GUÍA PARA LA ATENCIÓN DE VARAMIENTOS DE MAMÍFEROS ACUÁTICOS EN COLOMBIA

MINAMBIENTE

TODOS POR UN NUEVO PAÍS
PAZ EQUIDAD EDUCACIÓN

fundación omacha

REPÚBLICA DE COLOMBIA

Juan Manuel Santos Calderón
Presidente

Luis Gilberto Murillo Urrutia
Ministro de Ambiente y Desarrollo Sostenible

Carlos Alberto Botero López
Viceministro

Andrea Ramírez Martínez
Directora de Asuntos Marinos, costeros y Recursos Acuáticos

Grupo de Ordenamiento Ambiental del Territorio y Gestión Sostenible de la Biodiversidad Costera y Marina
Ana María Gonzáles Delgadillo
Gustavo Andrés Lara Rodríguez
Julio Andrés Quintero Gil

Clara Esperanza Osorio Dussán
Parques Nacionales Naturales de Colombia

Guía para la atención de varamientos de mamíferos acuáticos en Colombia

© Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible, 2017

Todos los derechos reservados. Se autoriza la reproducción y divulgación de material contenido en este documento para fines educativos u otros fines no comerciales sin previa autorización del titular de los derechos de autor, siempre que se cite claramente la fuente. Se prohíbe la reproducción total o parcial de este documento para fines comerciales.

No comercializable - Distribución gratuita

© Fundación Omacha
© U.S. Department of Commerce. National Oceanic Atmospheric Administration, NOAA

Fundación Omacha
María Camila Rosso Londoño
Antonio Mignucci
Fernando Trujillo
Lilie Duque
Carolina Becerra
Erika Paola Ortíz Gómez
Dalila Caicedo Herrera

Fotografía portada:
Tratamiento de un delfín varado.
Fotografía contraportada:
Delfín moteado del Atlántico (*Stenella frontalis*), Nohelia Farías.

Catalogación en Publicación. Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible. Grupo de Divulgación de Conocimiento y Cultura Ambiental

Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible

Guía para la atención de varamientos de mamíferos acuáticos en Colombia. Eds., Comps.: Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible. Dirección de Asuntos Marinos Costeros y Recursos Acuáticos: González D., Ana María, Quintero G., Julio A., Asocars. Textos: Lara, Gustavo; Fundación Omacha. Textos: Rosso, María Camila; Mignucci, Antonio; Trujillo, Fernando; Duquem Lilie; Becerra, Carolina; Ortíz, Erika; Caicedo H., Dalila. Bogotá, DC. Colombia. Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible, 2017.
35 p.
ISBN: versión impresa: 978-958-8901-28-2
ISBN: versión digital: 978-958-8901-29-9

1. Mamíferos acuáticos. 2. Identificación de especies. 3. Gestión del riesgo. 4. Buenas prácticas. 5. Guías ambientales. 6. Especies amenazadas. 7.Conservación de recursos biológicos. 8. Guías manuales, etc. 9. Orden Cetacea. 10. Orden Sirenia. 11. Orden Testudines. I Tít. II. Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible. III. Fundación Omacha.

CDD: **363.7**

Corrección
María Emilia Botero Arias
Minambiente
Grupo Divulgación de Conocimiento y Cultura Ambiental – Subdirección de Educación y Participación

Diagramación
Julio García Robles – Fundación Omacha

Publicación impresa en 1.000 ejemplares

Publicación web: www.minambiente.gov.co /

Publicación digital en 80 ejemplares

TABLA DE CONTENIDO

9 INTRODUCCIÓN

12 ANTECEDENTES INTERNACIONALES

17 MORFOLOGÍA GENERAL EXTERNA

20 DEFINICIÓN DE VARAMIENTO

21 CLASIFICACIÓN DE VARAMIENTOS

25 CAUSAS MÁS COMUNES DE VARAMIENTO

25 ACTIVACIÓN DE LA RED DE VARAMIENTOS

27 ATENCIÓN A VARAMIENTOS Y EQUIPO BÁSICO

29 ATENCIÓN A VARAMIENTOS VIVOS

31 SIGNOS VITALES

32 ATENCIÓN A VARAMIENTOS DE INDIVIDUOS MUERTOS

34 REGISTRO DE INFORMACIÓN BÁSICA

Medidas corporales para cetáceos

Toma de muestras

Particularidades para misticetos

Particularidades para sirenios

53 DISPOSICIÓN FINAL DE LOS ANIMALES MUERTOS

Preparación de material óseo

57 COMPETENCIAS INSTITUCIONALES Y PASOS A SEGUIR BAJO UN EVENTO DE VARAMIENTO

59 SALUD Y SEGURIDAD

60 BIBLIOGRAFÍA

63 REFERENCIAS VIRTUALES

64 ANEXO 1. FORMATO DE REPORTE DE VARAMIENTO DE MAMÍFEROS MARINOS

LISTA DE TABLAS

9 Tabla 1. Mamíferos acuáticos de Colombia.

16 Tabla 2. Reportes no publicados de varamientos de mamíferos acuáticos en Colombia.

28 Tabla 3 Elementos para la atención de varamientos.

39 Tabla 4 Medidas corporales para delfines.

40 Tabla 5 Número de dientes de algunas especies de cetáceos.

47 Tabla 6. Número y características de las barbas de algunas ballenas.

49 Tabla 7 Medidas corporales para sirenios.

58 Tabla 8. Lista de instituciones con capacidad para el procesamiento de muestras biológicas de mamíferos acuáticos.

SIGLAS Y ACRÓNIMOS

ACCOBAMS: Agreement on the Conservation of Cetaceans in the Black Sea, Mediterranean Sea and Contiguous Atlantic Area (Acuerdo sobre la Conservación de cetáceos en el mar Megro, mar Mediterráneo y Área Atlántica Contigua).
CCC: Centro de Conservación Cetácea, Chile.
FAO: Programa de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura.
IBAMA: Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis.
INVEMAR: Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras "José Benito Vives de Andréis.
LEMVA: Laboratorio de Ecología Molecular de Vertebrados Acuáticos.
NOAA: National Oceanic and Atmospheric Administration, Estados Unidos de América.
UFPR: Universidade Federal do Parana.
CAR: Corporación Autónoma Regional.

LISTA DE FIGURAS

14 Figura 1. Eventos de varamientos en Latinoamérica.
18 Figura 2. Esquema general de los cetáceos.
19 Figura 3. Esquema general de los sirenios.
22 Figura 4. Animales varados vivos, código 1.
23 Figura 5. Animales frescos, código 2.
24 Figura 6. Animal con signos de descomposición moderada, código 3.
24 Figura 7. Animal en descomposición avanzada, código 4.
24 Figura 8. Restos de animales, código 5.
27 Figura 9. Diagrama de flujo general para tomar decisiones en el momento de un varamiento y activar la red nacional.
29 Figura 10. Primeras medidas de auxilio para animales varados vivos.
33 Figura 11. Pasos generales para atender varamientos de mamíferos muertos.
33 Figura 12. Determinación de sexo en cetáceos.
34 Figura 13. Marcas de interacción con pesca (centro). Aleta caudal incompleta a causa de un corte, ausencia del lóbulo derecho (izquierda). Marcas de red en la base de la mandíbula de un individuo (derecha).
37 Figura 14. Registro fotográfico mínimo al inicio del procedimiento de atención de varamientos de individuos muertos.
38 Figura 15. Medidas morfométricas odontocetos (delfines).
38 Figura 16. Medidas morfométricas misticetos (ballenas).
41 Figura 17. Toma de muestra de la capa de grasa de un ejemplar de *Sotalia guianensis* en la región dorsal posterior a la aleta dorsal.
41 Figura 18. Medida del grosor de la capa de grasa en un espécimen de *Sotalia guianensis.*
42 Figura 19. Incisión inicial para tener acceso a la cavidad abdominal.
42 Figura 20. Apertura de la "ventana" para examinar órganos internos.
44 Figura 21. Esquema de disección de un cetáceo y su anatomía interna.
47 Figura 22. Estructura de las barbas de los misticetos.
48 Figura 23. Medidas patrón para sirenios.
49 Figura 24. Anatomía externa del manatí.
50 Figura 25. Anatomía interna del manatí.
51 Figura 26. Anatomía ósea del manatí.
51 Figura 27. Esquema de disección de un sirénido y su anatomía interna.
55 Figura 28. Jaula para maceración en cuerpo de agua.

Fotografía: Delfín rosado (*Inia geoffrensis*), Fernando Trujillo - Fundación Omacha.

Fotografía: Delfín común de hocico largo (*Stenella longirostris*), Carolina Becerra, Fundación Omacha.

INTRODUCCIÓN

En Colombia, los ecosistemas acuáticos están representados por ríos, ciénagas, estuarios, 3.000 km de litoral, incluyendo las costas Atlántica y Pacífica, y los sistemas insulares (Ministerio de Medio Ambiente, 2000). Estos sistemas sustentan una gran diversidad de organismos, en donde se incluyen los mamíferos acuáticos. Desde hace tiempo, estos ambientes son el escenario de una serie de eventos que vienen ocurriendo de manera natural y que se han venido incrementando por la actividad humana, conocidos como encalles o varamientos de mamíferos acuáticos.

La información sobre los mamíferos acuáticos es una herramienta muy importante para evaluar e interpretar los procesos ecológicos de los ecosistemas y así, facilitar los mecanismos de gestión a nivel marino y costero por sus cambios de comportamiento, para la regulación de otras poblaciones y por actuar como organismos centinelas y bandera. Estos animales tienen una rápida reacción a los cambios en el ambiente, manifestándolo en comportamientos evasivos cuando se presentan disturbios o cambios en las áreas de alimentación, reproducción o desplazamiento. Debido a la variedad en sus presas, regulan poblaciones en diferentes niveles tróficos (Cury *et al*. 2001, Savenkoff *et al*. 2008). Adicionalmente, tienen la capacidad de bioacumular sustancias como metales pesados y de sufrir enfermedades y condiciones de salud que pueden afectar a los humanos. Estas dos características permiten que sean utilizados para evaluar el nivel de contaminantes y de salud de los ecosistemas donde habitan, por lo que se denominan organismos centinelas (Reddy *et al*. 2001). Finalmente, son considerados especies bandera por tratarse de animales carismáticos, que gozan de simpatía generalizada por el hombre y son utilizados como símbolos para proteger ecosistemas, regiones y consecuentemente, otras especies (O'shea & Odell 2008).

El conocimiento de estos mamíferos ha estado limitado por observaciones de su actividad en superficie. En años recientes se han desarrollado otra serie de tecnologías, como los mecanismos de detección y monitoreo acústico, pero estas campañas requieren de considerables recursos logísticos y económicos.

A través del estudio de los eventos de varamiento, es posible tomar información de primera mano sobre estas especies y algunas condiciones del entorno, la interacción con pesquerías y otras acciones antrópicas que afectan los ecosistemas que habitan (Mignucci 1992, Mignucci-Giannoni 1996, Mignucci-Giannoni *et al*. 1999, Mignucci-Giannoni *et al*. 2000, Mercury 2007). Cuando un organismo se encuentra muerto o herido, se genera la posibilidad de realizar procedimientos de investigación bilógica a diferentes niveles como genético, ecológico, morfológico, parasitológico, histológico, osteológico y patológico, entre

otros. Además, la información obtenida es de utilidad para respaldar la toma de decisiones y la creación de instrumentos de gestión para su conservación y manejo (Mignucci-Giannoni *et al*. 2000).

En Colombia se han identificado 49 de especies de mamíferos acuáticos (Trujillo *et al*. 2013; Trujillo *et al*. 2014). Estas incluyen 33 especies de cetáceos, cuatro de pinnípedos (lobos marinos, ocurrencia esporádica), dos de mustélidos (nutrias) y dos sirenios (manatíes). Las otras especies corresponden a dos marsupiales (yapok y zarigüeya de cola gruesa), roedores (ratas de agua y capibaras) y perisodáctilos (tapir) (Tabla 1).

Este manual se presenta como una herramienta guía, dirigida a técnicos y profesionales de entidades ambientales o áreas afines, para atender de manera adecuada eventos de varamientos y posibilitando que la información sea recolectada de manera correcta y estandarizada.

Tabla 1. Mamíferos acuáticos de Colombia.

ORDEN	SUBORDEN	FAMILIA	ESPECIE	AUTOR	NOMBRE COMÚN
Didelphimorphia		Didelphidae	*Chironectes minimus*	Zimmermann, 1780	Yapok
			Lutreolina crassicaudata	Desmarest, 1804	Zarigüeya coligruesa
Rodentia		Cavidae	*Hydrochoerus hydrochaeris*	(Linnaeus, 1766)	Chigüiro
			Hydrochoerus isthmius	Goldman, 1912	Capibara menor
		Cricetidae	*Chibchanomys trichotis*	(Thomas, 1897)	
			Ichthyomys hydrobates	(Winge, 1891)	
			Neusticomys monticolus	Anthony, 1921	
			Neusticomys venezuelae	(Anthony, 1929)	
Carnivora		Mustelidae	*Lontra longicaudis*	(Olfers, 1818)	Nutria de agua
			Pteronura brasiliensis	(Gmelin, 1788)	Lobo del río
		Ottaridae	*Arctocephalus australis*	(Zimmermann, 1783)	Lobo fino suramericano
			Arctocephalus galapagoensis	Heller, 1904	Lobo fino de Galápagos
			Otaria byronia	(Blainville, 1820)	Lobo marino suramericano
			Zalophus californianus	(Lesson, 1828)	Lobo marino de California
Perisodactyla		Tapiridae	*Tapirus terrestres*	(Linnaeus, 1758)	Tapir suramericano
Cetartiodactyla (Cetacea)	**Mysticeti**	Balaenopteridae	*Balaenoptera acutorostrata*	Lacépède, 1804	Ballena minke común
			Balaenoptera borealis	Lesson, 1828	Ballena sei
			Balaenoptera edeni	Anderson, 1879	Ballena de Bryde
			Balaenoptera musculus	(Linnaeus, 1758)	Ballena azul
			Balaenoptera physalus	(Linnaeus, 1758)	Ballena de aleta
			Megaptera novaeangliae	(Borowski, 1781)	Ballena jorobada
	Odontoceti	Physeteridae	*Physeter macrocephalus*	Linnaeus, 1758	Cachalote
		Kogiidae	*Kogia breviceps*	(Blainville, 1838)	Cachalote pigmeo
			Kogia sima	(Owen, 1866)	Cachalote enano
		Ziphiidae	*Mesoplodon europaeus*	(Gervais, 1855)	Ballena hociduda de Gervais
			Mesoplodon peruvianus	Reyes, Mead & van Waerebeek, 1991	Ballena hociduda pigmea
			Mesoplodon densirostris	(Blainville, 1817)	Ballena hociduda de Blainville
			Ziphius cavirostris	G. Cuvier, 1823	Ballena hociduda de Cuvier
		Iniidae	*Inia geoffrensis*	(Blainville, 1817)	Delfín rosado o tonina
			I. g. geoffrensis	(Blainville, 1817)	Delfín rosado o tonina
			I. g. humboldtiana	Pilleri & Gihr, 1977	Bufeo
		Delphinidae	*Delphinus capensis*	Gray, 1828	Delfín común de hocico largo
			Delphinus delphis	Linnaeus, 1758	Delfín común de hocico corto
			Feresa attenuata	Gray, 1874	Orca pigmea
			Globicephala macrorhynchus	Gray, 1846	Calderón de aleta corta
			Grampus griseus	(G. Cuvier, 1812)	Delfín de Risso
			Lagenodelphis hosei	Fraser, 1956	Delfín de Fraser
			Orcinus orca	(Linnaeus, 1758)	Orca
			Peponocephala electra	(Gray, 1846)	Ballena cabeza de melón
			Pseudorca crassidens	(Owen, 1846)	Orca falsa
			Sotalia fluviatilis	(Gervais & Deville, 1853)	Tucuxi
			Sotalia guianensis	(Van Bénedén, 1864)	Delfín de Guyana
			Stenella attenuata	(Gray, 1846)	Delfín moteado pantropical
			Stenella clymene	(Gray, 1850)	Delfín clymene
			Stenella coeruleoalba	(Meyen, 1833)	Delfín listado
			Stenella frontalis	(G. Cuvier, 1829)	Delfín moteado del Atlántico
			Stenella longirostris	(Gray, 1828)	Delfín tornillo
			Steno bredanensis	Lesson, 1828	Delfín de dientes rugosos
			Tursiops truncatus	(Montagu, 1821)	Delfín hocico de botella común
Sirenia		Trichechidae	*Trichechus inunguis*	(Natterer, 1883)	Manatí amazónico
			Trichechus manatus	Linnaeus, 1758	Manatí del Caribe

Fotografía: Delfin hocico de botella común (*Tursiops truncatus*), Nathalia Gartner, Fundación Omacha.

ANTECEDENTES

INTERNACIONALES

Desde el año 350 AC en la Antigua Grecia, Aristóteles hizo mención de varios conceptos de biología básica referenciando eventos de varamientos de mamíferos acuáticos (Ketten 2009, Bogomolni 2010). Existen evidencias de registros que datan del siglo XIII, siendo Dinamarca uno de los países donde hay mejores pruebas históricas sobre el interés en los varamientos de cetáceos. En este país y según la “Ley Jutish” del año 1241, los cetáceos fueron considerados como *Royal Fish* (peces de la realeza), lo que confería un derecho de propiedad al rey danés, quien contaba con exploradores que reportaran los hallazgos de individuos varados para tomar parte de estos (ACCOBAMS 2004). Para 1885, el Ministerio del Interior de dicho país, estableció un procedimiento de notificación para los funcionarios del servicio de rescate, receptores de naufragios y otros actores locales, quienes por telégrafo reportaban varamientos de animales marinos “inusuales” al Museo Zoológico de Copenhague, en donde se incluyeron diferentes tipos de mamíferos marinos (ACCOBAMS 2004).

Durante el siglo XVI y hasta finales del siglo XVII, en las costas holandesas, fueron registrados por diferentes artistas por lo menos 40 eventos de varamientos de grandes cetáceos, que parecen ser cachalotes (*Physeter macrocephalus*). Durante ese periodo, los registros eran un ejercicio artístico y no científico y estos animales tenían una connotación sublime y en algunos casos, divina. La causa de las muertes se asoció en ese tiempo, a las inclemencias del clima en el mar de Norte. Posteriormente, con el inicio de la caza de estos organismos, la visión de los pueblos se tornó más utilitaria y los registros a partir del siglo XVIII correspondían a animales capturados para el uso de diferentes partes de su cuerpo (Goldman 2015).

Antecedentes como estos han enriquecido el conocimiento de aspectos importantes de este grupo; de hecho, para algunas especies de cetáceos inusuales, lo que se conoce de ellas proviene en algunos casos de forma exclusiva de los registros de los varamientos individuales (Van Helden *et al*. 2002). Incluso gran parte de la producción actual de la literatura cetológica, se ha venido adquiriendo a través de la investigación de individuos varados, ya que, gracias a estos eventos, existe la posibilidad única de un acceso a especies altamente evasivas (Bogomolni 2010).

