOS OSTEOLÓGICOS.

Los huesos destinados a exposición deben presentar un buen aspecto y mantener su estructura. En el caso de que durante el varamiento, necropsia o manipulación y procesado de los restos se llegara a producir algún tipo de rotura o daño óseo, podremos llevar a cabo una reparación de la pieza empleando algún tipo de producto sintético, como masillas o resinas, con las que incluso podremos llegar a reconstruir zonas que resultaron dañadas o incluso totalmente destruidas.



**Figura. 8. Montaje del esqueleto de un rorcual común (*Balaenoptera physalus*).**



**Figura. 9: Montaje de un esqueleto de cachalote (*Physeter macrocephalus*), hembra, de 9,4 m de longitud. Museo do Mar de Galicia (Vigo).**

Una vez finalizados los procesos de limpieza y reconstrucción, la fase final sería realizar el montaje del esqueleto. Al tratarse de piezas voluminosas, y que en ocasiones pueden alcanzar un peso considerable, debemos asegurarnos de establecer unos buenos puntos de anclaje, tanto sobre la propia estructura ósea, como en la sala de exposición.

Los huesos pueden ser expuestos de dos maneras, suspendidos del techo-viga-pared, o apoyados sobre estructuras metálicas u otro tipo de soportes tipo tarimas, mesas o cubos de madera. Cuando se lleve a cabo el montaje del esqueleto de un gran cetáceo, y sobre todo, en el caso de que el cráneo vaya suspendido de una viga, es importante que un técnico cualificado garantice que la estructura cuenta con las condiciones necesarias para poder soportar ese peso extra. Por último, no debemos olvidar que todas las piezas sometidas a exposición deben ser objeto de un seguimiento, y llevar a cabo sobre ellas un proceso de mantenimiento, con el objetivo de garantizar su correcta conservación.

## 6. SALUD E INFORMACIÓN PÚBLICA.

### 6.1. INTRODUCCIÓN.

Aunque hay pocos reportes de transmisión de enfermedades entre los mamíferos marinos y los humanos, debemos ser conscientes de la posibilidad de estar expuestos a nuevas enfermedades (Tryland, 2000; Cowan et al., 2001). Hasta hace unos años el contacto con los mamíferos marinos se limitaba casi exclusivamente a cazadores y científicos, y el público sólo se encontraba expuesto en zoos y acuarios. Esto ha cambiado exponencialmente en la última década por lo que al aumentar la exposición y los contactos también se ha incrementado el potencial de contraer diversas enfermedades (Cowan et al., 2001).

Los mamíferos marinos son considerados buenos centinelas para controlar los niveles de enfermedades emergentes y reemergentes, neoplasias, efectos de las toxinas de origen antropogénico, biotoxinas de algas nocivas, e impactos globales. Algunas tienen consecuencias directas para la salud pública, mientras que también pueden ser indicativas de un síndrome de estrés del medio ambiente. Por ello los mamíferos marinos se consideran centinelas muy valiosos para valorar la salud del océano y de los humanos (Bossart, 2010).

### 6.2. ZONOSIS EN CETÁCEOS.

El Real Decreto 1940/2004, del 27 de septiembre, sobre la vigilancia de las zoonosis y los agentes zoonóticos define zoonosis como “la enfermedad o infección que se transmite de los animales al hombre, y viceversa, de una forma directa o indirecta” y Agente zoonótico como “cualquier virus, bacteria, hongo, parásito u otro agente biológico que pueda causar una zoonosis”.

La mayoría de las enfermedades zoonóticas de mamíferos marinos tienen como principal consecuencia en humanos infecciones de piel localizadas que se resuelven por sí solas o con el tratamiento médico correspondiente. Sin embargo, existen otras zoonosis en mamíferos marinos que, si no se tratan, pueden desembocar en enfermedades sistémicas graves representando un riesgo para la salud pública.

Como el número de enfermedades zoonóticas se eleva, el diagnóstico y el tratamiento de estos patógenos emergentes plantean cada vez más desafíos que requieren la pericia de los médicos, veterinarios y biólogos de fauna salvaje.

Este mismo Real Decreto 1940/2004, en su Art.4, recoge que “Las autoridades competentes recopilarán datos pertinentes y comparables para determinar peligros, evaluar la exposición a zoonosis y agentes zoonóticos y caracterizar los riesgos que entrañan”. El Art 5 establece los Programas coordinados de vigilancia: “1. Cuando existan necesidades específicas, para evaluar riesgos o fijar valores de referencia en relación con zoonosis o agentes zoonóticos en España o a escala comunitaria, y de no bastar con los datos recopilados mediante la vigilancia rutinaria con arreglo al artículo 4, deberán llevarse a cabo los programas coordinados de vigilancia de una o más zoonosis y/o de uno o varios agentes zoonóticos, que se establezcan por la Comisión Europea de acuerdo con el procedimiento correspondiente”.

Hay varios temas importantes en relación con las zoonosis en cetáceos en la actualidad como el hecho del contagio de los seres humanos y animales domésticos a nuestras especies silvestres.

Muchas bacterias son comunes a seres humanos y cetáceos causando enfermedad en ambos, sin embargo, no parece ser un riesgo excesivo para nuestra salud el contacto con estas especies. Los primeros estudios (Johnston y Fung, 1969) sugirieron que los seres humanos podrían ser una fuente de infección para los cetáceos en un ambiente cautivo, si bien esta afirmación es igualmente válida durante la manipulación de los animales salvajes. Varias especies de bacterias se han recuperado de cetáceos varados que se han asociado con una variedad de infecciones en los seres humanos (Waltzek et al., 2012).

De igual modo, la situación de contagio de enfermedades susceptibles entre las distintas especies de animales domésticos y silvestres, así como la posible creación de reservorios en el medio natural,

hacen inseparables las actuaciones sanitarias tanto en un medio como en otro. Las enfermedades epizooticas, aún en su concepto más leve, pueden tener unas consecuencias mucho más graves en el medio natural, pudiendo llegar a afectar a toda la pirámide ecológica y provocar daños irreparables en la fauna silvestre.

En general, existe una fuerte tendencia a manipular y tocar al animal sin ninguna medida de protección personal. En algunos casos los animales encontrados, cetáceos varados incluidos, han sido utilizados para consumo humano y también para alimentar animales domésticos, lo cual puede representar un riesgo para la salud pública en términos de transmisión zoonótica.

A continuación, se muestra una tabla con un resumen de las enfermedades zoonóticas más destacadas registradas en cetáceos (Tabla 6).

A pesar de la información de la que se dispone actualmente, aún se sabe poco de la transferencia de microorganismos de animales a humanos, lo que está claro es que los patógenos aislados en diferentes especies de cetáceos muestran que son potencialmente peligrosos para los seres humanos. Por ello las personas que trabajan directa o indirectamente con las poblaciones silvestres de cetáceos deben ser conscientes del potencial zoonótico de algunos patógenos, aunque la probabilidad de contagio sea mínima.

Igualmente significativa, es la posibilidad de transferencia microbiana del ser humano a los cetáceos; estafilococos virulentos por ejemplo, son candidatos lógicos. Por lo que se deben seguir potenciando los estudios y trabajos encaminados al seguimiento de la salud de los cetáceos (también de manera individual) lo cual proporcionará información médica complementaria relevante (Buck et al., 2006).

### 6.3. MEDIDAS DE PROTECCIÓN Y SEGURIDAD.

Considerando que el contacto con los animales, los aerosoles, las heridas, las heces y la orina infectada son la base de la transmisión de infecciones zoonóticas, el uso adecuado de equipos de protección individual (EPIs) es un requisito fundamental para la prevención (Anexo 6.4). Guantes, mascarillas, batas, etc., son necesarias para limitar la exposición a patógenos durante necropsias, asistencia a varamientos, limpieza de los centros y demás momentos de exposición a los patógenos. Hunt et al. (2008) publicaron un estudio realizado a través de encuestas a personal que trabaja con mamíferos marinos con el fin de analizar y evaluar los riesgos para la salud que supone estar en contacto con estos animales. Entre sus conclusiones destacan que aquellas personas que trabajan relacionadas con mamíferos marinos son personal de riesgo ya que pueden sufrir lesiones y/o contraer enfermedades zoonóticas, aquellas que trabajaban al menos un día a la semana con estos animales eran los que estaban en un nivel de riesgo mayor.

ENFERMEDAD	ESPECIES Y LOCALIZACIÓN	SIGNOS CLINICOS Y PATOLOGÍA EN CETACEOS	SINTOMAS EN HUMANOS	DATOS DE INTERÉS
<b>MYCOPLASMOSIS</b> ( <i>Mycoplasma spp.</i> )	9 Phocoena phocoena y 1 Mesoplodon bidens Escocia (1996-2008) (Foster et al, 2011) Enfermedad mayormente descrita en pinnípedos	Principalmente presentan signos clínicos de enfermedad respiratoria. Pocas lesiones patológicas asociadas a <i>Mycoplasma spp.</i> Histopatología: pleuritis, neumonía intersticial o bronconeumonía, linfadenitis, poliartritis séptica... (Waltzek et al, 2012)	Infecciones cutáneas localizadas ( dolor, rojez, eritema). Transmisión tras trauma físico (mordedura) o contacto de áreas de piel comprometidas con tejidos infectados de mamíferos marinos afectados (Baker et al, 1998; Waltzek et al, 2012) Los casos registrados frecuentemente de contagio a humanos son después de una mordedura de un pinnípedo a un cuidador o pescador, denominada “ seal finger” (dedo de foca)	El más pequeño de los procariontas autoreplicantes, sin pared celular. Hospedadores específicos de mucosas. Asociado a coinfecciones virales y eventos de mortalidades masivas. (Geraci et al., 1982)
<b>VIBRIOSIS</b> ( <i>Vibrio. spp</i> )	Delfin de flanco blanco ( <i>Lagenorhynchus acutus</i> ) Tangredi y Medwey (1980)	La forma más común se da por contaminación de heridas, aunque se han registrado casos mortales tras septicemias. (Tangredi et al, 1980)	3 cuadros clínicos posibles: Gastroenteritis, infección por herida, septicemia primaria. Frecuente en ingesta de marisco contaminado (Cowan et al, 2001)	Bacteria, Gram-, facultativa anaerobio. Correlación entre temperatura del agua y cantidad de vibrios en el medio
<b>INFLUENZA (subtypes A)</b>	Varamiento masivo calderón común en Cape Cod USA 1984 (Waltzek 2012)	Información escasa. Delgadez extrema, descamación y desprendimiento de la piel. (Waltzek et al, 2012)	Conjuntivitis (Waltzek et al, 2012)	Virus ARN polisegmentado, fam. <i>Orthomyxoviridae</i> (Webster et al., 1992).
<b>BLASTOMICOSIS</b> ( <i>Ajellomyces dermatitidis</i> )	Delfin mular en cautividad Waltzek 2012	Depende del nivel de gravedad y de los órganos afectados: depresión, debilidad, anorexia y muerte. Lesiones granulomatosas en pulmones y otros órganos. (Waltzek 2012)	Vía de contagio más común: aérea. Único caso reportado un veterinario con celulitis local y linfadenitis que resolvió sin tratamiento. (Waltzek 2012)	Hongo
<b>LOBOMICOSIS</b> ( <i>Lucania loboi</i> )	Delfin mular Brasil (Waltzek 2012; Daura 2011), Delfin de río (sotalia guianensis) Centro y Sudamérica (DeMoura 2014), Delfin mular del atlántico (Florida) epidemia. (Bossart 2007)	Afecta a piel y subcutáneo. Lesión nodular de blanca a rosa (Bossart 2007). Pueden persistir años. Sin relevancia patológica. Diagnóstico: Aislamiento de tejidos o exudados (Waltzek 2012)	Transmisión por contacto directo tras abrasión o roce en la piel. Granuloma cutáneo y linfadenitis supratroclear Observado 3 meses después del contacto con delfin infectado. Desde lesiones verrugoides focal a lesiones nodulares que progresan lentamente durante años, sin afectar órganos internos. (tejido responde con granulomas multifocales) Waltzek 2012)	Hongo dimórfico. Asociada a un cofactor de inmunosupresión. (Bossart 2007) Delfines y humanos comparten manifestaciones similares a nivel clínico-patológico. Factores ambientales contribuyen ala aparición de la enfermedad (Bossart, 20011)

A mayor frecuencia y tiempo de exposición aumentaban las probabilidades de sufrir lesiones en piel, mientras que el personal que trabajaba en contacto con las carcacas de los ejemplares muertos, excreciones, fluidos, etc., deberían ser especialmente cuidadosos en la higiene durante sus tareas. En cualquier actuación para la atención de un varamiento, se deben tomar medidas para evitar accidentes y riesgos para la salud tanto de las personas como de los animales varados, los cuales pueden derivar en mordeduras, traumatismos por movimientos bruscos de los animales, aplastamiento durante la manipulación, insolación, hipotermia, cansancio, etc.

Las personas encargadas de coordinar la atención de los varamientos son las responsables de la toma de decisiones, control del personal y de las acciones que se realicen, por lo que todos los participantes deben acatar sus instrucciones.

Tratándose de varamientos que requieran que el personal permanezca por periodos prolongados de tiempo expuestos al sol o dentro del agua, se deben establecer turnos rotatorios.

Para garantizar la seguridad de las personas y facilitar el trabajo del personal que atiende los varamientos se recomienda, avisar también de forma paralela a diferentes autoridades (SEPRONA, Policía local, Guardia civil, Protección civil...) para que se personen en el lugar, ya que en los varamientos las personas quieren ayudar bajo cualquier circunstancia, llegando incluso a poner en riesgo su vida y creándose situaciones críticas, con lo que la presencia de autoridades competentes en muchas ocasiones se vuelve indispensable.

Para prevenir accidentes, se debe considerar a los ejemplares vivos que están siendo atendidos, bajo su máxima potencialidad de peligro natural, teniendo en cuenta que se encuentran bajo una situación de estrés. En todo momento tanto el personal técnico como los voluntarios presentes deben permanecer alerta ante el comportamiento de los animales, con el fin de prevenir accidentes o ataques derivados de las reacciones que estos animales pueden tener en respuesta a las acciones realizadas para atenderlos.

Principales normas y recomendaciones de carácter sanitario para el personal asistente durante el manejo de los animales:

1. No ingerir alimentos o bebidas o fumar mientras se está trabajando con los animales.
2. Evitar tocarse la cara durante las manipulaciones.
3. Las personas que proporcionen la atención, deben evitar la inhalación directa de la espiración de aire que expulsan los cetáceos por el espiráculo (resultado de su respiración); así como el contacto con cualquier otro fluido corporal del animal: heces, orina y sangre.
4. Siempre deberá haber un botiquín a disposición del personal de trabajo que atienda un varamiento de un ejemplar vivo, así como de aquel que realice una necropsia.
5. Lavar y desinfectar con la mayor rapidez posible las heridas que pudiera sufrir algún participante y buscar atención médica si es necesario.
6. En caso de heridas preexistentes, éstas deberán ser protegidas convenientemente antes de iniciar el contacto con el animal.
7. Evitar el contacto directo con los distintos fluidos corporales del animal (heces, orina, sangre...)
8. Para minimizar la exposición a diferentes agentes patógenos el lavado de manos y brazos debe ser minucioso y todo el material utilizado (necropsias, atención varados vivos) debe desinfectarse. Realizándose siempre, tras cualquier trabajo relacionado con cetáceos (vivos o muertos) y aunque se usen guantes.
9. Las personas que se encuentren en un estado de inmunosupresión, signos clínicos de enfermedad, así como mujeres embarazadas se recomienda que no participen en ningún tipo de acción ni atención relacionada con los varamientos.
10. Se recomienda vacunación contra el tétanos.

El personal que acude al varamiento (ya sea profesional o voluntariado), además de cumplir y ayudar a cumplir todos los puntos anteriormente citados, debe disponer de toda la formación necesaria para realizar las tareas que le sean encomendadas por la persona al cargo del varamiento o necropsia en sí.

Por ello, se aportará de forma periódica toda la información y formación sobre los posibles riesgos, las recomendaciones de seguridad y protección necesarias para este tipo de atenciones, a todas aquellas personas que de una forma u otra (estudiantes, voluntarios, científicos, autoridades competentes, trabajadores...) tengan contacto con cetáceos dentro de la Red de varamientos.

Una vez realizada la intervención se realizará la limpieza del material, sala (necropsias) y equipo empleado, incluyendo equipos de uso personal. Eliminando todo residuo de sangre, piel, huesos, músculo, grasa, heces u otro tipo de fluido, lavándolo con agua y detergente y finalmente, desinfectándolo con algún agente químico recomendado para ello (ver capítulo 2: Agentes químicos desinfectantes).

Si se da algún caso, aunque sea poco probable, de la aparición de una infección adquirida tras la manipulación de un cetáceo, ésta puede comenzar de forma muy sutil y pasar casi inadvertida. Por ello, si se sospecha de sufrir algún tipo de contagio debe aportarse la información e historial de la evolución completa al médico que le atienda, ya que el clínico no tiene por qué tener conocimiento de que el paciente se haya expuesto a un contacto de este tipo. (Norman et al, 2004).

#### ANEXO 6.4. EQUIPOS DE PROTECCIÓN INDIVIDUAL (EPIS) PARA LA ATENCIÓN DE CETÁCEOS VARADOS Y LA REALIZACIÓN DE NECROPSIAS

##### EQUIPAMIENTO DE PROTECCIÓN PARA LA ATENCIÓN DE CETÁCEOS VARADOS VIVOS

- Botiquín de primeros auxilios (con jabón líquido antiséptico).
- Crema con protección solar
- Gorra y gafas de sol para exposiciones prolongadas al sol
- Trajes de neopreno y escarpines de suela dura.
- Vadeador
- Guantes (látex, nitrilo, vinilo...)
- Mascarillas con filtro
- Bidón de 10 litros de agua con grifo (para higiene personal) y toallas.

##### EQUIPAMIENTO DE PROTECCIÓN PARA LA REALIZACIÓN DE NECROPSIAS

- Guantes (látex, nitrilo, vinilo...), se recomienda el uso de doble guante.
- Mascarillas con filtro
- Mono desechable
- Vadeador
- Delantal de PVC
- Botas altas de goma con suela antideslizante.
- Precintos adhesivos para sellar las mangas y bajos de los trajes impermeables a los guantes y las botas.
- Gafas de seguridad (antiproyecciones).
- Todo el material debe ser fácil de limpiar y desinfectar o en su defecto desechable.

