ProDelphinus
Lima - Perú

MANUAL DE ATENCIÓN BÁSICA VETERINARIA PARA TORTUGAS MARINAS VARADAS VIVAS EN PERÚ

Carlos Calvo-Mac, Jannyna Mires-Rojas, Tania Suarez-Yana, María Gracia de la Barra Gómez, Estefanía Méndez-Salgado, Alejandro Pereda Sánchez, Sandra Márquez-Alvis, Daphne Wrobel Goldberg, Jennifer Chauca Huánuco y Joanna Alfaro-Shigueto

MANUAL DE ATENCIÓN BÁSICA VETERINARIA PARA TORTUGAS MARINAS VARADAS VIVAS EN PERÚ

MANUAL DE ATENCIÓN BÁSICA VETERINARIA PARA TORTUGAS MARINAS VARADAS VIVAS EN PERÚ

Autores:
© Carlos Calvo-Mac*
© Jannyna Mires-Rojas
© Tania Suarez-Yana
© María Gracia de la Barra Gómez*
© Estefanía Méndez-Salgado
© Alejandro Pereda Sánchez
© Sandra Márquez-Alvis
© Daphne Wrobel Goldberg
© Jennifer Chauca Huánuco
© Joanna Alfaro-Shigueto

Editado por:
© ProDelphinus
Calle José Gálvez 780 Int. E, Miraflores
prodelphinus@gmail.com
Lima, Perú
Cuidado de edición: Andrea Fernández Callegari

Primera edición, agosto 2022
Tiraje: 200 ejemplares

Hecho el Depósito Legal en la Biblioteca Nacional del Perú
N° 2022-08374
ISBN 978-612-48259-3-4
Se terminó de imprimir en setiembre 2022 en:
© Pausa Agencia Consultora E.I.R.L.
Calle Francisco Aramburú 130, Rímac

*ONG CONSERVACCION

INDICE

Prólogo 5

Presentación 6

1. Introducción 7
1.1. Tortugas marinas del Perú 7
1.2. Definición de un varamiento de tortuga marina 7
1.3. Reporte a las autoridades competentes 8

2. Bioseguridad 9

3. Consideraciones anatómicas y fisiológicas 11
3.1. Ciclo de vida 11
3.2. Anatomía externa 12
3.2.1. Cheloniidae 12
3.1.2. Dermochelyidae 12
3.3. Anatomía interna 13
3.3.1. Aparato circulatorio 13
3.3.1.1. Sistema porta renal 13
3.3.2. Sistema respiratorio 13
3.3.3. Aparato digestivo 14
3.3.4. Sistema genitourinario 14
3.4. Fisiología 15
3.4.1. Balance de sales 15
3.4.2. Regulación térmica 15
3.4.3. Buceo 15

4. Datos importantes para organización logística 17

5. Evaluación inicial in situ 19
5.1. Examen físico in situ 19
5.2. Tortugas inactivas 23

6. Rehabilitación ex situ 27
6.1. Transporte a instalaciones 27
6.2. Evaluación clínica inicial 29
6.3. Técnicas de diagnóstico y de toma de muestras 34
6.3.1. Toma de sangre 34
6.3.2. Hemograma y bioquímica sanguínea 36
6.3.2.1. Hemograma 36
6.3.2.2. Bioquímica 37
6.3.3. Parasitología 40
6.3.4. Identificación y aislamiento microbiano 41
6.3.4.1. Bacterias/Hongos 41
6.3.4.2. Virus 41
6.3.5. Biopsias 42

6.3.6. Radiología *42*
6.3.6.1. Vista craneocaudal 43
6.3.6.2. Vista laterolateral 44
6.3.6.3. Vista dorsoventral 45
6.3.6.4. Otras vistas y sus usos 47
6.3.6.5. Radiografías de contraste 48
6.3.6.6. Valores radiográficos 48
6.4. Tratamientos y terapias para principales causas de varamientos 49
6.4.1. Limpieza, tratamiento de heridas y traumas 49
6.4.1.1. Heridas en tejidos blandos 49
6.4.1.2. Traumas en tejidos duros 52
6.4.2. Problemas de flotabilidad 55
6.4.3. Síndrome de debilidad 55
6.4.4. Cuerpos y sustancias extrañas 61
6.4.4.1. Anzuelos, redes y líneas de pesca 61
6.4.4.2. Material plástico y/o desechos no biodegradables 63
6.4.4.3. Aceite, combustible y otras toxinas 64
6.4.5. Epibiota y parásitos 65
6.5. Alimentación durante la rehabilitación 66
6.5.1. Selección de alimento 66
6.5.2. Cantidad de alimento 68
6.5.3. Preparación y almacenamiento del alimento 68
6.5.4. Técnicas de alimentación 69

7. Eutanasia* *73
7.1. Métodos químicos 73
7.2. Métodos físicos 74
7.3. Necropsia 74
7.4. Disposición de restos 75

Referencias* *79

Anexos* *91
A. Lista de contactos de las ARFFS en las regiones de la costa peruana 91
B. Identificación y mediciones de especies de tortugas marinas en el Perú 92
C. Ficha de registro de datos 95
D. Instalaciones básicas 98
E. Consideraciones en la toma, transporte y almacenamiento de muestras 101
F. Valores hematológicos y bioquímicos para *Chelonia mydas* en el norte del Perú 105
G. Descripción de morfología celular de tortugas marinas 106
H. Formulario de principales fármacos 107
I. Vías de inoculación de inyectables y fluidos en tortugas marinas 109

Agradecimientos* *112

PRÓLOGO

Encontrar un animal muerto, herido o enfermo es una experiencia agridulce. Por un lado, estar cerca y hasta poder tocar un animal silvestre es muy raro, aún para los biólogos y veterinarios. Mientras que, por el otro, estar cerca y poder tocar un animal enfermo nos desilusiona, nos da tristeza e incluso nos preocupa por nuestra propia salud. En estos casos, lo más importante es asegurar que este no continúe sufriendo. Hay que apreciar la oportunidad de observar estos animales de cerca, examinando los detalles que no se notan de lejos, a través de binoculares o máscaras de snorkel. Los individuos que se exponen, que son vulnerables, que necesitan nuestra ayuda o ya se nos fueron aún tienen mucho que enseñarnos. Solo tenemos que poner atención, observar y aprender.

Entre los animales enigmáticos, que son muchas veces difíciles de observar, se encuentran las tortugas marinas. Pasan casi toda la vida en el misterioso y profundo azul, debajo de las olas, fuera de la vista humana, por lo que cualquier interacción con una de ellas es una oportunidad para aprender más de sus vidas, inclusive de las amenazas que enfrentan. Ya sabemos mucho sobre el proceso de anidación, eclosión de huevos y emergencia de tortuguitas debido a que las tortugas marinas salen a playas arenosas a realizar su reproducción, facilitando su observación desde la tierra, donde nos sentimos más cómodos como animales terrestres. Sin embargo, poder estudiar solo su reproducción no nos permite entender lo que pasa con otras etapas de vida, ni los factores que afectan a su salud y amenazan a sus poblaciones. Precisamente, los varamientos de tortugas enfermas, lesionadas o muertas representan oportunidades que nos pueden revelar más secretos de sus vidas.

Este documento brinda una guía sobre cómo ver a las tortugas varadas desde esta perspectiva única e importante. Es un recurso sumamente informativo, que comparte mucho conocimiento y experiencias sobre el estudio y buen manejo de las tortugas varadas, asegurando que sus usuarios pueden recolectar información valiosa y ayudar a animales debilitados, sin exponer su propia salud en el proceso. Implementar las directrices de este manual asegura que las tortugas marinas varadas no estén sufriendo por nada. Al contrario, poder observar, estudiar, cuidar y apreciar las tortugas que llegan a la orilla desde el mundo marino aumenta nuestros conocimientos y prácticas de conservación, haciendo posible ayudar a las que aún están sanas y salvas. En este sentido, las tortugas varadas, a través de su sacrificio y sufrimiento, dan vida a sus hermanos y hermanas. Es nuestra responsabilidad estar preparados para estas oportunidades.

Les invito a prepararse para estos encuentros e implementar el gran conocimiento que provee este manual. Así podremos convertir el sufrimiento de algunas tortugas en conocimiento y conservación de otras.

Dr. Bryan Wallace
Director de Ecolibrium, cocoordinador de la Red Laúd OPO y coordinador del Grupo de Especialistas de Tortugas Marinas (MTSG) de la Lista Roja de la IUCN

PRESENTACIÓN

Todas las poblaciones de tortugas marinas distribuidas a nivel global se encuentran bajo alguna categoría de amenaza de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN), debido a múltiples factores, ya sean naturales o antropogénicos. Por este motivo, convenciones, comisiones y entidades gubernamentales y no gubernamentales han centrado sus esfuerzos de conservación en dicho grupo. Dentro de estas acciones se encuentra el monitoreo de individuos varados a lo largo de la costa.

El varamiento de una tortuga marina viva requiere de una atención rápida y especializada que asegure el bienestar tanto del animal como de la persona que lo manipule. Entonces, para alinearse con los objetivos comunes a escala nacional y regional en aras de la conservación de este grupo y hacer más eficientes las acciones a tomar, el presente documento tiene como finalidad brindar información básica sobre la atención médica veterinaria ante un varamiento de tortuga marina viva en el litoral peruano.

"El Manual de atención básica veterinaria para tortugas marinas varadas vivas en Perú" ha sido elaborado para que médicos veterinarios en Perú puedan colaborar con las autoridades encargadas en la evaluación, diagnóstico y recuperación de una tortuga marina en dicho estado. Además, compila y adapta información de diversas publicaciones y guías para veterinarios, así como la experiencia de los especialistas que han colaborado en su preparación.

1 INTRODUCCIÓN

1.1. TORTUGAS MARINAS DEL PERÚ

En la costa del Perú se reportan cinco de las siete especies de tortugas marinas distribuidas a nivel global (Alfaro-Shigueto et al., 2011): tortuga verde (*Chelonia mydas*), amarilla o cabezona (*Caretta caretta*), olivácea (*Lepidochelys olivacea*), carey (*Eretmochelys imbricata*) y laúd o galápagos (*Dermochelys coriacea*). Todas se encuentran dentro de alguna categoría de amenaza con riesgo de extinción, según la Lista Roja de Especies Amenazadas de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN). Dentro de ellas, la tortuga carey (Mortimer & Donnelly, 2008), la población del Pacífico Sur de la tortuga cabezona (Limpus & Casale, 2015) y la población del Pacífico Oriental de la tortuga laúd (Wallace et al., 2013) están clasificadas en Peligro Crítico (CR). Adicionalmente, todas las tortugas marinas reportadas en territorio peruano han sido incluidas en el Apéndice I de la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres (CITES).