Así mismo, los análisis que se practican sobre los individuos varados han permitido obtener información valiosa sobre las posibles fuentes de mortalidad en las poblaciones de cetáceos estudiados, identificando para casos puntuales, proporciones de mortalidad ocasionada por el hombre en comparación con la mortalidad por causas no asociadas a este. Entre los años 1998 y 2008 en Nueva Zelanda, se encontró que el 41,2% de los varamientos sobre delfines comunes eran atribuibles a la actividad humana, el 10,6% se atribuyó a enfermedades y el 32,9% a causas no asociadas al hombre, el restante 15,3% no logró atribuirse a algún hecho en particular (Stockin *et al*. 2009). Otro ejemplo reportado en Cape Cod y el sureste de Massachusetts, en Estados Unidos, las causas humanas variaron considerablemente, representando solo un 10% de la mortalidad de cetáceos (Bogomolni 2010). Es importante mencionar que este último estudio tuvo en cuenta un mayor número de especies, así como un mayor número de variables a considerar, en relación a las causas de los varamientos, lo que dificulta la comparación dichos resultados. No obstante, es indiscutible que a pesar de que los estudios arrojen diferentes valores en referencia al tema, resulta evidente que el factor humano está jugando un papel negativo, incrementando los eventos de varamientos sobre los cetáceos a nivel mundial.

En otros estudios, las necropsias practicadas sobre individuos varados han permitido identificar niveles de contaminación en aguas circundantes a grandes ciudades, generando alertas y llamados de atención sobre la salud de los ecosistemas en los cuales habitan diferentes especies de cetáceos. En aguas de Hong Kong, por ejemplo, se identificó la presencia de enfermedades en los individuos de delfines y marsopas analizados, los cuales desarrollaron infecciones bacterianas asociadas a altos niveles de deposiciones humanas, evidenciando el problema de contaminación de las aguas residuales que llegan al mar (Parsons & Jefferson 2000).

Figura 1. Eventos de varamientos:

Ballena hocicuda de Cuvier (*Ziphius cavirostris*), Puerto Rico. Fuente: Centro de Conservación de Manatíes de Puerto Rico.

Cachalote (*Physeter macrocephalus*), Santa Marta, Colombia. Fuente: CORPAMAG.

En Centroamérica y Suramérica existen varias instituciones con experiencia en la atención de varamientos, tal es el caso de Instituto de Conservación de Ballenas en Argentina, donde se desarrolla el “Programa de monitoreo sanitario de ballena franca austral”, que en la temporada 2012-2013 atendió más de 30 varamientos; así como el Centro de Conservación Cetácea (CCC) en Chile (Instituto de Conservación de Ballenas 2014, Centro de conservación Cetácea 2014). En Brasil muchos grupos asociados a universidades o fundaciones se han dividido las costas del país para la atención de estos eventos (costa norte, noreste, centre, sureste y sur), dicha atención está regulada por el IBAMA (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis) y anualmente se envía un reporte a la NOAA (National Oceanic and Atmospheric Administration) (Instituto Baleia Jubarte 2014). Por otra parte, países como México (Red de Varamientos de Yucatán), Venezuela (Red Venezolana de Varamientos) y Puerto Rico (Red Caribeña de Varamientos) cuentan con redes que operan a nivel nacional (Red de Varamientos de Yucatán 2014, Red Caribeña de Varamientos 2014) (Figura 1).

En Colombia se han realizado algunos esfuerzos por compilar la información de varamientos de cetáceos (Mora-Pinto y Muñoz-Hincapié 1995, Capella 2001, Pardo y Palacios 2006, Florez-González y Capella 2010, Morales y Jáuregui 2012). Sin embargo, los registros se reportan de manera aislada y discontinua, y la mayoría de las entidades encargadas no cuentan con los medios suficientes, ni con el personal calificado para atender de manera efectiva estos eventos. En la década de los 90 varias organizaciones intentaron crear una red para atender los varamientos a nivel nacional, pero esta no se consolidó.

En 1994, Mora-Pinto y Muñoz-Hincapié (1995) hicieron una recopilación de registros de encalles para el Pacífico Colombiano, registrando 101 individuos de las familias Otariidae, Balaenopteridae, Physeteridae, Ziphidae y Delphinidae. De acuerdo con las publicaciones disponibles, en el Océano Pacífico, entre 1986 y 2000 fueron reportados 24 incidentes de varamientos de ballenas jorobadas (*Megaptera novaeangliae*). En cercanías a Buenaventura se encuentra la mayor cantidad de eventos de este tipo con nueve individuos. En otros lugares como bahía Málaga, Gorgona y la ensenada de Utría, se han reportado un total de ocho varamientos. Para el resto de la costa Pacífica colombiana se han encontrado siete individuos distribuidos en Bahía Solano, Nuquí, Malpelo, Ladrilleros, Mulatos, Tumaco y Bahía Baudó. La mayoría de los incidentes ocurrieron debido a enmalllamientos o causas desconocidas (Mora y Muñoz-Hincapié 1995; Capella *et al*. 2001). Florez-González y Capella (2010) reportaron 28 incidentes de enmallamientos y enredos en espineles de ballenas jorobadas y delfín mular u hocico de botella (*Tursiops truncatus*).

En el Caribe Colombiano, Pardo y Palacios (2006) y Morales y Jáuregui (2012) han realizado algunas compilaciones de eventos de varamientos reportados en la región nororiental. Los autores describen 13 eventos, de los cuales siete están asociados a interacción con actividades antrópicas de las especies *Stenella coeruleoalba*, *Megaptera novaeangliae*, *Sotalia guianensis*, *Kogia breviceps*, *Tursiops truncatus*, *Globicephala macrorhynchus*, *Stenella frontalis* y *Stenella attenuata*.

Adicionalmente, existen algunos reportes aislados en diferentes regiones con información incompleta y no publicada. Esta información, se presenta en la Tabla 2. Teniendo en cuenta la creciente interacción antrópica con los mamíferos acuáticos y los antecedentes presentados, resulta de gran importancia contar a nivel nacional con un instrumento que facilite y oriente a los diferentes usuarios en el seguimiento de los varamientos, y que posibilite la generación de información estandarizada de calidad.

Tabla 2. Reportes no publicados de varamientos de mamíferos acuáticos en Colombia.

AÑO	ESPECIE	NOMBRE COMÚN	LUGAR	PERSONA O INSTITUCIÓN QUE LO ATENDIÓ
No reportado	*Mesoplodon europaeus*	Zifio de Gervais	Cartagena	Cardique
No reportado	*Kogia* sp	Cachalote pigmeo o enano	Guajira	Corpoguajira
1990	*Grampus griseus*	Delfín de Risso	Caribe	Vidal
1990	*Ziphius cavirostris*	Zifio de Cuvier	Isla de San Andres	No reportado
1990	*Stenella frontalis*	Delfín moteado del Atlántico	Caribe	Vidal
1990	*Tursiops truncatus*	Delfín hocico de botella	Caribe	Vidal
1990	*Sotalia guianensis*	Tucuxi marino	Caribe	Vidal
1992	*Stenella attenuata*	Delfín moteado pantropical	Nariño	Mora-Pinto y Muñoz-Hincapié
1993	*Balaenoptera musculus*	Ballena azul	Buenaventura	No reportado
1994	*Tursiops truncatus*	Delfín hocico de botella	No reportado	Suárez
1994	*Balaenoptera musculus*	Ballena azul	No reportado	No reportado
1994	*Orcinus orca*	Orca	Pacífico	Suarez
1995	*Balaenoptera edeni*	Ballena de Bryde	Cartagena	No reportado
1995	*Steno bredanensis*	Delfín de dientes rugosos	Caribe	Florez-Gonzalez & Capella
1995	*Grampus griseus*	Delfín de Risso	Pacífico	G. Acevedo
1995	*Tursiops truncatus*	Delfín hocico de botella	Pacífico	G. Acevedo
1998	*Ziphius cavirostris*	Zifio de Cuvier	Islas del Rosario	No reportado
2001	*Pseudorca crassidens*	Falsa orca	Santuario de fauna y flora Los Flamencos	Pardo, Pinedo-Jiménez y Palacios, 2009
2001	*Stenella coeruleoalba*			
2003	*Sotalia guianensis*	Tucuxi marino	Santa Marta	Universidad Jorge Tadeo Lozano
2004	*Mesoplodon europaeus*	Zifio de Gervais	Islas del Rosario	No reportado
2005	*Stenella coeruleoalba*	Delfín listado	Caribe	Pardo
2007	*Sotalia guianensis*	Tucuxi marino	Barranquilla	Aristides Méndez
2007	*Megaptera novaeangliae*	Ballena jorobada	Santa Marta	Universidad Jorge Tadeo Lozano
2007	*Kogia* sp.	Cachalote pigmeo o enano	Santa Marta	Universidad Jorge Tadeo Lozano
2009	*Physeter macrocephalus*	Cachalote	Uraba	Biomunicipios
2009	*Kogia breviceps*	Cachalote pigmeo	Santa Marta	Universidad Jorge Tadeo Lozano
2009	*Kogia breviceps*	Cachalote pigmeo	Cartagena	No reportado
2009	*Kogia breviceps*	Cachalote pigmeo	Golfo de Morrosquillo	No reportado
2010	*Balaenoptera* sp.	Rorcual	Cartagena	Fundación Omacha
2010	*Balaenoptera* sp.	Rorcual	Noticias nacionales	No reportado
2010	*Megaptera novaeangliae*	Ballena jorobada	Nabugá	R. Fajardo
2011	*Kogia* sp.	Cachalote pigmeo o enano	Isla de San Andres	No reportado
2012	*Pseudorca crassidens*	Orca falsa	Palomino	Fundación Omacha
2012	*Lagenodelphis hosei*	Delfín de Fraser	Puerto Colombia	Juliana Cursio
2012	*Kogia* sp.	Cachalote pigmeo o enano	Santa Marta	Universidad Jorge Tadeo Lozano
2013	*Delfinus delphis*	Delfín hocico corto	Tumaco	Armada Nacional
2013	*Tursiops truncatus*	Delfín hocico de botella	Buenaventura	Fundación Omacha
2013	*Sotalia guianensis*	Tucuxi marino	Santa Marta	Universidad Jorge Tadeo Lozano
2013	*Trichechus manatus*	Manatí antillano	Lorica	Fundación Omacha
2013	*Delphinus delphis*	Delfín común de hocico corto	Tumaco	Armada Nacional de Colombia
2014	*Physeter macrocephalus*	Cachalote	Santa Marta	Corpamag
2014	*Trichechus manatus*	Manatí antillano	Simití	Fundación Omacha
2014	*Balaenoptera* sp.	Rorcual	Caribe	No reportado
2014	*Stenella longirostris*	Delfín tornillo	Cartagena	Cardique, Universidad de Cartagena y Fundación Omacha
2015	*Balaenoptera* sp.	Rorcual	Golfo de Urabá	Corpouraba y Universidad de Antioquia
2015	*Balaenoptera edeni*	Ballena de Bryde	Santa Marta	Universidad Jorge Tadeo Lozano y Corpamag
2015	*Stenella frontalis*	Delfín motedo del Atlántico	Palomino	Universidad Jorge Tadeo Lozano
2015	*Pseudorca crassidens*	Orca falsa	Palomino	Fundación Omacha
2015	*Sotalia guianensis*	Tucuxi marino	Cartagena	Universidad de Cartagena
2015	*Sotalia guianensis*	Tucuxi marino	Golfo de Morrosquillo	Carsucre
2015	*Tursiops truncatus*	Delfín hocico de botella	Golfo de Uraba	Corpourabá
2016	*Pseudorca crassidens*	Orca falsa	Tolú	Carsucre

MORFOLOGÍA GENERAL EXTERNA

Los mamíferos acuáticos se consideran un grupo variado que se han adaptado a la vida en el agua. El grupo designa un conjunto taxonómico de tres órdenes que ocupan nichos ecológicos distintos: Cetartiodactyla (ballenas, delfines y marsopas) (Cetacea o cetáceos), Sirenia (manatíes y dugones) y Carnivora (focas, lobos marinos, elefantes marinos, morsas nutrias y osos polares) (McConnaughey 1974). Los órdenes Cetartiodactyla y Sirenia, son los mamíferos acuáticos más comunes en aguas colombianas por lo cual este protocolo se basa principalmente en ellos.

Estos animales poseen respiración pulmonar, pelo, mamas, son vivíparos y practican cuidado parental como la mayoría de los mamíferos. Sin embargo, debido a su estrecha relación con el medio acuático, cada grupo presenta particularidades adaptativas como capas gruesas de grasa para aislar sus cuerpos y circulación contracorriente para soportar cambios de temperatura y la pérdida de calor por el constante contacto con el agua (McConnaughey 1974).

Los individuos del grupo de los cetáceos presentan cuerpos fusiformes e hidrodinámicos con aletas pectorales utilizadas para la dirección y el equilibrio y una aleta caudal con movimiento vertical para propulsión. La mayoría de estas especies tienen una aleta dorsal, que sirve como estabilizador (Figura 2). Las aletas caudal y dorsal están compuestas principalmente de tejido conectivo denso, sin huesos; las aletas pectorales tienen húmero, radio, cúbito y carpos, metacarpos y falanges.

Los odontocetos (cetáceos dentados pertenecientes al suborden Odontoceti) presentan dientes y los anillos de crecimiento identificables en la sección transversal de estos, los cuales son útiles para la estimación de la edad del individuo. Por su parte, los organismos

pertenecientes al suborden Mysticeti, presentan placas de queratina denominadas “barbas”. En los bordes internos de cada placa se entrelazan las cerdas tipo pelo, formando un tamiz que retiene el alimento del agua filtrada. El color, número y longitud de las placas son caracteres de identificación de cada especie.

El espiráculo, respiradero o narina(s) está situado en la parte superior de la cabeza, ligeramente a la izquierda de la línea media en los odontocetos. Los orificios de las narinas son pareadas o doble en los misticetos e individual en los odontocetos. Las fosas nasales de estos últimos contienen una serie interconectada de sacos de tejido elástico que están involucrados en la producción del sonido utilizando aire.

Ventralmente se distinguen los pliegues y aperturas genitales que permiten diferenciar entre machos y hembras en cetáceos. El macho por lo general tiene la apertura genital separada del ano por un puente de tejido (Figura 2 y Figura 12). En la hembra la apertura genital corre en una larga hendidura conectada al ano, y flanqueada por dos pequeñas aberturas a cada lado, en la cual contiene los pezones (Figura 2 y Figura 12). La abertura genital de una hembra está dirigida hacia la cabeza y en el macho, hacia la aleta caudal (Geraci & Lounsbury 1993).
El orden Sirenia (manatíes) posee un cuerpo fusiforme hidrodinámico y por lo general

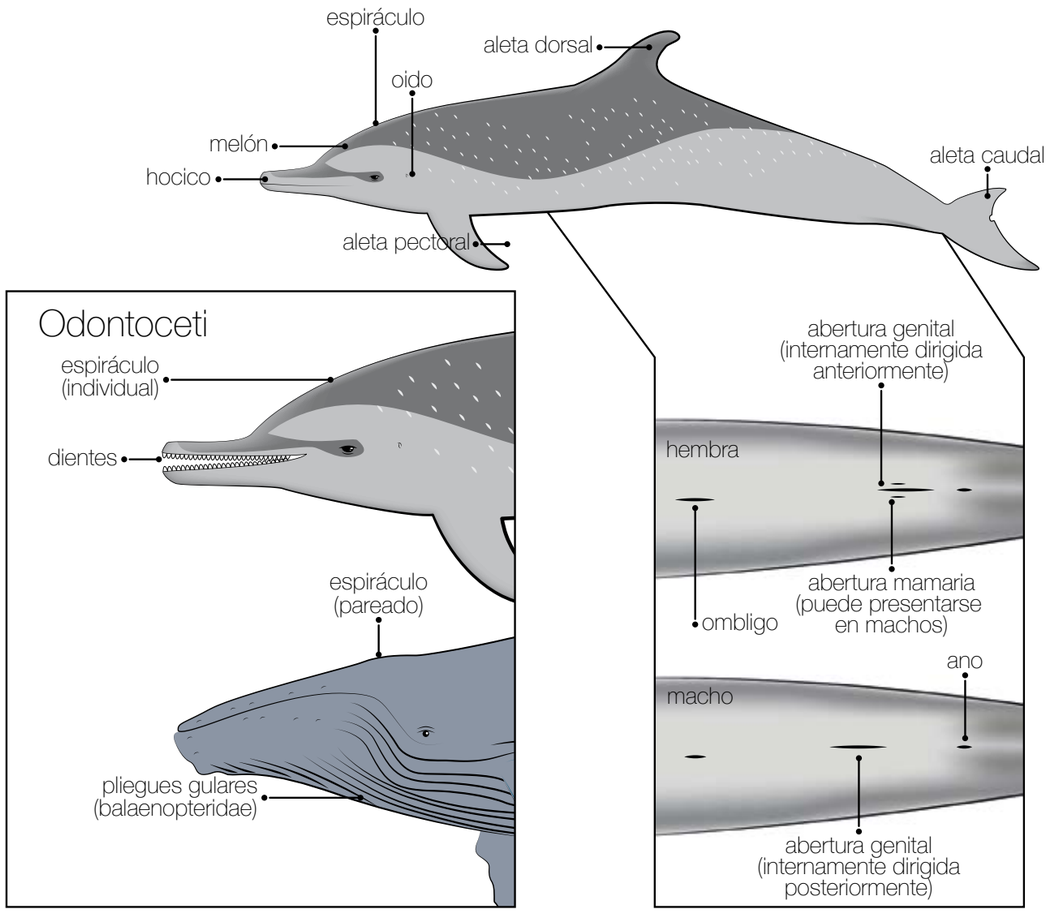


Figura 2. Esquema general de los cetáceos. Tomado y modificado de Geraci & Lounsbury. 2005.

con importantes reservas de grasa, no presenta pabellón auricular externo (orejas) ni extremidades posteriores (Figura 3). El color de los adultos es gris, a veces viéndose café por algas pegadas a su piel, mientras las crías suelen ser gris oscuras. La aleta de la cola es de forma ovalada y plana en posición horizontal y es usada para la propulsión. Sus aletas delanteras son móviles y las utilizan para direccionar su cuerpo, llevar los alimentos a la boca y a veces incluso para apoyar el cuerpo. Su hocico recubierto por vellocidades es ligeramente achatado, con labios grandes y flexibles con movimientos independientes. Poseen de doce a dieciséis pares de molares ubicados en la mandíbula superior e inferior, pero carecen de incisivos y caninos, remplazados por una almohadilla gruesa y rugosa. Las narinas se localizan en la parte alta anterior del hocico y son cerradas herméticamente cuando el animal se sumerge (Geraci & Lounsbury 1993).

Ventralmente en la zona abdominal media del cuerpo se encuentra el ombligo y en el área del pedúnculo caudal, el ano. Entre estos dos se sitúa la abertura genital, cuya posición varía de acuerdo al sexo del individuo, ubicándose la ostia prepucial cerca al ombligo en el caso de los machos y la vulva junto al ano para las hembras (Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial y Fundación Omacha 2005).