**NOTA:** recomendamos incluir el test para realizar la prueba de Rosa Bengala, una técnica rápida de aglutinación para la detección de anticuerpos anti-Brucela en sueros animales y humanos. Sería útil como prueba de control rápido, la cual podría realizarse en la misma playa de forma que se podrían extremar las precauciones en caso de resultar positiva.



## 7. ANÁLISIS DEL MARCO NORMATIVO (Incluido CITES).

### 7.1.- INTRODUCCIÓN.

Existe un amplio abanico normativo de aplicación en España que protege a los cetáceos y que establece requisitos en su gestión y en la de sus restos. De forma resumida, la principal normativa de aplicación al respecto es:

- **Ámbito internacional:**
  - Convenio de Washington o CITES (Convenio sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres).
  - Convenio de Bonn (Convención sobre la Conservación de las Especies Migratorias).
  - Convenio de Berna (Convenio relativo a la Conservación de la Vida Silvestre y del Medio Natural en Europa).
  - Convenio de Barcelona (Convenio para la protección del medio marino y la región costera del Mediterráneo).
  - Convenio OSPAR (Convenio sobre la protección del medio marino del Atlántico Nordeste).
  - Acuerdo sobre la Conservación de los Cetáceos del Mar Negro, el Mar Mediterráneo y la Zona Atlántica Contigua (ACCOBAMS).
- **Ámbito comunitario:**
  - Directiva Hábitats (D. 92/43/CEE del Consejo, de 21 de mayo de 1992, relativa a la conservación de los hábitats naturales y de la fauna y flora silvestres).
  - Directiva marco sobre la estrategia marina (D. 2008/56/CE del Parlamento Europeo y del Consejo, de 17 de junio de 2008, por la que se establece un marco de acción comunitaria para la política del medio marino).
  - Reglamento (CE) 338/97 del Consejo, de 9 de diciembre de 1996, relativo a la protección de especies de la fauna y flora silvestres mediante el control de su comercio.
  - Reglamento (CE) 865/2006 de la Comisión, de 4 de mayo de 2006, por el que se establecen disposiciones de aplicación del Reglamento (CE) 338/97 del Consejo relativo a la protección de especies de la fauna y flora silvestres mediante el control de su comercio.
  - Reglamento (UE) 2019/1241 del Parlamento Europeo y del Consejo, de 20 de junio de 2019, sobre conservación de los recursos pesqueros y la protección de los ecosistemas marinos con medidas técnicas.
- **Ámbito estatal:**
  - Ley 8/2003, de 24 de abril, de sanidad animal.
  - Ley 42/2007, de 13 de diciembre, del Patrimonio Natural y de la Biodiversidad.
  - Ley 41/2010, de 29 de diciembre, de protección del medio marino.
  - Real Decreto 1727/2007, de 21 de diciembre, por el que se establecen medidas de protección de los cetáceos.
  - Real Decreto 139/2011, de 4 de febrero, para el desarrollo del Listado de Especies Silvestres en Régimen de Protección Especial y del Catálogo Español de Especies Amenazadas.
  - Orden APM/427/2017, de 4 de mayo, por la que se aprueban las medidas de protección, y el Plan de Conservación de las orcas del Estrecho y Golfo de Cádiz.
  - Resolución de 14 de junio de 2017, de la Dirección General de Aviación Civil, por la que se publican las Instrucciones Técnicas para el Transporte Seguro de Mercancías Peligrosas por vía aérea (Documento OACI 9284/AN/905).
  - Texto enmendado del Reglamento relativo al transporte internacional de mercancías peligrosas por ferrocarril (RID 2019), Apéndice C del Convenio relativo a los Transportes Internacionales por Ferrocarril (COTIF), hecho en Berna el 9 de mayo de 1980, con las Enmiendas adoptadas por la Comisión de expertos para el transporte de mercancías peligrosas en su 55ª sesión celebrada en Berna el 30 de mayo de 2018.

- Orden APA/1200/2020, de 16 de diciembre, por la que se establecen medidas de mitigación y mejora del conocimiento científico para reducir las capturas accidentales de cetáceos durante las actividades pesqueras.

## 7.2. IMPLICACIONES DE LA LEY 42/2007

La Ley establece un régimen de protección general para las especies de fauna, que se hace más exigente en el caso de las especies que figuran en el Listado de Especies Silvestres en Régimen de Protección Especial (en lo sucesivo, el Listado). Y la mayor parte de los cetáceos que se han citado en aguas bajo jurisdicción o soberanía española están incluidos en el Listado. De hecho, la ley establece que, para todas las especies <<Queda prohibido dar muerte, dañar, molestar o inquietar intencionadamente a los animales silvestres, sea cual fuere el método empleado o la fase de su ciclo biológico. Esta prohibición incluye su retención y captura en vivo, la destrucción, daño, recolección y retención de sus nidos, de sus crías o de sus huevos, estos últimos aun estando vacíos, así como la posesión, transporte, tráfico y comercio de ejemplares vivos o muertos o de sus restos, incluyendo el comercio exterior>> (conforme al Art. 54.5), mientras que para las especies del Listado está prohibido <<poseer, naturalizar, transportar, vender, comerciar o intercambiar, ofertar con fines de venta o intercambio, importar o exportar ejemplares vivos o muertos, así como sus propágulos o restos, salvo en los casos en los que estas actividades, de una forma controlada por la Administración, puedan resultar claramente beneficiosas para su conservación, en los casos que reglamentariamente se determinen>> (Art. 57.1.c).

Así, la mera recogida y posesión de restos de animales (y especialmente de cetáceos, al estar incluidos en el Listado) supone una infracción de la Ley 42/2007, de 13 de diciembre, salvo que se disponga de un permiso administrativo para ello. Las motivaciones que se pueden aducir para solicitar un permiso que exceptúe las prohibiciones se encuentran recogidas, de forma mayoritaria en el Art. 61.1.d. “Cuando sea necesario por razón de investigación, educación, repoblación o reintroducción, o cuando se precise para la cría en cautividad orientada a dichos fines”.

Por lo tanto, para poder trabajar tanto con ejemplares vivos como muertos, así como con muestras biológicas de cetáceos se debe contar con un permiso administrativo. De forma general, la concesión de estos permisos compete al MITECO (Art. 6.1. de la Ley 42/2007) y /o a las administraciones autonómicas.

Un amplio rango de instrumentos legislativos nos obliga a conservar a los cetáceos y a realizar estudios que permitan conocer el estado de las poblaciones de cetáceos en aguas españolas. Todas las especies de cetáceos están protegidas bajo alguna figura legislativa. Los primeros instrumentos legislativos referentes a la conservación de mamíferos marinos comenzaron en Estados Unidos en 1972, con el *Marine Mammal Protection Act of 1972* (MMPA). Europa, en 1979, firma el Convenio de Berna relativo a la Conservación de Vida Silvestre y el medio natural (Berna, 1979), con la posterior ratificación en España en 1986. A partir de estas primeras herramientas de conservación han surgido otras más, que a continuación se detallan.

### 7.2.1.- ACUERDOS INTERNACIONALES.

#### 7.2.1.1.- NACIONES UNIDAS.

En 1994, el Programa de Naciones Unidas para el Medio Ambiente (PNUMA-UNEP en inglés-) y la Unión Mundial para la Naturaleza (UICN) realizan un estudio sobre el estado de los cetáceos en el Mediterráneo, relacionado con el Plan de Acción del Mediterráneo (United Nations Environmental Program / International Union for the Conservation of Nature): Technical report on the state of cetaceans in the Mediterranean. (UNEP, 1994). En 2003 se edita un plan (Reeves et al., 2003).

Asimismo, existe un Plan de Acción para la conservación de ballenas, delfines y marsopas de 1993, también del PNUMA-UICN, elaborado para desarrollar en el período de tiempo de 1994 a 1998 (UICN, 1994).

En 2006, El PNUMA publica un trabajo sobre el estado de conservación de los mamíferos marinos y tortugas que habitan en el Mediterráneo y Mar Negro (The Status and Distribution of Cetaceans in the Black Sea and

Mediterranean Sea, UNEP, 2006). Este trabajo trata además las principales amenazas que afectan a su supervivencia y hace recomendaciones para preservarlas. Este trabajo se llevó a cabo en colaboración con ACCOBAMS (Agreement on the Conservation of Cetaceans of the Black Sea, Mediterranean Sea and Contiguous Atlantic Area) y el grupo de expertos en cetáceos de la IUCN. Como resultado, se asigna a cada especie de cetáceo una categoría de la Lista Roja.

#### 7.2.1.2.- CONVENIO DE BERNA.

Relativo a la Conservación de Vida Silvestre y el medio natural en Europa, (Berna, 1979). (Instrumento de ratificación del Convenio relativo a la conservación de la vida silvestre y del medio natural en Europa, hecho en Berna el 19 de septiembre de 1979. BOE-A-1986-25961, de 1 de octubre de 1986). Este Convenio declara que la flora y la fauna silvestres constituyen un patrimonio natural de un valor intrínseco, económico, recreativo, cultural, científico y estético, que importa preservar y transmitir a las generaciones futuras. Además, reconoce el papel esencial de la flora y fauna silvestre en el mantenimiento de los equilibrios biológicos y considera que la conservación de los hábitats naturales es uno de los factores esenciales para la protección y la preservación de la fauna silvestre.

El Convenio tiene como objeto garantizar la conservación de la flora y la fauna silvestre y sus hábitats naturales, concediendo especial atención a las especies amenazadas de extinción y vulnerables, incluidas las especies migratorias y en especial a aquellas que relata en su Apéndice II como “especies de la fauna estrictamente protegidas”. Entre ellas destaca un listado de 29 cetáceos: *Monodontidae: Monodon monoceros* *Delphinidae: Delphinus delphis, Globicephala macrorhynchus, Globicephala melas, Grampus griseus, Lagenorhynchus acutus, Lagenorhynchus albirostris, Orcinus orca, Pseudorca crassidens, Stenella coreuloalba, Stenella frontalis, Tursiops truncatus-*, *Phocoenidae: Phocoena phocoena, Physiteridae: Kogia breviceps, Kogia simus (Med), Physeter macrocephalus. (Med), Ziphiidae: Hyperoodon ampullatus, Mesoplodon bidens, Mesoplodon densirostris (Med), Mesoplodon mirus, Ziphio cavirostris, Balaenopteridae: Balaenoptera acutorostrata (Med), Balaenoptera borealis (Med), Balaenoptera edeni, Balaenoptera physalus, Megaptera novaeangliae (longimana, nodosa), Balaenoptera musculus, Balaenidae: Balaena mysticetus, Eubalaena glacialis.*

El Apéndice III recoge todas las especies de cetáceos no mencionadas en el Apéndice II. Posteriormente, en 1989, en la recomendación nº 16 del Comité de la Convención, se recomienda a las partes que avancen en la designación de áreas de especial interés en la conservación para asegurar que se tomen las necesarias y apropiadas medidas de conservación sobre todo respecto a aquellas áreas que contribuyan substancialmente a la supervivencia de especies amenazadas, endémicas o aquellas especies de los Apéndices I y II del Convenio (citadas en el párrafo anterior).

#### 7.2.1.3.- CONVENIO DE WASHINGTON (CITES).

Convención sobre el comercio internacional de especies amenazadas de fauna y flora silvestres (<http://www.cites.es/es-ES/Paginas/default.aspx>). Reglamento CITES (3626/82/CE, ampliado en 3646/83/CE. Instrumento de adhesión de España 16/05/1986, BOE 30/07/1986) que regula el Comercio de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres.

Fue firmado en Washington el 3 de marzo de 1973 por 21 países entrando en vigor en 1975. En la actualidad se han adherido 180 países, denominados Partes, es decir, casi todos los países del mundo forman parte de la Convención. La adhesión de España al Convenio CITES se efectuó el 16 de mayo de 1986.

El Convenio CITES establece una red mundial de controles del comercio internacional de especies silvestres amenazadas y de sus productos, exigiendo la utilización de permisos oficiales para autorizar su comercio.

El Convenio establece la necesidad de obtener permisos de exportación en el país de origen y de importación en el de destino previos al intercambio de los ejemplares.

También contempla la emisión de certificaciones para las excepciones previstas en el Convenio. Además, el Convenio permite la posibilidad de aplicar legislaciones nacionales más estrictas, como es el caso aplicado por

la Unión Europea.

El objetivo final del Convenio CITES es contribuir a garantizar que el comercio internacional de animales y plantas silvestres sea legal, sostenible y trazable. El sistema de permisos y certificados establecido permite que toda mercancía CITES se encuentre perfectamente documentada y se conozca su origen, destino y motivo por el que se comercializa.

El Apéndice I incluye todas las especies consideradas en peligro de extinción que son o pueden ser afectadas por el comercio. El comercio en especímenes de estas especies deberá estar sujeto a una reglamentación particularmente estricta a fin de no poner en peligro aún mayor su supervivencia, y se autorizará solamente bajo circunstancias excepcionales.

Incluye dentro de las que hay en España: *Hyperoodon sp. (Ziphiidae)*, *Physeter macrocephalus*, *Balaenoptera acutorostrata*, *B. borealis*, *B. edeni*, *B. musculus*, *B. physalus*, *Megaptera novaeangliae*, *Eubalaena spp.*

El Apéndice II incluye todas las especies que, si bien en la actualidad no se encuentran necesariamente en peligro de extinción, podrían llegar a esa situación a menos que el comercio de especímenes de dichas especies esté sujeto a una reglamentación estricta. Esto evitará la utilización incompatible con su supervivencia- o aquellas otras especies no afectadas por el comercio, que también deberán sujetarse a reglamentación con el fin de permitir un eficaz control del comercio en las especies a que se dedica el párrafo anterior. Incluye a todas las especies del Orden *Cetacea*.

#### 7.2.1.4.- CONVENIO DE BONN.

Convención sobre la Conservación de las Especies Migratorias de Animales Silvestres, hecho en Bonn el 23 de junio de 1979, texto corregido según acuerdo de la tercera reunión de la Conferencia de los Estados contratantes celebrada en Ginebra del 9 al 13 de septiembre de 1991 (BOE-A-1995-11573, de 17 de mayo de 1995). Entró en vigor en 1983 y provee una especial protección a las especies migratorias en peligro listadas en el Apéndice I, que incluye a 7 mamíferos (*Balaenoptera musculus*, *Megaptera novaeangliae*, *Eubalaena glacialis*, *Balaena mysticetus*, *Balaena g. glacialis*, *B. g. australis* y *Monachus monachus*) y 6 tortugas (*Chelonia mydas*, *Caretta caretta*, *Erectmochelys imbricata*, *Lepydochelis Keempii*, *L. olivacea*, *Dermochelys coriacea*). Insta también a que se realicen Acuerdos multilaterales para la conservación y gestión de las especies migratorias incluidas en el Apéndice II. En este Apéndice están incluidos 34 mamíferos marinos y entre ellos algunas especies de delfines del Mediterráneo occidental. También insta a tomar medidas de cooperación en actividades de investigación.

En base a su artículo 4 emanan varios acuerdos: ASCOBANS, SEAL WADDEN y ACCOBAMS. De todos ellos, ACCOBAMS es el único del que España es Parte.

#### 7.2.1.5. ACCOBAMS.

El Acuerdo sobre la conservación de los cetáceos del mar Negro, el mar Mediterráneo y la zona Atlántica contigua (ACCOBAMS), fue firmado por el Plenipotenciario de España en Mónaco el 24 de noviembre de 1996, fue ratificado el 7 de enero de 1999 y entró en vigor en España el 1 de junio de 2001.

Los objetivos del Acuerdo son adoptar medidas coordinadas para conseguir y mantener un estado de conservación favorable para los cetáceos. A tal fin, las Partes prohibirán y adoptarán todas las medidas necesarias para eliminar, cuando no se haya hecho ya, cualquier captura deliberada de cetáceos, y cooperarán para crear y mantener una red de zonas especialmente protegidas para la conservación de los cetáceos.

Este acuerdo cubre a todas las especies de cetáceos del Mar Negro, Mar Mediterráneo y la zona del Atlántico contigua al Mediterráneo, y presta una especial atención a especies como la marsopa (*Phocoena phocoena*), el

delfín mular (*Tursiops truncatus*), el delfín común (*Delphinus delphis*) y el calderón común (*Globicephala melas*).

A las partes contratantes se les requiere que implementen el Plan de Conservación que forma parte del acuerdo, que desarrollen la legislación oportuna para prevenir capturas de cetáceos por parte de los barcos bajo jurisdicción de las partes contratantes minimizar las capturas accidentales. En relación al Plan de Conservación, se deben adoptar medidas legislativas para la protección y conservación de los cetáceos, hacer una valoración y una gestión a las interacciones entre hombres y cetáceos, establecer áreas protegidas en particular para áreas importantes de alimentación, cría y reproducción, realizar labores de investigación y monitorización, desarrollar programas de información, educación pública y adiestramiento o formación. También es importante poner en marcha planes y medidas de emergencia.

## 7.2.2.- ACUERDOS EUROPEOS.

### 7.2.2.1.- CONVENCIÓN DE BARCELONA.

Convenio para la protección del Mar Mediterráneo contra la contaminación (Barcelona, 1976), modificado en 1995 en Barcelona y denominado desde entonces “Convenio para la Protección del Medio Marino y de la Región Costera del Mediterráneo (<https://eur-lex.europa.eu/legal-content/ES/TXT/?uri=LEGISSUM%3A128084>). Entre sus Protocolos destaca el Protocolo sobre Zonas Especialmente Protegidas y la Diversidad Biológica en el Mediterráneo (Barcelona, 1995) y los Anexos adoptados en Mónaco el 24 de noviembre de 1996 y declaraciones adjuntas a dicho Protocolo (Instrumento de Ratificación publicado en el BOE nº 302, de 18/12/1999). Este Protocolo proporciona una especial protección a las especies mediterráneas en peligro y a los hábitats vitales para su conservación a través de una red de Zonas Especialmente Protegidas de Interés para el Mediterráneo (ZEPIMs).

En el Protocolo de Zonas Protegidas se hace referencia a la profunda repercusión de las actividades humanas en el medio marino y el litoral, más en general en los ecosistemas de las zonas que tienen las características comunes predominantes del Mediterráneo. Además, se hace hincapié en la importancia de proteger, y en su caso mejorar, el estado del patrimonio natural y cultural del Mediterráneo. El establecimiento de zonas especialmente protegidas y la protección y conservación de las especies de flora y fauna amenazada o en peligro se consideran hoy día los mecanismos más útiles y adecuados para estos fines. Asimismo, en el Protocolo se insta a tomar las medidas necesarias para conocer la distribución y uso del hábitat, seleccionando aquellas áreas de alto valor natural o que debieran ser protegidas para lograr que dichas especies se mantengan en un estado favorable de conservación.