Por otro lado, la Convención Interamericana para la Protección y Conservación de las Tortugas Marinas (CIT), de la que el Perú es miembro, establece medidas para mantener el estado saludable de las poblaciones de tortugas marinas que están bajo el rango de la Convención. A nivel regional, también se cuenta con el Plan de Acción del Pacífico Sudeste, dirigido por la Comisión Permanente del Pacífico Sur (Comisión Permanente del Pacífico Sur, 2007), con el fin de recuperar las poblaciones de tortugas marinas en la región. Por su parte, la Convención sobre la Conservación de las Especies Migratorias de Fauna Silvestre (CMS) estableció desde el 2014 el Plan de Acción de especies individuales para la tortuga boba (*Caretta caretta*). A nivel nacional, el Estado peruano protege a las tortugas marinas mediante el Decreto Supremo N.° 004-2014-MINAGRI, y actualmente, a través de la Resolución de Dirección Ejecutiva N.° 253-2019-MINAGRI-SERFOR-DE, se viene ejecutando el Plan Nacional de Conservación de las Tortugas Marinas en el Perú, periodo 2019-2029.

1.2. DEFINICIÓN DE UN VARAMIENTO DE TORTUGA MARINA

Las tortugas marinas pasan más del 90 % de su ciclo de vida en el mar y se dirigen a las playas para anidar durante sus respectivos periodos reproductivos (Meylan & Meylan, 1999). Por lo general, dichas playas son zonas específicas, es decir, que tienen fidelidad a sus zonas de anidación (Rusli, 2019; Spotila, 2004). En tal sentido, al observar una o varias tortugas en zonas que no corresponden a playas de desove, o durante períodos no reproductivos, podría ser indicio de un varamiento.

Se entiende entonces que una tortuga marina varada es todo individuo que llega a la orilla o se encuentra flotando muerto o vivo, y, por lo general, lastimado, en condición debilitada o exhibiendo un comportamiento anormal (NOAA Fisheries, n. d.; Shaver & Teas, 1999). Algunas causas de varamientos son enfermedades (causadas por parásitos, bacterias o virus), eventos oceanográficos, interacción con actividades humanas como el enredo en aparejos de pesca, contaminación, colisiones con embarcaciones, entre otros (Chaloupka et al., 2008; Geraci & Lounsbury, 2005; NOAA Fisheries, n. d.).

1.3. REPORTE A LAS AUTORIDADES COMPETENTES

El reporte de todo evento de varamiento de fauna marina es fundamental, sea que los animales se encuentren vivos o muertos, ya que puede brindar información biológica útil para los tomadores de decisiones y científicos en cuanto a planes de manejo y de conservación (Shaver & Teas, 1999). Además, algunos de estos animales pueden representar un riesgo para las personas, al ser portadores de microorganismos patógenos u ocasionar mordeduras, arañazos o picotazos. En este sentido, la gestión de las tortugas marinas, al ser consideradas como fauna silvestre, está a cargo de la Autoridad Nacional Forestal y de Fauna Silvestre: el Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre (SERFOR), a través de la Autoridad Regional Forestal y de Fauna Silvestre (ARFFS) correspondiente, que en algunos casos se encuentra representada por los gobiernos regionales (Decreto Supremo N.° 019-20125-MINAGRI).

Asimismo, se puede reportar a otras entidades gubernamentales como la Dirección General de Capitanías y Guardacostas (DICAPI), el Instituto del Mar del Perú (IMARPE) y las autoridades locales correspondientes (municipios, gobierno regional, entre otras), que deberán reportar a su respectiva ARFFS o al SERFOR. En el Anexo A, hay un directorio con los números de cada entidad. Evidentemente, el reporte y atención eficiente de un varamiento tiene que estar estrechamente relacionado con un efectivo canal de comunicación que cada entidad necesita implementar, recordando que es un trabajo en equipo, sinérgico e interinstitucional.

2 BIOSEGURIDAD

Atender a una tortuga marina varada viva, así como a cualquier animal silvestre, conlleva un riesgo. Una persona puede sufrir lesiones (ej.: cortaduras, mordeduras, golpes, contusiones) e insolación durante la manipulación y atención de estos individuos. Además, muchos de ellos pueden ser portadores de diversos patógenos y representar un peligro para la salud pública.

Entonces, la prioridad es reducir al máximo cualquier riesgo, tanto para la tortuga marina como para las personas involucradas en su manipulación. Por eso, cada equipo de trabajo debe contar con un protocolo de bioseguridad. Algunas medidas generales a tomar dentro de este protocolo son:

- Utilizar guantes descartables (látex sin polvo o nitrilo) cuando manipule una tortuga viva, un cadáver, tejidos o fluidos. Tratar de mantener los guantes limpios al manipular un animal vivo; si es necesario, cambiarlos.
- Usar prendas de vestir impermeables sobre la ropa o prendas descartables.
- Lavar y desinfectar las zonas de la piel expuestas y que hayan estado en contacto con el animal o sus fluidos.
- Lavar la ropa utilizada después de manipular a una tortuga marina.
- Contar con un botiquín de primeros auxilios y acudir a un centro médico para atender lesiones e informar la causa de estas.
- Protegerse con cubrebocas (en la medida de lo posible).
- Protegerse del sol y el viento. Si se usa bloqueador solar en la piel, evitar que este entre en contacto con la tortuga marina.
- Contar con, al menos, el esquema completo de la vacuna contra el tétanos al día.

Por otro lado, se debe tener en cuenta que la distancia genética y las diferencias fisiológicas entre reptiles y mamíferos disminuyen el riesgo de transmisión de enfermedades entre tortugas marinas y humanos, y viceversa. Sin embargo, las tortugas marinas pueden ser portadoras de patógenos como *Mycobacterium* sp., *Salmonella* sp., *Vibrio* sp. y *Chlamydia* sp. (Acha & Szyfres, 1987) y causar enfermedades/infecciones en humanos. Adicionalmente, aún es poco lo que se conoce sobre otros agentes infecciosos en las tortugas marinas, por lo que es importante no correr riesgos.

Con respecto al material empleado, se recomienda utilizar materiales desechables económicos (ej.: navajas de bisturí y agujas), que no deben ser usados (por ningún motivo) en más de un animal a fin de evitar distribuir infecciones entre tortugas (Herbst, 2000). Los materiales que son utilizados reiteradamente tienen que ser esterilizados o desinfectados antes de entrar en contacto con otro

individuo. Se sugiere lavar el material con agua caliente y detergente, además de hipoclorito de sodio (lejía diluida 1:10); no obstante, este último puede ser corrosivo y se desactiva rápidamente al contacto con material orgánico. Otra opción son las soluciones de clorhexidina o yodopovidona, las cuales también pueden ser usadas en tejidos como la piel. El alcohol no es muy efectivo, a menos que el material sea pasado posteriormente por flama. Es recomendable permitir el contacto del material con el desinfectante por un tiempo adecuado. En caso de compuestos cáusticos o tóxicos, es fundamental enjuagar muy bien los materiales antes de utilizarlos en un ser vivo (Linton et al., 1987; Rutala, 1990).

3 CONSIDERACIONES ANATÓMICAS Y FISIOLÓGICAS

3.1. CICLO DE VIDA

Las diferentes especies de tortugas marinas presentan un ciclo de vida muy similar con patrones de migración definidos, algunos más largos que otros según la especie. Sin embargo, en función de sus requerimientos alimenticios y de hábitat, van a distribuirse en un área u otra, pero en líneas generales se da de la siguiente manera (Miller, 1996): las tortugas comienzan su ciclo de vida en las playas, desde la puesta/desove y eclosión de los huevos, para luego iniciar su fase pelágica dirigiéndose a las áreas de crianza, que, por lo general, se encuentran lejos de la costa. Este periodo se conoce como «los años perdidos» y suele durar entre 5 a 20 años. Luego migran a aguas costeras, donde se ubican las zonas de alimentación, también conocidas como zonas de forrajeo. Aquí las tortugas acumulan reservas de energía (grasa) y completan la vitelogénesis, para que posteriormente puedan migrar a las áreas de cortejo/apareamiento y anidación.

El Perú es, principalmente, una zona de alimentación; no obstante, en los últimos años se han registrado eventos de anidación en la costa norte (Forsberg et al., 2012; Kelez et al., 2009). Por ello, al observar una tortuga en el norte del litoral peruano, es importante diferenciar si se encuentra anidando, o, por el contrario, si se debe declarar al animal como varado.

Las tortugas marinas alcanzan la madurez sexual entre los 30 y 50 años aproximadamente, aunque actualmente se observan individuos maduros alrededor de los 15 años. Presentan dimorfismo sexual en la edad adulta, es decir que a simple vista se puede diferenciar entre machos y hembras, debido a que los primeros tienen uñas curvadas y una cola larga. Antes de alcanzar la madurez sexual, son casi imperceptibles las diferencias entre sexos.

Todas las tortugas marinas comparten algunas características reproductivas:

- Iteroparidad (es decir, tienen varios ciclos reproductivos a lo largo de su vida).
- Comportamiento de anidación estereotipado.
- Varios desoves con múltiples huevos durante un mismo período reproductivo.
- Alta fidelidad (filopatría) a las playas de anidación (generalmente).

Las hembras están dispuestas, reproductivamente, alrededor de 7 a 10 días, mientras que los machos, aproximadamente, 1 mes, periodo en el cual puede darse el apareamiento. Cabe señalar que tanto los machos como las hembras pueden copular con más de un individuo. El cortejo y apareamiento son procesos un poco rudos/bruscos que se dan en la columna de agua. El macho muerde las aletas, cuello y cabeza de la hembra, causando heridas. Además, suele dañar el caparazón de la hembra con sus uñas al montarse y sostenerse sobre ella. No obstante, como son varios los machos que cortejan a una sola hembra, estos pueden lastimarse entre sí para intentar separar a los individuos que se están apareando. Es importante diferenciar heridas que pueden provenir del apareamiento y cortejo de heridas ocasionadas por otras causas.

Al finalizar el proceso de apareamiento, los machos retornan a las zonas de forrajeo y las hembras se dirigen a las playas de anidación. Dichas playas de anidación presentan ciertas cualidades para ser seleccionadas como tales: altura para evitar que los huevos se inunden, baja salinidad, alta humedad y sustrato que permita el intercambio de gases (ventilación). Por otro lado, dependiendo de la especie, el desove ocurrirá en el día o la noche, además de poder darse en grupos masivos, hecho que se conoce como «arribadas». Estas «arribadas» no han sido registradas en Perú, por lo que la presencia de una gran cantidad de tortugas marinas vivas en las playas podría ser considerada un evento de varamiento masivo.