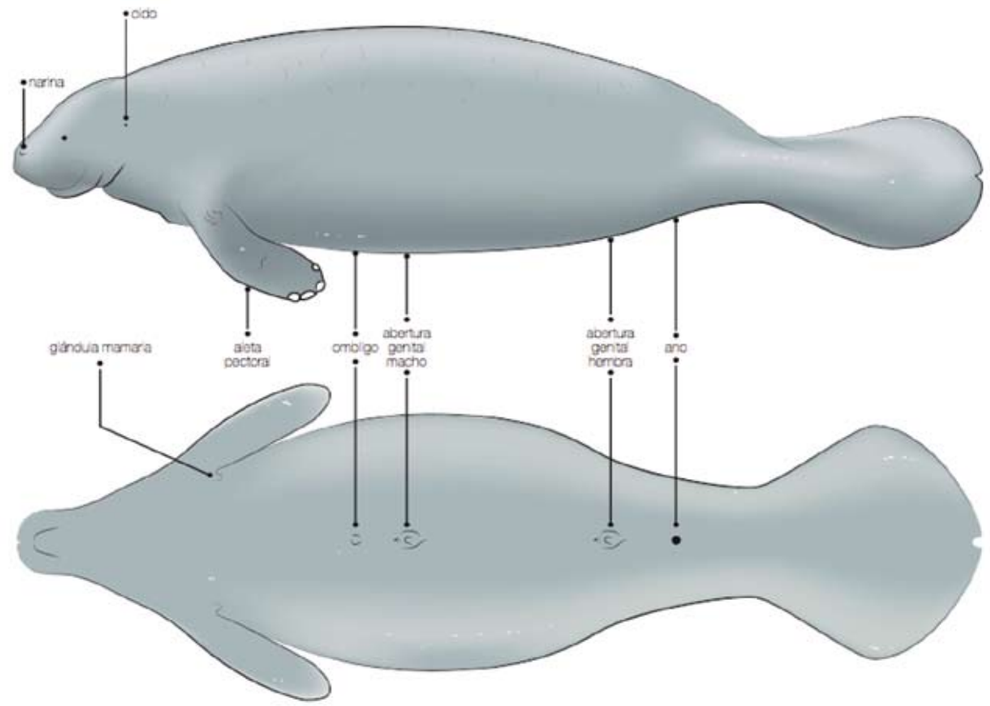


Figura 3. Esquema general de los sirenios. Tomado y modificado de Geraci & Lounsbury, 2005.

Fotografía: Delfin hocico de botella común (*Tursiops truncatus*), Nohelia Farias, Fundación Omacha.

DEFINICIÓN DE VARAMIENTO

Un animal “varado” o “encallado” es un animal que se encuentra en la orilla de un cuerpo de agua, ya sea vivo o muerto, o en una posición indefensa, incapaz de regresar por sí mismo a su medio natural (Mignucci-Giannoni 1999). Aunque un mamífero acuático flotando muerto en medio del cuerpo de agua no está varado como tal, para concepto de atender y documentar estos casos, se denomina como un “varamiento.” Los varamientos pueden incluir también animales desorientados, heridos, enfermos, crías solas o víctimas de acciones antrópicas o desastres naturales. Pueden clasificarse por el número de individuos, el número de especies involucradas y por el estado físico de los individuos (Capella y Flórez 2010, Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales de México 2002).

Hay autores que establecen una diferencia importante entre los términos “encallamiento” (en inglés “*beaching*”) y “varamiento” (en inglés “stranding”) (Mignucci-Giannoni 1999). Un encallamiento ocurre cuando los cetáceos nadan hacia la costa encontrando aguas muy someras para su flotabilidad efectiva. Incapaz de continuar, el animal rueda sobre uno de sus lados, paralelo a la playa, y recibe el empuje de las olas. Mientras el cetáceo, en toda su longitud, permanezca rodeado por agua, se identifica como encallado. Cuando el cetáceo queda en un área seca debido al retroceso de las aguas o cambios de marea, se clasifica como varado. El encallamiento siempre precede al varamiento, pero un cetáceo encallado no necesariamente se vara (Mignucci-Giannoni 1999).

CLASIFICACIÓN DE VARAMIENTOS

Para un mejor estudio de los eventos de varamiento se han identificado dos categorías básicas: varamientos simples y varamientos en manada.

Varamientos simples:
Tipo I. Un solo individuo aparentemente sano, que puede presentar infestación de gusanos parasíticos en áreas corporales sensitivas (Robson 1984, Mignucci-Giannoni 1999).
Tipo II. Animales viejos o enfermos con infección o diversos grados de infestación de parásitos, afectando principalmente pulmones, estómago, riñones y región superior de la nuca (Robson 1984, Mignucci-Giannoni 1999).

Varamientos en manada:
Tipo III. Grupo constituido principalmente por hembras adultas, acompañadas por su progenie juvenil de ambos sexos. Las especies envueltas en este tipo de varamiento, en orden de frecuencia, son: calderones negros (*Globicephala macrorynchus*); cachalote (*Physeter macrocephalus*), falsa orca (*Pseudorca crassidens*), delfín hocico de botella (*Tursiops truncatus*) y orcas (*Orcinus orca*). Hasta donde se conoce, los misticetos no son propensos al varamiento en manada (Robson 1984, Mignucci-Giannoni 1999). La característica significativa en este tipo de evento es que todos los cetáceos envueltos se encuentran físicamente sanos. Con la excepción de las orcas, las otras especies mencionadas tienen alta probabilidad de encallarse o vararse debido a un estrés social. El estrés social, según Robson 1984, puede verse reflejado en comportamientos como:
- Nado en círculos
- Hostigamiento físico, que lleva a la expulsión de un individuo.
- Desorientación, encallamiento y varamiento.
- Emisión de silbidos de auxilio por parte del animal encallado o varado.
- Respuesta del grupo familiar debido al vínculo epimelético[1], provocando el varamiento de otros individuos

Tipo IV- Individuos de un grupo de machos solteros en desarrollo sexual. La única especie envuelta en este tipo de varamiento son los cachalotes (*Physeter macrocephalus*). Las causas asociadas a este tipo de evento son cambios en las condiciones durante las migraciones hacia zonas de reproducción. Normalmente son individuos saludables, con una longitud entre 13 y 17 m y con un rango de edad aproximado entre 17 y 27 años. Ningún macho vara cuando ha alcanzado su madurez (16 m o más) (Robson 1984).

Los varamientos también pueden clasificarse por la cantidad de especies involucradas, si es una solo especie, se considera uniespecífico y si es más de una, multiespecífico.

[1] Conducta epimelética. Relacionada con brindar atención o cuidados. El mejor ejemplo es el que desarrollan los progenitores, hacia sus crías, sin embargo, estas conductas también se pueden observar en otros momentos como en el cortejo (Caldwell & Caldwell 1966, Mignucci-Giannoni 1999).

Por el estado físico de los individuos (estado de preservación), se clasifican en los siguientes 5 códigos (Gerarci & Lounsbury 2005):

Código 1- Animales vivos: con aparente buen estado de salud o signos de enfermedad, heridas o traumatismos leves (Figura 4).

Figura 4. Animales varados vivos, Código 1.
Fuente: Laboratório de ecologia e Conservação - CEM/UFPR, Brasil.

Código 2- Animales muertos sin señales de descomposición. Lo que se consideraría "fresco". Usualmente son aquellos que mueren durante la atención del varamiento o varan a pocas horas de haber fallecido en el mar. Tiempo *postmortem* menos de 24 horas; con apariencia normal, por lo general no hay daño ocasionado por carroñeros o este es mínimo; olor fresco; la piel, ojos y membranas mucosas no presentan textura arrugada o esta es mínima; ojos claros; la lengua y el pene no sobresalen hinchados por la descomposición (Figura 5).

Ziphius cavirostris. Fuente: Centro de Conservación de Manatíes de Puerto Rico.

Figura 5. Animales frescos, Código 2.
Fuente: Laboratório de ecologia e Conservação - CEM/UFPR, Brasil.

Figura 6. Animal con signos de descomposición moderada, Código 3.
Fuente: Laboratorio de Ecología y Conservación -UFPR, Brasil, 2010.

Figura 7. Animal en descomposición avanzada, Código 4.
Fuente: Laboratorio de Ecología y Conservación UFPR, Brasil, 2010.

Figura 8. Restos de animales, Código 5.
Fuente: Fundación Omacha.

Código 3- Animales con signos de descomposición moderada: presentan gran hinchazón especialmente en la parte ventral, por lo general la lengua y ojos se encuentran fuera de sus cavidades, es común observar sangre en sus orificios, la piel empieza a perderse dejando visible la capa de grasa en la superficie del cuerpo (Figura 6).

Código 4- Animales en descomposición avanzada: la piel se ha perdido casi en su totalidad, puede haber exposición de vísceras por la acumulación interna de gases, además se pueden observar huellas y rastros de la acción de organismos carroñeros (Figura 7).

Código 5- Restos de animales. En este estado el proceso de descomposición casi ha concluido o ya concluyó. Usualmente se trata de huesos con algo de tejido adherido, el cual se desprende fácilmente, o bien, animales momificados, que se observan prácticamente completos, pero que están deshidratados producto de su exposición prolongada al sol (Figura 8).

Es importante destacar, que fuera del Código 1, las divisiones entre códigos 2 y 3, 3 y 4, y 4 y 5, no son claras. Puede que en un animal, algunos consideren entre 3 y 4, osea un animal en estado moderado, casi cayendo en estado avanzado, y así con otros códigos. No se detallan en clasificarlos, pero es importante que el evaluador lo tenga en cuenta.

CAUSAS MÁS COMUNES DE VARAMIENTO

Dada la antigüedad y la reincidencia de los informes hallados en la literatura, se evidencia que estos eventos ocurren de manera natural, ocasionados por diferentes factores como fuertes tormentas, tsunamis, maremotos, ataques de depredadores o de miembros de su misma especie, persecución de presas, parásitos, vejez y enfermedades, entre otras causas (Geraci & Lounsburry 2005).

Actualmente a nivel global, existe un especial interés en identificar si los varamientos de cetáceos han aumentado, ya que se ha evidenciado que además de las causas naturales que obviamente continúan ocurriendo, diferentes actividades antrópicas, como el incremento de la navegación en los mares y océanos del mundo, generan choques y accidentes con estos animales, las actividades *offshore* para la extracción de hidrocarburos, el uso de tecnologías como sonares y sondas acústicas, el vertimiento de toxinas y contaminantes en el medio, están influyendo en los comportamientos naturales de este grupo (Ketten 2009). Adicionalmente a estas causas, algunos autores mencionan que anomalías electromagnéticas o cambios en el campo magnético de la Tierra, también pueden originar eventos de varamientos en cetáceos (Kirschvink *et al.* 1986, Geraci & Lounsburry 2005).

ACTIVACIÓN DE LA RED DE VARAMIENTOS

En Europa y en Estados Unidos existen redes de varamientos desde la década de los 70 respaldadas por acuerdos entre países, como el Acuerdo sobre la Conservación de los Cetáceos en el Mar Negro, el Mar Mediterráneo y el Atlántico (ACCOBAMS, por sus siglas en inglés) y la Administración Nacional Oceánica y Atmosférica de Estados Unidos (NOAA). En estos países se cuenta con un histórico de más de 40 años de recolección sistemática de información sobre encallamientos y varamientos, y diariamente se crean centros de atención con mejor capacidad para cubrir la mayor cantidad de línea de costa.

En 1985, Naciones Unidas publicó el Plan Mundial de Acción para Mamíferos Marinos donde insta a que las naciones adopten programas de investigación encaminados a obtener un aprovechamiento científico racional de tales animales (FAO/PNUMA, 1985). Desde entonces, diferentes grupos de investigación han desarrollado estrategias para tener redes de varamiento eficientes alrededor del mundo.

Es importante tener en cuenta las limitaciones a nivel nacional para la creación de estas redes. En diversos países se logra una respuesta rápida gracias a que las personas de todos los niveles socioeconómicos cuentan con medios de comunicación, como celulares y llamadas por cobrar, y la infraestructura vial de acceso a las playas está en buen estado. En Colombia, hasta hace poco tiempo, los pescadores no contaban con medios para comunicarse y hasta ahora, en muchas regiones no se cuenta con un acceso rápido por tierra.

Una red de varamientos debe velar por la investigación, rescate, rehabilitación, educación y conservación de los mamíferos acuáticos, articulando las funciones y facilidades de diferentes instituciones gubernamentales y no gubernamentales para coordinar efectivamente la recolección de información de los eventos y encaminar investigaciones científicas que sirvan como insumo para los procesos de gestión (Mignucci-Giannoni 1999). Las autoridades involucradas en la atención a varamientos, deberán prever la disposición de recursos humanos, físicos y económicos que les permitan cumplir con sus atribuciones sobre el tema (Figura 9).

Inicialmente, ante una llamada de informe de un varamiento, es importante que la persona que reciba la información pregunte nombre, número de contacto y correo electrónico de quien está observando el varamiento. Además, para determinar qué acciones realizar, es importante establecer:

- Tamaño del animal
- Número de individuos varados
- Facilidad de manipulación
- Condición del animal
- Logística disponible
- Personal capacitado disponible
- Condiciones ambientales
- Llegada y acceso al lugar

De acuerdo al tipo de evento, este se debe asistir y atender con un equipo mínimo y un plan de atención. Siempre que se encuentre con un animal varado, esté vivo o muerto, será de vital importancia, antes de realizar cualquier procedimiento, observar detenidamente al individuo en busca de rastros y señales que puedan ayudar a esclarecer las causas del suceso. El examen externo y el registro fotográfico es de gran importancia para evidenciar aspectos claves. Se debe evaluar el área, recorriendo un kilómetro de costa a cada lado para asegurar que ningún otro animal ha varado simultáneamente. Si el o los animales se encuentran vivos, debe activarse una red logística para prestar los primeros auxilios, el transporte del animal y en algunos casos un lugar de cautiverio o semicautiverio donde puedan ser atendidos y monitoreados. Para un varamiento con uno o varios animales muertos, debe seguirse un protocolo de obtención de datos y muestras que permita estandarizar la información. Así mismo, debe establecerse con las autoridades locales el procedimiento para la disposición final.

ATENCIÓN A VARAMIENTOS Y EQUIPO BÁSICO

A continuación, se presentan de forma sintetizada los pasos a seguir en un evento de varamiento o encallamiento y los elementos básicos para su atención (Figura 9, Tabla 3).

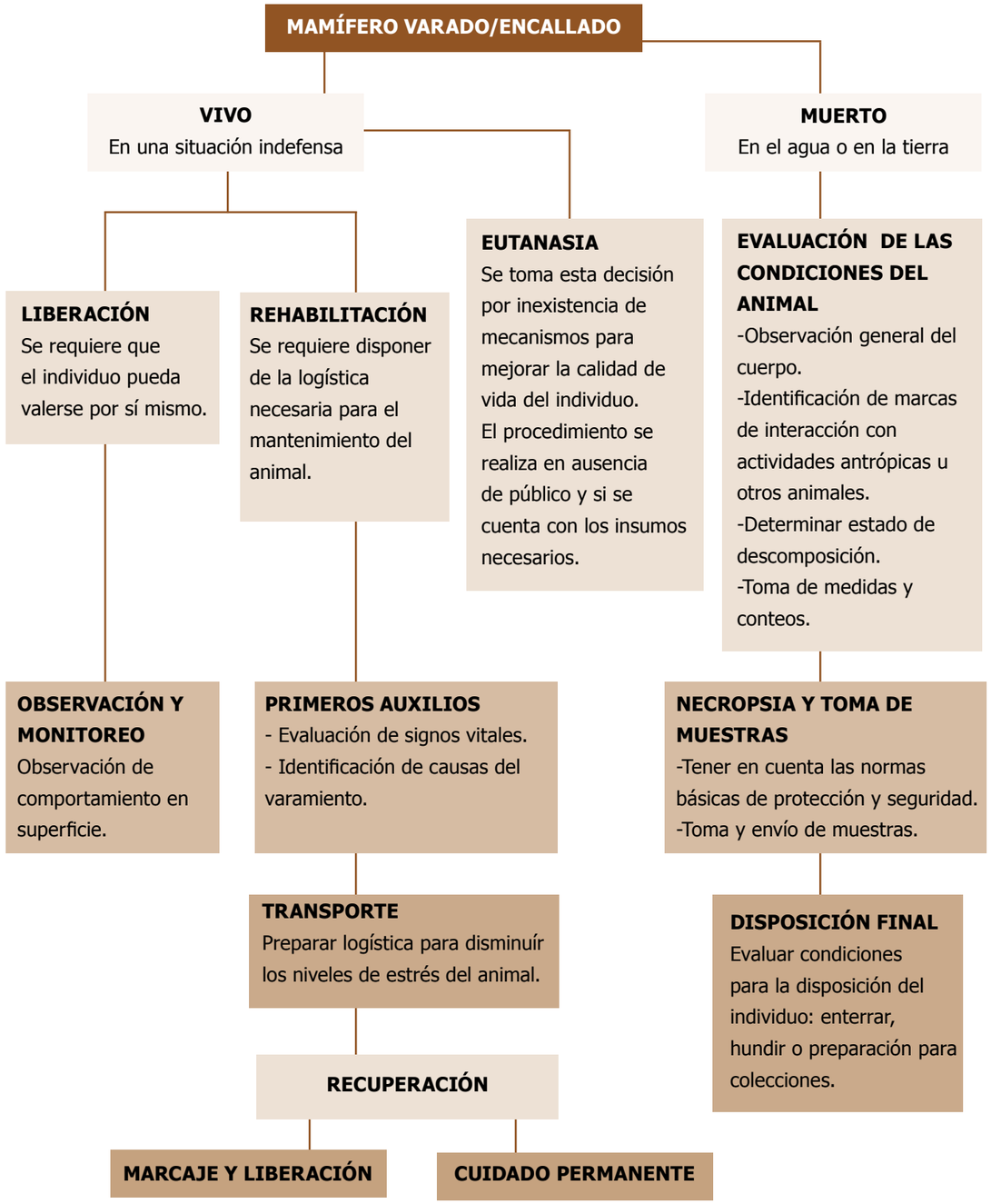


Figura 9. Diagrama de flujo general para tomar decisiones en el momento de un varamiento y activar la red nacional

Tabla 3 Elementos para la atención de varamientos.

CATEGORÍA	ELEMENTOS	MUERTO	VIVO
EPP	ZAPATOS CUBIERTOS/BOTAS PANTANERAS	X	X
	GUANTES DE LATEX O NITRILO	X	X
	GUANTES DE PLÁSTICO	X	
	TAPABOCAS	X	X
	DELANTAL	X	X
	PROTECTOR SOLAR	X	X
	SOMBRERO	X	X
	JABÓN LÍQUIDO	X	X
PAPELERÍA	CINTA MÉTRICA	X	X
	LÁPICES	X	X
	TAJALÁPIZ	X	X
	BORRADOR	X	X
	TIJERAS	X	X
	MARCADOR PERMANNETE	X	X
	FORMATOS DE TOMA DE DATOS (Anexo 1)	X	X
MATERIALES	BOLSAS PLÁSTICAS DE BASURA	X	
	BOLSAS PLÁSTICAS ZIPLOCK DE DIFERNETES TAMAÑOS	X	
	FRASCOS PLÁSTICOS DE DIFERENTES TAMAÑOS	X	
	TUBOS EPPENDORF	X	
	PAPEL ALUMINIO	X	
	LIMA O AMOLADOR	X	
	GARFIO, TIJERAS, ESCALPELO, NAVAJA Y CUCHILLOS	X	
	PICADOR DE CARNES	X	
	JERIGUILLA 20 ML	X	
	PINZAS	X	
	BALDES (MÍNIMO 1)	X	X
	NEVERA DE ICOPOR	X	
	CUERDAS	X	X
	TOALLAS DE DIFERENTES TAMAÑOS		X
	PALA		X
	CAMILLA		X
	TERMÓMETRO		X
QUÍMICOS	ALCOHOL 70% Y 90%	X	
	FORMALINA 10%	X	X
	AGUA	X	
	HIELO	X	X
EQUIPOS	CÁMARA FOTOGRÁFICA	X	X
	ESTETOSCOPIO		

Delfín de dientes rugosos (*Steno bredanensis*). Centro de Conservación de Manatíes de Puerto Rico.