El Protocolo incluye un Anexo II (Mónaco, 1996) con una lista de especies amenazadas o en peligro que incluye a 19 mamíferos marinos (*B. acutorostrata*, *B. borealis*, *B. physalus*, *Delphinus delphis*, *Eubalaena glacialis*, *Globicephala melas*, *Grampus griseus*, *Kogia Simus*, *Megaptera novaeangliae*, *Mesoplodon densirostris*, *Monachus monachus*, *Orcinus orca*, *Phocoena phocoena*, *Physeter macrocephalus*, *Pseudorca crassidens*, *Stenella coreuloalba*, *Steno bredanensis*, *Tursiops truncatus* y *Zhiplus cavirostris*) y 5 tortugas (*Caretta caretta*, *Chelonia mydas*, *Dermochelis coriacea*, *Eretmochelys imbricata* y *Lepidochelys kempii*).

Entre los objetivos de las zonas especialmente protegidas esta salvaguardar los hábitats necesarios para la supervivencia, reproducción y recuperación de las especies de flora y fauna en peligro, amenazada o endémica. En el caso de las ZEPIMs (Zonas Especialmente Protegidas de Interés para el Mediterráneo) se podrán incluir espacios que sean hábitats de especies en peligro (Art. 12.2: Las partes garantizarán la máxima protección posible y la recuperación de las especies de la fauna y flora enumeradas en el anexo relativo a la lista de especies en peligro o amenazadas adoptando en el plano nacional las medidas previstas en los párrafos 3 y 5 del art. 11 del Protocolo).

Con el objetivo de asistir a los países mediterráneos en la implementación de las ZEPIMs, se crea en Túnez en

1985 el Centro de Actividad Regional para Áreas Especialmente Protegidas (RAC/SPA). El Anexo II del Protocolo relativo a las zonas especialmente protegidas y la diversidad biológica del Mediterráneo incluye 18 especies de cetáceos que se consideran en peligro o amenazadas.

En Octubre de 1998 se elaboraron en una reunión de expertos del Plan de Acción para la Conservación de los Cetáceos en el Mar Mediterráneo unas recomendaciones relativas a una ulterior aplicación de este Plan, que fueron aprobadas en el marco del PNUMA (Arta, Grecia, 27 a 29 de octubre de 1998) (UNEP, RAC/SPA 1998) y revisadas y aprobadas por la 4ª reunión de los Puntos Focales Nacionales para Áreas Protegidas (Túnez, 12 a 14 de abril de 1999). Entre dichas recomendaciones se hace una especial referencia a la importancia de los estudios de cetáceos varados, la utilización de protocolos normalizados y la creación de redes nacionales y supranacionales para la vigilancia de los cetáceos varados en las costas.

En 2003, la UNEP, junto con el RAC-SPA redacta una guía de para el desarrollo de redes de varamientos nacionales (UNEP, RAC/SPA, 2003).

En 2015 entran en vigor las Enmiendas de los Anexos II y III del Protocolo sobre zonas especialmente protegidas y la diversidad biológica en el Mediterráneo, adoptadas en Estambul el 6 de diciembre de 2013 mediante Decisión IG.21/6.

#### 7.2.2.2.- DIRECTIVA HABITATS

En el ámbito de la Unión Europea, la Directiva 97/62/CEE del Consejo, de 27 de octubre, que modifica la Directiva 92/43/CEE del Consejo, de 21 de mayo, relativa a la conservación de los Hábitats Naturales y de la fauna y flora silvestres incluye en su Anexo II al delfín mular (*Tursiops truncatus*), a la marsopa común (*Phocoena phocoena*), y las especies de focas *Phoca vitulina* y *Halichoerus grypus*, todas especies frecuentes en aguas españolas, como de interés comunitario para cuya conservación es necesario designar Zonas Especiales de Conservación (ZECs); y en su Anexo IV al resto de los cetáceos como especies animales de interés comunitario que requieren una protección estricta.

La Directiva 2008/56/CE, de 17 de junio de 2008, es la que establece un marco de acción comunitaria para la política del medio marino (Directiva marco sobre la estrategia marina). Esta Directiva establece un marco en el que los Estados miembros deberán adoptar las medidas necesarias para lograr o mantener un buen estado medioambiental del medio marino a más tardar en el año 2020.

#### 7.2.2.3.- DIRECTIVA MARCO SOBRE LA ESTRATEGIA MARINA

Directiva 2008/56/CE del parlamento europeo y del consejo de 17 de junio de 2008 por la que se establece un marco de acción comunitaria para la política del medio marino ([http://eur\\_lex.europa.eu/legalcontent/ES/TXT/PDF/?uri=CELEX:32008L0056&from=ES](http://eur_lex.europa.eu/legalcontent/ES/TXT/PDF/?uri=CELEX:32008L0056&from=ES)) en el que los Estados miembros deberán adoptar las medidas necesarias para lograr o mantener un buen estado medioambiental del medio marino a más tardar en el año 2020. Con tal propósito se elaborarán y aplicarán estrategias marinas a fin de: a) proteger y preservar el medio marino, evitar su deterioro o, en la medida de lo posible, recuperar los ecosistemas marinos en las zonas que se hayan visto afectados negativamente; y b) prevenir y reducir los vertidos al medio marino, con miras a eliminar progresivamente la contaminación según se define en el artículo 3, apartado 8, para velar por que no se produzcan impactos o riesgos graves para la biodiversidad marina, los ecosistemas marinos, la salud humana o los usos legítimos del mar.

### 7.2.3.- LEGISLACIÓN NACIONAL.

#### 7.2.3.1.- REAL DECRETO 1997/1995 Y 1193/1998

Como consecuencia de la transposición al ordenamiento jurídico español de la Directiva Hábitats, los

cetáceos quedan igualmente incluidos en los Anexos II y IV del Real Decreto 1997/1995, de 7 de diciembre, por el que se establecen medidas para garantizar la biodiversidad mediante la conservación de los hábitats naturales y de la flora y fauna silvestres (<http://www.boe.es/boe/dias/1995/12/28/pdfs/A37310-37333.pdf>), modificado por el Real Decreto 1193/1998, de 12 de junio. Según su artículo 10, los cetáceos gozarán de las medidas de protección establecidas por el Real Decreto 439/1990, de 30 de marzo, por el que se regula el Catálogo Nacional de Especies Amenazadas y por la Ley 4/1989, de 27 de marzo, de Conservación de los Espacios Naturales y de la Flora y Fauna Silvestres, reformada y modificada, respectivamente, por las Leyes 40/1997 y 41/1997, ambas de 5 de noviembre.

### 7.2.3.2.- CATALOGO ESPAÑOL DE ESPECIES AMENAZADAS

El Real Decreto 439/1990, que regula el Catálogo Nacional de Especies Amenazadas (<http://www.boe.es/boe/dias/2011/02/23/pdfs/BOE-A-2011-3582.pdf>), incluye las especies de tortugas marinas (*Dermochelys coriacea*, *Caretta caretta*, *Chelonia mydas* y *Eretmochelys imbricata*). A su vez, mediante Orden del Ministerio de Medio Ambiente de 9 de junio de 1999, algunas especies de cetáceos se incluyeron en el Catálogo Nacional de Especies Amenazadas.

En 2011, el Real Decreto 139/2011, de 4 de febrero, para el desarrollo del Listado de Especies Silvestres en Régimen de Protección Especial y del Catálogo Español de Especies Amenazadas adapta, por un lado, el anterior Catálogo Nacional de Especies Amenazadas (que con este real decreto se deroga), y por otro, la clasificación de las especies sobre catalogación, descatalogación o cambio de categoría de especies.

El Listado incluye las especies, subespecies y poblaciones merecedoras de una atención y protección particular en función de su valor científico, ecológico, cultural, singularidad, rareza o grado de amenaza, así como aquellas que figuran como protegidas en los anexos de las directivas y los convenios internacionales ratificados por España. Dentro del Listado se crea el Catálogo que incluye, cuando exista información técnica o científica que así lo aconseje, las especies que están amenazadas incluyéndolas en algunas de las siguientes categorías:

- a) En peligro de extinción: especie, subespecie o población de una especie cuya supervivencia es poco probable si los factores causales de su actual situación siguen actuando.
- b) Vulnerable: especie, subespecie o población de una especie que corre el riesgo de pasar a la categoría anterior en un futuro inmediato si los factores adversos que actúan sobre ella no son corregidos.

Los cetáceos que están en el listado son:

#### ➤ Listado

- *Kogia breviceps* Cachalote pigmeo
- *Kogia sima* Cachalote enano
- *Delphinus delphis* Delfín común Atlántico
- *Globicephala melas* Calderón común Atlántico
- *Grampus griseus* Calderón gris
- *Lagenodelphis hosei* Delfín de Fraser
- *Pseudorca crassidens* Falsa orca
- *Stenella coeruleoalba* Delfín listado
- *Stenella frontalis* Delfín moteado del Atlántico
- *Steno bredanensis* Delfín de dientes rugosos
- *Hyperoodon ampullatus* Zifio calderón septentrional
- *Mesoplodon densirostris* Zifio de Blainville
- *Mesoplodon europaeus* Zifio de Gervais
- *Mesoplodon mirus* Zifio de True

➤ Catálogo Español de Especies Amenazadas, Vulnerable

- *Balaenoptera acutorostrata* Rorcual aliblanco
- *Balaenoptera borealis* Rorcual norteño
- *Balaenoptera musculus* Rorcual azul
- *Balaenoptera edeni/brydei* Rorcual tropical
- *Balaenoptera physalus* Rorcual común
- *Megaptera novaeangliae* Yubarta
- *Delphinus delphis* Delfín común, Mediterráneo
- *Globicephala macrorhynchus* Calderón tropical
- *Globicephala melas* Calderón común, Mediterráneo
- *Physeter macrocephalus* Cachalote
- *Orcinus orca* Orca, Estrecho de Gibraltar y Golfo de Cádiz
- *Tursiops truncatus* Delfín mular
- *Ziphius cavirostris* Zifio de Cuvier

➤ Catálogo Español de Especies Amenazadas, En peligro de extinción

- *Eubalaena glacialis* Ballena vasca
- *Phocoena phocoena* Marsopa común

*7.2.3.3.- LEY 42/2007, DE 13 DE DICIEMBRE, DEL PATRIMONIO NATURAL Y DE LA BIODIVERSIDAD*

La Ley 42/2007, de 13 de diciembre, del Patrimonio Natural y de la Biodiversidad ([https://www.boe.es/diario\\_boe/txt.php?id=BOE-A-2007-21490](https://www.boe.es/diario_boe/txt.php?id=BOE-A-2007-21490)) establece que las Administraciones Públicas deben dotarse de herramientas que permitan conocer el estado de conservación del patrimonio natural y de la biodiversidad española, y las causas que determinan sus cambios; con base en este conocimiento podrán diseñarse las medidas a adoptar para asegurar su conservación. Establece también las competencias de la Administración General del Estado (AGE) sobre biodiversidad marina (artículo 6.1).

En su artículo 11, determina la elaboración por parte del MITECO del Informe sobre el estado del Patrimonio Natural y de la Biodiversidad, un informe anual sobre el estado de los elementos terrestres y marinos integrantes del patrimonio natural en España, con especial atención a los que precisen medidas específicas de conservación o hayan sido declarados de interés comunitario, como es el caso de los cetáceos. Este informe deberá ser realizado en base a los datos sobre distribución, abundancia, estado de conservación, recogidos en el Inventario Español del Patrimonio Natural y de la Biodiversidad y del Sistema de Indicadores, elaborados y actualizados por el MITECO.

Ley 33/2015, de 21 de septiembre, por la que se modifica la Ley 42/2007, de 13 de diciembre, del Patrimonio Natural y de la Biodiversidad.

Esta ley modifica la ley 42/2007 con el objetivo de modificar ciertos aspectos de la anterior ley, en especial la gestión de los espacios protegidos, y reforzar la responsabilidad de las Autoridades en conservación y biodiversidad. Además, esta ley cambia la redacción de ciertos artículos, de interés especial para este informe el artículo 11:

Partiendo de los datos del Inventario Español del Patrimonio Natural y de la Biodiversidad, el Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente, con la colaboración de las comunidades autónomas, y, en su caso, de otros órganos de la Administración General del Estado, elaborará y publicará anualmente un informe con los valores, análisis e interpretación de los resultados del Sistema de Indicadores. Este informe será presentado



a la Comisión Estatal para el Patrimonio Natural y la Biodiversidad y al Consejo Estatal para el Patrimonio Natural y la Biodiversidad, antes de hacerse público.

Del mismo modo, se realizará un informe cada seis años sobre el estado y evolución del Patrimonio Natural y de la Biodiversidad, que contendrá también una evaluación de los resultados alcanzados por las principales políticas adoptadas en esta materia. Este informe será presentado ante el Consejo Estatal para el Patrimonio Natural y la Biodiversidad y ante la Conferencia Sectorial de Medio Ambiente antes de hacerse público.

#### *7.2.3.4.- LEY 41/2010, DE 29 DE DICIEMBRE, DE PROTECCIÓN DEL MEDIO MARINO*

Transpone al ordenamiento jurídico español la Directiva marco sobre la estrategia marina, y prevé la recopilación de información para la determinación del buen estado ambiental en el marco de las estrategias marinas ([https://www.boe.es/diario\\_boe/txt.php?id=BOE-A-2010-20050](https://www.boe.es/diario_boe/txt.php?id=BOE-A-2010-20050))

El objetivo de la ley es lograr un buen estado ambiental del medio marino, y la herramienta para alcanzar esta meta es llevar a cabo una planificación coherente de las actividades que se practican en el mismo. Las estrategias marinas se constituyen como los instrumentos esenciales para esta planificación, y se elaborará una estrategia para cada una de las demarcaciones marinas establecidas.

Las estrategias marinas consisten en la elaboración de una serie de tareas consecutivas, que se deben realizar para cada una de las demarcaciones marinas. La primera es la evaluación inicial del estado del medio marino, que incluye las características naturales, las presiones e impactos y un análisis económico y social de la utilización del medio marino y de los costes de su deterioro. La segunda tarea es la determinación del buen estado ambiental. La tercera es el establecimiento de una serie de objetivos ambientales, enfocados a lograr el buen estado ambiental que previamente se ha definido. Simultáneamente, se deben definir una serie de indicadores para poder evaluar la consecución de los objetivos ambientales. La cuarta tarea es el establecimiento de un programa de seguimiento. Por último, se debe elaborar y aplicar un programa de medidas para lograr el buen estado ambiental.

#### *7.2.3.5.- REAL DECRETO 556/2011, DE 20 DE ABRIL, PARA EL DESARROLLO DEL INVENTARIO ESPAÑOL DEL PATRIMONIO NATURAL Y LA BIODIVERSIDAD*

El Inventario Español del Patrimonio Natural y de la Biodiversidad, en lo sucesivo el Inventario, está integrado por tres instrumentos: por una parte, sus componentes básicos como inventarios, catálogos, registros, listados y bases de datos; por otro lado, un sistema de indicadores que nos permita evaluar de forma sintética su estado y evolución; y, como resumen de todo ello, un informe anual. Este real decreto señala en el punto 2.b de su anexo I sobre Descripción de los componentes del Inventario, que para las especies de cetáceos el Inventario Español de Especies Marinas tendrá en consideración la información disponible en la Base de datos española de varamientos de cetáceos (BEVACET), que es hasta la fecha la única herramienta que existe a nivel nacional de bases de datos de varamientos de cetáceos.

#### **7.2.4.- COMPETENCIAS AUTONÓMICAS: LIMPIEZA DE PLAYAS (RETIRADA DE CETÁCEOS DE PLAYAS)**

La competencia del mantenimiento y limpieza de las playas es transferida por el Ministerio para la Transición Ecológica y el Reto Demográfico a los municipios según el artículo 225 del Real Decreto 876/2014, de 10 de octubre, por lo que la retirada de animales de las playas dependerá de los Ayuntamientos.

El Real Decreto 876/2014, de 10 de octubre, por el que se aprueba el Reglamento General de Costas, en su Capítulo III. Artículo 225. Competencias municipales, establece que: Las competencias municipales, en los términos previstos por la legislación que dicten las comunidades autónomas, podrán abarcar los siguientes extremos:

Mantener las playas y lugares públicos de baño en las debidas condiciones de limpieza, higiene y salubridad,

así como vigilar la observancia de las normas e instrucciones dictadas por la Administración General del Estado sobre salvamento y seguridad de las vidas humanas (artículo 115 de la Ley 22/1988, de 28 de julio).

Por otra parte, la Ley 22/2011, de 28 de julio, de residuos y suelos contaminados, en el Artículo 3, en el apartado 5 dice:

Corresponde a las Entidades Locales, o a las Diputaciones Forales cuando proceda:

a) Como servicio obligatorio, la recogida, el transporte y el tratamiento de los residuos domésticos generados en los hogares, comercios y servicios en la forma en que establezcan sus respectivas ordenanzas en el marco jurídico de lo establecido en esta Ley, de las que en su caso dicten las Comunidades Autónomas y de la normativa sectorial en materia de responsabilidad ampliada del productor. La prestación de este servicio corresponde a los municipios que podrán llevarla a cabo de forma independiente o asociada.

b) «Residuos domésticos»: residuos generados en los hogares como consecuencia de las actividades domésticas. Se consideran también residuos domésticos los similares a los anteriores generados en servicios e industrias.