Las hembras que arriban a las playas de anidación seleccionan el área para el nido, la limpian y excavan una fosa para su cuerpo con la ayuda de sus aletas (profundidad en función de la sequedad de la arena y del tamaño del individuo y la especie); luego proceden a excavar con sus aletas traseras una cámara en forma de «matraz» para los huevos. Una vez que se da la puesta de huevos, las tortugas cubren el nido y la fosa de su cuerpo para finalmente regresar al mar. El tiempo de incubación varía entre especies, pero suele darse entre 8 a 10 semanas. Cabe señalar que la temperatura influye en la determinación del sexo de los embriones; así, temperaturas bajas producirían machos, mientras que temperaturas altas generarían hembras (Ackerman, 1997).

3.2. ANATOMÍA EXTERNA

Todas las tortugas marinas presentan cuerpos hidrodinámicos compuestos por un caparazón (zona dorsal) y un plastrón (zona ventral) a manera de armadura. Se dividen en 2 familias conocidas como Cheloniidae y Dermochelyidae, las cuales se diferencian por características perceptibles a simple vista descritas por Wyneken (2004) y detalladas a continuación.

3.2.1. Cheloniidae

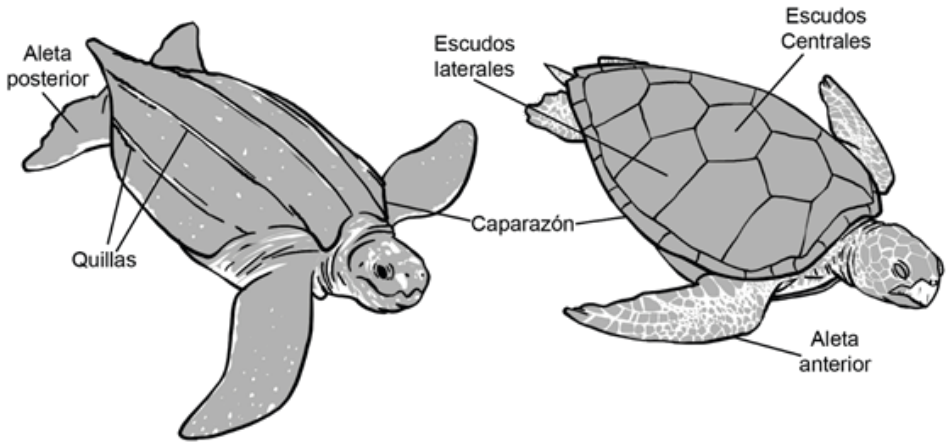
De las 5 especies de tortugas marinas que se registran en Perú, 4 de ellas pertenecen a esta familia: tortuga verde (*C. mydas*), carey (*E. imbricata*), olivácea (*L. olivacea*) y boba o cabezona (*C. caretta*). Este grupo puede distinguirse entre sí por la presencia de un caparazón duro y plastrón con escudos, escamas en la dermis y una o dos uñas, también denominadas dedos, en las aletas delanteras y posteriores (Figura 1). La identificación de especies puede realizarse a través de la verificación del número y patrón de escudos laterales del caparazón, el número de escudos inframarginales en el plastrón, el número de ciertas escamas (ej.: prefrontales y posorbitales) en la cabeza o incluso la forma de la ranfoteca (Anexo B).

3.2.2. Dermochelyidae

Esta familia solo tiene una representante, conocida como tortuga laúd o galápagos (*D. coriacea*). A diferencia de las otras especies, presenta un caparazón blando (con textura similar al cuero) que, en lugar de escudos, tiene quillas, también denominadas crestas dorsales. Adicionalmente, se pueden encontrar crestas en el plastrón. Su piel es lisa (carece de escamas) y está cubierta por una capa de

queratina. La mandíbula presenta una muesca a cada lado. Además, no presenta uñas en las aletas (Figura 1).

Figura 1
Anatomía externa de tortugas marinas Dermochelyidae y Cheloniidae en vista dorso lateral derecha.



3.3. ANATOMÍA INTERNA

3.3.1. Aparato circulatorio

Este aparato está constituido por el corazón, arterias y vasos linfáticos. El corazón presenta cuatro cámaras: dos aurículas, un ventrículo y el seno venoso o sinus venoso; este último recibe sangre venosa. Del corazón derivan los vasos sanguíneos mayores: la aorta derecha distribuye la sangre a la cabeza, extremidades y parte inferior del cuerpo; la aorta izquierda abastece al sistema digestivo, y el tronco pulmonar forma las arterias pulmonares (Wyneken, 2004).

3.3.1.1. Sistema porta renal

El sistema porta renal está constituido por un grupo de venas que permiten que la parte posterior del cuerpo drene directamente al riñón (Cobos y Ribas, 1987). Las dos venas porta renales aferentes reciben sangre de la vena caudal (cola) y venas ilíacas (aletas posteriores) y transportan la sangre al riñón. Las venas porta renales eferentes se fusionan y dan origen a la vena poscava y llevan la sangre al corazón. No obstante, las venas ilíacas se conectan con las venas pélvicas y, antes de llegar a las venas porta renales aferentes, hacen que la sangre pueda dirigirse al riñón, y luego al hígado (Holz, 2006). Por esta razón, es importante no suministrar medicamentos en las extremidades posteriores o cola, ya que serían enviados directamente al riñón y posteriormente excretados sin obtener una acción sobre los órganos diana. Es importante recordar que muchos de estos medicamentos pueden, además, causar daño renal y poner en riesgo la salud de la tortuga.

3.3.2. Sistema respiratorio

Este sistema comienza con la glotis, la misma que se ubica en la parte posterior a la lengua, se abre para dar paso al aire y se cierra cuando la tortuga contiene la respiración. La glotis se conecta con la tráquea (caracterizada por la

presencia de anillos cartilaginosos), la cual se bifurca para dar forma a los bronquios y conectar con los pulmones. Estos últimos son esponjosos y multicamerales, se posicionan en la zona dorsal del animal y están pegados a la parte interna del caparazón. Por dicho motivo, para no interrumpir la respiración normal de la tortuga, es fundamental que no permanezca sobre su caparazón. El pulmón izquierdo está conectado con el estómago, mientras que el derecho, con el hígado. Como las tortugas no presentan diafragma y caja torácica, ventilan los pulmones (inhalación y exhalación) a través de movimientos de los músculos pélvicos, gulares y pectorales (Lutcavage & Lutz, 1997; Wyneken, 2004).

3.3.3. Aparato digestivo

Este aparato comienza en la boca y termina en la cloaca (Wyneken, 2004). Las tortugas marinas presentan mandíbulas fuertes con ranfotecas (no tienen dientes) especializadas en función de su alimentación; por ejemplo, la tortuga verde posee una aserrada para cortar los pastos marinos (Gerosa & Aureggi, 2001). El esófago se encuentra cubierto con papilas afiladas y queratinosas, y contribuye a la expulsión del agua antes de tragar el alimento. El estómago presenta paredes lisas y está conectado exteriormente con el hígado y pulmón. La vesícula biliar es de color verde y redondeada, se conecta al lóbulo derecho del hígado. La longitud de la vía gastrointestinal, que incluye la boca, el esófago, el estómago hasta el intestino delgado y grueso, también se encontrará en función de los hábitos alimenticios de cada especie (ej.: tortuga laúd y verde presentan vías más largas en comparación con tortuga boba y carey). En la vía gastrointestinal, luego del esfínter pilórico se encuentra el páncreas. El recto entra en la cloaca, la misma que recibe diversos productos en sus diferentes regiones: coprodeum (para las heces), urodeum (asociado a papilas urinarias) y proctodeum (asociado a la copulación y desove).

3.3.4. Sistema genitourinario

Este sistema está conformado por los riñones, los uréteres, las gónadas, la vejiga urinaria y la papila genital (Wyneken, 2004). Los riñones carecen de corteza y médula separados, y cumplen la función de excreción de desechos nitrogenados (orina) y osmoregulación. Se ubican detrás de los pulmones, es decir, son órganos retroperitoneales. Por su parte, los uréteres transportan la orina desde los riñones hacia la cloaca, a través de una papila genitourinaria, y desde allí entra a la vejiga. Cabe resaltar que las tortugas presentan dos vejigas accesorias. Por otro lado, las gónadas (ovarios y testículos) se encuentran en la base de los pulmones y se encargan de la producción de gametos. Los ovarios están conectados al peritoneo y en tortugas adultas son rosados con apariencia granular. Los oviductos o conductos de Müller están encargados de transportar los folículos y los huevos a la cloaca, y tienen la apariencia de un acordeón. Los oviductos se engrosan en tortugas sexualmente maduras. En el caso de los testículos, estos suelen ser de color amarillo o marrón claro, y de textura lisa. Los conductos deferentes se encargan de transportar el esperma hacia el epidídimo y a la cloaca, en la base del pene. Durante el periodo reproductivo, los testículos, los conductos deferentes y el epidídimo se agrandan.

3.4. FISIOLOGÍA

3.4.1. Balance de sales

Los fluidos de las tortugas marinas son hiposmóticos en comparación con el agua del mar; por ende, para mantener su homeostasis, tienen que realizar algunos ajustes. Para la regulación iónica y ácido-base, los riñones juegan un rol importante; no obstante, no pueden generar orina hiperosmótica para eliminar el exceso de sal que ingresa principalmente cuando se alimentan. En este sentido, han desarrollado glándulas de sal, las cuales son modificaciones de las glándulas lacrimales ubicadas en la cabeza. Dichas glándulas son las encargadas de expulsar el exceso de sal del cuerpo, y pueden excretar «lágrimas» con el doble de concentración de sales que el agua marina, lo que puede ser confundido con una tortuga llorando y, por ende, como signo de dolor (Southwood, 2013).

3.4.2. Regulación térmica

Como todos los reptiles, las tortugas marinas son ectotermos, es decir, su temperatura es influenciada por el medio. Por ello, tienen algunas estrategias y/o características que les permitirán la termorregulación corporal (Southwood, 2013).

Las tortugas marinas pueden permanecer en la superficie del mar (basking episodes) para poder regular su temperatura con el calor del sol, haciendo cambios en la circulación de la sangre. De la misma manera, la migración estacional y vertical de estos animales contribuye a su termorregulación. Las tortugas marinas, con excepción de la tortuga laúd, no pueden mantener su temperatura muy por encima de la temperatura del mar. La laúd presenta algunas características que contribuyen a una mayor retención del calor y, por ende, le permiten incursionar en aguas más frías, entre las que figuran: 1) su gran tamaño; 2) presencia de intercambiadores de calor a contracorriente en la base de las aletas delanteras, los cuales ayudan a calentar la sangre que va desde las extremidades al núcleo; 3) disposición de vasos sanguíneos densamente empaquetados que recubren su tráquea, los cuales pueden calentar el aire inspirado mientras fluye al núcleo; y 4) la presencia depósitos de grasa aislante en su cuerpo.