ATENCIÓN A VARAMIENTOS VIVOS

No todos los animales que se encuentran cerca de la costa necesitan ser auxiliados, por lo cual es importante contactar expertos que tengan el conocimiento sobre la especie en cuestión para poder reaccionar adecuadamente en cada caso. Hoy en día, con el acceso al correo electrónico y a teléfonos móviles, es posible atender un varamiento con la asesoría virtual de expertos nacionales e internacionales de forma simultánea, con herramientas como fotografías y videos en tiempo real.

Cuando se presenta un varamiento, lo primero que hay que hacer es observar el animal. Se debe determinar si tiene comportamiento de alerta, debilidad o no responde a ningún estímulo. Si el animal está en la playa, lo primordial es mantenerlo lo más cómodo posible, protegerlo del sol y el viento y mantenerlo húmedo con toallas mojadas. Se recomienda enterrar las aletas pectorales en la arena para disminuir la pérdida de calor y la presión de peso encima de estas. Una vez se tomen las medidas adecuadas, se inicia la toma de datos para determinar el estado de salud del animal (Figura 10).

Figura 10. Primeras medidas de auxilio para animales varados vivos. Tomado y modificado Geraci & Lounsbury, 2005.

Atención y liberación por Fundación Omacha de un manatí. Fotografías: Fundación Omacha.

SIGNOS VITALES

Frecuencia respiratoria: monitorear el número de respiraciones por minuto, que en animales pequeños varía entre 6-8 respiraciones por minuto en estado de estrés. Para *Tursiops truncatus* se registran como valores normales 6-14 respiraciones cada 5 minutos (o 1-3/min).

Frecuencia cardiaca: utilizando el estetoscopio, la frecuencia cardiaca se toma en la región axilar y según la especie varía entre 30-100 latidos por minuto. En *Tursiops truncatus* lo normal en ritmo cardiaco es 60-80 lpm (latidos por minuto), pero no está descrito para todas las especies. La fórmula f=217W -0.27, creada por Clark (1927) y modificada por Brody (1968), donde f corresponde a la frecuencia cardiaca y W al peso en kg, es utilizada para hacer un cálculo aproximado de la frecuencia cardiaca, que puede variar de acuerdo a las condiciones de salud y edad del animal. En el caso de algunas especies esta información ya se ha estandarizado.

Temperatura: se sugiere tomar la temperatura con un termómetro rectal o con una cinta. En climas fríos, para animales pequeños debe estar entre 36 y 37°C (Geraci & Lounsbury 2005). En manatíes se han registrado temperaturas superficiales entre 29 y 33°C (Mignucci-Giannoni, 1998).

Otros signos: con cuidado de no ser lastimado, debe abrirse la boca del individuo y observar el color de las encías; luego presionarlas levemente, si presentan un color rosado y este se conserva después de la presión, se disminuye la posibilidad de problemas vasculares.

Se recomienda evitar apoyarse en el animal durante la toma de signos vitales y esperar las indicaciones del especialista para definir acciones a tomar. Las posibilidades son:

-**Liberación inmediata**: se trata de una opción válida en determinadas situaciones, especialmente en presencia de animales sanos en varamientos masivos o encallamientos de grandes cetáceos. Debe realizarse si el animal está sano, es capaz de nadar normalmente, las condiciones ambientales son favorables, el lugar de liberación está dentro del área de distribución de la especie o no se cuenta con el personal adecuado o logística suficiente para realizar la atención.

-**Rehabilitación**: es importante evaluar si el animal presenta indicios de enfermedad para realizar los procedimientos médicos. Son necesarias técnicas de diagnóstico específicas y se debe disponer de suficientes fondos y adecuadas instalaciones para proporcionar los cuidados por un periodo razonable de tiempo.

-**Eutanasia**: esta opción se contempla solo si no existen mecanismos para mejorar la calidad de vida y es necesario finalizar con el sufrimiento de un animal, y si se cuenta con los materiales y las sustancias adecuadas para llevar a cabo el procedimiento. Este deberá realizarlo una persona capacitada y autorizada por el estado (i.e., veterinario o técnico veterinario), preferiblemente en ausencia de público. En pequeños mamíferos marinos, las técnicas de eutanasia basadas en la inoculación de distintas sustancias producen una muerte rápida e indolora (Greer *et al.* 2001). En los grandes ejemplares el problema de la dosificación y acceso, convierten este método en una técnica compleja y de elevado costo (Harms *et al.* 2014).

La observación del cuerpo puede determianr la causa de la muerte de un ejemplar.
Fotografía: Julio García Robles - Fundación Omacha.

ATENCIÓN A VARAMIENTOS DE INDIVIDUOS MUERTOS

Para obtener la mejor información en caso de uno de estos eventos, debe tenerse en cuenta: la posibilidad de acceso al lugar del evento, la capacitación y experticia del grupo de trabajo que atienda el varamiento, tiempo suficiente y aplicación de procedimientos estandarizados y el cuidado con el que se tomen, se almacenen y se transporten las muestras obtenidas. Para todos los grupos, el procedimiento general es el mismo (Figura 11), sin embargo debido a la anatomía propia de los individuos se hacen distinciones en los procedimientos de apertura de cavidad abdominal y toma de muestras.

Figura 11. Pasos generales para atender varamientos de mamíferos muertos

EXAMEN EXTERNO	Verificar presencia de marcas de interacción con pesca, colisión con embarcaciones, predadores o socialización con otros organismos. Determinar el estado de descomposición. Identificar especie, sexo y edad.
TOMA DE MEDIDAS Y CONTEO DE DIENTES	Seguir el formato adjunto a esta guia (Anexo 1).
TOMA DE MUESTRAS GENÉTICAS	Recolectar una porción de piel (epidermis y dermis) de 5 cm X 2 cm X 0,5 cm en un *eppendorff* y congelar o conservar en etanol al 90% (no puede ser otro tipo de alcohol).
TOMA DE MUESTRAS DE GRASA Y MÚSCULO	En la región dorsal cercana a la aleta, tomar medida del grosor de la capa de grasa.
APERTURA DE CAVIDAD ABDOMINAL	Depende de la especie y del tamaño del animal, se realiza la insición con cuchillo de carnicería o bisturí.
OBSERVACIÓN DE ORGANOS INTERNOS	Cada órgano extraído debe observarse para detectar malformaciones, anomalías o parásitos.
TOMA DE MUESTRAS DE TEJIDO PARA HISTOPATOLOGÍA	Tomar muestras de tejido de 2 cm X 2 cm X 0,5 cm de cada órgano principal y fijarlas con formalina al 10%
EXTRACCIÓN DEL TRACTO DIGESTIVO	El tracto digestivo puede extraerse completa o parcialmente. En caso de no contar con un lugar suficientemente grande para almacenar los órganos, el contenido estomacal puede depositarse en una bolsa.
COLECTA DE CRÁNEO	La colecta del cráneo se realiza si existe la intención de preparar material biológico. En caso contrario, deberá disponerse con el resto del organismo.
DISPOSICIÓN DE LOS RESTOS	Los restos deben ser enterrados o dispuestos para tratamiento de material biológico e inclusión en colecciones biológicas.

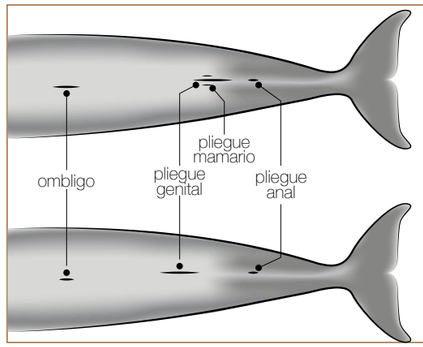


Figura 12. Determinación de sexo en cetáceos.
Fuente: Fundación Omacha

REGISTRO DE INFORMACIÓN BÁSICA

A continuación, se listan y explican brevemente los pasos a seguir para atender un varamiento muerto (Figura 11, Figura 12).

Reconocimiento e identificación de rastros y marcas: examinar la presencia de marcas o cortes que sugieran la interacción con actividades antrópicas o enfermedades (Figura 13).

Figura 13. Marcas de interacción con pesca.

Aleta caudal incompleta a causa de un corte, ausencia del lóbulo derecho.

Marcas de red en la base de la mandíbula de un individuo.

Fuente: Laboratorio de Ecología y Conservación UFPR, Brasil, 2010.

La piel de la mayoría de los mamíferos acuáticos carece de pelo y es fácilmente diferenciable cualquier tipo de trauma o herida externa. En este sentido y en caso de que su estado de descomposición lo permita es importante prestar atención su aspecto.

Marcas por dispositivos de pesca: frecuentemente las artes y los dispositivos de pesca generan un importante porcentaje de las heridas y decesos de mamíferos acuáticos, como ocurre con las ballenas yubarta (Hall *et al*. 2000, Alava *et al*. 2009, Robbins 2009). En estos casos, es usual encontrar el aparejo pesquero (red, anzuelo, cuerdas, boyas entre otras) enredado en el individuo, lo que facilita la detección de la causa. En menor proporción, puede encontrase individuos sin más evidencia que cierto tipo de marcas muy características. En el caso de cetáceos de gran tamaño, por lo general estos cuentan con la fuerza para romper y atravesar redes de pesca que otros animales no podrían. No obstante, en muchas ocasiones, estas se enredan en el pedúnculo caudal del individuo provocando cortes y marcas profundas por causa del constante desplazamiento.

Marcas y rastros por predadores y carroñeros: por lo general la identificación de rastros y marcas producidos por ataques y actividad de un depredador son claramente diferenciables, observándose en algunas oportunidades individuos incompletos, con evidencias de mordeduras y daños en tejidos. No obstante, puede ser confuso diferenciar de la actividad carroñera. En muchos casos el área genital de los individuos varados es uno de los primeros lugares en ser atacado por estos animales (O'Connell & Berrow 2011), lo que puede ser una señal que ayude a diferenciar estos dos tipos de marcas.

Marcas por interacciones con otras especies de delfines: si el animal presenta laceraciones a manera de rasguños o rasgaduras múltiples con una disposición paralela entre estas, es altamente probable que el individuo haya sido atacado por miembros de su misma especie o por otra clase de delfines (Barnett *et al*. 2009), o hayan dejado marcas de dientes tratando de ayudarlo a mantenerse en la superficie si estaba enfermo o débil. En estos casos, es importante identificar la profundidad de los cortes, tamaño y la distancia de los espacios interdentales que se registran en las cicatrices, ya que pueden ayudar a establecer qué especie las provocó. Según Barnett *et al*. (2009), la especie más reconocida por agredir a otras es el delfín hocico de botella, el espacio interdental de un individuo de esta especie es de aproximadamente de 10 a 12 mm. Otra especie conocida por presentar frecuentes ataques a otros delfines es el calderón negro de aletas cortas (*Globicephala macrorhynchus*), desafortunadamente no se cuenta con literatura que reporte su espacio interdental, pero se considera que es aproximado al que se reporta para la orca (*Orcinus orca*): entre 28 a 35 mm (Barnett *et al*. 2009).

En caso de presentar lesiones cutáneas o parásitos, se debe tomar muestras en frascos de:
-Parásitos individuales: pueden ser recolectados y transferidos a un recipiente de almacenamiento con pinzas sin dientes, o con los dedos enguantados. Es importante no pinchar demasiado la muestra para no cambiarla morfología o dañar la anatomía del parásito.
-Trematodos nasales: se recolectan introduciendo el dedo meñique en las narinas, lo que la longitud del dedo le permita.
-Gusanos intestinales de tipo acantocéfalos: se deben cortar alrededor del tejido (mucosa) y alrededor de la boca del gusano, sin dañar su aparato bucal, lo cual es importante para la identificación.

-Los crustáceos y percebes se recolectan con el filo de una navaja o un cuchillo entre el ectoparásito y la piel del animal.

En condiciones ideales, deben recolectarse un mínimo de 24 especímenes individuales que representen cada tipo de parásito. Se debe tener en cuenta el número total aproximado de parásitos presentes en el cadáver, si es posible. Es importante para describir la ubicación de lo recolectado (pulmón, fosas nasales, el estómago, el intestino delgado, etc.). Es una buena práctica tomar dos muestras por separado del mismo paracito en cada ubicación. Una muestra se deja con el técnico o la persona que realiza el procedimiento y la otra se utiliza para enviarla al laboratorio para la identificación forense. De esa manera, siempre habrá un conjunto de muestras disponibles en caso de perderse alguna o destruirse en el tránsito.

Es una buena práctica recolectar una muestra duplicada de cada parásito en cada ubicación. Una muestra se deja con el colector y la otra se envía al laboratorio para la identificación forense. De esa manera, siempre habrá un conjunto de muestras disponibles.

Todos los endo y ectoparásitos se conservan en etanol al 70%, o en etanol de grado molecular (95-98%). No debe utilizarse isopropílico o alcohol desinfectante, ya que daña el ADN en la muestra.

La proporción del líquido de preservación con respecto a la muestra es de 9 a 1, lo que significa que cada frasco debe ser 1 parte de muestra de parásitos por 9 partes de etanol. Esto asegura que la muestra se preserve adecuadamente.

En una pequeña tarjeta de cartón o papel grueso se debe escribir a lápiz la siguiente información básica sobre a la muestra: número de campos visuales[2] observados en el microscopio, fecha, tipo de parásito, ubicación en el huésped, huésped, localidad geográfica, país y nombre de la persona que realizo el procedimiento. Esta tarjeta se introduce en una bolsa de cierre hermético (ej. bolsa ziploc) para posteriormente ser incluida en el frasco junto con los parásitos. Una copia deberá estar escrita con tinta permanente y unida a la parte exterior del frasco. Los frascos deben mantenerse en espacios oscuros, frescos y secos, y revisados periódicamente para asegurar que el etanol no se haya evaporado.

Material visual: Tomar fotografías del animal entero. Es importante hacer un registro fotográfico de todo el animal usando elementos como flexómetros o referencias que permitan establecer el tamaño de los individuos posteriormente, tomar fotografías de las marcas identificadas, de la aleta dorsal con un fondo blanco o azul y de los dientes (Figura 14). También en el caso de varamientos vivos la toma de videos puede ser de utilidad.

[2] Campo visual: área que puede ser vista sin mover la cabeza o los ojos en el microscopio. Cuando los dos están abiertos y miran hacia delante se dice que el campo visual es binocular (Enciclopedia Lumina Siglo XXL, Grupo Editorial Norma, Sección Biología, pág. 11).

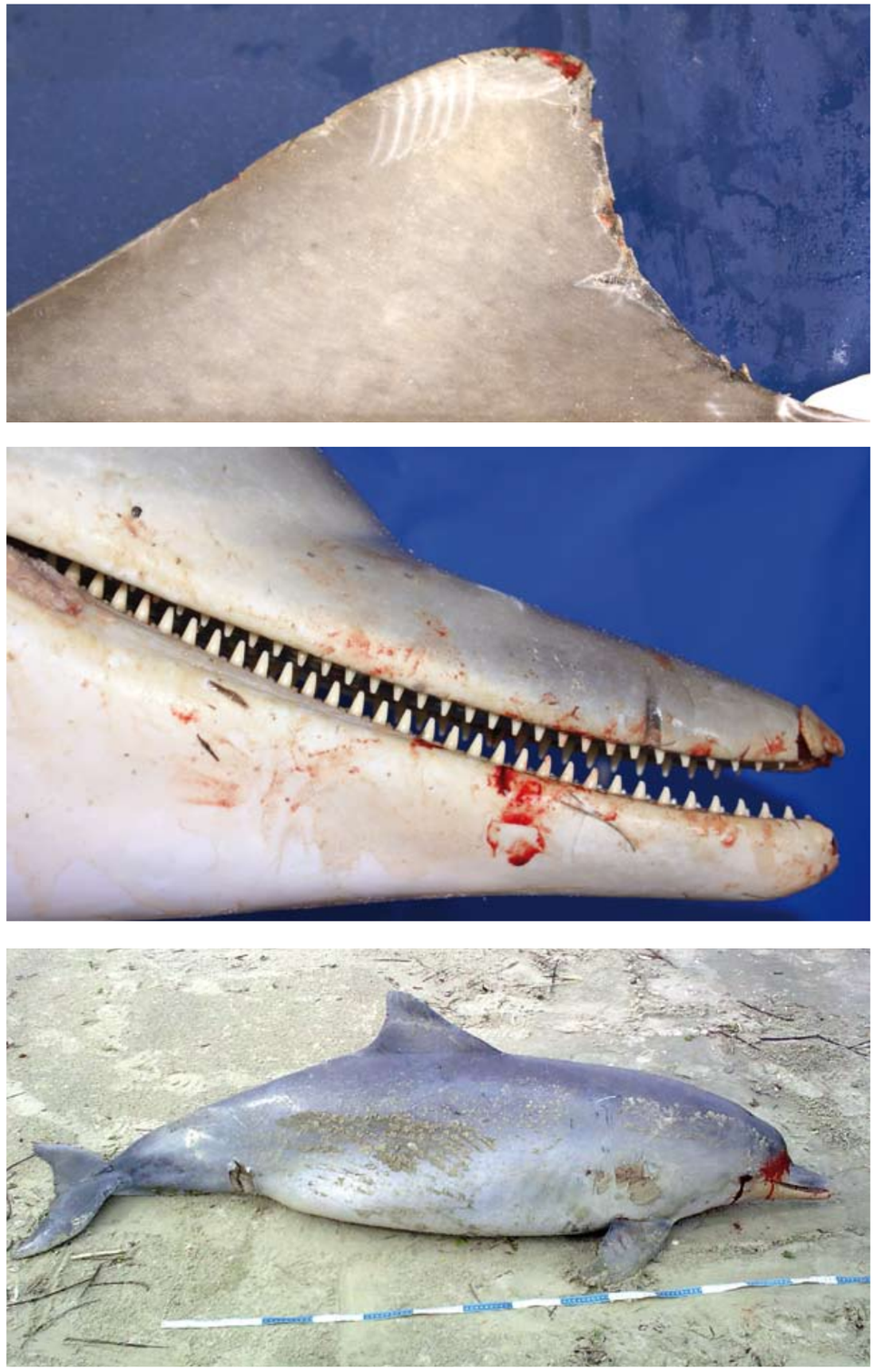
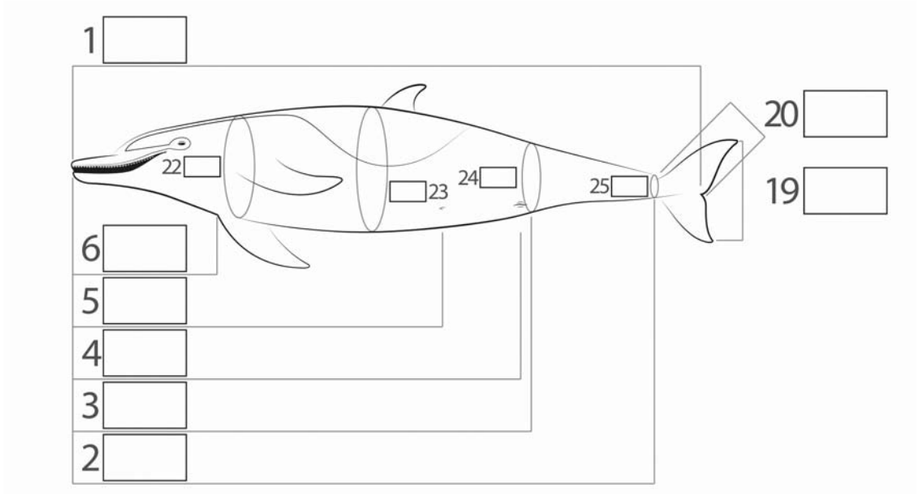


Figura 14. Registro fotográfico mínimo al inicio del procedimiento de atención de varamientos de individuos muertos.
Fuente: Laboratorio de Ecología y Conservación UFPR, Brasil, 2010.