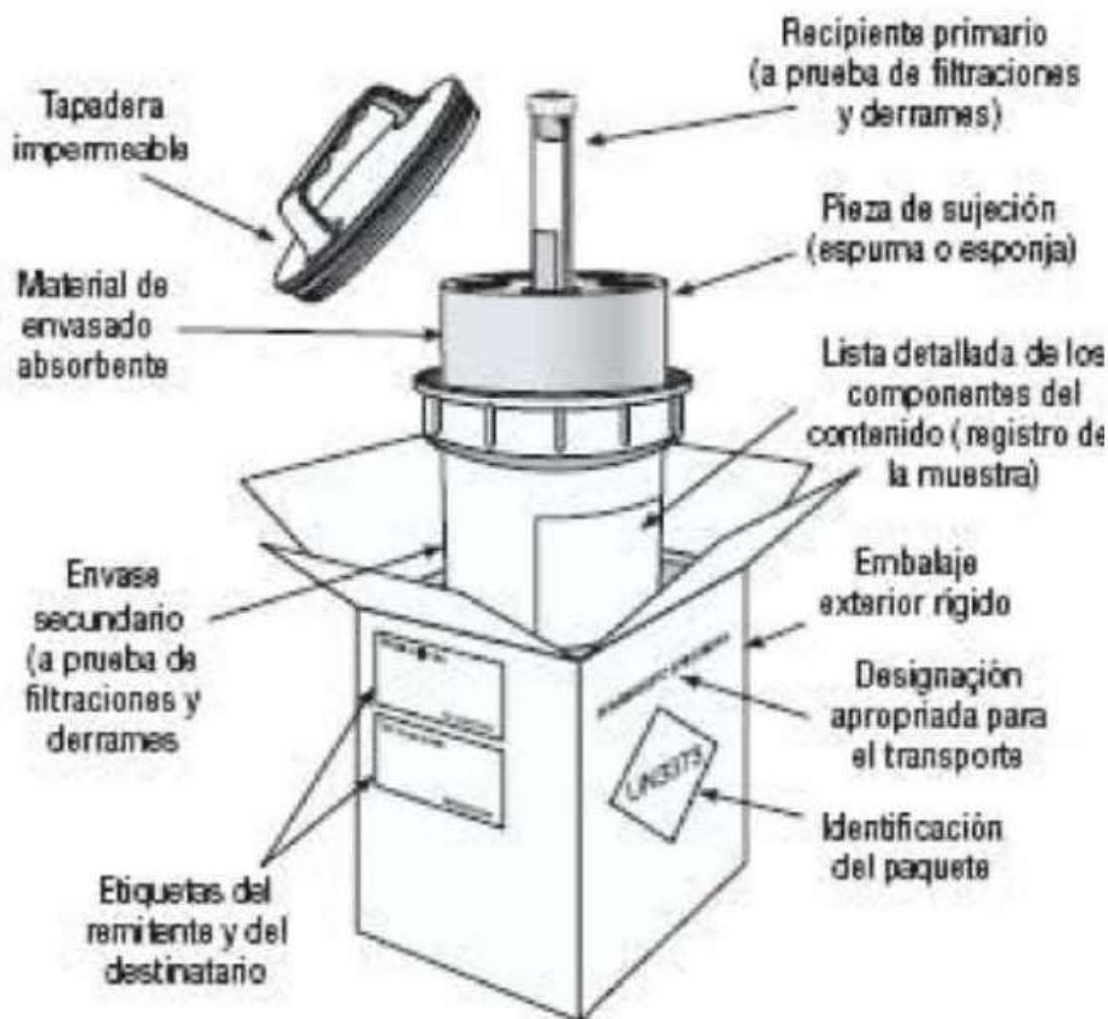
Se incluyen también en esta categoría los residuos que se generan en los hogares de aparatos eléctricos y electrónicos, ropa, pilas, acumuladores, muebles y enseres, así como los residuos y escombros procedentes de obras menores de construcción y reparación domiciliaria.

Tendrán la consideración de residuos domésticos los residuos procedentes de limpieza de vías públicas, zonas verdes, áreas recreativas y playas, los animales domésticos muertos y los vehículos abandonados.

### 7.3.- TRÁMITES PARA EL ENVÍO DE MUESTRAS.

En algunas ocasiones, puede ser necesario el transporte de muestras de cetáceos recogidas en varamientos para fines de investigación. Dado que, como se ha comprobado en el Capítulo 7 los cetáceos o sus muestras o restos pueden transmitir enfermedades al ser humano, se deben considerar sustancias infecciosas a efectos de su envío. Para ello, son necesarios una serie de permisos y medidas concretas. En cualquier caso, es responsabilidad del remitente asegurar la correcta clasificación, empaquetamiento, etiquetado y documentación del transporte de sustancias infecciosas.

Guía sobre la reglamentación relativa al transporte de sustancias infecciosas 2019–2020 de la Organización Mundial de la Salud (WHO/WHE/CPI/2019.20) recoge los pasos necesarios para el envío de estas muestras, y para ello define distintas categorías. De forma general, para la preparación envíos para su traslado se seguirán las instrucciones de embalaje categoría B (sustancia infecciosa que no cumple los criterios para su inclusión en la categoría A. n.º UN 3373). Además, algunos tipos de muestras no se pueden enviar mediante transporte aéreo



**Figura. 10. Ejemplo de sistema de embalaje/envasado triple para el embalaje y etiquetado de sustancias infecciosas de categoría B.**

Además, existe una serie de reglamentación y de permisos que regulan el envío de muestras biológicas.

### 7.3.1.- REGLAMENTACIÓN INTERNACIONAL

Recomendaciones del Comité de Expertos en Transporte de Mercancías Peligrosas de las Naciones Unidas (UNCETDG), comité del Consejo Económico y Social de las Naciones Unidas.

Transporte aéreo:

- Instrucciones Técnicas para el Transporte sin riesgos de Mercancías Peligrosas por Vía Aérea (Organización de Aviación Civil Internacional (OACI))
- IATA Reglamentación sobre Mercancías Peligrosas (Asociación Internacional de Transporte Aéreo (IATA))

#### *Permiso CITES*

La Autoridad Administrativa CITES otorga los permisos y es a la que se tiene que dirigir para obtenerlos. Estos permisos son necesarios para el intercambio de muestras de animales incluidas en los Anexos, como los cetáceos, salvo en los casos mencionados posteriormente. Los transportes fuera de la Unión Europea precisan la previa emisión de un permiso de exportación o importación. Se deberá solicitar permiso de importación o

exportación en la web [www.cites.es](http://www.cites.es). Los permisos dependerán de si se van a importar o exportar muestras y si quien lo hace es una institución científica o no.

No es necesaria autorización CITES para la tenencia de especímenes de cetáceos en instituciones de investigación, dado que son instituciones que conservan los especímenes sin finalidad comercial. El intercambio de restos de cetáceos entre instituciones con finalidad científica que cuentan con la documentación acreditativa de su origen y autorización correspondiente, no necesitará documentación adicional. No obstante, si los especímenes fueran a trasladarse a otra institución intracomunitaria sí sería necesario que fueran acompañados de un certificado CITES que autorizara dicho traslado.

Las entidades científicas, para poder exportar o importar, podrán realizarlo con el uso de etiquetas según lo establecido en el artículo 52 del Reglamento (CE) 865/2006, pero para ello es preciso haber sido registrado como "Institución Científica" ante la Secretaría CITES y estar en posesión de un número que así lo acredite.

Si no se posee un número CITES de Institución Científica, para la exportación o importación se deberán solicitar los correspondientes permisos de exportación o importación según los casos (ver permisos en Anexo 7.5).

### 7.3.2.- REGLAMENTACIÓN ESPAÑOLA.

La Instrucción técnica de la Subdirección General de Sanidad Exterior, de 10 de enero de 2012, pone de manifiesto que no es necesaria la autorización por parte del Ministerio de Sanidad, Servicios Sociales e Igualdad para la importación o exportación de muestras dentro del Espacio Aduanero comunitario aplicable. En el Artículo 7 de la Ley 8/2003, de 24 de abril, de sanidad animal, se establece como obligación de los particulares la de comunicar a las Administraciones públicas, en tiempo y forma, los datos sanitarios exigidos por la normativa aplicable en cada caso, en especial los relativos a nacimientos, muertes, entradas y salidas de animales, así como la aparición reiterada de animales muertos de la fauna silvestre, y solicitar los certificados o documentación sanitaria exigibles para la importación y exportación, en la forma y condiciones previstas reglamentariamente. Asimismo, corresponderá al importador o exportador asumir los costes derivados de la custodia, transporte, almacenamiento, alimentación, sacrificio, destrucción y, en general, de todo tipo, en relación con los animales, productos de origen animal, productos zoonosológicos y productos para la alimentación animal, que tengan como destino la importación o exportación, hasta tanto se realice la inspección veterinaria en frontera prevista en el capítulo II de este título y, en su caso, con posterioridad".

Permisos de Importación y exportación del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.

Tanto para la introducción como para la exportación de muestras se requerirá la autorización del Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación (MAPA).

Para la introducción en el territorio nacional de productos de origen animal destinados exclusivamente a investigación se deberá solicitar un permiso al MAPA. (<http://cexgan.magrama.es/Modulos05/Publico/MaterialBiologico.aspx>)

Para la exportación de cualquier tipo de producto se aplicará la normativa de cada país tercero. Se consultarán las condiciones sanitarias aplicables en la aplicación de Comercio Exterior Ganadero (CEXGAN) de la web de este MAPA. En caso de que no se obtenga la información necesaria, se puede realizar su consulta a los Servicios de Inspección de Sanidad Animal dependientes de este Ministerio, y cuyos datos de contacto están disponibles en la citada página web, o bien, en la Subdirección General de Acuerdos Sanitarios y Control en Frontera del MAPA - [exportacionanimal@magrama.es](mailto:exportacionanimal@magrama.es).


### 7.4.- TRAMITES PARA EL ALMACENAMIENTO DE MUESTRAS

La posesión de restos o muestras de especies silvestres está prohibida al amparo de la Ley 42/2007, de 13 de diciembre. No obstante, se pueden conceder excepciones mediante permisos administrativos al amparo del Art. 61.1.d "Cuando sea necesario por razón de investigación, educación, repoblación o reintroducción, o cuando se precise para la cría en cautividad orientada a dichos fines".

Las autorizaciones al efecto pueden solicitarse tanto al Ministerio para la Transición Ecológica y el Reto Demográfico como a las Comunidades Autónomas.

## ANEXO 7.5. FORMULARIO SOLICITUD PERMISO CITES

### UNIÓN EUROPEA

SOLICITUD	5	1. Exportador/reexportador	<b>PERMISO/CERTIFICADO</b> <input type="checkbox"/> IMPORTACIÓN <input type="checkbox"/> EXPORTACIÓN <input type="checkbox"/> REEXPORTACIÓN <input type="checkbox"/> OTRO/OTRA:			
		3. Importador	 <b>Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres</b>			
			4. País de exportación o reexportación			
			5. País de importación			
		6. Dirección autorizada de conservación de especímenes vivos de especies del anexo A.	7. Autoridad emisora  <b>MINISTERIO DE ECONOMÍA Y COMPETITIVIDAD</b> Dirección General de Comercio e Inversiones Subdirección General de Inspección, Certificación y Asistencia Técnica del Comercio Exterior <b>ESPAÑA</b>			
5		8. Descripción de los especímenes (incluyendo marcado, sexo/fecha de nacimiento de los animales vivos)	9. Masa neta (Kg)	10. Cantidad		
			11. Apéndice CITES	12. Anexo UE	13. Origen	14. Finalidad
			15. País de origen			
			16. Nº del permiso		17. Fecha de emisión	
			18. País de última reexportación			
			19. Nº del certificado		20. Fecha de emisión	
		21. Nombre científico de la especie				
		22. Nombre común de la especie				
		23. Por la presente solicito el permiso/certificado arriba indicado.  Observaciones (sobre la finalidad de la introducción, detalles sobre la conservación de los especímenes vivos, etc.)  <p style="text-align: center;"> <b>Adjunto los justificantes correspondientes y garantizo de buena fe la exactitud de todos los datos facilitados en esta solicitud. Declaro que hasta la fecha no se ha rechazado ninguna solicitud de permiso/certificado para los especímenes anteriormente mencionados.</b> </p> <p style="text-align: center;">           _____            Firma         </p> <p style="text-align: center;">           _____            Nombre del solicitante         </p> <p style="text-align: center;">           _____            Lugar y fecha         </p> <p>           Los animales vivos se trasladarán conforme a las directrices CITES para el transporte y la preparación para el transporte de animales silvestres vivos y, si se trasladan por vía aérea, a la Reglamentación sobre animales vivos publicada por la Asociación del Transporte Aéreo Internacional (IATA)         </p>				

### Instrucciones y explicaciones

1. Nombre y apellidos y dirección del exportador o reexportador real (no de su representante). En caso de un certificado de propiedad privada, nombre y apellidos y dirección del propietario legal.

2. No proceda.

3. Nombre y apellidos y dirección del importador real (no de su representante). Puede dejarse en blanco en caso de un certificado de propiedad privada.

5. Puede dejarse en blanco en caso de un certificado de propiedad privada.

6. Solo debe rellenarse en el formulario de solicitud si se trata de especímenes vivos de especies que figuran en el anexo A que no sean especímenes criados en cautividad o reproducidos artificialmente.

8. La descripción tiene que ser lo más precisa posible e incluir un código de tres letras, con arreglo al anexo VII del Reglamento (CE) nº 865/2006 por el que se establecen disposiciones de aplicación del Reglamento (CE) nº 338/97 del Consejo, relativo a la protección de especies de la fauna y flora silvestres mediante el control de su comercio.

9/10. Utilice las unidades de cantidad y/o de masa neta de acuerdo con las que figuran en el anexo VII del Reglamento (CE) nº 865/2006.

11. Indique el número del apéndice de la Convención CITES (I, II o III) en el que figura la especie en la fecha de solicitud del permiso/certificado.

12. Indique la letra del anexo del Reglamento (CE) nº 338/97 (A, B o C) en el que figura la especie en la fecha de la solicitud.

13. Utilice uno de los códigos siguientes para indicar el origen:

- W Especímenes tomados de la naturaleza.
- R Especímenes de animales criados en un medio controlado, recolectados como huevos o juveniles del medio silvestre, donde de otro modo habrían tenido una muy baja probabilidad de sobrevivir hasta la edad adulta.
- D Animales que figuran en el anexo A criados en cautividad con fines comerciales en establecimientos incluidos en el Registro de la Secretaría de la Convención CITES, de conformidad con la Resolución Conf. 12.10 (Rev. CoP15), y especies vegetales que figuran en el anexo A reproducidas artificialmente con fines comerciales con arreglo al capítulo XIII del Reglamento (CE) nº 865/2006, así como las partes y derivados de estos.
- A Especies vegetales que figuran en el anexo A reproducidas artificialmente sin fines comerciales y especies vegetales que figuran en los anexos B y C reproducidas artificialmente con arreglo al capítulo XIII del Reglamento (CE) nº 865/2006, así como las partes y derivados de estas.
- C Animales criados en cautividad con arreglo al capítulo XIII del Reglamento (CE) nº 865/2006, así como las partes y derivados de estos.
- F Animales nacidos en cautividad, pero que no cumplen los criterios del capítulo XIII del Reglamento (CE) nº 865/2006, así como las partes y derivados de estos.
- I Especímenes confiscados o incautados<sup>1</sup>
- O Preconvención<sup>1</sup>
- U Origen desconocido (tiene que justificarse)

14. Utilice uno de los códigos siguientes para indicar la finalidad de la exportación, reexportación o importación de los especímenes:

- B Cría en cautividad o reproducción artificial
- E Educativo
- G Jardines botánicos
- H Trofeos de caza
- L Aplicación de la ley/judicial/forense
- M Médico (incluida la investigación biomédica)
- N Introducción o reintroducción en la naturaleza
- P Personal
- Q Circos y exhibiciones itinerantes
- S Científico
- T Comercial
- Z Zoológico

15 a 17. El país de origen es el país en el que los especímenes han sido tomados de la naturaleza, han nacido y se han criado en cautividad o se han reproducido artificialmente. Si es un tercer país, en las casillas 16 y 17 tienen que indicarse los datos del permiso del país de origen. Si se exportan especímenes originarios de un Estado miembro de la Unión desde otro Estado, solo tiene que indicarse el nombre del Estado miembro de origen en la casilla 15.

18 a 20. En el caso de los certificados de reexportación, el país de última reexportación es el tercer país desde el que se importaron los especímenes en la Unión. En el caso de los permisos de importación, se trata del tercer país reexportador desde el que se tiene previsto importar los especímenes. En las casillas 19 y 20 tienen que indicarse los datos del certificado de reexportación correspondiente.

21. El nombre científico tiene que ajustarse a las obras de referencia normalizadas para la nomenclatura contempladas en el anexo VIII del Reglamento (CE) nº 865/2006.

23. Facilite cuantos detalles sea posible y justifique cualquier omisión de los datos solicitados.

<sup>1</sup> Emplease únicamente junto con otro código de origen.

## ANEXO 7.6. DESCRIPCIÓN DEL PROCEDIMIENTO DE AUTORIZACIÓN PARA LA INTRODUCCIÓN EN EL TERRITORIO NACIONAL DE MATERIAL BIOLÓGICO (MATERIAL INFECCIOSO Y OTROS SUBPRODUCTOS DE ORIGEN ANIMAL) DESTINADOS EXCLUSIVAMENTE A INVESTIGACIÓN.



MINISTERIO DE AGRICULTURA, ALIMENTACIÓN Y MEDIO AMBIENTE

SECRETARÍA GENERAL DE AGRICULTURA Y ALIMENTACIÓN  
DIRECCIÓN GENERAL DE SANIDAD DE LA PRODUCCIÓN AGRARIA

### DESCRIPCIÓN DEL PROCEDIMIENTO DE AUTORIZACIÓN PARA LA INTRODUCCIÓN EN EL TERRITORIO NACIONAL DE MATERIAL BIOLÓGICO (MATERIAL INFECCIOSO Y OTROS SUBPRODUCTOS DE ORIGEN ANIMAL) DESTINADOS EXCLUSIVAMENTE A INVESTIGACIÓN.

#### Material biológico procedente de otro Estado Miembro de la UE, Noruega, Suiza o Islandia

##### Solicitud de autorización

1. Para la introducción en el territorio nacional de material biológico (material infeccioso u otros subproductos de origen animal), *con destino exclusivo a la investigación*, deberá presentarse una solicitud previa a la Dirección General de Sanidad de la Producción Agraria.
2. Esta solicitud de importación de material biológico de investigación deberá realizarse de manera previa al envío conforme al modelo de documento que se adjunta (anexo I), el cual deberá ser cumplimentado en su totalidad, y deberá ser firmado por el responsable del proyecto de investigación.

##### Tramitación y resolución: autorización para la introducción y transporte del material.

Una vez recibida la solicitud, será tramitada por la Subdirección General de Sanidad e Higiene Animal y Trazabilidad. En caso de ser necesario se solicitará información adicional al responsable del proyecto de investigación.

Las solicitudes de importación se evaluarán teniendo en cuenta el tipo de material, la especie animal de procedencia, su susceptibilidad a las distintas enfermedades, la situación zoonosana del país de origen y las condiciones de bioseguridad de la instalación a la que van destinadas.