Por otro lado, las tortugas recurren a ciertas estrategias para hacer frente a los cambios de temperatura estacionales. De esta manera, a temperaturas menores a 15 °C, estos animales podrían reducir su metabolismo, con el fin de conservar energía. Por ejemplo, se han observado individuos en estado de dormancia enterrados en el lodo del suelo marino, mientras que otros no presentan una completa inactividad durante la exposición a bajas temperaturas.

Cabe señalar que la variación de temperatura que las tortugas puedan soportar también dependerá de la edad, el tamaño y el estado de salud del animal (Bitón, 2009).

3.4.3 Buceo

Las tortugas marinas son grandes buceadoras y pasan alrededor del 90 % del tiempo bajo el agua. Su habilidad se basa no solo en su cuerpo hidrodinámico, sino también en un eficiente sistema de transporte de oxígeno y su alta tolerancia

a la hipoxia, los cuales permiten el máximo uso de las reservas de oxígeno. Solo requieren unas cuantas respiraciones de aproximadamente 3 segundos para exhalar e inhalar oxígeno atmosférico. De hecho, las tortugas marinas presentan alto volumen respiratorio, es decir, alto intercambio de gases pulmonares durante respiraciones cortas, el cual varía entre las especies de tortugas marinas y es mayor a cualquier otro reptil (Lutcavage & Lutz, 1997).

Este grupo tiene la tasa de consumo de oxígeno más alta y el mayor alcance aeróbico entre los reptiles. Este alcance aeróbico se debe a que la superficie multicameral del pulmón permite una mayor área para el intercambio gaseoso, lo cual posibilitaría que las tortugas marinas permanezcan sumergidas por periodos prolongados. Además, los pulmones presentan una baja resistencia para la transferencia de gases, hecho que contribuiría a las altas tasas metabólicas, ya que mantendría un alto nivel de saturación en la sangre arterial (Lutcavage & Lutz, 1997).

Las reservas de oxígeno dependerán de cada especie. Por ejemplo, las de las tortugas cabezonas, al estar mayormente en zonas someras, se encuentran en los pulmones. Por otro lado, la tortuga laúd, que cuenta con registros de haber incursionado incluso a profundidades mayores a 1000 m, tendría mayores concentraciones de hematocritos, hemoglobina y mioglobina, de tal manera que sus reservas de oxígeno en sangre y tejido serían mayores a la de los pulmones. Otra estrategia para poder permanecer más tiempo bajo el agua es la disminución del ritmo cardiaco (Southwood, 2013).

Por otro lado, algunos experimentos para probar la tolerancia de las tortugas marinas a las condiciones anóxicas debido a la inmersión forzada demostrarían que son altamente tolerantes, soportando incluso horas y no causando grandes aumentos de la concentración del lactato en sangre y cambios en el sistema ácido-base. No obstante, en situaciones reales (ej.: enmallamiento en aparejos de pesca), las respuestas fisiológicas y comportamentales serían diferentes.

Para poder regular la respiración en función de la presión, las tortugas presentan algunas características. Ellas son capaces de almacenar el gas de los pulmones en áreas no respiratorias durante las inmersiones profundas. Esto contribuiría a la prevención de la supersaturación de nitrógeno en los tejidos, conocida como «enfermedad del buzo» (bends). No obstante, dicha característica no las protege totalmente de esta condición frente a situaciones de descompresión acelerada.

4 DATOS IMPORTANTES PARA ORGANIZACIÓN LOGÍSTICA

A continuación, se presenta la información básica asociada al evento de varamiento con la que el veterinario debe contar a fin de prepararse para atender el evento. Dichos datos deben ser solicitados al contacto que reporta el evento.

El Perú es, principalmente, una zona de alimentación; no obstante, en los últimos años se han registrado eventos de anidación en la costa norte (Forsberg et al., 2012; Kelez et al., 2009). Por ello, al observar una tortuga en el norte del litoral peruano, es importante diferenciar si se encuentra anidando, o, por el contrario, si se debe declarar al animal como varado.

- Datos personales de la persona que observa, reporta y/o se encuentra en el lugar del evento:
  - Nombre completo de la persona que reporta
  - Número de contacto

- Datos del evento:
  - Ubicación (nombre de la zona, tipo de playa: rocosa o arenosa)
  - Hora y fecha (puede ser un aproximado)
  - Número de tortugas marinas que se pueden ver

- Datos del o de los individuo(s):
  - Estado del animal o animales (vivo o muerto)
  - Examen externo (si presenta heridas, tumores aparejos de pesca o parece enfermo)
  - Tamaño y peso aproximado del o los individuos
  - Especie (Anexo B) o dar características para su identificación.

De ser posible, se debe solicitar material audiovisual (fotos o videos sin flash) de los individuos varados y del lugar, ya que brindará al veterinario una idea de las características del evento (ej.: playa rocosa, varamiento en línea de marea, heridas, etc.).

5 EVALUACIÓN INICIAL *IN SITU*

Al llegar a la zona de varamiento, se debe hacer una evaluación inicial in situ, para lo cual es recomendable contar con una ficha de registro de datos (ver Anexo C). En la ficha hay que confirmar los datos del evento y del individuo indicados en la Sección 5. Adicionalmente, es importante reunir la mayor cantidad de antecedentes para ayudar a detectar las causas del varamiento; se recomienda entrevistar a los lugareños para obtener más información y evaluar posibles causas de varamiento (ej.: presencia de peces muertos en orilla, otra fauna varada, etc.) (Phelan & Eckert, 2006). Por ejemplo, varamientos masivos de tortugas aparentemente saludables durante dos estaciones diferentes del año podrían tener causas diferentes: en invierno podría tratarse de una disminución abrupta de la temperatura del agua de mar, con una consecuente infección aguda o shock hipotérmico, mientras que en verano podría tratarse de una toxina producida por microalgas con subsecuente infección aguda. Aunque los signos clínicos tales como la pérdida de peso o decaimiento pueden no ser específicos, cualquier conclusión a partir de la etiología y en los resultados de las pruebas de diagnóstico (hematología, radiografías, examen parasitológico, etc.) tendrán que ser consistentes con los datos colectados en campo.

5.1. EXAMEN FÍSICO IN SITU

El objetivo de esta evaluación es clasificar a la tortuga marina varada como sana, lesionada, inactiva o muerta (Tabla 1). Sin embargo, antes de empezar con esta evaluación, la tortuga debe estar puesta en posición dorsoventral (en caso se encuentre volteada) para evitar hacer presión por gravedad en sus pulmones, dificultando su respiración. Si se requiere voltear a la tortuga se debe sujetar la sección anterior y posterior del caparazón, no las aletas; para retornar a su posición inicial, esta debe ser girada en el mismo sentido. No obstante, debe evitarse darle excesivos giros para prevenir torsiones intestinales o gástricas, ya que las tortugas, al tener celoma, son más propensas a presentar estas torsiones.

Luego de ubicar a la tortuga en posición dorsoventral, debe verificarse los reflejos oculares y cloacales, con mucho cuidado para evitar mordeduras. Si el animal está vivo, estos reflejos tendrán una reacción súbita en menos de 1 segundo. Después, hay que determinar la condición corporal (Figura 2), realizar las medidas biométricas (ver Anexo B) y revisar la condición de la piel, escudos y caparazón para evaluar presencia de lesiones por trauma, parásitos, tumores, entre otros (Tabla 1) (Phelan & Eckert, 2006; Wyneken et al., 2013). En caso la tortuga esté muerta, se recomienda realizar una necropsia (ver sección 7.3.) y/o disponer de los restos de manera adecuada (ver sección 7.4.).

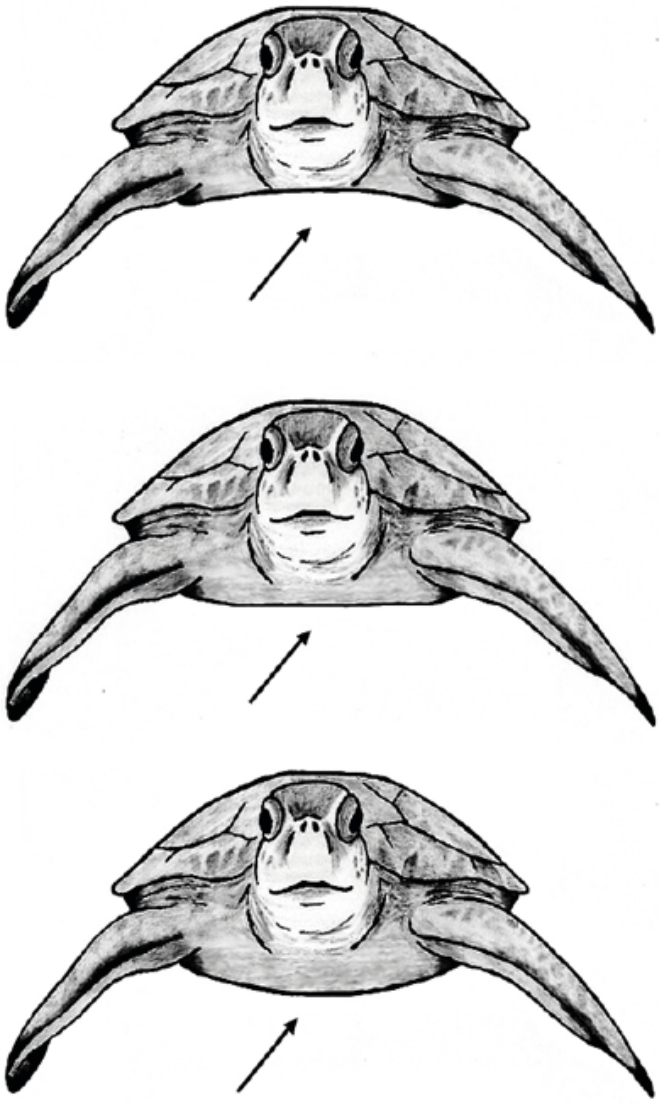
Tabla 1
Clasificación de evaluación in situ de una tortuga marina varada.