Medidas corporales para cetáceos

Una vez realizada la observación externa y de acuerdo a lo que permita el estado de descomposición en que se encuentre el animal, se procede con la toma y registro de las medidas corporales (Tabla 4, Figura 15 y Figura 16).



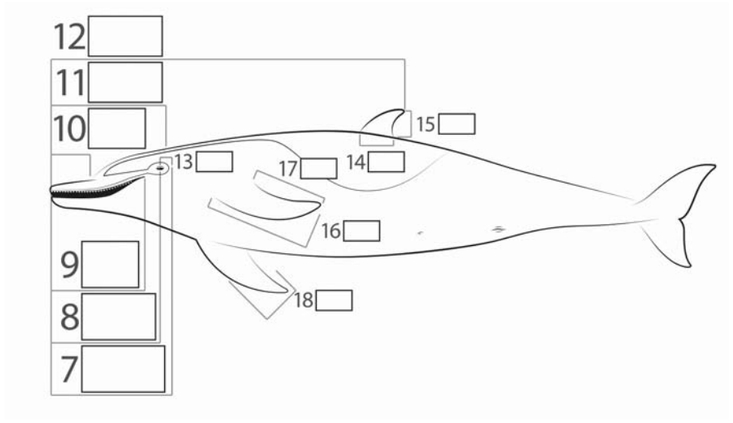


Figura 15. Medidas morfométricas odontocetos (delfines). Tomado y modificado de: Gerarci & Lounsbery 2005.

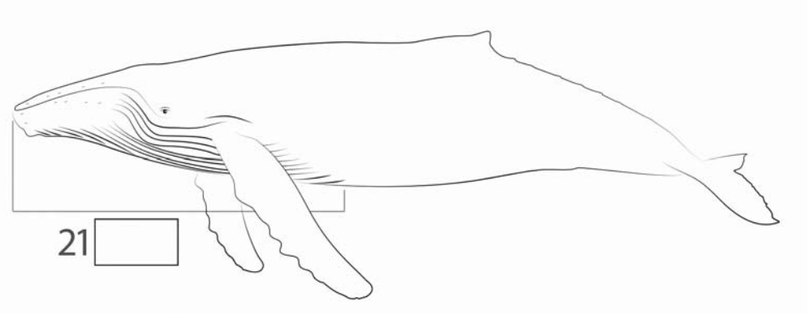


Figura 16. Medidas Morfométricas misticetos (ballenas). Tomado y modificado de Gerarci & Lounsbery 2005.

Tabla 4. Medidas corporales para delfines. Importante tomar como mínimo las medidas que corresponden a 7, 12, 14, 17 y 21. Tomado y modificado de Geraci & Lounsbury 2005.

MEDIDA	EXPLICACIÓN
1	Punta del hocico hasta muesca de la aleta caudal (lineal)
2	Punta del hocico hasta muesca de la aleta caudal (curvilíneo)
3	Punta del hocico hasta centro del ano
4	Punta del hocico hasta centro del órgano genital
5	Punta del hocico hasta centro del ombligo
6	Punta del hocico hasta centro de la inserción anterior de la aleta pectoral
7	Punta del hocico hasta abertura del oído
8	Punta del hocico hasta centro del ojo
9	Punta del hocico hasta ángulo de la boca
10	Punta del hocico hasta melón
11	Punta del hocico hasta centro del orificio nasal
12	Punta del hocico hasta punta aleta dorsal
13	Centro del ojo hasta abertura del oído
14	Longitud de la base de la aleta dorsal
15	Altura de la aleta dorsal
16	Longitud interna de la aleta pectoral izquierda
17	Longitud externa de la aleta pectoral izquierda
18	Ancho máximo de la aleta
19	Largo aleta caudal
20	Ancho aleta caudal
21	Punta del hocico hasta final surcos ventrales (ballenas)
22	Circunferencia en axila
23	Circunferencia máxima
24	Circunferencia ano
25	Circunferencia base aleta cauda

Conteo de dientes: otro dato importante a tener en cuenta es el conteo de los dientes. Para este caso, debe diferenciarse el número de dientes en las mandíbulas, dividiendo el conteo en inferior derecho e izquierdo para el caso de la mandíbula inferior, y proceder de la misma forma para la mandíbula superior (Tabla 5).

Tabla 5 Número de dientes de algunas especies de cetáceos.

ESPECIE	DIENTES MEDIA	M.SUP.*	M.INF.**	FORMA Y PATRÓN
Ballena hociduda de Gervais (*Mesoplodon europaeus*)	2	0	1	A 15% del extremo anterior del maxilar
Delfín de risso (*Grampus griseus*)	10	0	2-7	En la reg. front. de la mandíbula
Cachalote enano (*Kogia simus*)	24	0	8-13	Curvados
Cachalote pigmeo (*Kogia breviceps*)	30	0	9-16	Curvados
Ballena piloto de aleta corta (*Globicephala macrorynchus*)	36	7-11	8-12	Curvados
Falsa Orca (*Pseudorca crassidens*)	39	7-11	8-12	Mayor núm. en la mand. inferior
Orca pigmea (*Feressa attenuata*)	44	8-13	10-13	Mayor núm. al lado derecho
Orca (*Orcinus orca*)	44	10-13	10-13	Largos y curvados
Cachalote (*Physeter macrocephalus*)	48	0	18-30	Muy grandes y curvados
Delfín común de hocico largo (*Delphinus delphis*)	200	40-57	40-58	Pequeños y filudos
Delfín de fraser (*Lagenodelphis hosei*)	172	40-44	39-43	
Ballena cabeza de melón (*Peponocephala electra*)	96	22-25	21-25	
Delfín de dientes rugosos (*Steno bredanensis*)	92	20-27	20-27	Ligeramente rugosos
Delfín nariz de botella (*Tursiops truncatus*)	96	20-26	18-26	Curvados
Delfín rosado (*Inia geoffrensis*)	116	25-34	26-33	
Tucuxi (*Sotalia fluvialitis*)	128	28-34	26-35	
Delfín moteado pantropica (*Stenella attenuata*)	154	35-45	35-44	
Delfín listado (*Stenella coeruleoalba*)	200	43-50	43 – 49	
Delfín clymene (*Stenella clymene*)	200	43-58	43-58	
Delfín tornillo (*Stenella longirostris*)	224	46-65	46-65	

Toma de muestras

Posteriormente, se toman muestras de grasa, piel y tejido muscular de la región anterior dorsal. Estas muestras serán utilizadas para análisis de metales pesados y genética. Los cortes ideales tienen un tamaño de 4 X 4 X 4 cm para metales pesados (Figura 17). Deben tomarse dos muestras para cada tejido, una de las muestras se almacena en papel aluminio y la otra en una bolsa plástica para los análisis de metales pesados. Para genética se toma una muestra de 0.5 X 2 X 0.5 cm de piel (epidermis y dermis) de la aleta pectoral, dorsal o caudal y se coloca en unos tubos para muestras denominados eppendorf con etanol al 90%.

Después de retirar la muestra de tejido, se toma la medida del grosor de la capa de grasa, esto nos va a indicar el estado de nutrición en el que el animal se encontraba en el momento del varamiento (Figura 18).

Figura 17. Toma de muestra de la capa de grasa de un ejemplar de Sotalia guianensis en la región dorsal posterior a la aleta dorsal.
Fuente: Laboratorio de Ecología y Conservación UFPR, Brasil, 2010.

Figura 18. Medida del grosor de la capa de grasa en un espécimen de Sotalia guianensis
Fuente: Laboratorio de Ecología y Conservación UFPR, Brasil, 2010.

Posteriormente, se procede a abrir la cavidad abdominal del individuo. Se recomienda realizar un corte en la zona ventral, longitudinalmente en dirección anteroposterior. Es importante tener cuidado de no perforar los órganos internos y penetrar hasta el músculo. Para este corte y dependiendo del tamaño del animal, debe utilizarse un cuchillo afilado o un bisturí. Adicionalmente, se realizan cortes en dirección dorsoventral, para abrir una "ventana" y hacer una correcta inspección de los órganos (Figura 19, Figura 20 y Figura 21).

Figura 19. Incisión inicial para tener acceso a la cavidad abdominal
Fuente: Laboratorio de Ecología y Conservación UFPR, Brasil, 2010.

Figura 20. Apertura de la "ventana" para examinar órganos internos
Fuente: Laboratorio de Ecología y Conservación UFPR, Brasil, 2010.

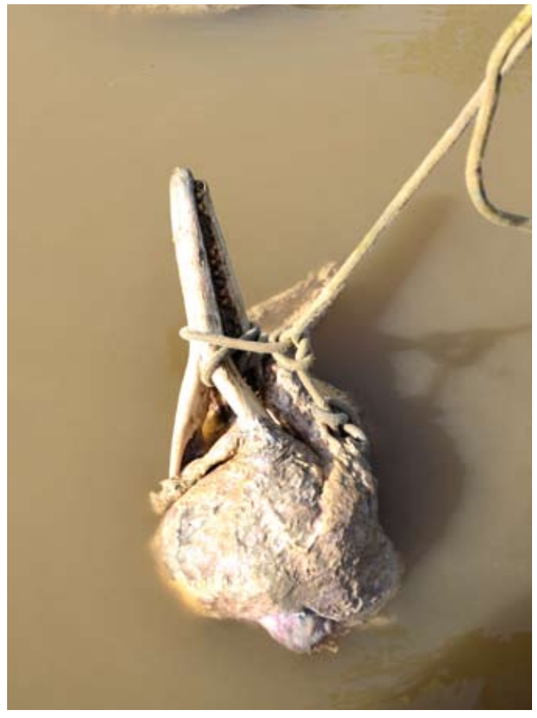
Una vez expuestos los órganos internos se procede a la toma de muestras para diferentes estudios. Mientras se hace la extracción de órganos y la toma de muestras, debe observarse la presencia de parásitos, lesiones o anomalías y realizar registro fotográfico.

Para tomar el tracto digestivo, se busca la laringe y el final del intestino grueso, en estos extremos se amarra una cuerda para cerrar las cavidades y luego se realizan cortes hasta extraer el tracto digestivo en su totalidad. Este debe ser congelado, en caso de que no se cuente con un refrigerador lo suficientemente grande, se abre el estómago y el contenido se vacía en una bolsa grande que debe almacenarse a 4°C o menos.

Para análisis de metales pesados se utilizan muestras del hígado, se deben tomar dos porciones de 4 X 4 X 1 cm. Una de ellas se almacena en papel aluminio y la otra en una bolsa plástica para luego ser congeladas.

Todos los tejidos pueden ser usados para análisis histopatológicos, con muestras de 2 X 2 X 0,5 cm de cada uno de los órganos (pulmón, corazón, nódulos linfáticos, riñón, adrenales, páncreas, vesícula biliar, baso, hígado, estómagos, gónadas, vejiga urinaria, intestino delgado, intestino grueso, cerebro o cualquier tejido con lesión) y conservar las muestras en formalina al 10% para análisis posteriores. Las gónadas (testículos u ovarios), deben medirse (largo X ancho X alto), pesarse y tomar una muestra de ellos (2 X 2 x 0,5 cm) en formalina al 10% para que el patólogo indique el estado de madurez del animal.

En caso de que se deseen realizar estudios de craneometría, que no se tenga seguridad sobre la especie o que se quiera ingresar a una colección biológica, se procede a retirar la cabeza.



Recuperación de la cabeza de un cuerpo en descomposición de *Inia geoffrensis* para posteriores estudios.
Fotografías: Julio García Robles.

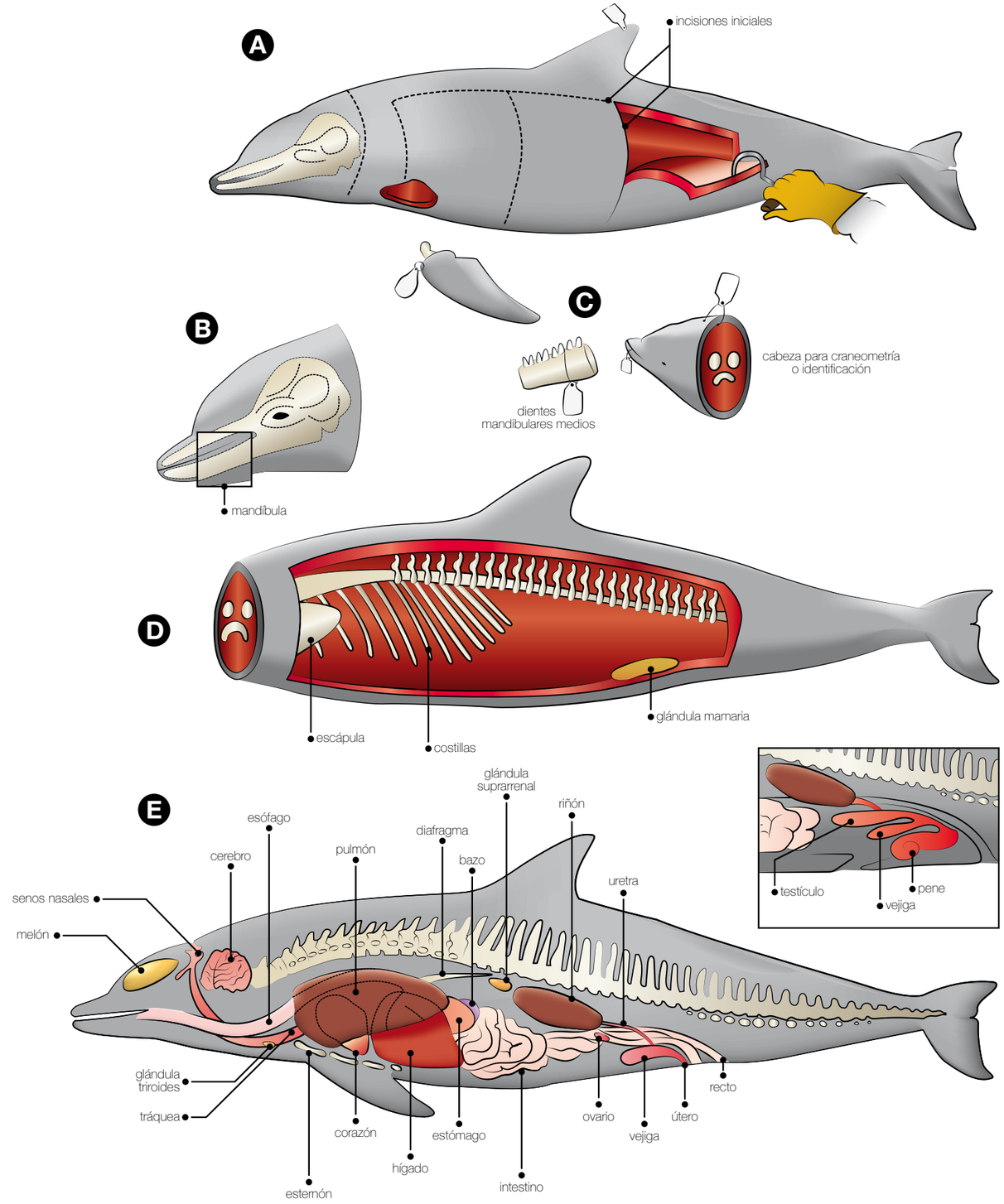


Figura 21. Esquema de disección de un cetáceo y su anatomía interna.
Tomado y modificado de Geraci & Lounsbury 2005.

Recogida del cadáver, si es posible.

Traslado al laboratorio o centro habilitado.

Examen del cuerpo.

Observación de marcas de la posible causa de muerte.

Estudio del cuerpo y anotación de medidas.

Apertura de la cavidad abdominal.

Extracción de muestras para su posterior examen.

Conservación del cráneo para posteriores estudios.

Yubarta o ballena jorobada (*Megaptera novaeangliae*). Fotografía: Fernando Trujillo.

Particularidades para misticetos

Para los misticetos además de las medidas anteriormente propuestas, son de gran utilidad contar y describir las barbas para su identificación. Éstas se encuentran solo a cada lado de la mandíbula superior y penden hacia abajo. Forman dos hileras de láminas paralelas que se hacen cada vez más pequeñas hacia atrás y más difíciles de distinguir, hasta convertirse eventualmente en vellos. Examinando en una sección transversal a nivel de las encías, las láminas de las barbas tienen un ancho de al menos 3mm de espesor, se denominan vellos aquellos con un ancho inferior a 3mm. Cada barba consiste en una lámina principal en el borde exterior, seguida de una o varias placas menores y terminando con vellos en el margen interno (Tabla 6, Figura 22).

Las cerdas se extienden de los márgenes de cada lámina para formar la red de filtrado. La longitud de cada barba se toma midiendo la distancia en línea recta desde el borde exterior a nivel de las encías hasta la punta de la parte sólida de la lámina principal (Figura 22), el número de barbas se determina contando el borde exterior de cada lámina a nivel de las encías y haciendo un promedio de los recuentos obtenidos para ambos lados de la mandíbula (Geraci & Lounsbury 2005).