Una vez valorada la solicitud se cumplimentará el apartado correspondiente (resolución de la unidad) del modelo de solicitud de importación de material biológico de investigación y se enviará copia al solicitante y a la Comunidad Autónoma de destino.

## Material biológico procedente de un país no miembro de la UE, distinto de Noruega, Suiza o Islandia

### Solicitud de autorización

Para la introducción en el territorio nacional de material biológico (material infeccioso u otros subproductos de origen animal), *con destino exclusivo a la investigación*, existen dos procedimientos distintos:

#### 1. PROCEDIMIENTO SIMPLIFICADO

Cuando el material a importar sea considerado de bajo riesgo de acuerdo con la lista recogida en el cuadro, el procedimiento a seguir será el siguiente:

1. Para la introducción en el territorio nacional de material biológico (material infeccioso u otros subproductos de origen animal), *con destino exclusivo a la investigación*, deberá presentarse una solicitud previa a los inspectores de sanidad animal del aeropuerto por el que se vaya a introducir la material.

2. Esta solicitud de importación de material biológico de investigación deberá realizarse conforme al modelo de documento que se adjunta (anexo II), el cual deberá ser cumplimentado en su totalidad, y deberá ser firmado por el responsable del proyecto de investigación.

La solicitud debe hacerse con antelación a la recepción de la mercancía en el aeropuerto. De lo contrario, podrá verse retenida hasta la finalización del trámite.

- Anticuerpos monoclonales de animales de laboratorio (ratón, rata, cobaya, conejo)
- Tejidos de animales de laboratorio (ratón, rata, cobaya, conejo) no inoculados con agentes patógenos.
- ADN o ARN
- Líneas celulares, hibridomas o cultivos celulares de animales de laboratorio (ratón, rata, cobaya, conejo) no inoculados con agentes patógenos.

### Tramitación y resolución: autorización para la introducción y transporte del material.

Una vez presentada la solicitud correctamente cumplimentada y firmada, el inspector de sanidad animal, comprobará mediante un control de identidad, la correspondencia entre la solicitud y el material recibido.

Si el control es satisfactorio, el inspector firmará la parte correspondiente de la solicitud para la importación de material biológico, siendo entonces este documento suficiente para el despacho por parte de la Aduana.



## 2. PROCEDIMIENTO HABITUAL

Para la importación de material biológico distinto al incluido en el cuadro de más arriba, el procedimiento será el siguiente:

### Solicitud de autorización

1. Para la introducción en el territorio nacional de material biológico (material infeccioso u otros subproductos de origen animal), *con destino exclusivo a la investigación*, deberá presentarse una solicitud previa a la Dirección General de Sanidad de la Producción Agraria.

2. El interesado enviará la solicitud conforme al anexo III a la Subdirección General de Acuerdos Sanitarios y Control en Frontera (SGASCF), por correo electrónico a [importacionanimal@magrama.es](mailto:importacionanimal@magrama.es) o por fax al +34 91 347 82 48. La solicitud deberá ser cumplimentada en su totalidad, y deberá ser firmado por el responsable del proyecto de investigación.

La solicitud debe hacerse con antelación a la recepción de la mercancía en el aeropuerto. De lo contrario, podrá verse retenida hasta la finalización del trámite.

### Tramitación y resolución: autorización para la introducción y transporte del material.

Una vez recibida la solicitud, será tramitada por la Subdirección General de Acuerdos Sanitarios y Control en Frontera. En caso de ser necesario se solicitará información adicional al responsable del proyecto de investigación.

Las solicitudes de importación se evaluarán teniendo en cuenta el tipo de material, la especie animal de procedencia, su susceptibilidad a las distintas enfermedades, la situación zoonosaria del país de origen y las condiciones de bioseguridad de la instalación a la que van destinadas.

Una vez valorada la solicitud se cumplimentará el apartado correspondiente (resolución de la unidad) del modelo de solicitud de importación de material biológico de investigación y se enviará copia al solicitante y a los inspectores de sanidad animal que trabajen en el aeropuerto que corresponda.

El inspector de sanidad animal, comprobará mediante un control de identidad, la correspondencia entre la solicitud y el material recibido.

Si el control es satisfactorio, el inspector firmará la parte correspondiente de la solicitud para la importación de material biológico, siendo entonces este documento suficiente para el despacho por parte de la Aduana.

Antes del despacho de la mercancía por parte de la Aduana será necesario el abono de la tasa en concepto de control sanitario en frontera. El impreso para el pago de la misma se puede obtener en el Puesto de inspección fronteriza del aeropuerto de entrada.



## ANEXO I

### SOLICITUD PARA COMERCIO INTRACOMUNITARIO DE MATERIAL BIOLÓGICO DE INVESTIGACIÓN

Subdirección General de Sanidad e Higiene Animal y Trazabilidad

Fax: 0034-91 347 82 99

**SOLICITANTE:**

Nombre del laboratorio / Institución científica: .....

Dirección destinatario: .....

Ciudad entrada: .....

Nº Teléfono: ..... Nº Fax: ..... e-mail: .....

Nivel de contención del laboratorio: .....

Objetivo de la importación: .....

Persona responsable del proyecto de investigación: .....

**MERCANCÍA IMPORTADA:**

Naturaleza de la mercancía (especie animal de la que procede, en su caso): .....

Categoría del material según el R(CE) 1069/2009 de 21 de octubre de 2009 (si procede): .....

Nº de unidades: ..... Forma de presentación: .....

Método de conservación: .....

País de origen: .....

Establecimiento de origen: .....

Dirección del expedidor: .....

Ciudad salida: .....

**COMPROMISO DE UTILIZACIÓN:**

D.: ..... D.N.I. nº: .....

En calidad de: ..... me comprometo a que:

La mercancía objeto de la importación vaya destinada a la investigación y no se comercialice.

La mercancía vaya embalada conforme a las normas de la Asociación Internacional de Transporte Aéreo, de forma que no sea posible su ruptura y consiguiente contaminación del medio.

La mercancía se traslade directamente a nuestras instalaciones donde una vez realizadas las pruebas pertinentes, el material sobrante se destruirá conforme a la legislación vigente.

En ..... a ..... de ..... de .....

Fdo.:

**RESOLUCIÓN DE LA UNIDAD:**

De acuerdo con la información suministrada a esta Subdirección General de Sanidad e Higiene Animal y Trazabilidad, procede / no procede autorizar la importación de la mercancía arriba reseñada.

En Madrid, a ..... de ..... de .....

Fdo.:

SUBDIRECTOR GENERAL DE SANIDAD E HIGIENE ANIMAL Y TRAZABILIDAD

## ANEXO II



Delegación del Gobierno de  
Subdelegación del Gobierno de  
Área Funcional de

### SOLICITUD DE IMPORTACIÓN DE MATERIAL BIOLÓGICO DE INVESTIGACIÓN

#### Datos del envío:

El material consistente en (señalar con una X):

- >  Anticuerpos (mono o policlonales) de animales de laboratorio
- >  Tejidos de animales de laboratorio
- >  Ácido desoxirribonucleico (ADN), o ácido ribonucleico (ARN).
- >  Líneas celulares, híbridomas, o cultivos celulares de animales de laboratorio
- >  Fijaciones de tejidos o células en giesma o u otra tinción similar

Descripción del producto: .....

Nº de unidades: ..... Forma de presentación: .....

Objetivo de la importación: .....

#### Origen del producto:

Nombre y dirección del laboratorio/institución remitente: .....

#### Destino del producto:

Nombre y dirección del laboratorio/institución destinatario: .....

#### COMPROMISO DE RESPONSABILIDAD:

El abajo firmante, D. .... con DNI nº: ....., como responsable del proyecto de investigación, me comprometo a que:

1. La mercancía objeto de la importación vaya destinada a la investigación y no se comercialice.
2. La mercancía vaya embalada conforme a las normas de la Asociación Internacional de Transporte Aéreo (IATA), de forma que no sea posible su ruptura y consiguiente contaminación del medio.
3. La mercancía se traslade directamente a nuestras instalaciones, donde una vez realizadas las pruebas pertinentes, el material sobrante se destruirá conforme a la legislación vigente.

En ..... a ..... de ..... de .....

Fdo:

#### Datos de contacto del responsable:

Nº Teléfono: ..... NºFax: ..... E-mail: .....

#### DICTAMEN:


De acuerdo con la información suministrada, y una vez comprobada la identidad de la partida, procede/no procede autorizar la importación de la mercancía arriba reseñada.

En ..... a ..... de ..... de .....

Firmado, el inspector de sanidad animal:

(Nombre, firma y sello)

### ANEXO III

	<p>GOBIERNO DE ESPAÑA MINISTERIO DE AGRICULTURA, ALIMENTACIÓN Y MEDIO AMBIENTE</p>	<p>Delegación del Gobierno de Subdelegación del Gobierno de Área Funcional de</p>
<b>SOLICITUD DE IMPORTACIÓN DE MATERIAL BIOLÓGICO DE INVESTIGACIÓN</b>		
<b>SOLICITANTE:</b>		
Nombre del laboratorio / Institución científica: .....		
Dirección completa: .....		
Nº Teléfono:..... Nº Fax:..... e-mail: .....		
Nivel de contención del laboratorio: .....		
Objetivo de la importación: .....		
Persona responsable del proyecto de investigación: .....		
<b>MERCANCÍA IMPORTADA:</b>		
Naturaleza de la mercancía (especie animal de la que procede, en su caso): .....		
Nº de unidades: ..... Forma de presentación: .....		
Método de conservación: .....		
Nº de Conocimiento aéreo / Nº Albarán (en su caso): .....		
País de origen: ..... Laboratorio/Institución de origen: .....		
Aeropuerto de entrada: .....		
<b>COMPROMISO DE UTILIZACIÓN:</b>		
El abajo firmante, D..... con DNI nº:....., como responsable del proyecto de investigación, me comprometo a que:		
1. La mercancía objeto de la importación vaya destinada a la investigación y no se comercialice.		
2. La mercancía vaya embalada conforme a las normas de la Asociación Internacional de Transporte Aéreo (IATA), de forma que no sea posible su ruptura y consiguiente contaminación del medio.		
3. La mercancía se traslade directamente a muestras instalaciones, donde una vez realizadas las pruebas pertinentes, el material sobrante se destruirá conforme a la legislación vigente.		
En ..... a ..... de ..... de .....		
Fdo:		
<b>RESOLUCIÓN DE LA SUBDIRECCIÓN:</b>		
De acuerdo con la información suministrada a esta Subdirección General de Acuerdos Sanitarios y Control en Fronteras, procede / no procede autorizar la importación de la mercancía arriba reseñada.		
En ..... a ..... de ..... de .....		
Fdo: El Subdirector General		
<b>DICTAMEN DEL SERVICIO DE SANIDAD ANIMAL:</b>		
Una vez comprobada la identidad de la partida, procede/no procede autorizar la importación de la mercancía arriba reseñada.		
En ..... a ..... de ..... de .....		
Firmado, el inspector de sanidad animal:		
(Nombre, firma y sello)		

## ANEXO 7.7. INFORMACIÓN A REMITIR PARA LA CONCESIÓN DE AUTORIZACIÓN ADMINISTRATIVA PARA EXCEPCIONAR LAS PROHIBICIONES ESTABLECIDAS EN RELACIÓN A LAS ESPECIES MARINAS PROTEGIDAS.



**MINISTERIO  
PARA LA TRANSICIÓN ECOLÓGICA  
Y EL RETO DEMOGRÁFICO**

**SECRETARÍA DE ESTADO  
DE MEDIO AMBIENTE**

DIRECCIÓN GENERAL DE BIODIVERSIDAD,  
BOSQUES Y DESERTIFICACIÓN

### INFORMACIÓN A REMITIR PARA LA CONCESIÓN DE AUTORIZACIÓN ADMINISTRATIVA PARA EXCEPCIONAR LAS PROHIBICIONES ESTABLECIDAS EN RELACIÓN A LAS ESPECIES MARINAS PROTEGIDAS

Base jurídica: Capítulo I del título III de la Ley 42/2007 y artículo 3.4 de la Ley 41/2010.

La solicitud deberá ser motivada y además deberá especificar al menos:

- objetivo y la justificación de la acción
- identificación (aportando DNI) de las personas responsables y demás personal destinado al desarrollo de los trabajos, así como su cualificación
- área geográfica de trabajo
- duración de los trabajos
- especies a que se refiera
- en su caso, el número previsto de ejemplares a manejar
- medios, las instalaciones, los sistemas o métodos a emplear y sus límites, así como las razones y el personal cualificado para su empleo
- naturaleza y condiciones de riesgo, las circunstancias de tiempo y lugar y si procede, las soluciones alternativas no adoptadas y los datos científicos utilizados
- medidas de control que se aplicarán

Se aportará asimismo la dirección postal a la que se deba remitir la autorización firmada.

La solicitud debe ser enviada a:

D. Jorge Marquinez García  
Director General de Biodiversidad, Bosques y Desertificación  
Ministerio para la Transición Ecológica y el Reto Demográfico  
Pza. San Juan de la Cruz, 10  
28071-Madrid  
[bnz-biomarina@miteco.es](mailto:bnz-biomarina@miteco.es)

El plazo máximo en el que la Dirección General de Biodiversidad, Bosques y Desertificación deberá notificar la resolución y emitir la autorización viene determinado por el plazo general supletorio de tres meses, tal y como está previsto por la *Ley 39/2015, de 1 de octubre, del Procedimiento Administrativo Común de las Administraciones Públicas*.

Este plazo se contará desde la fecha en la que la solicitud de autorización haya tenido entrada en el registro de la Dirección General de Biodiversidad, Bosques y Desertificación para su tramitación.



Plaza San Juan de la Cruz, 10  
28071-Madrid

## 8. COORDINACIÓN ADMINISTRATIVA Y BASES DE DATOS.

### 8.1.- COORDINACIÓN ADMINISTRATIVA DE REDES DE VARAMIENTOS.

La Ley 42/2007, de 13 de diciembre, del Patrimonio Natural y de la Biodiversidad establece que las Administraciones Públicas deben dotarse de herramientas que permitan conocer el estado de conservación del patrimonio natural y de la biodiversidad, y las causas que determinan sus cambios. Establece también las competencias de la Administración General del Estado (AGE) sobre biodiversidad marina, entre otros supuestos cuando se trate de especies marinas altamente migratorias; competencias que desarrolla la AGE a través del MITECO. Sin embargo, como se ha recogido previamente, en el caso de los varamientos existe una notable concurrencia de competencias de diferentes administraciones, por lo que es necesaria la coordinación interadministrativa, que se podrá desarrollar a través de la adopción de convenios AGE-CCAA.

Mediante este documento se pretenden hacer homogéneas las actuaciones que se realicen con animales varados vivos y muertos, así como la toma de muestras y la recogida de información de los varamientos de las diferentes redes de varamientos regionales. Se considera importante que se fomenten además los siguientes puntos:

- -la optimización de recursos, logística y personal entre instituciones locales y regionales
- -la coordinación y el intercambio de experiencias entre las diferentes redes a nivel nacional
- -la formación específica de los profesionales
- -la creación de un grupo de expertos *Task Force* para situaciones de emergencia
- -la creación de Bancos de Muestras coordinados a nivel nacional
- -el mantenimiento y actualización de la Información de datos agregados a nivel nacional. Para ello, la base española de datos de varamientos BEVACET, será actualizada anualmente. El Ministerio solicitará los datos a los diferentes coordinadores regionales. Una vez los coordinadores reúnan los datos de las diferentes entidades colaboradoras, serán remitidos a los gestores de BEVACET, e introducidos en la base de datos. Los gestores de BEVACET enviarán al Ministerio un informe de datos anual.

### 8.2.- BASES DE DATOS – INTRODUCCIÓN.

Los varamientos de mamíferos marinos son un suceso natural que tiene lugar como consecuencia de enfermedad o, simplemente, envejecimiento de los animales. Estos son trasladados activa o pasivamente hacia la orilla por las corrientes y la acción del viento, ya sean muertos o vivos. En algunas ocasiones, las actividades humanas como la contaminación (química, acústica, etc.) o la captura accidental o deliberada por pesquerías son los responsables de los varamientos de mamíferos marinos.

Los animales varados constituyen una fuente de información fundamental, y a veces la única, sobre la anatomía, ecología, genética, patología, parasitología o toxicología de las especies en cuestión (Geraci y Lounsbury, 1993). Además, la rehabilitación de animales vivos, aunque no contribuya significativamente a su conservación -el número de animales rehabilitados con éxito es pequeño y el tamaño de la población salvaje es grande- puede ser importante para la supervivencia en especies amenazadas y, sin duda, fundamental para sensibilizar a los ciudadanos sobre los problemas de supervivencia de muchas especies.

Las primeras informaciones de seguimiento de varamientos en Europa fueron los realizados en los años 70 (Fraser, 1934- 1956, Sheldrick, 1976; Duguay, 1974-1983). Estos trabajos recaban toda la información referente a cetáceos varados en las costas francesas e inglesas. En nuestro país se comenzó esta labor con las publicaciones de Casinos y Filella (1975), Pelegri (1980) y Grau et al. (1980). El primer *workshop* de varamientos de mamíferos marinos, celebrado en 1972, fue patrocinado por la *U.S. Marine Mammal Commission*. En él, se recomendó el establecimiento una red de varamientos nacional, con una base de datos central. Actualmente, es una de las redes de varamientos más desarrollada, *The Marine Mammal Health and Stranding Response Program – Marine Mammal Stranding Network*, creada en 1980 en los Estados Unidos de América. En países de Europa se han establecido redes similares. Así, en Reino Unido, Bélgica, Francia, Alemania, Italia, Portugal, Holanda e Irlanda estas redes están actualmente en funcionamiento (Anexo 8.4).

El control de los varamientos de cetáceos en los países mediterráneos es bastante heterogéneo. En algunos países no existen grupos que investiguen los cetáceos, mientras que otros disponen de una red nacional bien

establecida, que cubren toda la costa o parte de ella.