Estado de la tortuga	Características de diagnóstico	Respuesta
Saludable	• La tortuga levanta su cabeza con fuerza al respirar. • Al levantar suavemente una aleta, la tortuga responde con retracción fuerte. • La tortuga intenta desplazarse. • La tortuga se mueve como si estuviera nadando al ser levantada, y sostiene sus aletas y su cabeza arriba del plano de la superficie ventral del cuerpo. • La tortuga presenta resistencia para abrir la boca. • Al colocarla en agua, no presenta problemas de flotabilidad.	Regresar la tortuga al mar, de preferencia donde fue encontrada.
Lesionada/ enferma	• Movimientos muy erráticos sin dirección ni control aparente. Por ejemplo: ataxia, falta de coordinación motora, crisis convulsivas. • La tortuga tiene una reacción débil al parpadeo cuando se le toca suavemente el ojo o el párpado superior con el dedo. • Al levantar suavemente una aleta o ejercer presión en el cuello, la tortuga responde con reacción débil. • La tortuga no se mueve como si estuviera nadando al ser levantada, ni sostiene sus aletas ni su cabeza arriba del plano de la superficie ventral del cuerpo. • Existen señales visibles de traumatismo como ruptura de caparazón o escudos de cabeza, cortes profundos, enmalle o ingesta de artes de pesca (líneas, redes, anzuelos), cuerpo empetrolado, entre otros. • La tortuga tiene muchos parásitos o muestra señales de deshidratación como ojos hundidos, piel reseca, caparazón blando y muy delgado (cuello y hombros flacos y hundidos) (Figura 2).	Ver sección 6.4 de este Manual.

Inactiva	• La tortuga no tiene reacción al parpadeo cuando se le toca suavemente el ojo o la cloaca. • Al levantar suavemente una aleta o ejercer presión en el cuello, la tortuga no responde. • La tortuga no intenta desplazarse cuando se la coloca en superficie plana.	Ver secciones 5.2 y/o 7 de este Manual.
Muerta	• La tortuga no responde a ningún estímulo físico en más de 24 horas. • Observar si el animal se encuentra en rigor mortis o rigidez cadavérica. • El cuerpo de la tortuga empieza el proceso de descomposición emanando mal olor.	Ver secciones 7.3 y/o 7.4 de este Manual.

Nota. Adaptado de Phelan & Eckert, 2006.

Figura 2
Evaluación de condición corporal rápida enfocándose en la forma del borde del plastrón (superior: cóncavo, medio: plano e inferior: convexo) que indican las 3 categorías (superior: pobre, medio: normal e inferior: bueno)



Nota. Tomado de Thomson et al., 2009.

5.2. TORTUGAS INACTIVAS

Para atenderlas, se pueden seguir los procedimientos detallados a continuación basados en literatura publicada (Australian Fisheries Management Authority, 2019; Córdova-Zavaleta et al., 2020; Gerosa & Aureggi, 2001; Stokes & Bergmann, 2019):

1. Elegir una zona bajo sombra y una superficie suave.

2. Durante todos los procedimientos la tortuga debe mantenerse hidratada; para ello se puede colocar un trapo húmedo que cubra su caparazón y aletas o hacer uso de una manguera con flujo de agua constante. Evitar que el trapo cubra las fosas nasales y cuidar de no verter agua a los mismos (Figura 3).

3. Ayudar al animal a eliminar el agua acumulada en sus pulmones; para ello se puede realizar lo siguiente:

   a) Colocar a la tortuga sobre una superficie inclinada con la cabeza en la zona más baja. La inclinación dependerá del tamaño del individuo. Una posición muy inclinada puede evitar que la tortuga respire correctamente. Se sugiere dejarla drenar agua por lo menos 4 horas. Para inclinar al animal se puede utilizar una llanta, flotador o una tabla en la parte trasera (Figuras 4 y 5).

   b) Otra alternativa que ayudará a la tortuga a drenar agua consiste en mover las aletas delanteras hacia delante y hacia atrás, unas 6 a 10 veces, maniobra que facilitará la respiración del individuo.

4. Verificar cada 2 horas si presenta reflejos tocando el párpado superior o la abertura de la cloaca. Lo recomendable es mantenerla en observación por 24 horas; de lo contrario, mantenerla en el mayor tiempo posible.

5. Si la tortuga responde a alguno de los estímulos mencionados en el punto anterior, es mejor dejarla descansar antes de liberarla.

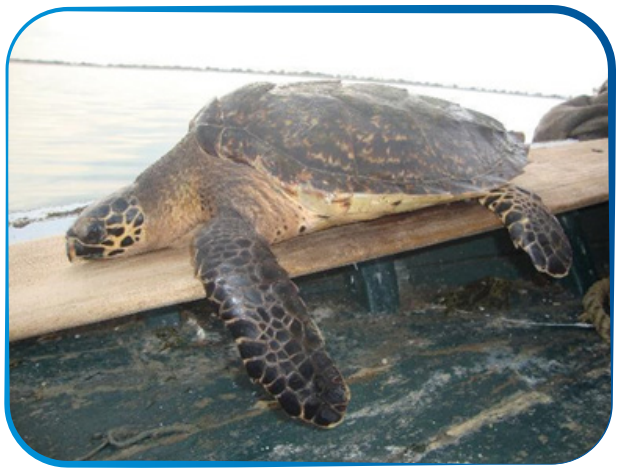
6. La tortuga está lista para ser devuelta al mar, cuando comience a activarse. La activación de la tortuga se evidencia cuando al levantarla desde el caparazón mueve las aletas como si nadara y levanta el cuello por encima de la base de su cuerpo. De lo contrario, ver sección 7.

Recuerda que: todas las acciones deben realizarse en silencio y evitando los movimientos abruptos alrededor de los animales para no causarles más estrés. Además, la paciencia es clave ante una tortuga inactiva, ya que puede tardar horas en recuperarse.

Figura 3
Espécimen de Chelonia mydas con trapos húmedos para mantenerla hidratada.

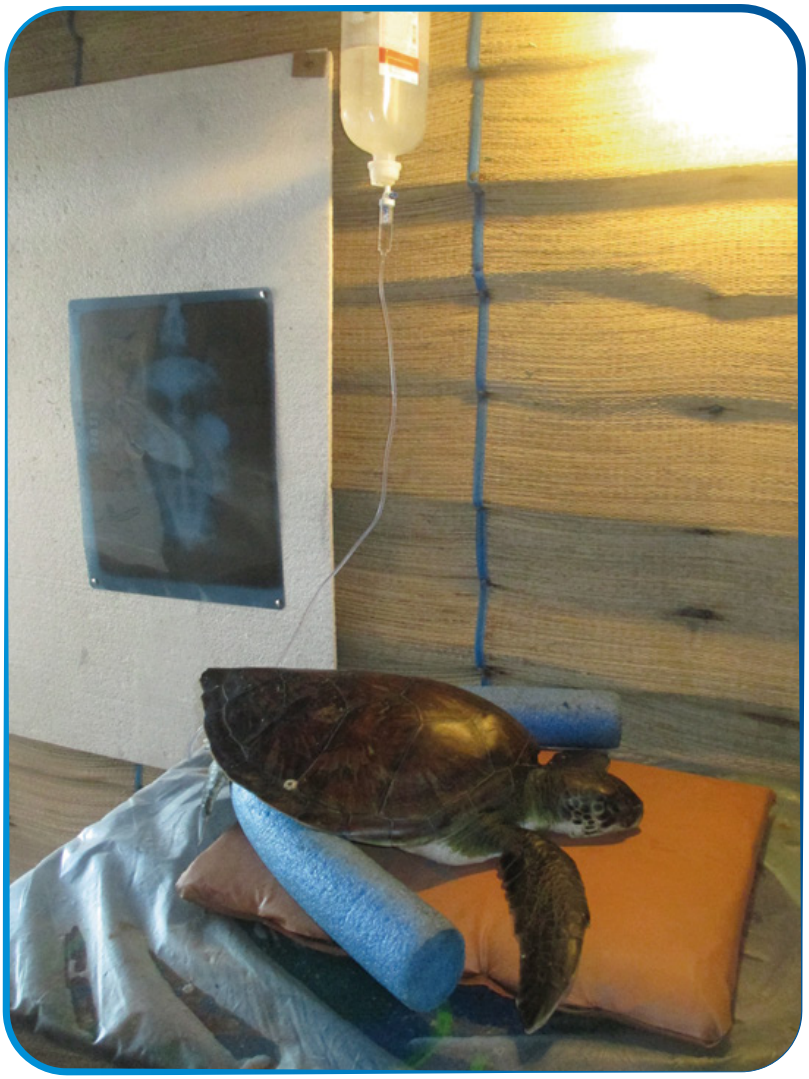
Nota. Foto: ProDelphinus.

Figura 4
Espécimen de Eretmochelys imbricata sobre una superficie inclinada de madera para ayudar a eliminar el agua de los pulmones.



Nota. Foto: ProDelphinus.

Figura 5
Espécimen de Chelonia mydas sobre una superficie suave e inclinada por flotador para ayudar a eliminar el agua de los pulmones.



Nota. Foto: Karumbé.

6 REHABILITACIÓN *EX SITU*

6.1. TRANSPORTE A INSTALACIONES

Una vez realizada la evaluación inicial in situ, las tortugas marinas enfermas o heridas, en la medida de lo posible, deben ser llevadas de inmediato a un lugar que cuente con materiales e instalaciones básicas donde se les brinde atención médica inmediata. Esto debe realizarse con la autorización del SERFOR o la ARFFS correspondiente. Hasta el momento de la finalización de este Manual no existen centros de rescate autorizados y capacitados para recibir tortugas marinas en Perú para rehabilitación; por esta razón, en el Anexo D se detallan algunas recomendaciones para instalaciones básicas para la rehabilitación de tortugas marinas, con la posibilidad de adaptar un lugar provisional para tratar casos específicos.

Para el transporte, es recomendable que las personas encargadas de la movilización cuenten con un teléfono móvil de contacto ante cualquier emergencia, conozcan la ruta y el lugar de recepción de la tortuga. Además, son necesarios varios tamaños de recipientes con relleno (espuma o toallas), toallas limpias, guantes de látex o nitrilo, termómetro digital y recipientes con agua (Pszonowsky et al., 2019).

El transporte de una tortuga marina, generalmente, implica el levantamiento del animal hacia el vehículo de transporte (considerar que un individuo adulto puede llegar a pesar más de 100 kg), además de los viajes largos, terrenos difíciles al aire libre y con altas temperaturas. Todos estos factores pueden estresar y empeorar las lesiones con las que se encontró al animal o generar nuevas lesiones si no se realiza el transporte correctamente (Pszonowsky et al., 2019).

Es así que las principales recomendaciones para el adecuado transporte de una tortuga marina son las siguientes (Pszonowsky et al., 2019; Sociedad Española de Cetáceos, 1999; Walsh, 2000):

- Las tortugas no deben ser sometidas a procesos de marcaje en las aletas antes de su evaluación, ya que en animales con síntomas de anemia severa el marcaje puede causar pérdida de sangre. También deben evitarse procedimientos tales como el lavado gástrico.

- Evitar levantar a las tortugas de las aletas o caparazón (sobre todo en animales con emaciación severa), ya que los huesos del plastrón podrían perforar el corazón y otros órganos si se aplican presiones inadecuadas. Lo ideal es deslizar al animal sobre una tabla o camilla y asegurarlo con correas o cintas para evitar que se mueva durante el transporte al centro de atención.