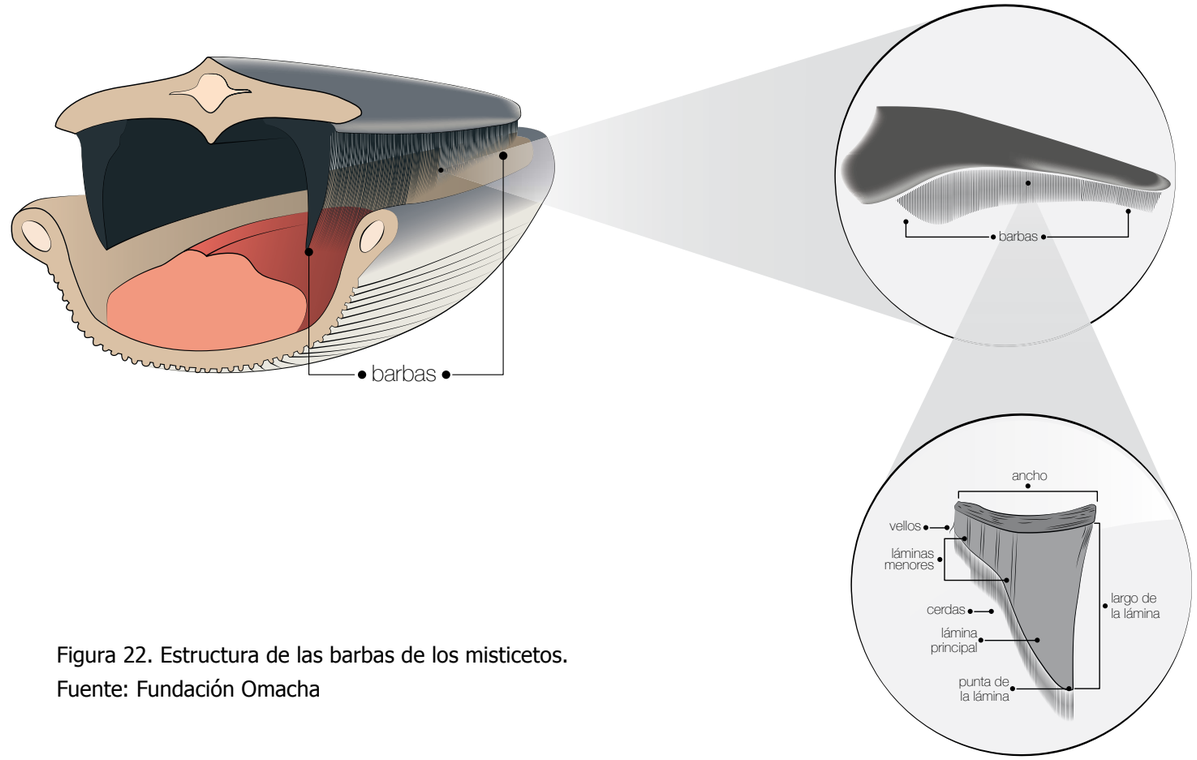


Figura 22. Estructura de las barbas de los misticetos.
Fuente: Fundación Omacha

Tabla 6. Número y características de las barbas de algunas ballenas.

ESPECIE	BARBAS MEDIA	M.SUP.*	M.INF.**	M.INF.**	FORMA Y PATRÓN
Ballena minke común (*Balaenoptera acutorostrata*)	300	30	12	25	Crema
Ballena sei (*Balaenoptera borealis*)	340	75	40	60	Negras con cerdas blancas
Ballena de Bryde (*Balaenoptera edeni*)	300	45	25	35	Gris con cerdas negras
Ballena azul (*Balaenoptera musculus*)	320	100	55	30	Negras
Ballena de aleta (*Balaenoptera physalus*)	360	90	50	35	Grises o mostaza con cerdas mostaza o blancas
Ballena jorobada (*Megaptera novaeangliae*)	330	64	15	35	Gris o ámbar con cerdas un poco más claras

Particularidades para sirenios

En el caso de los sirenios las medidas corporales a tomar son (Tabla 7, Figura 23):

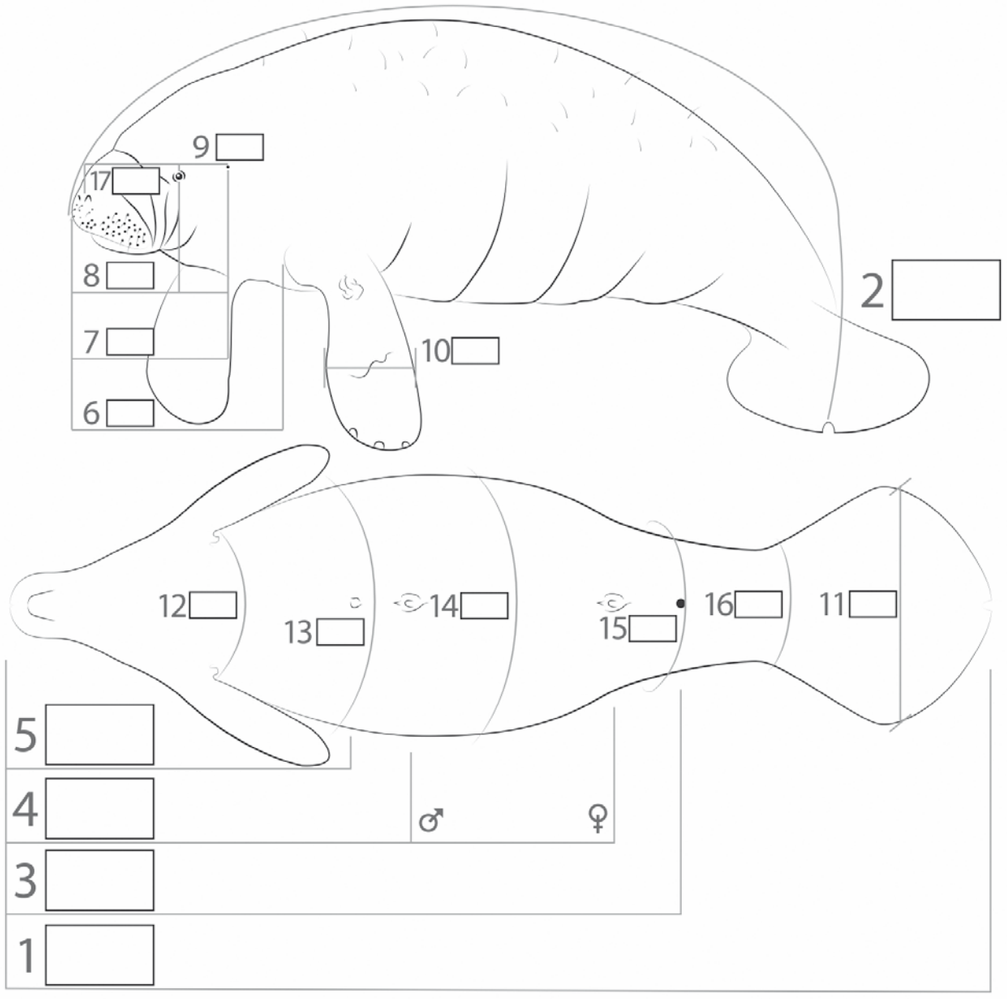


Figura 23. Medidas patrón para sirenios.
Fuente: Centro de Conservación de Manatíes de Puerto Rico.

La necropsia o disección del manatí se lleva a cabo siguiendo el protocolo en Bonde *et al*. 2006. Los sirenios se disectan ventralmente, con el manatí acostado en su espalda (Figura 24). Además, para la toma de muestras es importante tener en cuenta el corte a realizar y la disposición de los órganos internos y externos y la estructura ósea (Figura 25, Figura 26 y Figura 27).

Tabla 7. Medidas corporales para sirenios.

MEDIDA	EXPLICACIÓN
1	Desde la punta del hocico al borde externo de la cola en línea recta
2	Desde la punta del hocico al borde externo de la cola sobre el cuerpo del animal
3	De la punta del hocico hasta el centro del ombligo
4	Desde la punta del hocico hasta el centro de la abertura genital
5	De la punta del hocico a la inserción anterior de la aleta
6	Desde la punta del hocico hasta donde empieza la aleta pectoral
7	De la punta del hocico al oído externo
8	Desde la punta del hocico hasta el centro del ojo
9	Del centro del ojo a la oreja
10	Ancho máximo de aleta pectoral
11	Ancho máximo de la aleta caudal
12	Circunferencia a la altura de la axila
13	Circunferencia a la altura del ombligo
14	Circunferencia máxima
15	Circunferencia a la altura del ano
16	Circunferencia en la base de la cola
17	Centro narinas hasta el ojo

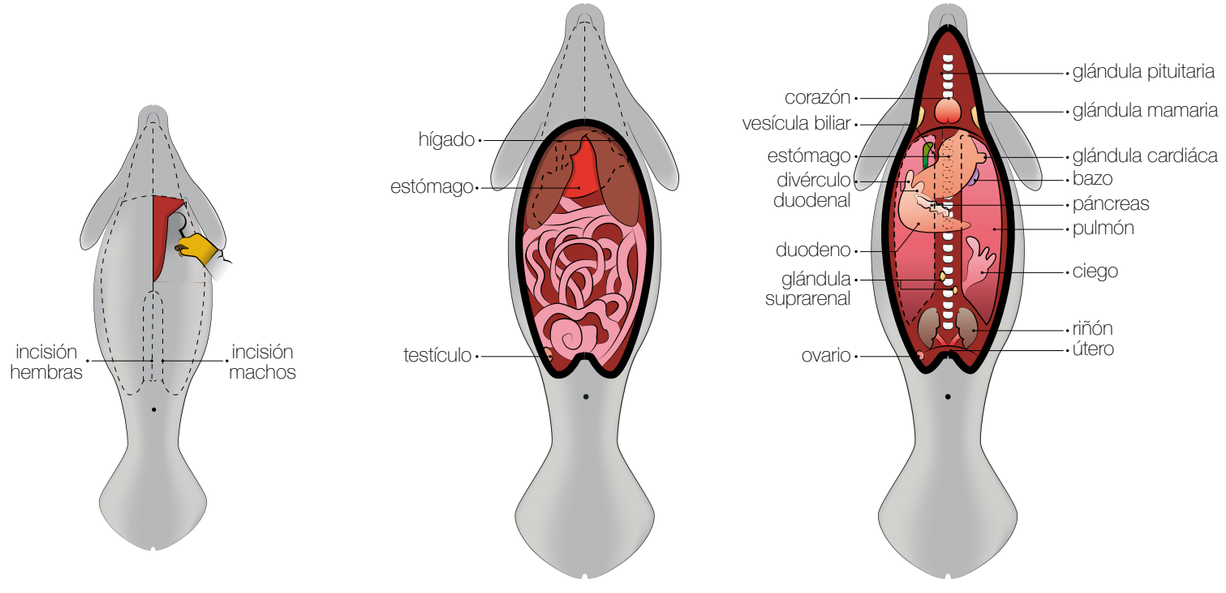


Figura 24. Esquema de disección de un sirénido y su anatomía interna.
Tomado y modificado de Geraci & Lounsbury, 2005.

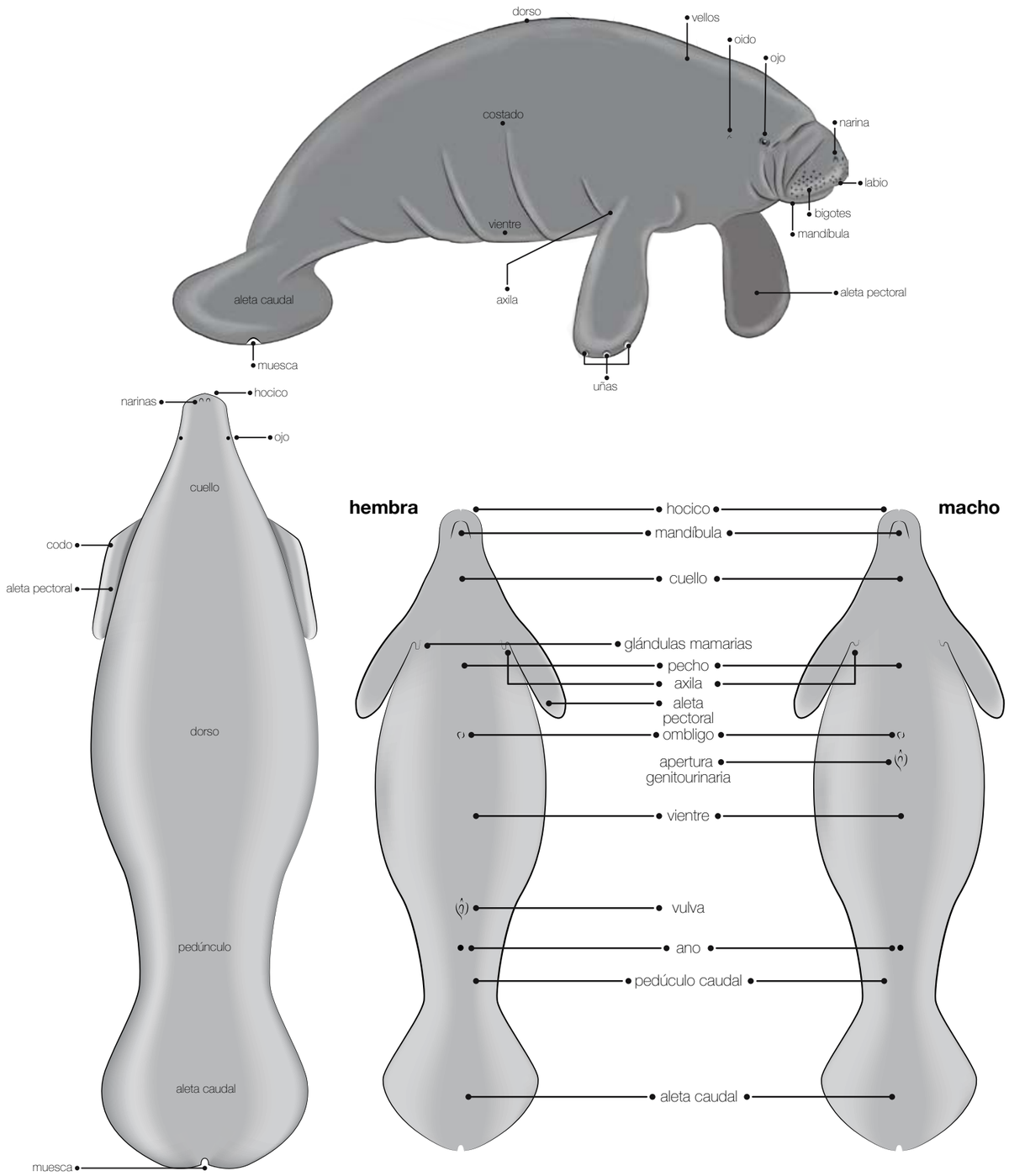


Figura 25. Anatomía externa del manatí.
Fuente: Centro de Conservación de Manatíes de Puerto Rico.

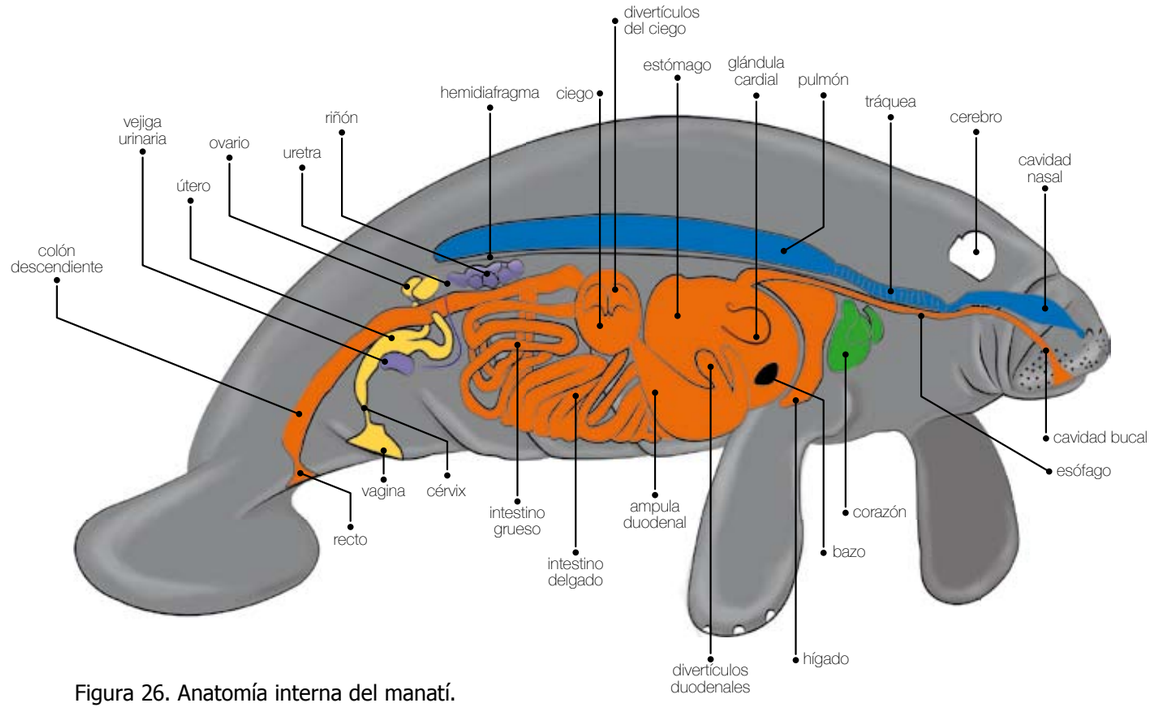


Figura 26. Anatomía interna del manatí.
Fuente: Centro de Conservación de Manatíes de Puerto Rico.

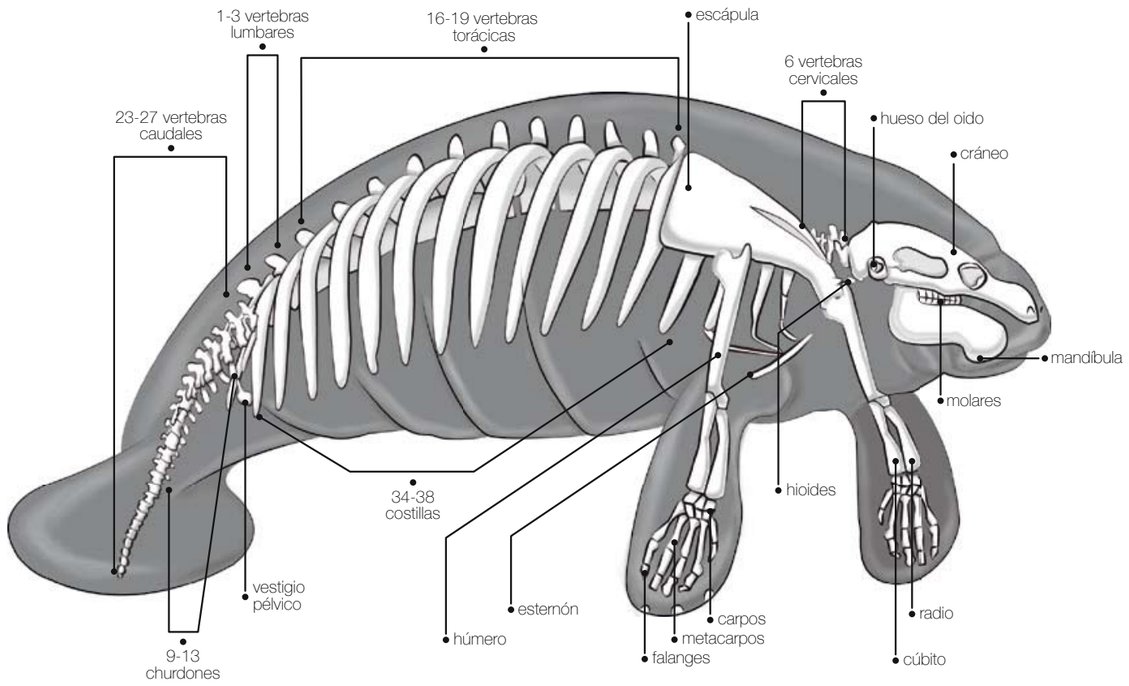


Figura 27. Anatomía ósea del manatí.
Fuente: Centro de Conservación de Manatíes de Puerto Rico.