Hasta la fecha, en España, debido a la distribución de competencias en materia de medio ambiente y conservación de la Naturaleza, en cada Comunidad Autónoma se organizaba su propia red de varamientos. En varias ocasiones se ha visto la necesidad de reunir los datos de las diferentes regiones. Por ejemplo, en 2007, en la reunión sobre varamientos de delfines listados en el Mediterráneo español, en el acta de la reunión se acordaron algunos puntos respecto a la información estatal de los datos de varamientos: (1) respeto a la independencia y propiedad de los datos científicos, (2) necesidad de aportar, junto con los datos básicos una serie de datos relativos a cada uno de los animales varados. En 1997 se organizó la base de datos ATLANCETUS que reunió los datos de varamientos del Atlántico español y portugués durante 5 años. La falta de apoyo oficial y financiación no hizo posible su continuidad

Es en 2007 cuando la Ley 42/2007, de 13 de diciembre, en su artículo 11, establece la competencia ministerial de los cetáceos, y determina la elaboración por parte del Ministerio del Informe sobre el estado del Patrimonio Natural y de la Biodiversidad, un informe anual sobre el estado de los elementos terrestres y marinos integrantes del patrimonio natural en España, con especial atención a los que precisen medidas específicas de conservación o hayan sido declarados de interés comunitario, como es el caso de los cetáceos. Este informe deberá ser realizado en base a los datos sobre distribución, abundancia, estado de conservación y utilización recogidos en el Inventario Español del Patrimonio Natural y de la Biodiversidad y del Sistema de Indicadores, elaborados y actualizados por el Ministerio.

Además, la Ley 41/2010, de 29 de diciembre, de protección del medio marino ya muestra la importancia de la centralización de datos, ya que transpone al ordenamiento jurídico español la Directiva marco sobre la estrategia marina, y prevé la recopilación de información para la determinación del buen estado ambiental en el marco de las estrategias marinas.

Por último, el Real Decreto 556/2011, de 20 de abril, para el desarrollo del Inventario Español del Patrimonio Natural y la Biodiversidad señala en el punto 2.b de su anexo I sobre Descripción de los componentes del Inventario, que para las especies de cetáceos el Inventario Español de Especies Marinas tendrá en consideración la información disponible en la Base de datos española de varamientos de cetáceos (BEVACET), que es hasta la fecha la única herramienta que existe a nivel nacional de bases de datos de varamientos de cetáceos.

BEVACET se basa en la experiencia del proyecto internacional MEDACES (*Mediterranean Database of Cetacean Strandings*). MEDACES se creó bajo los auspicios del Convenio de Barcelona. En la XI Reunión Ordinaria de las Partes Contratantes del Convenio de Barcelona y sus Protocolos, celebrada en Malta del 27 al 30 de octubre de 1999, se aprobaron una serie de recomendaciones relativas a la ulterior aplicación del Plan de Acción para la Conservación de los Cetáceos en el Mar Mediterráneo. En ellas se enfatizó la importancia del establecimiento de planes y redes nacionales para el estudio de, cetáceos varados, utilizando métodos normalizados para la recopilación de datos. Así mismo, se planteó la necesidad de reunir estos datos en un archivo común que incluyera los datos básicos de los animales varados que han sido reunidos ya en diferentes informes. Se planteó además la necesidad de su actualización permanente. Para cumplir con estos objetivos se puso en marcha de la base de datos de varamientos del Mediterráneo (MEDACES; Raga y Fernández, 2009), que comenzó a funcionar en marzo del año 2002. La base de datos de MEDACES, que tiene su ubicación en la Unidad de Zoología Marina del Instituto Cavanilles de Biodiversidad y Biología Evolutiva de la Universidad de Valencia, tiene como fin reunir la información de los varamientos de cetáceos de las diferentes redes de varamientos nacionales y regionales de los países ribereños.

El proyecto se ha extendido a toda el área de Acuerdo sobre la Conservación de los Cetáceos del Mar Negro, el Mar Mediterráneo y la Zona Atlántica Contigua (ACCOBAMS). Así, los varamientos de cetáceos en las costas de los estados miembros de este acuerdo también están incluidos en esta base de datos.

MEDACES es una base de datos en la que la información de cada varamiento está almacenada en diferentes tablas relacionadas entre sí. Así, por ejemplo, los datos de la institución, las medidas de los cetáceos, así como las muestras recogidas están almacenados en diferentes tablas. La principal ventaja de usar esta base de datos es facilitar la búsqueda de información, que de otra manera podría ser complicado. Todos los registros están identificados por una clave principal, que es el número de registro. Hasta la fecha, MEDACES cuenta con aproximadamente 16.000 registros.

La base de datos de MEDACES se nutre de los datos que envían las diferentes organizaciones. En la página web de MEDACES se pueden descargar formularios que indican los datos solicitados. Éstos han sido distribuidos en diferentes secciones, que son: datos básicos (datos del científico e institución que envía los datos), datos del varamiento (especie, fecha, lugar, condición del animal, sexo, etc.), medidas del ejemplar comentarios, datos avanzados (en caso de animal vivo, las causas del varamiento, y en caso de animal muerto si presenta signos de interacción humana), y las diferentes muestras recogidas para estudios de salud, historia de vida, etc. ([www.medaces.uv.es](http://www.medaces.uv.es)).

MEDACES está configurada como una geodatabase (base de datos con referencias espaciales), perteneciente a la familia ArcGIS de ESRI, que es un formato de almacenamiento físico de información geográfica dentro de un SGBD (sistema de gestión de bases de datos). El SGBD escogido para BEVACET es Microsoft Access, cuyo motor es Microsoft Jet. La geodatabase permite situar exactamente en un mapa un varamiento, visualizarlo y obtener información de éste a través del interfaz del mapa. La base de datos se desarrolla en formato mdb de Access y es geo-refenciada bajo el formato geodatabase. En un futuro, se plantea la posible migración hacia software libre de información geográfica.

La página web provee información acerca del proyecto de MEDACES y de las instituciones que colaboran, además, permite la descarga de formularios para el envío de datos, y dos páginas con las herramientas específicas para acceder a los datos relacionados con los varamientos. Para acceder a ellos, es necesario primero aceptar el código deontológico que contiene los siguientes puntos:

- MEDACES es un servicio científico internacional relacionado con la investigación y gestión para la conservación de los cetáceos en el Mar Mediterráneo. Con el apoyo de ACCOBAMS, la base de datos cubrirá la totalidad del área del acuerdo.
- El Centro de Actividad Regional para Áreas de Especial Protección (RAC/SPA) del Plan de Acción para el Mediterráneo, UNEP, actuará como depositario y fiduciario de la base de datos. RAC/SPA podría delegar su gestión a una institución pública de un país mediterráneo.
- De acuerdo con el memorando de entendimiento entre ACCOBAMS y el RAC / SPA, el Comité científico de ACCOBAMS y RAC / SPA establecerán un grupo de trabajo para filtrar y validar la información presentada.
- La información se aportará a la base de datos anualmente por autores individuales o, preferentemente, a través de los diferentes puntos Focales SPA del Plan Nacional de Acción del Mediterráneo UNEP y de los coordinadores nacionales de ACCOBAMS.
- Cada autor tendrá el derecho al libre uso de la información presentada por él después de su presentación a la base de datos.
- Las personas que no sean autores no harán uso de los datos registrados en MEDACES para publicaciones científicas, a menos que se le dé el permiso por escrito por ellos y los gerentes de MEDACES. Con el fin de salvaguardar la propiedad de los datos MEDACES registrará los autores de cada dato.
- Periódicamente se publicará un informe con la información proporcionada a MEDACES, siendo los investigadores o instituciones que contribuyen a las bases de datos co-autores de dichos informes.
- El público, a través de un sitio web en Internet, tendrá acceso a los datos depositados por los investigadores de los diferentes estados
- La base de datos estará en francés e inglés, y las aportaciones deberán ser en estos idiomas.

Las herramientas de búsqueda contienen los siguientes criterios: especies, sexo, fecha, país, provincia, y localidad. Además, haciendo click en el número de registro, aparece una ventana que muestra toda la información disponible del varamiento.

### 8.3.- BEVACET. BASE DE DATOS ESPAÑOLA DE VARAMIENTOS DE CETÁCEOS.

Del mismo modo que en los países vecinos, BEVACET surge de la necesidad de tener una base de datos de varamientos que centralice a nivel estatal la información sobre los varamientos de cetáceos en toda la costa española (Mediterráneo y Atlántico, incluidas las Islas Canarias), compatible con cualquier otra iniciativa de carácter regional o suprarregional.



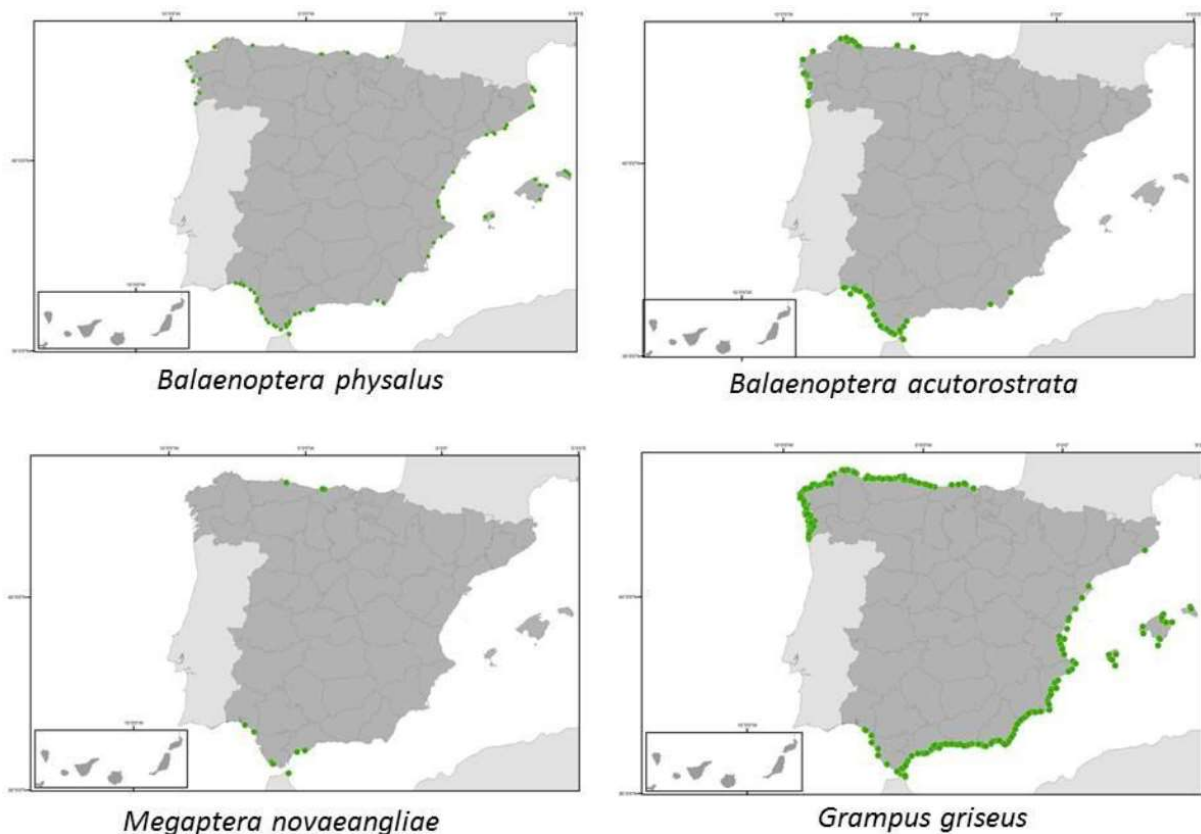
La creación de la base de datos española de varamientos de cetáceos (BEVACET) se hace efectiva en fecha 10 de junio de 2014, tras la Resolución de la Dirección general de Sostenibilidad de la Costa y el Mar del entonces Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente. A la hora de diseñar BEVACET, debido a la experiencia acumulada en este tipo de acciones por la Universidad de Valencia, se tomó como modelo la Base de Datos de Varamientos del Mediterráneo (MEDACES). Puesto que España ya venía aportando sus datos a MEDACES y ésta amplió su área de distribución al ampliarse la de ACCOBAMS, cubriendo la totalidad de las aguas españolas de la península ibérica, se consideró lógico y adecuado incluir el mismo tipo de información de MEDACES para BEVACET.

Para ello, el Ministerio solicitó los datos de varamientos de las diferentes Comunidades Autónomas a sus diferentes coordinadores. Los datos solicitados fueron: Institución (teléfono, e-mail), científico que envía el registro (apellido, nombre, e-mail), especie, país, comunidad, provincia, localidad, lugar de varamiento (nombre de la playa, puerto, etc.) coordenadas (latitud y longitud), fecha, sexo, longitud del animal (cm), varado vivo (estado) / varado muerto (estado del animal), muestras biológicas recogidas si/no, causa de muerte, interacción humana (ninguna /colisión con embarcación/artes de pesca/con intención/desconocido), y comentarios.

BEVACET cuenta también con un código deontológico: Este código deontológico define los principios y normas que todos los contribuidores y usuarios de BEVACET deben cumplir:

- BEVACET es un servicio científico que tiene como objetivo facilitar la conservación, la gestión y la investigación de los cetáceos en España. BEVACET está auspiciado por el Ministerio para la Transición Ecológica y englobado dentro de acciones realizadas para el RAC/SPA y ACCOBAMS (Acuerdo para la conservación de los Cetáceos del Mediterráneo, mar Negro y aguas Atlánticas adyacentes).
- La función de BEVACET es la de reunir y centralizar los datos de los varamientos de cetáceos de las diferentes Comunidades Autónomas costeras del estado español.
- El Ministerio para la Transición Ecológica es el propietario de la base de datos.
- El Ministerio para la Transición Ecológica establecerá un grupo gestor encargado de validar la información remitida.
- La información recopilada será enviada anualmente al depositario de la base de datos, bien sea particularmente, o preferentemente, por el coordinador de cada Comunidad Autónoma.
- El público general, a través de la página web, tendrá acceso a los datos básicos de los varamientos que se detallan a pie de página, generados por los investigadores de las ONGs y/o instituciones de las diferentes Comunidades Autónomas.
- Después del envío a BEVACET, el autor de cada registro tendrá derecho a usar libremente la información enviada por él mismo.
- El resto de los usuarios no podrá utilizar los datos registrados en BEVACET en ningún tipo de publicación. Para el uso de la información publicada en BEVACET necesitará el permiso de los autores de los registros utilizados, y del Ministerio como propietario de la base de datos BEVACET. Por esta razón BEVACET registrará en cada dato de varamiento el autor del registro.
- Se elaborará periódicamente un informe que reúna la información enviada a BEVACET en la que se especifique los datos de todos los contribuyentes.

Actualmente se puede acceder a la información contenida en BEVACET a través de su página web: <http://bevacet.uv.es/>. La ventana de “buscar datos” permite hacer búsquedas de las especies en interés y del autor de cada uno de los registros, tras la aceptación del código deontológico. Además, la información aquí contenida es útil también para poner en contacto a diferentes investigadores. Existe también la posibilidad de ver mapas de distribución de varamientos por especie creados utilizando los datos disponibles en la base de datos de BEVACET, a través de la pestaña de “visualizador” contiene los informes presentados al Ministerio (Figura 11).



**Figura. 11. Mapas de distribución de varamientos por especie obtenidos en la página web de BEVACET.**

Además, la página de inicio de BEVACET contiene noticias relacionadas con varamientos.

BEVACET cumple con el objetivo de centralizar la información sobre los varamientos de cetáceos en toda la costa española (Mediterráneo y Atlántico). Además, permite ver tendencias temporales en el número de varamientos de las especies varadas más frecuentemente. La introducción de los datos de varamientos de las regiones que se han querido sumar a la iniciativa ha permitido dar una visión global de los varamientos ocurridos en España.

Gracias a que el Ministerio ha sido el encargado de solicitar periódicamente los nuevos datos de varamientos de cetáceos anualmente a las diferentes regiones, BEVACET es una base de datos actualizada.

Tanto MEDACES como BEVACET han contribuido y han sido citadas, al menos en los siguientes proyectos de ACCOBAMS:

- Building capacities of Bulgarian Black Sea municipalities on Cetaceans strandings, Green Balkans, NGO from Bulgaria.
- Renforcement du réseau d'échouage des cétacés en Tunisie, Institut National des Sciences et Technologie de la Mer (INSTM) from Tunisia.
- Renforcement du réseau de suivi des échouages des cétacés des côtes marocaines et formalisation des procédures de gestion des échouages, particulièrement ceux des grandes espèces, Institut National de Recherche Halieutique (INRH) from Morocco.
- MEDACES ha contribuido al menos en los siguientes informes técnicos:
- Cebrián-Menchero, D. & Weykam, S. (2005). The dynamic atlas on the Mediterranean marine and coastal protected areas. MedGIS - a GIS and Web Map Service Prototype. Seventh Meeting of National Focal Points for SPAs. UNEP (DEC)/MED WG. 268/Inf. 11. 9 pp.
- Kerem, D., Goffman, O., Scheinin, A., Elasar, M., Hadar, N., Edelist, D. & Sonin, O. (2014) Report on the status of small cetaceans in Israeli Mediterranean waters. Submitted to the Sub-Committee on Small Cetaceans, the Scientific Committee, International Whaling Commission, 18 pp.

- Lanciani, G., Celli, N., Dragani, L. Mariani, B., Verri, C., D'Orazio, A., Salvatore, L., Ingarao, C. & Pagliani, T. (2014) System for monitoring sea water quality using toxicology data on cetaceans. Act. 4.4 MSP Pilot Project - Abruzzo Region Final Report, 122 pp.
- Notarbartolo Di Sciara G. & Fouad M. (2011) National Action Plan for the conservation of marine mammals In the Egyptian Mediterranean Sea. 2012 To 2016. Contract RAC/SPA, 54 pp.
- Raga, J.A. & Fernandez, M. (2003) Mediterranean Database of Cetacean Strandings (MEDACES): a tool for conservation. In: Cetacean Strandings in the Mediterranean Sea. Mednature Vol 2. Ed. Regional Activity Centre for Specially Protected Areas (UNEP), Tunis, 60-66 pp.
- UNEP-MAP-RAC/SPA (2014) Status and conservation of cetaceans in the Sicily Channel/Tunisian Plateau. By M. Aissi. Draft internal report for the purposes of the Mediterranean Regional Workshop to Facilitate the Description of Ecologically or Biologically Significant Marine Areas, Malaga, Spain, 35 pp.