- Se recomienda utilizar contenedores de plástico o de fibra de vidrio para el transporte, ya que son fáciles de limpiar y son reutilizables (Figura 6). Los contenedores con esquinas redondeadas y paredes con una ligera pendiente hacia fuera evitan que una tortuga debilitada se apoye sobre una esquina (o pared recta) y que su respiración sea interrumpida. Se puede recubrir el fondo del contenedor con espuma y encima colocar una lona ligeramente húmeda.

- Los neumáticos de goma también proporcionan un acolchado cómodo y pueden ayudar a restringir el movimiento.

- Todas las tortugas deben transportarse en posición ventral (plastrón hacia abajo), nunca sobre el caparazón.

- Durante el transporte, es conveniente reducir el estrés del animal: mantenerlo bajo sombra, evitar ruidos, cubrir sus ojos y el caparazón con un trapo húmedo, no limitar su capacidad de respirar correctamente y evitar tener contacto con otros individuos o animales.

- Es importante controlar la temperatura de las tortugas marinas durante el transporte. Si la tortuga ha estado expuesta al sol durante un tiempo prolongado, es recomendable que sea enfriada lentamente durante el transporte. Del mismo modo, si el animal presenta una temperatura baja, el calentamiento debe ser extremadamente gradual para evitar que entre en estado de shock. Pueden utilizarse toallas y agua para este procedimiento. No deben transportarse en agua, ya que los especímenes débiles pueden ahogarse.

- Evitar el traslado en vehículos con tolva expuesta durante temporadas con temperaturas altas; la temperatura ideal para el transporte es de 20 a 25 °C. Las tortugas no pueden soportar temperaturas extremas; por lo tanto, el vehículo debe tener un clima controlado (caliente en días fríos y frío en días calurosos).

- El caparazón y la piel pueden cubrirse con vaselina para evitar su desecación y pérdida de agua.

- Durante el traslado, es importante estar en comunicación continua con el personal que recibirá a la tortuga para una rápida atención al momento de su llegada.

- Nunca se debe introducir a una tortuga empetrolada en una caja cerrada para su transporte, debido a que los gases emanados pueden provocar toxicidad. En estos casos se debe limpiar al espécimen antes de su movilización. Los animales cubiertos de petróleo deben ser manipulados con guantes de nitrilo.

Figura 6
Especímenes de Chelonia mydas en posición ventral en contenedores plásticos para transporte.

Nota. Foto: Karumbé.

6.2. EVALUACIÓN CLÍNICA INICIAL

El personal que atenderá a la tortuga marina debe tener todo preparado para una rápida atención al momento de su recepción en un establecimiento, no siendo lo ideal hacerlo en la playa. Además, antes de aplicar cualquier tipo de tratamiento, la tortuga debe ser pesada y colocada sobre una superficie plana para una evaluación clínica general. Todo debe realizarse con el mayor cuidado posible, a fin de evitar el estrés del animal. Para una adecuada evaluación clínica inicial, se pueden seguir los parámetros detallados a continuación (Di Bello et al., 2017; Mettee, 2020a; Stokes & Epperly, 2008).

6.2.1. Evaluación de superficies externas

Se debe empezar a evaluar la presencia de ectoparásitos: identificar tipo, localización y extensión. Una gran cantidad es signo de debilidad crónica en la tortuga. Además, se debe evaluar heridas externas y/o tumores: identificar ubicación, posibles causas y gravedad de la lesión; e identificar cuerpos extraños: búsqueda de líneas de pesca, cuerdas o bolsas plásticas. Si encuentra líneas de pesca en la cavidad bucal o cloacal, se recomienda no tirar para intentar retirar el material, ya que el anzuelo puede estar adherido en la mucosa y, en este caso, podría causar una lesión grave.

6.2.2. Orificios y mucosas externas

Se debe realizar una evaluación profunda y detallada de ojos, cavidad oral, fosas nasales y cloaca:

- Ojos: evaluar con luz natural y luz blanca (linterna). Deben estar claros y brillantes. Examinar los párpados y la membrana nictitante

cuidadosamente. Determinar si existen lesiones, conjuntivitis, úlceras corneales. De ser posible, realizar el test de fluoresceína. Evaluar color de mucosas, secreciones y deshidratación (ojos secos y hundidos en tortugas debilitadas). Evaluar los reflejos pupilares, palpebrales y corneales, ya que pueden indicar alteraciones neurológicas (Figuras 7 y 8).

- Cavidad oral: la evaluación debe realizarse con cuidado y utilizando un abrebocas. Abrir la boca mediante la aplicación de presión constante a la mandíbula inferior. Evalúe el color de las membranas mucosas e identifique anormalidades como placas orales, ulceraciones, olor anormal y anzuelos o cuerdas.

- Cloaca: importante para descartar la presencia de líneas de pesca, prolapso o si hay edema de los tejidos blandos circundantes (Figura 9).

- Fosas nasales: evaluar secreciones o espuma y descartar presencia de cuerpos extraños.

Figura 7
Espécimen de Chelonia mydas deshidratada con secreción ocular purulenta.

Nota. Foto: M. De la Barra.

Figura 8
Espécimen de Chelonia mydas deshidratada con úlcera corneal.

Nota. Foto: M. De la Barra.

Figura 9
Espécimen de Chelonia mydas con línea de pesca saliendo por cloaca

Nota. Foto: M. De la Barra.

6.2.3. Temperatura corporal

La medición se puede realizar con termómetros digitales y con una sonda endo-cloacal. La temperatura de un metabolismo eficiente es mayor a 18 °C, aunque lo óptimo es entre 25 °C y 29 °C.

6.2.4. Tono muscular

Se debe realizar a través de la palpación de la región proximal de las aletas delanteras.

- Normal: se palpan estructuras musculares grandes (musculatura firme).

- Debilitado: estructuras musculares delgadas, flácidas y gelatinosas. Se sienten fácilmente estructuras esqueléticas debajo de la piel.

6.2.5. Respiración

La frecuencia respiratoria variará con la temperatura y el nivel de actividad o estrés. No es inusual ver a individuos juveniles activos respirar cada 10 segundos, mientras que un adulto debilitado solo puede respirar cada 5 minutos o más.

- Sonidos respiratorios: las respiraciones consisten en una exhalación forzada seguida de una inhalación rápida. Esto requiere el movimiento del plastrón (hacia abajo) y el caparazón (hacia arriba, y está coordinado por los músculos pectorales y del hombro). Al no poder realizar la auscultación pulmonar, es importante escuchar y observar las respiraciones.

- Obstrucción: para las tortugas marinas no es posible que tosan o que tengan arcadas. La obstrucción traqueal por cuerpo extraño puede manifestarse como gorgoteo, sibilancias o abrir y cerrar la boca repetidamente.

- Secreción: las fosas nasales externas se comunican con las coanas visibles en el techo de la boca. Ambos deben evaluarse para descartar secreciones. La epiglotis se encuentra en la base de la lengua y también debe estar libre de secreción.

6.2.6. Sensorio y reflejos

La evaluación se lleva a cabo mediante estimulaciones de reflejos y reacciones fisiológicas.

- Realizar una pequeña tracción y evaluar la retracción de cuello y aletas, apertura de la boca, reflejo palpebral y cloacal. Para evaluar ojos y cloaca se pueden utilizar hisopos de algodón húmedos.

- Cuando uno o más de estos reflejos están retrasados, no son evidentes o incluso están ausentes es una señal de que el animal está gravemente enfermo.

6.2.7. Flotabilidad

Si no se evidencian signos clínicos se debe evaluar la flotabilidad en una piscina o tanque de agua (Figura 10). Es importante determinar si la flotabilidad positiva aparece hacia craneal, medial o caudal, y evaluar diariamente si varía de ubicación, así como el porcentaje de caparazón expuesto, lo cual ayudará a identificar la ubicación del problema y si el gas está en movimiento o no. Sin embargo, para diagnosticar el problema, se necesitan análisis complementarios de sangre e imágenes.

Figura 10
Espécimen de Chelonia mydas con problema de flotabilidad positiva craneal izquierdo.

Nota. Foto: Flor David.

6.2.8. Peso y condición corporal

- Peso: las tortugas marinas se pueden pesar con una balanza colgante. Es recomendable utilizar mallas o redes de soporte para sostener a la tortuga.

- Índice de condición corporal (ICC): se utiliza como medida de la condición de un individuo (Tabla 2), generalmente con referencia a su estado nutricional y las reservas de energía. La fórmula se detalla a continuación:

$$ICC = P/LRC^3 * 1000$$

Donde: P= peso (kg), LRC= Largo Recto Caparazón (cm) (Stacy et al., 2018)

Tabla 2
Relación entre el índice de condición corporal (ICC) objetivo y la interpretación de la evaluación del estado físico de la tortuga marina.

Código de condición corporal	ICC	Interpretación visual subjetiva
0	>1.20	Muy Buena
1	1.11-1.20	Robusta
2	1.00-1.10	Normal
3	<1.00	Demacrada

Nota. Adaptado de Norton & Wyneken, 2015.

6.3. TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO Y DE TOMA DE MUESTRAS

En esta sección se describen procedimientos que se recomiendan realizar ex situ (en instalaciones ajenas a la zona de varamiento), pero que, en ciertas ocasiones, algunas de ellas pueden ser aplicadas in situ (zona de varamiento). Para detalles y resumen sobre la toma, transporte, almacenamiento y rotulación de muestras, revisar el Anexo E.

6.3.1. Toma de sangre

Posterior a la evaluación inicial, es posible tomar muestras de sangre para un análisis sanguíneo completo que incluya conteo celular y bioquímica sanguínea. La cantidad de sangre obtenida puede oscilar entre 3 a 5 ml por individuo en tubos de heparina litio (tapa verde) como anticoagulante. De ser el caso, las tortugas toleran hasta un 1 ml de extracción de sangre por cada 100 g de peso corporal (Jacobson, 2000). Además, la sangre puede brindar información sobre infecciones, identificación de cuadros de anemia, deshidratación, presencia de virus, hemoparásitos, entre otros. Por otro lado, al separar el plasma de la sangre mediante centrifugación de la muestra con anticoagulante, este puede emplearse para realizar la bioquímica, pruebas serológicas y moleculares. En casos excepcionales, es posible colectar la sangre en tubos sin anticoagulante (tapa roja) para la bioquímica sanguínea, la cual se realizará con suero en lugar de plasma. Sin embargo, la coagulación de las tortugas marinas es impredecible, y, después de la centrifugación, partes del suero pueden volverse gelatinosas, dificultando la separación de los elementos figurados.