Hallazgo de tucuxi (*Sotalia fluvialitis*) muerto y carga para la extracción de muestras en el laboratorio de Fundación Omacha. Fotografía: Julio García Robles.

DISPOSICIÓN FINAL DE LOS ANIMALES MUERTOS

Se debe contar con personal capacitado para la toma de muestras, e instituciones asociadas para atención veterinaria, patología, toxicología, microbiología, análisis de agua, entre otros. Todo lo anterior bajo las indicaciones de la autoridad ambiental a cargo.

Para la disposición final de los organismos, la autoridad ambiental podrá:

1. Dejar el cadáver en el sitio de varamiento, cuando se trata de zonas prácticamente deshabitadas, donde no represente molestias ni tampoco riesgos para la salud pública. Esta opción permite que procesos naturales como la depredación se realicen de forma natural. Dependiendo del estado de conservación en que se encuentre el organismo, es recomendable realizar un corte para abrir el abdomen y tórax para evitar que el organismo se hinche y colapse por la acumulación de gases. Esta opción solo debe utilizarse si es claro que no hay tránsito de humanos o animales domésticos por el área.

2. Enterramiento en la playa o terrenos cercanos. Para optar por este se debe tomar en cuenta lo siguiente:

-Localizar un área que no presente graves dificultades para cavar, teniendo en cuenta el nivel freático, y que no se causen daños a la vida silvestre ni ecosistemas.

-La fosa debe tener como mínimo un espacio de dos metros entre el animal y la superficie.

-Se debe cuidar que en los enterramientos en playa, la fosa quede lo más lejos posible de las poblaciones humanas y de zonas donde la influencia de las mareas los pueda sacar a la superficie.

-Disponer una capa de cal o cal viva antes de depositar el cadáver y otra antes de cubrir con el sustrato.

-Se recomienda instalar un letrero que advierta del contenido de residuos biológicos.

-En caso de necesitar más de una fosa, debe haber entre éstas más de tres metros de distancia.

3. El método de remolque mar adentro y hundimiento es comúnmente empleado con grandes cetáceos cuando sus cadáveres representan riesgos para la salud pública.

-Según el estado de conservación que guarde, se debe valorar la posibilidad de abrir el tórax y abdomen para facilitar su hundimiento.

-Los grandes cetáceos deben ser remolcados del pedúnculo caudal y nunca de los lóbulos de la aleta caudal.

-El sitio donde será hundido el cadáver debe estar a una distancia suficiente de la costa para evitar que las corrientes o vientos lo regresen. Unas 5 millas náuticas mar afuera deben ser suficientes.

-Usar un lastre que garantice el hundimiento del cadáver. Para estos casos se puede utilizar bloques de cemento (1-5) amarrados al cadáver con una soga de algodón que con el tiempo se desintegre.

Preparación de material óseo

Es importante detallar que, si se desea guardar la osamenta del animal varado para estudios futuros o para exhibición educativa, hay que evitar enterrarlos. Los huesos para estos propósitos deben ser macerados[3]. Este procedimiento puede realizarse en baldes o en cuerpos de agua:

Maceración en baldes: antes de iniciar esta etapa debe quitar el exceso de tejido con las manos o de ser necesario con un escalpelo sin raspar el hueso. Las partes que se van a macerar (por lo general la cabeza) se ponen en baldes con agua. A las dos semanas se verifica el estado de los huesos. Si estos continúan con tejido adherido, se cambia el agua y se ubican en un área ventilada sin acceso al público por una semana más. Nunca se debe enterrar ni hervir los huesos con tejidos (Mignucci-Giannoni *et al*. 2015).

Maceración en jaula en un cuerpo de agua: para este tipo de maceración se retira el exceso de tejido igual que en el proceso anterior. Los huesos se ubicarán en una jaula de tamaño adecuado para ellos, de ser necesario se deben ubicar en más de una. Esta jaula debe tener en su parte inferior una malla con agujeros más pequeños para evitar la pérdida de algún molar o hueso pequeño. La jaula con huesos será ubicada en una bahía o un cuerpo de agua marino cercano donde organismos carroñeros puedan entrar y salir de la jaula. Estos organismos se comerán el exceso de tejido en los huesos (Mignucci-Giannoni *et al*. 2015) (Figura 29).

Eliminación de exceso del tejido en un cráneo de *Inia geoffrensis* para su posterior maceración en un balde con agua. Fuente: Julio García Robles - Fundación Omacha.

[3]Maceración: Sumergir una sustancia sólida en un líquido durante un tiempo para extraer de ella las partes solubles.

Figura 29. Jaula para maceración en cuerpo de agua.
Fuente: Centro de Conservación de Manatíes de Puerto Rico.

Cuando se ven los huesos limpios, se inicia la etapa de eliminación de la grasa adherida, con hidróxido de amonio NH_4OH (10% o menos). Esta sustancia se vierte en los contenedores y se reserva por una a dos semanas. Nunca debe echar el agua al ácido, sino el ácido al agua ya que podría ocurrir una reacción exotérmica significativa y causar un daño en la persona (Mignucci-Giannoni *et al*. 2015).

Después de transcurrir las dos semanas en el hidróxido de amonio, se deben lavar los huesos con agua y jabón. Descartar el hidróxido de amonio en un contenedor especial y enjuagar los huesos. Luego, para blanquear los huesos se usa peróxido de hidrógeno H_2O_2 (3%), el cual se vierte en los contenedores junto a los huesos por un periodo de uno a tres días dependiendo de cuan manchados estén. En caso de no estarlo, el periodo de duración seria de dos a tres horas. Los huesos deberán tornarse color blanco amarillento[4] (Mignucci-Giannoni *et al*. 2015).

Finalizada la etapa de blanqueado, debe colocar los huesos en un área abierta, expuesta al sol para la etapa de secado, el periodo de duración varía de acuerdo al clima. Es importante realizar un inventario de los huesos y relacionarlo con el número del varamiento en la ficha de campo (Mignucci-Giannoni *et al*. 2015).

[4]De no tener la solución de peróxido de hidrógeno, utilizar hipoclorito de calcio Ca(CIO)2 (10%) diluido en agua por un periodo de 2 a 3 horas.

Pseudorca (*Pseudorca crassidens*). Fotografía: Lylie Duque - Fundación Omacha.

COMPETENCIAS INSTITUCIONALES Y PASOS A SEGUIR BAJO UN EVENTO DE VARAMIENTO

Para generar los procedimientos adecuados a nivel de competencias institucionales en la activación de la red de varamientos, es importante tener en cuenta que existe una serie de particularidades en estos eventos que deben ser contemplados y anticipados de manera específica.

Idealmente, la entidad competente a la que se deberá dar el primer aviso de un evento de varamiento, será la Corporación Autónoma Regional (CAR), con jurisdicción en el lugar del suceso. Estas entidades son los organismos responsables de los manejos y procedimientos pertinentes en caso de presentarse un evento. Por este motivo, las CAR podrán generar de manera autónoma y anticipada una alianza específica con alguna entidad preferiblemente instituciones, universidades u organizaciones no gubernamentales (ONG) que cuenten con la capacidad, disponibilidad de apoyo y asistencia a los lugares de los sucesos.

Dicha alianza deberá establecerse por medio de un documento escrito de cooperación y articulación de mutuo beneficio, como puede ser un formato de carta de entendimiento, donde se evite generar costos para su aplicación. En esta figura se deberá tener en cuenta que:

-La CAR con jurisdicción en el territorio donde ocurra el evento de varamiento, será la entidad responsable y encargada de liderar los procedimientos pertinentes, generando las pautas y las condiciones básicas para atender y disponer de los individuos y del material o muestras que se obtenga.

-En caso de que se realice una toma de muestras por procedimientos de necropsias, la respectiva Corporación Autónoma Regional será la única entidad responsable y custodiadora de estas. Por tal motivo dichos procedimientos deberán realizarse por esta autoridad o en presencia de un representante autorizado de la misma.

-En el caso en que la Corporación Autónoma Regional no cuente con la disponibilidad de personal calificado, los materiales, equipos o instalaciones adecuadas para el manejo, procesamiento o almacenaje de dichas muestras, podrá permitir el manejo de las muestras a la entidad en asocio, siempre y cuando esta última se haya comprometido de manera escrita en el documento que respalde el establecimiento de las reglas, a que los resultados y la información que provenga de los estudios y análisis sean socializados y de libre manejo por parte de la Corporación Autónoma Regional, el Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible y el Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras José Benito Vives de Andréis-INVEMAR, con propósitos de gestión y toma de decisiones pertinentes. En Colombia diversas instituciones tienen capacidad para el procesamiento de las muestras extraídas de mamíferos acuáticos. En la Tabla 8 se relacionan algunas de ellas.

Tabla 8. Lista de instituciones con capacidad para el procesamiento de muestras biológicas de mamíferos acuáticos

	LABORATORIO		TELÉFONO
Genética	Laboratorio de Ecología Molecular de Vertebrados Acuáticos (LEMVA)	Departamento de Ciencias Biológicas Universidad de los Andes Carrera 1E # 18 A 10 Edificio J, Laboratorio 103 Bogotá, Colombia.	(1) 3394949 ext. 3759
Parasitología	Laboratorio de parasitología Universidad Nacional	Avenida Carrera 30, N° 45-03 Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.	(1) 3165000
Histología	Laboratorio de Histología	Universidad Jorge Tadeo Lozano	
	Histología y Embriología Universidad Nacional	Campus: Ciudad Universitaria Avenida Carrera 30, N° 45-03 Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia- Histología y Embriología veterinaria	(1) 3165000
Toxicología	Ivonne Bernier Laboratorio Ltda.	Cll 49 # 70c-31	(1) 4166301
	Laboratorio de Ecología Molecular de Vertebrados Acuáticos (LEMVA)	Departamento de Ciencias Biológicas Universidad de los Andes. Carrera 1E # 18 A 10 Edificio J, Laboratorio 103. Bogotá.	(1) 3394949 ext. 3759
Microbiología	Ivonne Bernier Laboratorio Ltda.	Cll 49 # 70c-31	(1) 4166301
Hematología	Laboratorio Clínico Universidad Nacional	Avenida Carrera 30, N° 45-03 Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia - Departamento de Ciencias para la Salud Animal, Edificio Clínica de Pequeños Animales, salón u oficina: piso 1	(1) 3165000 - ext: 15372

SALUD Y SEGURIDAD

SEGURIDAD Y ASEPSIA

Para la atención a un varamiento es necesario cumplir algunos parámetros mínimos, que minimicen los riesgos existentes tanto para las personas que lo atienden como para el animal varado, entre los que se encuentran zoonosis, compresión de órganos, golpes involuntarios, insolación e hipotermia.

Antes de la atención:

-Contar con los elementos de protección básica para la manipulación de los organismos, cadáveres, tejidos o fluidos.
-Informar a todo el personal que está participando, los posibles riesgos.
-Establecer canales de comunicación con el profesional experto, mientras llega al área.
-Durante la atención a animales vivos, establecer turnos de máximo dos horas.
-Estar alertas al comportamiento del animal, con el fin de evitar accidentes por algún movimiento o reacción derivados de la situación de estrés bajo la cual se encuentra.
-Asegurar la disponibilidad de agua para mantener hidratado al animal y a las personas que prestarán la atención.

Durante y después de la atención:

-Evitar métodos que involucren la fuerza física, ya que pueden ocasionar daños fisiológicos en el animal y provocarle estrés.
-Usar elementos indirectos como redes y camillas.
-Lavar y desinfectar rápidamente cualquier herida que se presente.
-No consumir alimentos ni bebidas y no fumar mientras se está en contacto con el animal.
-Lavar con abundante agua y jabón, manos, brazos y cualquier otra parte del cuerpo que haya estado en contacto con el animal o alguna de sus partes, una vez terminada su intervención.
-Limpiar y desinfectar el material y los equipos empleados durante la atención al varamiento, eliminando residuos de sangre, piel, grasa, heces y cualquier otro tipo de fluido
-Al finalizar la atención del varamiento, desechar los elementos de protección utilizados como residuos peligrosos.
-No entrar en contacto con las narinas del animal, especialmente no exponer las vías respiratorias y mucosas en el momento de la respiración.

BIBLIOGRAFÍA

ACCOBAMS - Agreement on the Conservation of Cetaceans in the Black Sea, Mediterranean Sea and Contiguous Atlantic Area. 2004. Guidelines for the Development of National Networks of Cetacean Strandings Monitoring. 20 p.

Alava J.J., Barragán M.J., Castro C. & Carvajal R. 2009. A note on strandings and entanglements of humpback whales (*Megaptera novaeangliae*) in Ecuador. J. Cetacean Res. Manage. 7(2):163–168, 2005

Barnett J., Davison N., Deaville R., Monies R, Loveridge J., Tregenza N., & Jepson P.D. 2009. Postmortem evidence of interactions of bottlenose dolphins (*Tursiops truncatus*) with other dolphin species in south-west England. the Veterinary Record. (2009) 165, 441-444.

Barthelmess, K. and Svanberg, I. 2009. Two eighteenth-century strandings of sperm whales (*Physeter macrocephalus*) on the Swedish coast. Archives of Natural History 36 (1): 63–69.

Bogomolni A.L., Pugliares K.R., Sharp S.M., Patchett K., Harry C.T., Larocque J.M., Touhey K.M., Moore M. 2010. Mortality trends of stranded marine mammals on Cape Cod and southeastern Massachusetts, USA, 2000 to 2006. Diseases of Aquatic Organisms. Vol. 88: 143–155

Bonde RK, O'Shea TJ, Beck CA, García-Rodríguez AI, Antochiw-Alonzo D. 2006. Manual de procedimientos para la recuperación y necropsia de cadáveres de manatí (*Trichechus manatus*). Translation of Bonde RK, O'Shea TJ, Beck CA. 1983. A manual of procedures for the salvage and necropsy of carcasses of the West Indian manatee (*Trichechus manatus*). Electronic version, 75 pp.

Brody, S. 1968. Bioenergetics and growth. New York, Hafner Publ. Co. Inc. 1.023 p.

Caldwell, M. C. & Caldwell, D. K. 1966. Epimeletic (caregiving) behaviour in cetacea. In: Whales, Dolphins and Porpoises. (Ed. K. S. Norris). University of California Press. Pp. 755-789.

Capella, J. Y L. Flórez-González. 2010. Enmalles, varamientos y otros impactos en cetáceos; Manual para su reconocimiento y atención. Comisión Permanente del Pacífico Sur. Guayaquil, Ecuador. 24 p.

Capella, J., L. Flórez-González y P. Falk. 2001. Mortality and Anthropogenic harassment of humpback whales along the Pacific coast of Colombia. Memoirs of the Queensland Museum 47 (2): 547-553.

Clark, A. J. 1927. Comparative physiology of the heart. Cambrige. 157p.

Colombia. Ministerio del Medio Ambiente. 2000. Política nacional ambiental para el desarrollo sostenible de los espacios oceánicos y las zonas costeras e insulares de Colombia. Ministerio del Medio Ambiente. 91 p.

Cury, P., Shannon, l. & Shin, Y. 2001.The functioning of marine ecosystems. Reykjavik Conference on Responsible Fisheries In: the Marine Ecosystem 3 Reykjavik. P. 1 - 22.

Enciclopedia Lumina siglo XXI, grupo editorial norma, sección biología. Pag. 11.

FAO – Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, 1981. Mammals in the seas. v. 3: General papers and large cetaceans Advisory Committee on Marine Resources Research. Working Party on Marine Mammals, La Jolla, Calif. (USA). 635 p.

Flórez-González, L. y J. Capella. 2010. Interacción pesquería-cetáceos: captura incidental en el Pacífico Sur de Colombia. En: CPPS. Esfuerzos para mitigar el impacto de actividades pesqueras en cetáceos en los países del Pacífico Sudeste. Comisión Permanente del Pacífico Sur. Guayaquil, Ecuador.

Geraci, J.R.; Lounsbury, V. J. 1993. Marine Mammals Ashore: A Field Guide for Strandings. Texas A&M University Sea Grant College Program and the U.S. Department of Commerce's National Oceanic and Atmospheric Administration/National Marine Fisheries Service. 344 p.

Geraci, J.R.; Lounsbury, V. J. 1993. Marine Mammals Ashore: A Field Guide for Strandings. Texas A&M University Sea Grant College Program and the U.S. Department of Commerce's.

Geraci, J.R.; Lounsbury, V. J. 2005. Marine Mammals Ashore: A Field Guide for Strandings. Second Edition. National Aquarium Baltimore MD. 382 p

Greer LL, Whaley J, Rowles TK. 2001. Euthanasia. In: Marine mammal medicine, 2nd Ed, Dierauf LA, Gulland FMD, editors. CRC Press, Boca Raton, Florida, pp. 729-238.

Hall, M.A., Alverson, D.L. & Metuzals, K.I. 2000. By-catch: problems and solutions. Mar. Poll. Bull. 41(1-6):204-19.

Harms CA, McLellan WA, Moore MJ, Barco SG, Clarke EO, Thayer VG, Rowles TK. 2014. Low-Residue Euthanasia of Stranded Mysticetes. Journal of Wildlife Diseases 50(1):63-73

Ketten D. 2009. Why do whales beach themselves? Are strandings increasing?. Scientific American. Ask the Experts. 96 p.

Kirschvink J.L., Dizon A., & Westphal J. A. 1986. Evidence from strandings for geomagnetic sensitivity in cetaceans. J. exp. Biol. 120, 1-24.

Leeflang, H. 2003. Hendrick Goltzius (1558-1617): drawings, prints and paintings. Exhibition catalogue. Zwolle: Waanders. 352 p.

Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Territorial y Fundación Omacha, 2005. Programa nacional de manejo y conservación de manatíes en Colombia. 176 p.

McConnaughey B. 1974. Introducción a la Biolgía Marina. trad.: María del Carmen Bautista Parejo, Ed. Acribia, Zaragosa.

Mercury, M. 2007. Varamientos de mamíferos marinos en Isla Magdalena, B.C.S., México y su relación con factores físicos y biológicos. Instituto Politecnico Nacional. México. 107 p.

Mignucci, A. 1992. Primer curso sobre varamientos, necropsias, rescate y rehabilitación de mamíferos acuáticos. CIMAC, RCV. Colombia. 115 p.

Mignucci-Giannoni AA. 1996. Marine mammal strandings in Puerto Rico and the United States and British Virgin Islands. Doctoral dissertation. Mayagüez, Puerto Rico: University of Puerto Rico, 247 pp.

Mignucci-Giannoni A. 1998. Marine Mammal Captivity in the Northeastern Caribbean, with Notes on Rehebilitation of Stranded Whales, Dolhhins, and Manatees. Caribbean Journal of Science, Vol. 34, N 3-4 , 191, 203.

Mignucci-Giannoni AA, Pinto-Rodríguez B, Montoya-Ospina RA, Jiménez-Marrero NM, Rodríguez-López MA, Williams EH, Odell DK. 1999. Cetacean strandings in Puerto Rico and the Virgin Islands. Journal of Cetacean Research and Management 1(2):191-198.

Mignucci-Giannoni AA, Montoya-Ospina RA, Jiménez-Marrero NM, Rodríguez-López MA, Williams Jr EH, Bonde RK. 2000. Manatee mortality in Puerto Rico. Environmental Management 25(2):189-198.