Los datos disponibles en MEDACES han contribuido a la realización de las siguientes publicaciones:

- Arrigoni, M., Manfredi, P., Panigada, S., Bramanti, L. & Santangelo, G. (2011) Life-history tables of the Mediterranean fin whale from stranding data. *Marine Ecology*, 32 (Suppl. 1): 1–9.
- Bearzi, G., Reeves, R.R., Remonato E., Pierantonio, N. & Airoidi, S. (2011) Risso's dolphin *Grampus griseus* in the Mediterranean Sea. *Mammalian Biology*, 76: 385–400.
- Gannier, A. (2011) Using existing data and focused surveys to highlight Cuvier's beaked whale favourable areas: A case study in the central Tyrrhenian Sea. *Marine Pollution Bulletin*, 63: 10–17.
- Kerem, D., Hadar, N., Goffman O., Scheinin, A., Kent, R. Boisseau O. & Schattner., U. (2012) Update on the Cetacean Fauna of the Mediterranean Levantine Basin. *The Open Marine Biology Journal*, 6: 6-27.
- Nortarbartolo di Sciara, G. & Birkun, A. Jr. (2010) Conserving whales, dolphins and porpoises in the Mediterranean and Black Seas: an ACCOBAMS status report. ACCOBAMS, Monaco, 212 pp.
- Sharir, Y., Kerem, D., Gol'din, P. Spanier, E. (2011) Small size in the common bottlenose dolphin *Tursiops truncatus* in the eastern Mediterranean: a possible case of Levantine nanism. *Marine Ecology Progress Series*, 438: 241-251.
- Silva Hernández, M.G. (2014) Aproximación a la posible influencia de los niveles de ruido producidos por el tráfico marítimo, sobre los varamientos de cetáceos ocurridos en el área del estrecho de Gibraltar y Mar de Alborán (1996 a 2012). Tesis de Máster. Universidad Autónoma de Madrid. 45 pp.

COORDINADOR REGIONAL
Apellidos
Nombre
Teléfono
e-mail
ENTIDAD QUE REGISTRA EL VARAMIENTO
Apellidos
Nombre
e-mail
DATOS DEL VARAMIENTO
Especie
País
Comunidad
Provincia
Localidad
Lugar de varamiento (nombre de la playa, puerto, etc.)
Coordenadas (latitud, longitud en grados decimales, WGS 84)
Fecha

Sexo
Longitud del animal (cm)
Varado vivo (estado) / varado muerto*
Muestras biológicas recogidas Si/NO
Realización de necropsia Si/NO
Interacción humana: ninguna /colisión con embarcación/artes de pesca/con intención/desconocido
Comentarios
NÚMERO DE ID REGIONAL

**Tabla 7. Datos que serán solicitados y mostrados públicamente en BEVACET**

**1: vivo, 2: muerto fresco, 3: parcialmente descompuesto, 4: en avanzado estado de descomposición, 5: momificado.**

En la reunión técnica para la elaboración de este Protocolo, que se celebró en las instalaciones del CENEAM en Valsaín, se acordó utilizar BEVACET como base de datos española de cetáceos, y ampliarla creando una zona de acceso único a investigadores y Ministerio. Los objetivos de la base de datos son:

1. La coordinación y centralización de la información de los varamientos de cetáceos en las costas de España, con el objetivo de tener un mejor conocimiento y conservación de los cetáceos.
2. Conocer tendencias
3. Hacer los datos accesibles para técnicos, científicos y ciudadanos
4. La detección y el seguimiento de mortandades masivas
5. La detección y el seguimiento de actividades antropogénicas

La Base de datos pública será mostrada en la página web de BEVACET. El Ministerio solicitará anualmente los datos de varamientos a las diferentes Comunidades Autónomas. Los datos que se solicitarán, y que serán mostrados públicamente en BEVACET se muestran en la Tabla 7.

Además de una zona de acceso al público, BEVACET contará con una zona de acceso restringido para los investigadores que contendrá:

1. Un listado con los grupos de varamientos por regiones.
2. Un listado con laboratorios de muestras y pruebas clínicas de referencia, tanto públicos como privados, que realicen análisis de todo tipo de técnicas, de forma que pueda ser utilizado por el resto de grupos que no posean laboratorios
3. Documentos, leyes, manuales, y protocolos
4. Los datos avanzados de los varamientos:

En relación a este último punto, los campos de la base de datos BEVACET serán concordantes con los campos que aparecen en los Anexos 1.2. Ficha de registro de datos y 1.4. Protocolos de necropsia y toma de muestras.

## ANEXO 8.4. BASES DE DATOS DE VARAMIENTOS EN EUROPA

### ESCOCIA

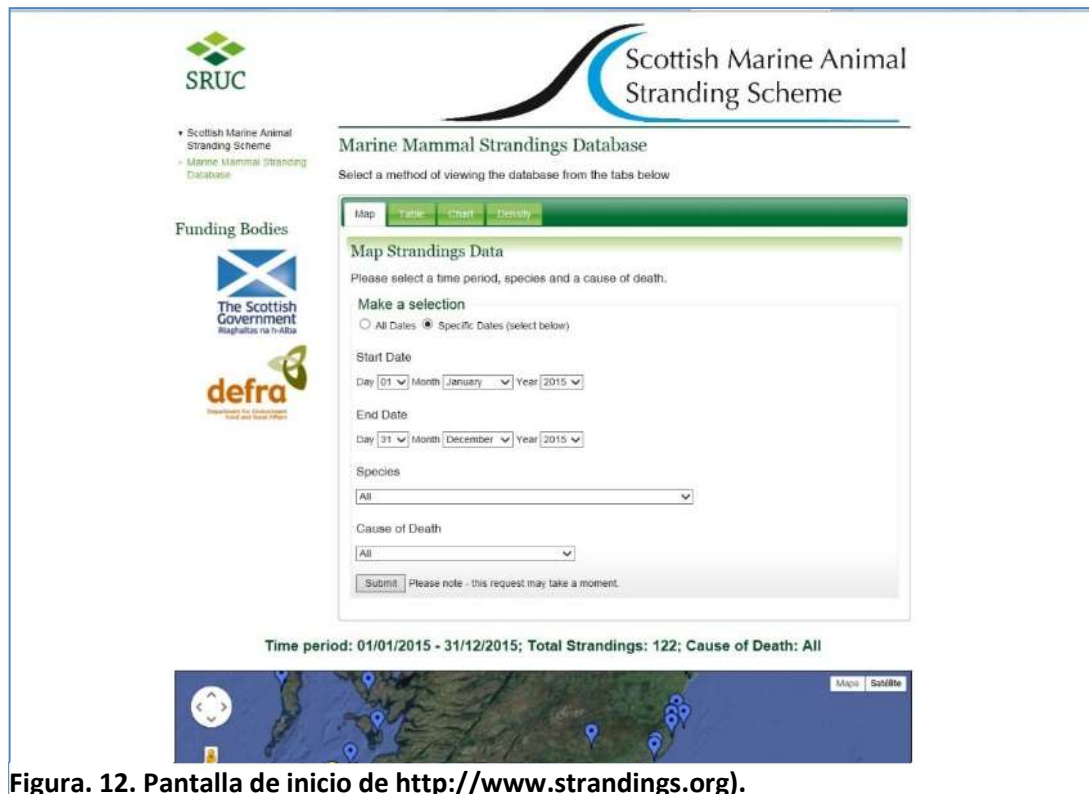


Figura. 12. Pantalla de inicio de <http://www.strandings.org>.

La Página web de Scottish Marine Animal Stranding Scheme (<http://www.strandings.org>) está formada por diferentes pestañas, abiertas al público en general. Estas pestañas son:

- mapa (en Google maps), con los siguientes campos: fecha, especie, causa de muerte
- (infectious disease, pneumonia, live stranding, not established, not examined, Other, Physical trauma, Physicaltrauma (bottlenose attack), physical trauma (others), starvation/hipotermia
- table: date/location/species/cause of death
- harts (por sp y año)
- density: (cuadrícula en mapa)
- documents

**ITALIA**



**Figura. 13:** Pantalla de inicio de <http://mammiferimarini.unipv.it>.

Italia dispone de una página web donde se pueden consultar los datos básicos de un varamiento (<http://mammiferimarini.unipv.it/>). Los datos de las necropsias son introducidos por el autor del varamiento y esta información es privada, y sólo tienen acceso los investigadores. Es el Ministerio de Medio Ambiente el que solicita los datos a los Agentes medioambientales (obligatorio): datos no científicos. Se nutre también de investigadores de diferentes instituciones: se descarga el formato de internet.

Tienen relacionado un equipo de Respuesta en caso de emergencias, como pueden ser los varamientos masivos.

## FRANCIA

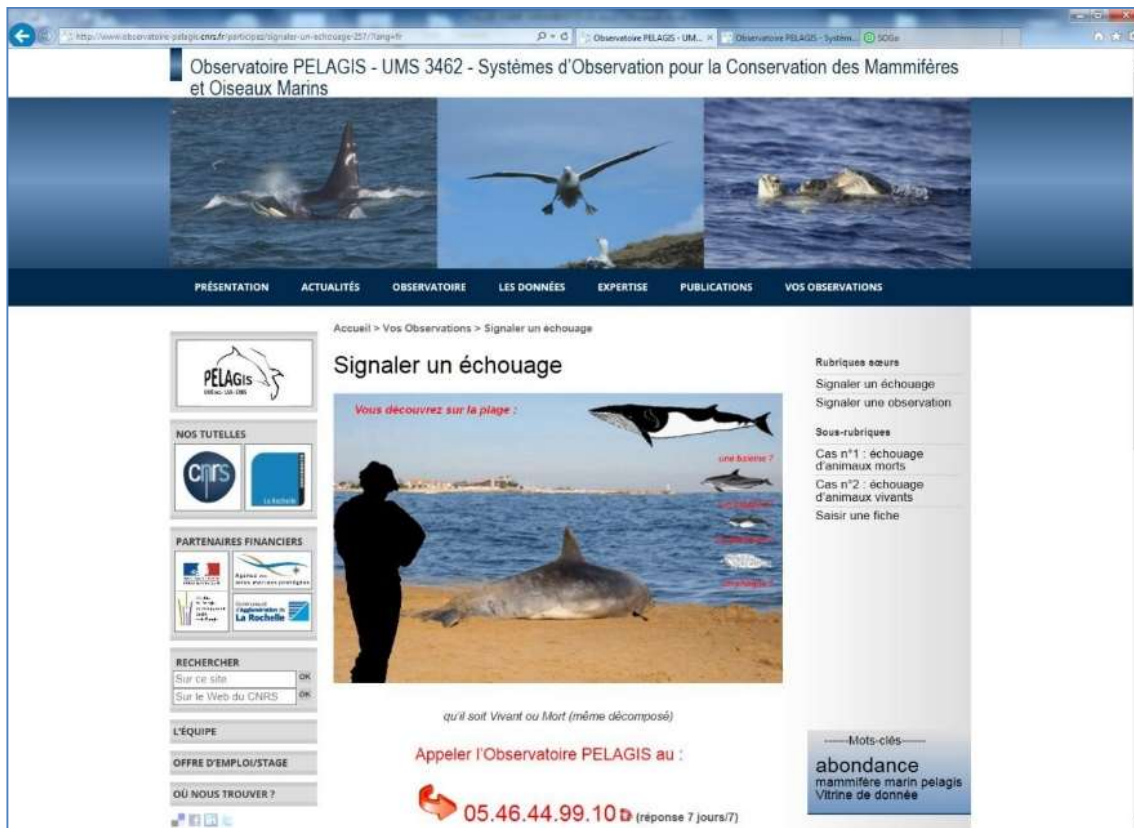


Figura. 14: Pantalla de inicio de <http://www.gecem.org/reseau-national-echouage>.

La red de varamientos francesa (Réseau National d'Echouage, RNE) (<http://www.gecem.org/reseau-national-echouage>) está coordinada por Pelagis (observatorio del CRMM (Marine Mammals Research Center) y la Universidad de la Rochelle. Un comité nacional controla la red de varamientos, valida los nuevos miembros, permite el envío de muestras, etc. La comunicación al público es muy básica e incluye los siguientes datos: especie, fecha, municipio, provincia, sexo y longitud. Esta página web está relacionada con la base de datos de tejidos, en la que todo el mundo puede acceder y pedir muestras.

## 9. NORMATIVA Y BIBLIOGRAFÍA

Reglamento (CE) nº 1069/2009 del Parlamento Europeo y del Consejo, de 21 de octubre de 2009, por el que se establecen las normas sanitarias aplicables a los subproductos animales y los productos derivados no destinados al consumo humano y por el que se deroga el Reglamento (CE) nº 1774/2002 (Reglamento sobre subproductos animales)

Decisión de la Comisión, de 3 de mayo de 2000, que sustituye a la Decisión 94/3/CE por la que se establece una lista de residuos de conformidad con la letra a) del artículo 1 de la Directiva 75/442/CEE del Consejo relativa a los residuos y a la Decisión 94/904/CE del Consejo por la que se establece una lista de residuos peligrosos en virtud del apartado 4 del artículo 1 de la Directiva 91/689/CEE del Consejo relativa a los residuos peligrosos.

Ley 22/2011, de 28 de julio, de residuos y suelos contaminados.

Real Decreto 1632/2011, de 14 de noviembre, por el que se regula la alimentación de determinadas especies de fauna silvestre con subproductos animales no destinados a consumo humano

Comisión SANDACH (2014). Guía de retirada de animales muertos en explotación. Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio ambiente, Madrid.

PROFEPA (2013). Protocolo de Atención para varamientos de mamíferos marinos. SEMARNAT. Diario Oficial de la Federación (DOF). México.

S.E.C. Sociedad Española de Cetáceos (1999). *Protocolo de Atención para varamientos de animales marinos*. Sociedad Española de Cetáceos.

Subdirección General de Sanidad e Higiene Animal y Trazabilidad (2018). Manual práctico de operaciones en el control de las enfermedades de la fauna silvestre. Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio ambiente, Madrid.

## 10. BIBLIOGRAFÍA.

Anónimo (2014). Creación de la base de datos española de varamientos de cetáceos (BEVACET). Informe técnico para el Ministerio De Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente, Madrid.

Baker, A.S., Ruoff, K.L., and Madoff, S. (1998) Isolation of *Mycoplasma* species from a patient with seal finger. *Clinical Infectious Diseases*, 27(5), 1168-1170.

Barco, S. G., Walton, W. J., Harms, C. A., George, R. H., D'Eri, L. R., and Swingle, W. M. (2016). *Collaborative development of recommendations for euthanasia of stranded cetaceans*. US Department of Commerce, National Oceanic and Atmospheric Administration, National Marine Fisheries Service, Office of Protected Resources.

Barnett, J. (2002). Evaluation of Rehabilitation as an Option for Stranded Dolphins, Porpoises and Whales. Winston Churchill Memorial Trust Travel Fellowship, 47-51. Barnett, J., Knight, A., Stevens, M. (2008). *Marine mammal medic handbook*, 6th Edition, British Divers Marine Life Rescue, East Sussex.

Bernaldo de Quirós, Y., Seewald, J. S., Sylva, S. P., Greer, B., Niemeyer, M., Bogomolni, A. L., and Moore, M. J. (2013). Compositional discrimination of decompression and decomposition gas bubbles in bycaught seals and dolphins. *PLoS ONE*, 8(12), e83994.

Bossart, G. D. (2007). Emerging diseases in marine mammals: from dolphins to manatees. *Microbe*, 2(11), 544-549.

Bossart, G. D. (2011). Marine mammals as sentinel species for oceans and human health. *Veterinary Pathology*, 48(3), 676-690.

Boseret, G., Jauniaux, T., and Mainil, J. (2002). Erysipelothrix rhusiopathiae infection in stranded harbour porpoise (*Phocoena phocoena*) and harbour seal (*Phoca vitulina*). In: Erken, A.H.M., Dorrenstein, G.M., and Dollinger, P. (Eds.) Proceedings of the 2002 European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians Annual Meeting, 15-17. Van Setten Kwadraat, Houten.

Bowater, R. O., Norton, J., Johnson, S., Hill, B., O'Donoghue, P., & Prior, H. (2003). Toxoplasmosis in Indo-Pacific



- humpbacked dolphins (*Sousa chinensis*), from Queensland. *Australian Veterinary Journal*, 81(10), 627-632.
- Buck, J. D., Wells, R. S., Rhinehart, H. L., & Hansen, L. J. (2006). Aerobic microorganisms associated with free-ranging bottlenose dolphins in coastal Gulf of Mexico and Atlantic Ocean waters. *Journal of Wildlife Diseases*, 42(3), 536-544.
- Byard, R. W., Kemper, C. M., Bossley, M., Kelly, D., and Hill, M. (2006). Veterinary forensic pathology: the assessment of injuries to dolphins at postmortem. *Forensic Pathology Reviews*, 4, 415.
- Chao, E. (1975) *Tres monstruos de los mares gallegos y otros temas marineros*. Ed. del autor, Ortigueira.
- Cowan, D.F., House, C., and House, J.A. (2001) Public health. In: In Dierauf L.A. and Gulland F. (Eds.): *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*, 767-778. CRC Press, Boca Raton.
- Cowan, D. F., and Curry, B. E. (2002). *Histopathological assessment of dolphins necropsied onboard vessels in the eastern tropical pacific tuna fishery*. National Marine Fisheries Service, Southwest Fisheries Science Center, NMFS SWFSC administrative report LJ-02-24C.
- Cowan, D. F., & Curry, B. E. (2008). Histopathology of the alarm reaction in small odontocetes. *Journal of Comparative Pathology*, 139(1), 24-33.
- Daoust, P. Y., & Ortenburger, A. (2015). *Advice on euthanasia techniques for small and large cetaceans*. Fisheries and Oceans Canada, Science. Doc. 2014/111.
- Daura-Jorge, F. G., and Simões-Lopes, P. C. (2011). Lobomycosis-like disease in wild bottlenose dolphins *Tursiops truncatus* of Laguna, southern Brazil: monitoring of a progressive case. *Diseases of Aquatic Organisms*, 93(2), 163-170.
- 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.
- De Moura, J. F., Hauser-Davis, R. A., Lemos, L., Emin-Lima, R., and Siciliano, S. (2014). Guiana dolphins (*Sotalia guianensis*) as marine ecosystem sentinels: ecotoxicology and emerging diseases. *Reviews of Environmental Contamination and Toxicology*, 228, 1-29..
- Di Bella, C., Macrì, B., Prato, F., Mazzullo, G., & Loria, G.R. (1995) *Erysipelothrix rhusiopathiae (insidiosa)* in un delfino comune (*Delphinus delphis*) spiaggiato in Sicilia. *Atti della Società Italiana delle Scienze Veterinarie*, 49: 589-590.
- Dierauf, L.A. and Gulland, F. (Eds.): *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*, 767-778. CRC Press, Boca Raton.
- Di Nocera, F., De Carlo, E., Maio, N., Pollaro, F., & Iovane, G. (2009). Record of a case of Erysipelas in Striped Dolphin (*Stenella coeruleoalba*) stranded along the Salerno District seacoasts. 8 Convegno Nazionale sui Cetacei e sulle Tartarughe. Pescara, 29-30 ottobre 2009.
- Dubey, J. P., Zarnke, R., Thomas, N. J., Wong, S. K., Van Bonn, W., Briggs, M., Davis, J. W., Ewing, R., Mense, M., Kwok, O. C., Romand, S. & Thulliez, P. (2003). *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum*, *Sarcocystis neurona*, and *Sarcocystis canis*-like infections in marine mammals. *Veterinary Parasitology*, 116, 275-296.
- Dubey, J. P. (2004) Toxoplasmosis—a waterborne zoonosis. *Veterinary Parasitology*, 126(1), 57-72.
- Dubey, J. P., Mergl, J., Gehring, E., Sundar, N., Velmurugan, G. V., Kwok, O. C. H., Grigg, M. E., Su, C. and Martineau, D. (2009). Toxoplasmosis in captive dolphins (*Tursiops truncatus*) and walrus (*Odobenus rosmarus*). *Journal of Parasitology*, 95(1), 82-85.
- Dunn, J. L., Buck, J. D. & Robeck, T.R. (2001) Bacterial diseases of cetaceans and pinnipeds. In: Dierauf, L.A. and Gulland, F. (Eds.) *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*, 312–319. 2nd edn. CRC Press, Boca Raton.
- Duignan, P. J., Gibbs, N. J., and Jones, G. W. (2003). *Autopsy of Cetaceans Incidentally Caught in Fishing Operations, 1997/98, 1999/2000, and 2000/01* (Vol. 119). Wellington, New Zealand: Department of Conservation.
- Dold C. (2015). Cetacea (Whales, Dolphins, Porpoises). In Miller R.E. and Fowler M.E. (Eds.): *Fowler’s Zoo and Wild Animal Medicine*, Volume 8, 422–436. , Elsevier
- Fernández, A., Edwards, J. F., Rodriguez, F., De Los Monteros, A. E., Herraiz, P., Castro, P., Jaber J.R., Martín, V. & 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(4), 446-457.
- Filgueira, X. y Fortes, M. X. (1995) *Fr. Martín Sarmiento. Epistolario*. Consello da Cultura Galega, Santiago de Compostela.