En tortugas marinas juveniles y adultas, por lo general, la sangre se obtiene del seno dorsal cervical, colocándolas en un plano inclinado con la cabeza hacia abajo (Figura 11a) (Jacobson, 2000; Owens, 2000). Se debe localizar el seno dorsal cervical, el cual se ubica a ambos lados de la línea media del cuello entre 1/3 y 1/2 de la distancia entre la parte posterior de la cabeza y el borde anterior del caparazón (Figura 11b). Antes de realizar la extracción de la muestra, es importante limpiar la piel alrededor del sitio elegido con alcohol 70 %. La aguja debe insertarse perpendicularmente en el cuello (90° con respecto al plano del cuello) sin moverla lateralmente para localizar el seno (Figura 11c), ya que podría causar daño innecesario, además de posible contaminación de la muestra con linfa (Owens, 2000). En estos casos, la muestra debe desecharse, ya que se encuentra hemodiluida.

Para la tortuga laúd (*Dermochelys coriacea)*, la obtención de sangre puede realizarse mediante las aletas posteriores o cola, debido a que su piel excesivamente gruesa y con riesgo de coagulación, lo que evita que se realice por el seno dorsal cervical; sin embargo, esta vía es más propensa a contaminarse con linfa o líquido sinovial. Para la extracción de sangre en cola, se debe ingresar la aguja en un plano de 90° en la cara ventral o dorsal, a lo largo de la línea media de la cola. La aguja no debe ingresarse más de la mitad para evitar dañar tejido muscular (Figura 11) (Owens, 2000; Werneck et al., 2014).

Figura 11
Procedimiento para extraer sangre de una tortuga marina: a) Tortuga colocada sobre una superficie inclinada con la cabeza hacia abajo. b) Localización del seno dorsal cervical. c) Toma de muestra de un espécimen de Chelonia mydas.

Nota. Foto: ProDelphinus.

Figura 12
Toma de sangre en Dermochelys coriacea a través de vena caudal.

Nota. Tomado de Werneck et al., 2014.

6.3.2. Hemograma y bioquímica sanguínea

La hematología y bioquímica sanguínea son herramientas útiles para evaluar la salud de las poblaciones de fauna silvestre (Aguirre & Balazs, 2000; Bolten & Bjorndal, 1992). Además, los valores obtenidos a través del uso de estas herramientas en tortugas marinas pueden diferir mucho de otros grupos taxonómicos (ej.: mamíferos), e incluso de otros reptiles, de acuerdo con variables intrínsecas y extrínsecas tales como el sexo, la madurez sexual, la relación genética, la dieta, la estación del año, el hábitat y el método de análisis (Flint et al., 2009; Mader, 2006; Stacy & Boylan, 2014). En Perú, a la fecha, se tienen valores de referencia publicados para una población de tortuga verde (Chelonia mydas) en el norte del país y que pueden ser útiles para ayudar con el diagnóstico de las tortugas en tratamiento (Suarez-Yana et al., 2016) (ver Anexo F).

6.3.2.1. Hemograma

Este análisis sanguíneo está compuesto principalmente por hematocrito y conteo celular.

a. Hematocrito

Un hematocrito con valores menores a 20 % (HCT o PCV, por sus siglas en inglés) no solo es un indicador útil de pérdida de sangre, sino también de un problema derivado de una enfermedad crónica como parasitismo, infección generalizada, anorexia o inanición. Generalmente, se emplean tubos capilares y una microcentrífuga, pero en casos excepcionales pueden colocarse los capilares dentro de tubos de ensayo y una centrífuga clínica regular.

b. Conteo y morfología celular

Para el conteo de leucocitos, es necesario realizar un frotis sanguíneo esparciendo una gota de sangre sobre un portaobjetos. Se recomienda

que esto se lleve a cabo inmediatamente después de la colecta de la muestra (sangre sin anticoagulante), para minimizar el aglutinamiento y los cambios en la morfología celular, pues la heparina litio tiñe el portaobjetos de color azul y se dificulta la diferenciación celular mientras transcurra el tiempo. Para conteos celulares sanguíneos completos, se debe enviar el frotis y la muestra de sangre entera no coagulada al laboratorio dentro de las 24 horas; de no ser posible, fijar los frotis sanguíneos con metanol para conservar la morfología de las células.

- Las tinciones más empleadas para teñir los frotis sanguíneos y el conteo celular son Diff-Quick y Wright. Se pueden observar dos fases con sus tipos de células correspondientes:
  - Fase roja: eritrocitos y trombocitos (ver Anexo G para descripción gráfica).
  - Fase blanca: heterófilos (función análoga de neutrófilos en mamíferos), eosinófilos, linfocitos, monocitos, basófilos (ver Anexo G para descripción gráfica).

6.3.2.2. Bioquímica

El plasma es la muestra más adecuada para realizar bioquímica sanguínea, porque la formación de coágulos es impredecible en reptiles y puede estropear la muestra (Stacy & Boylan, 2014). El color normal del plasma puede variar entre amarillo y amarillo pálido. Un color rojizo puede significar contaminación de la muestra por hemólisis y, por ende, puede arrojar valores de diagnóstico imprecisos (Bolten & Bjorndal, 1992). En la Tabla 3 se describen los analitos de importancia para el diagnóstico de tortugas marinas; sin embargo, estos pueden variar según el cuadro clínico que presente el animal y es deber del médico veterinario determinar qué analitos serán empleados para realizar un buen diagnóstico.

Tabla 3

Analitos bioquímicos de importancia para diagnóstico de tortugas marinas.

Analitos	Comentarios
Glucosa	Separarlo lo más pronto posible para evitar que las células consuman la glucosa del plasma y afecten los valores. Indicador de energía e hidratación. Puede variar mucho ante situaciones de estrés (Suarez-Yana et al., 2016). Una determinación rápida de glucosa puede realizarse utilizando un glucómetro como Accu-Chek (Roche Diabetes Care, Inc., Indiana, EE. UU.) (Walsh, 2000). Casos de hiperglicemia pueden observarse en tortugas capturadas en redes de pesca, acompañada

	generalmente de altos niveles de corticoesterona (Snoddy et al., 2009). Otras causas de hiperglicemia son el uso prolongado de antiinflamatorios esteroides, procesos hepáticos o pancreáticos (Stacy & Boylan, 2014). La hipoglicemia sucede en casos de anorexia prolongada, sepsis, desnutrición y agotamiento crónico (Walsh, 2007).
Urea	Niveles altos de urea pueden indicar una dieta alta en proteínas, particularmente en tortugas carnívoras y omnívoras como Caretta caretta y Chelonia mydas (Whiting et al., 2007). Animales debilitados tenderán a presentar niveles de urea en sangre más bajos (Innis et al., 2009).
Creatina cinasa (CK)	Indicador de daño muscular o de tejido. Aparece elevada en casos de miopatía de captura (tortugas capturadas en redes) (Snoopy et al., 2009).
Aspartato aminotransferasa (AST)	Enzima para perfil hepático. Puede indicar contaminación de compuestos organoclorados u otros daños hepáticos crónicos (Labrada-Martagón et al., 2010).
Fosfatasa alcalina (ALP)	Indicador de daño hepático agudo (Suarez-Yana et al., 2016).
Triglicéridos	Indicador de importancia para determinar posible foliculogénesis (Labrada-Martagón et al., 2010).
Proteínas totales	Indicador nutricional. Junto con los valores de albúmina y globulinas, varían de acuerdo con la estacionalidad, tipo de dieta, edad, entre otros (Suarez-Yana, 2013). Cuadros de hiperproteinemia pueden indicar deshidratación (Stacy & Boylan, 2014). Hipoproteinemia asociada a hipoalbuinemia es reportada en tortugas con anorexia prolongada, disfunción hepática, enteropatías, nefropatías con proteinuria, entre otros. Las globulinas tienden a presentar mayores valores plasmáticos en animales con procesos inflamatorios o infecciosos. Las tortugas hembra en actividad reproductiva presentan valores más elevados de proteínas totales, albúmina y globulina, debido a la vitelogénesis (Deem et al., 2009; Goldberg et al., 2013).

Albúmina	Indicador nutricional, particularmente de proteína (Suarez-Yana et al., 2016).
Calcio/Fósforo	La proporción Calcio (Ca)/Fósforo (P) también es un indicador nutricional. Generalmente, esta proporción debe estar entre 2:1 y 1:1. La hipercalcemia se puede observar en tortugas hembra reproductivas en proceso de foliculogénesis, y la hipocalcemia aparece en casos de desnutrición (Stacy & Boylan, 2014). La disminución de calcio puede indicar hipoalbuminemia (Aguirre & Balazs, 2000; Mader, 2006).
Ácido úrico	Indicador de disfunción renal o deshidratación. En los casos de deshidratación, el aumento irá acompañado de un aumento de PCV, PT, Na, Cl, K. Las tortugas marinas sanas suelen tener valores de ácido úrico por debajo de 2 mg/kg y varias veces por debajo de 1 mg/kg (Stamper et al., 2005; Hamann et al., 2006; Innis et al., 2009). Observación: la creatinina es un indicador pobre de daño renal porque no es secretada ni absorbida activamente por el riñón de reptiles (Campbell, 2004). No se recomienda como valor diagnóstico.
Lactato deshidrogenasa	Tienen amplia distribución en tejidos y es el producto final del metabolismo anaeróbico. Aparece aumentado en casos de hipoxia o anoxia, como ahogamientos. Tiene poco valor diagnóstico (Stacy & Boylan, 2014).
Lactato	El lactato es un producto final de la glucólisis anaeróbica. En otras palabras, es el resultado de que la glucosa se convierta en energía para las células cuando no hay suficiente oxígeno. Las tortugas capturadas incidentalmente en la pesca pueden presentar una variedad de lesiones fisiológicas resultantes de la inmersión forzada (Parga, 2012). El esfuerzo por escapar de la red y llegar a la superficie para respirar puede desencadenar alteraciones en el metabolismo de los animales, con un aumento considerable de los niveles de lactato en sangre.

Electrolitos/ minerales	Las tortugas afectadas por procesos patológicos severos, generalmente, tienen altos niveles de sodio, potasio, cloro y magnesio, posiblemente debido a deshidratación, función reducida de los riñones y glándulas salinas, además de la ingestión o aspiración de agua salada (Innis et al., 2007, Innis et al., 2009). Sin embargo, pueden producirse varios cambios de forma aislada. Los animales con niveles muy altos de sodio y potasio tienen un mal pronóstico. La hiperpotasemia (K) se asocia con acidosis metabólica, insuficiencia renal, miopatía o hemólisis. Bajos niveles de hierro pueden causar una baja producción de proteínas, mientras que la hiperferranemia podría indicar hemólisis (in vitro o patológico) o daño de hepatocitos (Stacy & Boylan, 2014).

Si los análisis bioquímicos no van a procesarse inmediatamente, el plasma debe congelarse a -20 °C en criotubos y analizarse dentro de las 72 horas para evitar valores imprecisos de los analitos (Stacy & Boylan, 2014). No obstante, la congelación a -70 o -80 °C puede garantizar una mejor conservación de la muestra (Walsh, 2000).