Mignucci-Giannoni, AA, Rivera-Pérez, CI, Rodríguez C. 2015. Protocolo de preparación y colección de osamentas de manatíes. Centro de Conservación de manatíes de Puerto Rico. 3 p.

Morales, N & Jauregui, A. 2012. Cetáceos presentes en el Caribe Nororiental Colombiano (2004-2012). MUTIS Revista de la Universidad Jorge Tadeo Lozano. 2(2): 60 -75.

Mora-Pinto DM, Muñoz-Hincapie MF, Mignucci-Giannoni AA, Acero-Pizarro A. 1995. Marine mammal mortality and strandings along the Pacific coast of Colombia. Report of the International Whaling Commission 45:427-429. National Oceanic and Atmospheric Administration/National Marine Fisheries Service. 344 p.

O'Connell M. & Berrow S. 2011. Report of the Cetacean Strandings Scheme January - December 2011. Irish Whale and Dolphin Group. Unpublished Report. National parks & Wildlife service. (http://www.npws.ie/marine/marinereports/).

O'shea, T. J.; Odell, D. K. 2008. Largescale marine ecosystem changes and the conservation of marine mammals. Journal of Mammalogy. 89(3): 529-533.

Pardo M. A. y Palacios, D. 2006. Cetacean ocurrence in the Santa Marta región, Colombian Caribbean, 2004-2005. Latin American Journal of Aquatic Mammals, 2: 129-134.

Parsons E., & T. A. Jefferson T.A. 2000. Post-mortem investigations on stranded dolphins and porpoises from hong kong waters. Journal of Wildlife Diseases, 36(2), 2000. Pp. 342-356.

Reddy, M.L.; Dierauf, L.A.; Gulland, M.D., 2001. Marine mammals as sentinels of ocean health. In: CRC Handbook of Marine Mammal Medicine. Ed. Dierauf, L.A & Gulland, F.M. Segunda edição. 3-13.

Robbins J. 2009. Scar-Base inference into gulf of Maine humpback whale entanglement: 2003-2006. Report to the National Marine Fisheries Service. Order number EA133F04SE0998. 34 p.

Robson F. 1984. Strandings: Ways to save whales. Science Press, Johannesburg, 124 pp.

Savenkoff, C., Morissette, l., Castonguay, M., Swain, D.P., Chabot, D. & Hanson, J.M. 2008. Interactions between Marine Mammals and Fisheries: Implications for Cod Recovery In: Ecosystem Ecology Research Trends. Ed. J. Chen and C. Guo. P. 107 – 151.

Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales de México, 2002. Protocolo de atención para varamientos de mamíferos marinos. 52 p.

Stockin K.A., Duignan P.J., Roe W.D., Meynier L., Alley M., & Fettermann T. 2009. Causes of mortality in stranded Common Dolphin (*Delphinus* sp.) from New Zealand waters between 1998 and 2008. Pacific Conservation Biology. Vol. 15: 217–227.

Savenkoff, C., Morissette, l., Castonguay, M., Swain, D.P., Chabot, D. & Hanson, J.M. 2008. Interactions between Marine Mammals and Fisheries: Implications for Cod Recovery In: Ecosystem Ecology Research Trends. Ed. J. Chen and C. Guo. P. 107-151.

SEMANART - Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales de México, 2002. Protocolo de atención para varamientos de mamíferos marinos. 52 p.

Trujillo, F., Caicedo, D. & Diazgranados, M., 2014. Plan de acción nacional para la conservación de los mamíferos acuáticos de Colombia (PAN mamíferos Colombia). Primera ed. Bogotá: Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible, Fundación Omacha, Conservación Internacional y WWF.

Trujillo, F., Gartner, A., Caicedo, D. & Diazgranados, M. C., 2013. Diagnóstico del estado de conocimiento y conservación de los mamíferos acuáticos en Colombia. Primera ed. Bogotá: Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible, Fundación Omacha, Conservación Internacional y WWF.

Van Helden A.L., Baker A.N., Dalebout M.L., Reyes J.C., Van Waerebeek K., Baker C.S. 2002. Resurrection of *Mesoplodon traversii* (Gray, 1874), senior synonym of M. bahamondi Reyes, van Waerebeek, Cardenas and Yanez, 1995 (Cetacea: Ziphiidae). Mar Mamm Sci 18: 609-621.

REFERENCIAS VIRTUALES

Goldman, 2015. Omen and oracle: Dutch images of beached whales.
http://www.victoriasearsgoldman.com/16th-17th-century-dutch-images-beached-whales/
Consultado: 20 de mayo de 2015.

Instituto Baleia Jubarte.
www.baleiajubarte.org.br
Consultado: 22 de agosto de 2014.

Red de varamientos de Yucatán.
www.revay.org
Consultado: 22 de agosto de 2014.

Whale and Dolphin Conservation.
latin.wdcs.org
Consultado: 22 de agosto de 2014.

Red Caribeña de Varamientos.
www.manatipr.org
Consultado: 22 de agosto de 2014.

Mardecetaceos.
www.mardecetaceos.net
Consultado: 22 de agosto de 2014.

Instituto de Conservación de Ballenas.
www.icb.org.ar.
Consultado: 22 de agosto de 2014.

Centro de Conservación Cetacea.
www.ccc-chile.org
Consultado: 22 de agosto de 2014.

ANEXO 1

INSTRUCTIVO PARA EL DILIGENCIAMIENTO DEL FORMATO DE VARAMIENTOS

El formato de varamientos debe ser diligenciado por quien está a cargo del evento y debe ser único para cada individuo encontrado. En caso de un varamiento múltiple, diligenciar un formulario por individuo. En la parte inferior izquierda de cada página es necesario incluir el número único de campo que se explica en el numeral 1 y que corresponde al adjudicado en la sección de información general. El formato consta de información levantada en campo complementada con los resultados de las puebas de laboratorio a las que haya lugar.
A continuación se definen las abreviaturas y siglas utilizadas a lo largo del documento:
ND: no puede ser determinado.
NE: no examinado.
Der.: derecha.
Izq.: izquierda.
GLGs: patrón de capas de dentina que se puede observar en los dientes de los delfines y que permite conocer la edad aproximada de un individuo. Se refiere a grupos de capas de crecimiento (*growth layer groups*).
C: vertebras cervicales.
T: vertebras torácicas.
L/Ca: vertebras lumbares y caudales.
A: varamiento por causas antrópicas.
N: varamiento por causas naturales.

1. INFORMACIÓN GENERAL

Número de campo: El número de campo corresponde a la identificación única del varamiento. Se recomienda que esté compuesto por letras que identifiquen la entidad encargada de la atención del evento seguida por cuatro números. Ej: FO0001.
Espécimen: se debe completar con el nombre común, género y nombre científico del individuo varado y marcar con una cruz el orden, suborden y familia correspondiente.
Informe inicial: nombre y teléfono de quien informó el evento.
Examinador: nombre, entidad, correo electrónico, teléfono y dirección de quien atiende el evento.
Ubicación: municipio, localidad, coordenadas, instrucciones para llegar al punto donde es encontrado el individuo varado.
Registro fotográfico o video: indicar si existe evidencia fotográfica o en video del individuo varado y en donde esta archivado ese material.

OBSERVACIÓN INICIAL

Estado de preservación: marcar con una x la casilla correspondiente al estado físico del individuo.
Indicar el sexo, la edad relativa, la presencia de parásitos y si el examen externo se realiza con el individuo fresco o congelado.
Condición del cuerpo: se entiende como buen estado al individuo aparentemente sano y en mal estado al que presente lesiones visibles y/o bajo peso.

TIPO DE OCURRENCIA

Marcar con una x la casilla corresponiente al tipo de varamiento. En caso de ser un evento masivo indicar un rango del número de animales varados en la casilla “cantidad”.
Interacción humana: indicar si existe interacción antrópica y de qué tipo.
¿Determinado por?: marcar la opción del método por el cual fue determinada la causa del evento.
Causa predominante: después de hacer una evaluación se debe marcar la opción que indique la causa del varamiento, teniendo en cuenta que “N” indica causas naturales y “A” indica causas antrópicas.

NECROPSIA

Indicar si se realiza una necropsia, la fecha, el encargado y si existe registro fotográfico.
Reportar si hay marcas de aparejos de pesca, si hay aparejos de pesca presentes o enredados en el individuo, si existen heridas penetrantes, si hay mutilaciones o apéndices removidos, hemorragias, evidencia de carroñeros, hemorragia subdermal o huesos rotos.
Adicionalmente, señalar si se toman exámenes del tracto digestivo, contenido en pulmones y bronquios y si existe una patología grave.
Marcar con una x el material biológico colectado.

RESULTADOS DE ANÁLISIS

Histopatología: reportar los daños y anomalías en los tejidos y asi corroborrar el diagnóstico de la causa de enfermedad o muerte. Y reportar el nombre y la firma del patólogo encargado.
Si se tienen, incluir los resultados de la identificación de parásitos, contenido estomacal, Morbillivirus y brucellas, toxicología y genética.

MORFOLOGÍA/MORFOMETRÍA

Reportar la longitud recta en cm y peso del individuo en kg, peso gonadal izquierdo y derecho en kg.
Del sistema esquelético reportar:
-El número de dientes inferior y superior tanto de la derecha como de la izquierda del cráneo. Indicando anomalías como dientes fusionados, desgaste apical y/o lateral.
-El número de costillas cervicales (C), torácicas (T) y lumbares y Caudales (L/Ca) y el número de costillas totales a la derecha e izquierda. Señalar si los discos vertebrales están fusionados y diligenciar la casilla de años en GLGs si se hicieron análisis con los dientes.
En esta sección se deben anotar todas las medidas que se encuentran en la lista de la página 4. Tenga en cuenta que para ballenas y delfines las medidas se consignan en el mismo diagrama (delfín) excepto la medida número 21.

OBSERVACIONES

Espacio disponible para consignar toda la información adicional que considere relevante.

REPORTE DE VARAMIENTOS DE MAMÍFEROS MARINOS EN COLOMBIA

INFORMACIÓN GENERAL

NÚMERO DE CAMPO: **FECHA (DÍA/MES/AÑO):**

ESPÉCIMEN: nombre género especie

TAXONOMÍA: orden: Cetartiodactyla Sirenia Carnivora suborden: Odontoceti Misticeti

familia: Delphinidae Physeteridae Ziphiidae Balaenopteridae

INFORME INICIAL (Nombre): teléfono

EXAMINADOR (Nombre):

entidad teléfono email

dirección municipio

UBICACIÓN: municipio detalles de la localidad:

latitud longitud

REGISTRO FOTOGRÁFICO O VIDEO: si no archivado en:

OBSERVACIÓN INICIAL

Estado de preservación: 1. vivo 2. muerte reciente 3. descomposición moderada

4. descomosición avanzada 5. momificada 6. desconocido

Sexo: macho hembra indeterminado

Edad relativa: adulto joven neonato viejo cría

nacido muerto

individuo: fresco congelado

condición del cuerpo: buen estado mal estado

presencia de parásitos: si no ND NE

TIPO DE OCURRENCIA

Evento: 1. varamiento solitario 3. captura accidental 5. captura

2. varamiento masivo 4. madre y cría 6. otro

cantidad a

Observaciones:

Interacción humana: sí no desconocido

1. colisión con embarcación 2. disparo 3. interacción con pesca 4. otro

¿Determinado por? 1. Salvamento 2. Necropsia 3. Histopatología 4. Examen externo 5. Examen interno

Otro

Causa predominante: (N) cría dependiente (N) enfermo (N) dificultades en parto (N) predación

(N) varamiento de manada (N) extraviado (A) captura accidental (A) captura

(A) asfixia (A) enmallamiento (A) ingestión de basura (A) polución

(A) colisión con embarcaciones indeterminado

NÚMERO DE CAMPO:

NECROPSIA

Si No Fecha (día/mes/año)

Necropsia realizada por: Fotos: si no

Registro fotográfico archivado en:

Marcas de redes o líneas: cabeza si no ND

pectoral izquierda si no ND

pectoral derecha si no ND

pedúnculo si no ND

aleta dorsal si no ND

observaciones:

¿artes de pesca presentes? si no ¿herramienta retenida? si no

observaciones:

¿heridas penetrantes? si no

observaciones:

¿Cuerpo abierto o mutilado? si no

Apéndices removidos si no

observaciones:

Hemorragias/moretones si no ND NE

observaciones: (describir extensión y área)

Daño por carroñeros si no ND NE

observaciones:

Hemorragia subdermal: si no ND NE

observaciones: (describir extensión y área)

Huesos rotos: si no ND NE

observaciones:

Examenes tracto digestivo: sí no

Contenido en pulmones y bronquios: si no ND NE

observaciones:

NÚMERO DE CAMPO:

Patología grave: si [ ] no [ ] ND [ ] NE [ ]

observaciones:

Colección:

parásitos	si [ ]	no [ ]	toxicología	si [ ]	no [ ]
cráneo	si [ ]	no [ ]	sistema reproductivo	si [ ]	no [ ]
dientes y barbillones	si [ ]	no [ ]	tejido para genética	si [ ]	no [ ]
histopatología	si [ ]	no [ ]	contenido estomacal	si [ ]	no [ ]
esqueleto axial	si [ ]	no [ ]	tejido/suero para morbillivirus/ análisis de brucella	si [ ]	no [ ]

RESULTADOS DE ANÁLISIS

Histopatología:

Firma patólogo:

Identificación parásitos:

Identificación contenido estomacal:

Morbillivirus/brucellas:

Toxicología:

Genética:

MORFOLOGÍA/ MORFOMETRÍA

Longitud recta (cm): Peso (kg)

cráneo/esqueleto: # de dientes superior der. [ ] izq. [ ] # de dientes inferior der. [ ] izq. [ ]

Anomalías (desgaste apical, desgaste lateral)

de vertebras C [ ] T [ ] L/Ca [ ] # costillas der. [ ] izq.

¿Discos vertebrales fusionados? si [ ] no [ ] ND [ ] NE [ ] Años en GLGs

Sistema reproductivo: peso gonadal (g) der. [ ] izq. [ ]

observaciones:

CONDICIÓN Y DISPOSICIÓN

liberado en el sitio [ ] Enfermo [ ] Lesionado [ ] Muerto [ ]

Eutanasia [ ] Rehabilitado y liberado [ ] Desconocido [ ]

Transportado hacia [ ] Fecha [ ]

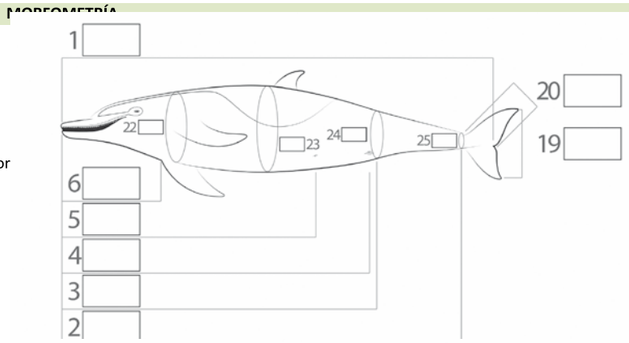
Disposición final: dejado a un lado [ ] enterrado [ ] remolcado [ ]

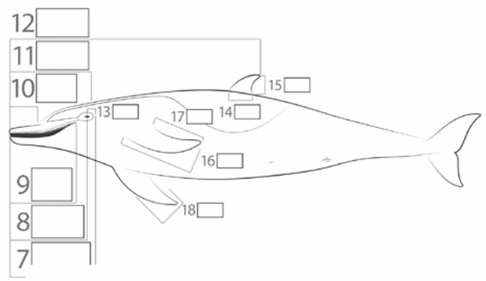
colección científica [ ] colección educativa [ ] Relleno sanitario [ ]

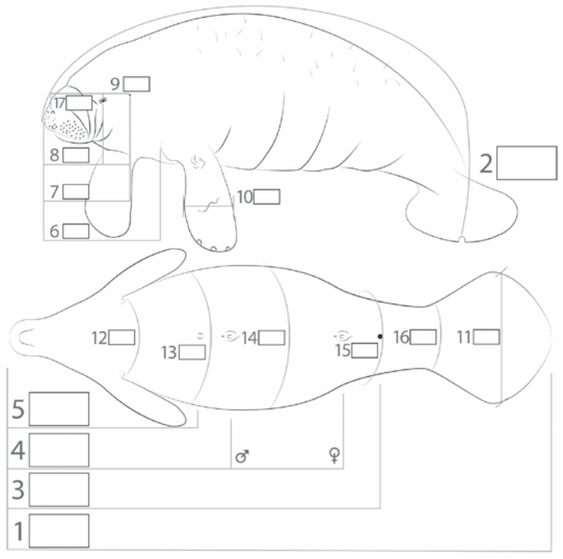
NÚMERO DE CAMPO:

MORFOMETRÍA

1 Punta del hocico hasta muesca de la aleta caudal (lineal)
2 Punta del hocico hasta muesca de la aleta caudal (curvilíneo)
3 Punta del hocico hasta centro del ano
4 Punta del hocico hasta centro del órgano genital
5 Punta del hocico hasta centro del ombligo
6 Punta del hocico hasta centro de la inserción anterior de la aleta pector
7 Punta del hocico hasta abertura del oído
8 Punta del hocico hasta centro del ojo
9 Punta del hocico hasta ángulo de la boca
10 Punta del hocico hasta melón
11 Punta del hocico hasta centro del orificio nasal
12 Punta del hocico hasta punta aleta dorsal
13 Centro del ojo hasta abertura del oído
14 Longitud de la base de la aleta dorsal
15 Altura de la aleta dorsal
16 Longitud interna de la aleta pectoral izquierda
17 Longitud externa de la aleta pectoral izquierda.
18 Ancho máximo de la aleta
19 Largo aleta caudal
20 Ancho aleta caudal
21 Punta del hocico hasta final surcos ventrales (exclusivo ballenas)
22 Circunferencia en axila
23 Circunferencia máxima
24 Circunferencia ano
25 Circunferencia base aleta cauda







1 Desde la punta del hocico al borde externo de la cola en línea recta
2 Desde la punta del hocico al borde externo de la cola sobre el cuerpo del animal
3 De la punta del hocico hasta el centro del ombligo
4 Desde la punta del hocico hasta el centro de la abertura genital
5 De la punta del hocico a la inserción anterior de la aleta
6 Desde la punta del hocico hasta donde empieza la aleta pectoral
7 De la punta del hocico al oído externo
8 Desde la punta del hocico hasta el centro del ojo
9 Del centro del ojo a la oreja
10 Ancho máximo de aleta pectoral
11 Ancho máximo de la aleta caudal
12 Circunferencia a la altura de la axila
13 Circunferencia a la altura del ombligo
14 Circunferencia máxima
15 Circunferencia a la altura del ano
16 Circunferencia en la base de la cola
17 Centro narinas hasta el ojo

NÚMERO DE CAMPO:

OBSERVACIONES

NÚMERO DE CAMPO:

MINAMBIENTE

TODOS POR UN NUEVO PAÍS
PAZ EQUIDAD EDUCACIÓN

fundación omacha

GUÍA PARA LA ATENCIÓN DE VARAMIENTOS DE MAMÍFEROS ACUÁTICOS EN COLOMBIA