- Foster, G., McAuliffe, L., Dagleish, M. P., Barley, J., Howie, F., Nicholas, R. A., & Ayling, R. D. (2011). Mycoplasma species isolated from harbor porpoises (*Phocoena phocoena*) and a Sowerby's beaked whale (*Mesoplodon bidens*) stranded in Scottish waters. *Journal of Wildlife Diseases*, 47(1), 206-211.
- Geraci, J.R., St Aubin, D. J., Barker, I. K., Webster, R. G., Hinshaw, V. S., Bean, W. J., Ruhnke, H. L., Prescott, J.H., Early, G., Baker, A.S., Madoff, S., & Schooley, R. T. (1982). Mass mortality of harbour seals: pneumonia associated with influenza A virus. *Science*, 215(4536), 1129-1131.
- Geraci, J. R., & Lounsbury, V. J. (2005). *Marine mammals ashore: a field guide for strandings*. National Aquarium in Baltimore.
- Gozalbes- Aparicio, P., Agusti, C., Fraija, N., Raga, J.A. 2014. Progress Report on the Mediterranean Database of Cetacean Strandings. Contract RAC/SPA, nº24/2013/RAC/SPA.
- Graells, M. P. (1889). Las Ballenas en las costas oceánicas de España. Noticias recogidas é investigaciones hechas. *Memorias de la Real Academia de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 32(3), 1-115.
- Gulland, F. and Dierauf, L. (2001). Marine Mammal Unusual Mortality Events. In Dierauf, L.A. and Gulland F. (Eds.): *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*, 119-132. CRC Press, Boca Raton
- Gulland, F. (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.
- Gutiérrez-Expósito, C., Rivilla, J. C., Alís, S., Máñez, M., Garrido, H., Jiménez, F. J., y Cobo, M. D. (2012). Veinticinco años (1986-2011) de monitorización de varamientos de mamíferos marinos en el litoral de Doñana (Huelva, SO España). *Galemys*, 24, 86-90.
- Hampton J., Mawson P., and 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., Clarke III, E. O., Thayer, V. G., and Rowles, T. K. (2014). Low-residue euthanasia of stranded mysticetes. *Journal of wildlife diseases*, 50(1), 63-73.
- Ho-Yen, D.O. (1992) Clinical features. In: Ho-Yen, D.O., Joss, A.W.L., (Eds.) *Human Toxoplasmosis*, 56-78. Oxford University Press, Oxford.
- Hunt, T. D., Ziccardi, M. H., Gulland, F. M., Yochem, P. K., Hird, D. W., Rowles, T., & Mazet, J. A. (2008). Health risks for marine mammal workers. *Diseases of Aquatic Organisms*, 81(1), 81-92.
- Inskeep, W. 2., Gardiner, C. H., Harris, R. K., Dubey, J. P., & Goldston, R. T. (1990). Toxoplasmosis in Atlantic bottle-nosed dolphins (*Tursiops truncatus*). *Journal of Wildlife Diseases*, 26(3), 377-382.
- IWC (2014). *Report of the IWC Workshop on euthanasia protocols to optimize welfare concerns for stranded cetaceans*. International Whaling Commission, Cambridge
- Jauniaux T., García Hartmann M. and Coignoul F. (1998). Postmortem examination and tissues sampling of sperm whales *Physeter macrocephalus*. In Tougaard S. and Kinze C.C. (Eds.). *Proceedings from the Workshop Sperm Whale Strandings in the North Sea: The event – the action – the aftermath*. Appendix. Fisheries and Maritime Museum.
- Jauniaux T. Beans C. and Dabin W. (2005). *Stranding, necropsy and sampling: Collection data, sampling level and techniques*. In European Cetacean Society Student Workshop, La Rochelle, France.
- Jefferson, T. A., Myrick, A. C., and Chivers, S. J. (1994). *Small cetacean dissection and sampling: a field guide*. US Department of Commerce, National Oceanic and Atmospheric Administration, National Marine Fisheries Service
- Jepson, P. D., Baker, J. R., Kuiken, T., Simpson, V. R., Kennedy, S., and Bennett, P. M. (2000). Pulmonary pathology of harbour porpoises (*Phocoena phocoena*) stranded in England. *Veterinary Record*, 146, 721-728.
- Johnston, R. G., & Fung, J. (1969). Bacterial flora of wild and captive porpoises: an inquiry into health hazards to man. *Journal of Occupational and Environmental Medicine*, 11(5), 276-277.
- Kirkwood, J. K., Bennett, P. M., Jepson, P. D., Kuiken, T., Simpson, V. R., & Baker, J. R. (1997). Entanglement in fishing gear and other causes of death in cetaceans stranded on the coasts of England and Wales. *Veterinary Record*, 141(4), 94-98.
- Knieriem, A., & Hartmann, M. G. (2001). Comparative histopathology of lungs from by-caught Atlantic white-sided dolphins (*Leucopleurus acutus*). *Aquatic Mammals*, 27(2), 73-81.
- Kuiken, T. (1996). Diagnosis of by-catch in cetaceans: Proceedings of the second European Cetacean Society workshop on cetacean pathology, Montpellier, France, 2 March 1994. *ECS newsletter*, 26.

- 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*, 17.
- Lane, E. P., De Wet, M., Thompson, P., Siebert, U., Wohlsein, P., & Plön, S. (2014). A systematic health assessment of Indian ocean bottlenose (*Tursiops aduncus*) and Indo-Pacific humpback (*Sousa plumbea*) dolphins incidentally caught in shark nets off the KwaZulu-Natal coast, South Africa. *PLoS ONE*, 9(9), e107038.
- Lunetta, P., and Modell, J. H. (2005). Macroscopical, microscopical, and laboratory findings in drowning victims. In *Forensic pathology reviews*, 3, 77..Lunt, D. W., & Rose, A. G. (1987).
- Maio, E., Begeman, L., Bisselink, Y., Van Tulden, P., Wiersma, L., Hiemstra, S., Ruuls, R., Groñne, A., Roest, H., Willemsen, P., Van der Giessen, J. (2014) Identification and typing of *Brucella* spp. in stranded harbour porpoises (*Phocoena phocoena*) on the Dutch coast. *Veterinary Microbiology*, 173 (2014) 118–124.
- Marine Mammal Commission (2007). *The Marine Mammal Protection Act of 1972 as amended*. NOAA's National Marine Fisheries Service.
- Melero, M., Rubio-Guerri, C., Crespo, J.L., Arbelo, M., Vela, A.I., García-Párraga, D., Sierra, E., Domínguez, L., Sánchez-Vizcaíno, J.M. (2011). First case of erysipelas in a free-ranging bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*) stranded in the Mediterranean Sea. *Diseases of Aquatic Organisms*, 97(2), 167-170.
- Moore, M. J., Bogomolni, A. L., Dennison, S. E., Early, G., Garner, M. M., Hayward, B. A., Lentell, B.J., and Rotstein, D. S. (2009). Gas bubbles in seals, dolphins, and porpoises entangled and drowned at depth in gillnets. *Veterinary Pathology*, 46(3), 536-547.
- Moore, M.J., van der Hoop, J., Barco, S. G., Costidis, A. M., Gulland, F., Jepson, P. D., Moore, K. T., Raverty, S. and McLellan, W. A. (2013). Criteria and case definitions for serious injury and death of pinnipeds and cetaceans caused by anthropogenic trauma. *Diseases of aquatic organisms*, 103(3), 229-264.
- Nores, C. y Pérez, M.C. (1982) Varamientos en masa de cetáceos en las costas cantábricas. Sociedad Española para la Conservación y Estudio de los Mamíferos. Serie Zoológica, 2.
- Norman, S.A., Hobbs, R.C., Foster, J., Schroeder, J.P., Townsend, F.I. (2004). A review if animal and human health concerns during capture-release, handling and tagging of odontocetes. *Journal of Cetacean Research and Management*, 6(1), 53-62.
- Ohishi, K., Zenitani, R., Bando, T., Goto, Y., Uchida, K., Maruyama, T., Yamamoto, S., Miyazaki, N., & Fujise, Y. (2003). Pathological and serological evidence of *Brucella*-infection in baleen whales (Mysticeti) in the western North Pacific. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, 26(2), 125-136.
- Pathology of the human heart in drowning. *Archives of Pathology & Laboratory Medicine*, 111(10), 939-942.
- Pugliares, K. R., Bogomolni, A. L., 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.
- Quaggiotto et al., 2022. Past, present and future of the ecosystem services provided by cetacean carcasses. *Ecosystem Services*. Volume 54, April 2022
- RAC/SPA (2013) Action plan for the conservation of cetaceans in the Mediterranean sea. RAC/SPA, Tunis
- RAC/SPA (2004). Guidelines for the Development of National Networks of Cetacean Strandings Monitoring. RAC/SPA, Tunis
- Raga J.A., Fernández, M. 2009. Mediterranean Database of cetacean strandings (MEDACES): a tool for conservation. In *Cetacean Strandings in the Mediterranean Sea*. RAC\_SPA..
- Raverty, S., Duignan, P.J, Jepson, P.D, and Morell, M. (2001). Gross necropsy and specimen collection protocols. In Dierauf L.A. and Gulland F. (Eds.). *CRC handbook of marine mammal medicine*, 249-266. CRC Press, Boca Raton
- Raverty, S. A., Gaydos, J. K., and Leger, J. A. (2004). *Killer whale necropsy and disease testing protocol*. Wildlife Health Center, UC Davis School of Veterinary Medicine.
- Reeves, Randall R., Smith, Brian D., Crespo, Enrique A. and Notarbartolo di Sciara, Giuseppe (compilers). (2003). *Dolphins, Whales and Porpoises: 2002–2010 Conservation Action Plan for the World's Cetaceans*. IUCN/SSC Cetacean Specialist Group. IUCN, Gland,
- Read, A. J., Drinker, P., and Northridge, S. (2006). Bycatch of marine mammals in US and global fisheries. *Conservation Biology*, 20(1), 163-169.
- Reeves, R. R., McClellan, K., & Werner, T. B. (2013). Marine mammal bycatch in gillnet and other entangling net

- fisheries, 1990 to 2011. *Endangered Species Research*, 20(1), 71-97.
- Resendes, A.R., Almeria, S., Dubey, J.P., Obón, E., Juan-Sallés, C., Degollada, E., Alegre, F., Cabezón, O., Pont, S., & Domingo, M. (2002) Disseminated toxoplasmosis in a Mediterranean pregnant Risso's dolphin (*Grampus griseus*) with transplacental fetal infection. *Journal of Parasitology*, 88(5), 1029-1032.
- S.E.C. Sociedad Española de Cetáceos (1999). *Recopilación, análisis, valoración y elaboración de protocolos sobre las labores de observación, asistencia a varamientos y recuperación de mamíferos y tortugas marinas de las aguas españolas*. Ministerio de Medio Ambiente, Madrid.
- Siebert, U., Wünschmann, A., Weiss, R., Frank, H., Benke, H., & Frese, K. (2001). Post-mortem findings in harbour porpoises (*Phocoena phocoena*) from the German North and Baltic Seas. *Journal of Comparative Pathology*, 124(2-3), 102-114.
- Siebert, U., Tolley, K., Vikingsson, G. A., Olafsdottir, D., Lehnert, K., Weiss, R., & Baumgärtner, W. (2006). Pathological findings in harbour porpoises (*Phocoena phocoena*) from Norwegian and Icelandic waters. *Journal of Comparative Pathology*, 134(2-3), 134-142.
- Soulsbury, C. D., Iossa, G., & Harris, S. (2008). The animal welfare implications of cetacean deaths in fisheries. *Whale and Dolphin Conservation Society* (WDC).
- 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.
- Tangredi, B. P., & Medway, W. (1980). Post-mortem isolation of *Vibrio alginolyticus* from an Atlantic white-sided dolphin (*Lagenorhynchus acutus*). *Journal of Wildlife Diseases*, 16(3), 329-331.
- UNEP. 1994. Technical report on the state of cetaceans in the Mediterranean. Mediterranean Action Plan Technical Reports Series No. 82. Athens, Greece. 37 pp. Acceso desde <http://195.97.36.231/acrobatfiles/MTSAcrobatfiles/mts82.pdf>.
- UNEP. 2006. The Status and Distribution of Cetaceans in the Black Sea and Mediterranean Sea): Workshop Report - Monaco 5-7 March. Acceso desde <http://www.iucn.org/about/union/secretariat/offices/iucnmed/?10370/Marine-mammals-and-sea-turtles-of-the-Mediterranean-and-Black-Seas>
- 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 Harbour, HI: Commander, U.S. Pacific Fleet, Environmental - N01CE1.
- Van Bresseem, M. F., Raga, J. A., Di Guardo, G., Jepson, P. D., Duignan, P. J., Siebert, U., Barrett, T., De Oliveira Santos, M.C., Moreno, I.B., Siciliano, S., Aguilar, A., & Van Waerebeek K. (2009). Emerging infectious diseases in cetaceans worldwide and the possible role of environmental stressors. *Diseases of Aquatic Organisms*, 86(2), 143-157.
- Vázquez, J.A., Cañadas, A., Martínez-Cedeira, J., López, A., Tejedor, M., Gauffier, P., Gazo, M. y Brotons, J.M. (2014). Documento técnico sobre la incidencia de la captura accidental de especies de cetáceos amenazadas en artes de pesca. Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente.
- VV.AA. (2006). Resumen. Varamiento y muerte de zifios (*Z. cavirostris*) en las costas de Almería (Andalucía), España (26-27 de enero de 2006). Universidad de las Palmas de Gran Canaria.
- Waltzek, T.B., Cortés-Hinojosa, G., Wellehan, Jr.J.F.X., Gray, G.C. (2012) Marine mammal zoonoses: a review of disease manifestations. *Zoonoses and Public Health*, 59: 521-535.
- Webster, R.G., Bean, W.J., Gorman, O.T., Chambers, T.M., & Kawaoka, Y. (1992) Evolution and ecology of influenza A viruses. *Microbiological Reviews*, 56(1): 152-179.
- Walsh, M.T., Ewing, R.Y., Odell, D.K. and Bossart, G.D. (2001). Mass strandings of cetaceans. In Dierauf L.A. and Gulland F. (Eds.). *CRC handbook of marine mammal medicine*, 83-96. CRC Press, Boca Raton
- West, G., Heard, D., and Caulkett, N. (Eds.). (2014). *Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia*. John Wiley & Sons.
- Young, J.F., Huff, D.G., Ford, J.K.B., Anthony, J.M.G., Ellis, G., Lewis, R.L. (1997) First case report: mortality of wild resident killer whale (*Orcinus orca*) from *Erysipelothrix rhusopathiae*. In: Lewbart GA (Ed.) *Proceedings of*

the 28th Annual Workshop of the International Association for Aquatic Animal Medicine (Vol. 97). 70–74. WHOI. 2017. Guía sobre la reglamentación relativa al Transporte de sustancias infecciosas 2017–2017.

## AUTORÍA POR CAPITULOS

### PROTOCOLO

1. Establecimiento de protocolos de actuación  
*Jesús de la Fuente (IUSA-ULPGC)*
2. Protocolo para la gestión de carcasas en cetáceos  
*Carolina Fernández-Maldonado (Junta Andalucía/ IUSA-ULPGC)*
3. Protocolo ante varamientos masivos  
*José Martínez-Cedeira y Alfredo López (CEMMA)*
4. Protocolo para varamientos de grandes cetáceos  
*José Martínez-Cedeira y Alfredo López (CEMMA)*

### ANEXOS

3. Identificación de signos de mortalidad debido a bycatch  
*José Martínez- Cedeira, Alfredo López (CEMMA) y Manuel Arbelo (IUSA-ULPGC).*
- 3.2. Indicios externos de captura accidental  
*José Martínez- Cedeira, Alfredo López (CEMMA)*
- 3.3. Indicios internos de captura accidental  
*Manuel Arbelo*
4. Protocolo ante varamientos masivos  
*José Martínez-Cedeira y Alfredo López (CEMMA)*
5. Protocolos para bancos de muestras y colecciones.  
*José Martínez-Cedeira y Alfredo López (CEMMA)*
6. Salud e información pública  
*Carolina Fernández-Maldonado*
7. Análisis del marco normativo (Incluido CITES).  
*Patricia Gozalbes (UVA)*
8. Coordinación administrativa y bases de datos.  
*Patricia Gozalbes (UVA)*