6.3.3. Parasitología

La relación entre parásitos y hospederos frecuentemente tiene una larga historia coevolutiva, por lo que el parasitismo es un hallazgo incidental común, que forma parte del ciclo vital de los individuos silvestres. Por esta razón, antes de un tratamiento, es necesario identificar una patología importante para directamente implicar parásitos particulares como posibles causas de enfermedad y/o mortandad.

En el caso de identificar ectoparásitos y/o epibiontes en tortugas marinas, estos deben ser almacenados y conservados en alcohol 70°, para ser identificados posteriormente (Pritchard & Kruse, 1982). Para colectar endoparásitos, las heces pueden ser almacenadas en formalina al 10 % con proporción 1:3. En caso de que el animal no defeque y sea necesario para el diagnóstico, se puede introducir por la cloaca una sonda de 5 mm de diámetro y realizar un lavado intestinal con 30 ml de solución salina fisiológica (Vivaldo et al., 2006). La sedimentación, flotación y frotis directo de las heces ayudará a identificar huevecillos de helmintos y protozoarios gastrointestinales; además, se podría observar huevos de tremátodos cardiovasculares (Dailey & Morris, 1995; Herbst, 2000).

Para más información sobre los parásitos que se pueden encontrar en tortugas marinas, revisar el capítulo 16 del libro The Biology of Sea Turtles, Volume III (Wyneken et al., 2013).

6.3.4. Identificación y aislamiento microbiano

Ante la sospecha de agentes infecciosos de origen bacteriano o micótico, Herbst (2000) recomienda aislar e identificar estos agentes por medio de un cultivo. Además, toda muestra que vaya a ser sometida a cultivo microbiano debe ser colectada en condiciones asépticas, usando instrumentos estériles (revisar sección 3), para asegurar que la muestra pueda ser representativa de los posibles patógenos causantes de la patología.

La muestra debe ser recolectada y transportada de tal manera que el patógeno se mantenga viable. A su vez, no debe sufrir cambios significativos en la composición microbiana causada por una proliferación de especies con mayores tasas de crecimiento. Para ello, previamente, se debe contactar al laboratorio que vaya a recibir las muestras para determinar las fechas límites de recepción y si es necesario algún material, temperatura o preservante durante el transporte, como es el caso de bacterias como *Mycoplasma* spp., *Mycobacterium* spp., *Chlamydia* spp. y virus, que requieren de condiciones, medios de cultivo y transporte especializados. Además de los cultivos bacterianos, también se pueden utilizar pruebas moleculares o de immunodiagnosis para detectar antígenos o anticuerpos en las muestras.

Como alternativa a colectar la muestra de sangre, exudado, fluido o biopsia, se puede hacer uso de hisopos estériles y medios de transporte comerciales. Si existe sospecha clínica de septicemia, se recomienda recolectar una muestra de sangre para hemocultivo, utilizando frascos específicos con medio de cultivo específico (HEMOPROV I). A continuación, se describen brevemente algunas consideraciones para diagnosticar los principales agentes de enfermedades infecciosas basadas en Herbst (2000).

6.3.4.1. Bacterias/Hongos

Se puede realizar un frotis de los exudados de la lesión o de impresión de los tejidos afectados, para luego ser procesados por algún método de tinción. Además de las tinciones rutinarias como la hematoxilina y la eosina, se pueden utilizar las tinciones especiales como la de Gram (Brown y Brimm), el de impregnación de plata (Warthin-Starry, Plata Gomori Methamine) y tinciones rápidas de ácidos (Zeihl-Nielson). El envío de muestras para cultivo de bacterias y hongos debe seguir los mismos pasos de bioseguridad discutidos anteriormente en la sección 2. Las técnicas de diagnóstico inmunológico y molecular pueden ser aplicadas a suero, sangre, tejidos fijados o congelados, o aquellos microorganismos aislados en cultivo. En casos de sospecha de sepsis, es posible recolectar muestras de sangre para hemocultivo, utilizando viales específicos.

6.3.4.2. Virus

Se puede realizar un examen histopatológico de tejidos fijados en formalina, obtenidos por medio de una biopsia. La aparición de degradación celular (inflamación y lisis), formación sincitial (fusión de células adyacentes) y cuerpos de inclusión intranucleares e intracitoplasmáticos

en el tejido fijado podría indicar que hay un agente viral involucrado en la enfermedad. Se puede llegar a un mejor diagnóstico mediante el aislamiento del virus a partir de muestras frescas o congeladas en un sistema de cultivo de tejido apropiado. Otra opción son las técnicas inmunohistoquímicas usando anticuerpos específicos al agente o por medio de técnicas moleculares/bioquímicas específicas al agente. En caso de no contar con ninguna de estas técnicas en un futuro cercano, es también importante guardar muestras de tejido congelado (a < -70 °C) o en alcohol de 96° a temperatura ambiente, para pruebas moleculares posteriores (Fenner et al., 1974). En caso de ser posible, las muestras pueden ser preservadas en medios de transporte viral.

6.3.5. Biopsias

La piel es el tejido sólido más común para las biopsias. Para realizar una biopsia se puede usar un anestésico local, como el hidrocloruro de lidocaína al 2 %, que se aplica alrededor del sitio de muestreo. Antes de realizar la biopsia, la zona elegida debe limpiarse con etanol al 70 % y/o un jabón quirúrgico de yodo, haciendo uso de guantes quirúrgicos estériles durante todo el procedimiento (ver sección 2). La muestra puede ser obtenida usando una hoja de bisturí (#10 o #15), un punzón o sacabocados para biopsias. La herida causada para obtención de dicha muestra puede suturarse o dejar que cicatrice por granulación.

Dependiendo del tipo de lesión, se colectan muestras únicas o múltiples. La conservación de la muestra dependerá de las pruebas diagnósticas elegidas. Por ejemplo, para una evaluación histológica, debe fijarse una porción de cada muestra en formol neutralizado al 10 %, en una proporción de 1:10. Los tejidos colectados para este tipo de análisis nunca deben congelarse, ya que este proceso produce cristalización del tejido. Cabe resaltar que, al igual que otras muestras, se debe contactar al laboratorio para recibir información específica en cuanto al transporte de muestras.

Las biopsias también pueden ser obtenidas de órganos internos con endoscopios o laparoscopios, de preferencia usando ecografía como guía. Estos procedimientos, potencialmente, se realizan en instalaciones asépticas y bajo anestesia general (ver Anexo H). Es muy importante consultar con los profesionales capacitados en estas técnicas para analizar las opciones disponibles.

6.3.6. Radiología

La radiología se considera un examen complementario para llegar a un diagnóstico apropiado, el cual debe realizarse tras la evaluación física y clínica (Wyneken, 2004). Existen otros exámenes complementarios a través de imágenes, como ultrasonido, tomografía y resonancia magnética, que se han empleado en tortugas marinas; sin embargo, esta sección se centrará en las radiografías (incluyendo las de contraste), debido al fácil acceso de la prueba y el bajo costo.

Los cuadros clínicos donde se emplea la radiología en tortugas marinas son (Mettee, 2020b):

- Localización y posición de anzuelos
- Problemas de flotabilidad
- Neumonía
- Neumoceloma (presencia de gas libre en celoma)
- Trauma/lesiones
- Síndrome de descompresión
- Osteomielitis
- Fracturas
- Luxaciones
- Edema pulmonar
- Constipación

Generalmente, no se necesitará anestesia para llevar a cabo las radiografías, pero sí será necesario retirar los epibiontes presentes en el caparazón y plastrón con cuidado (ver sección 6.4.5.) para evitar una mala interpretación de las vistas radiográficas (Mettee, 2020b).

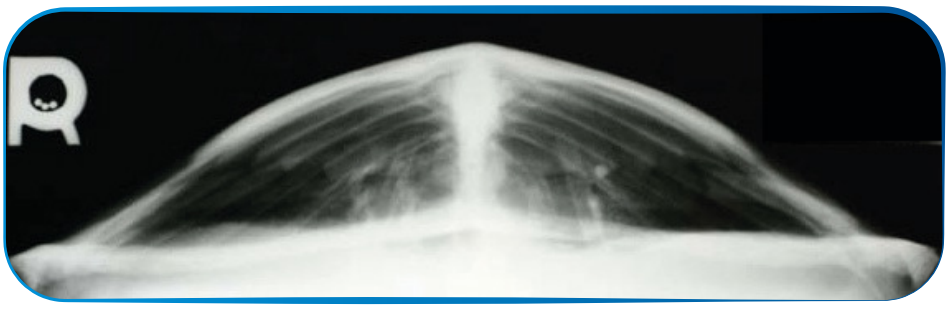
Actualmente, existe la disponibilidad de tomar placas radiográficas digitales y análogas. Sin embargo, la calidad de las radiografías digitales es superior a las analógicas. En este manual se profundizará en las placas radiográficas análogas, ya que las máquinas que las realizan están a mayor disposición en zonas alejadas de las grandes ciudades.

Existen tres vistas radiográficas básicas aplicadas en el diagnóstico de enfermedades en tortugas marinas:

6.3.6.1. Vista craneocaudal

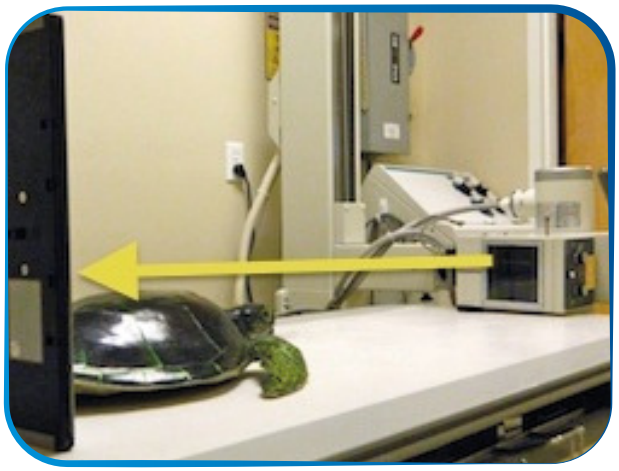
Se emplea para evaluar ambos pulmones cuando se sospecha de neumonía, neumoceloma y problemas de flotabilidad provocados por alteraciones en los pulmones o el tracto gastrointestinal (Figura 13). El brazo del equipo radiográfico debe posicionarse de frente de la cabeza de la tortuga. En esta vista o plano es posible que los pulmones no estén perfectamente posicionados debido a la anatomía del individuo (Figura 14) (Mettee, 2020b).

Figura 13
Vista craneocaudal de una tortuga marina con pulmones sanos.



Nota. Tomado de Mettee, 2020b.

Figura 14
Brazo del equipo radiográfico posicionado al frente de la tortuga.

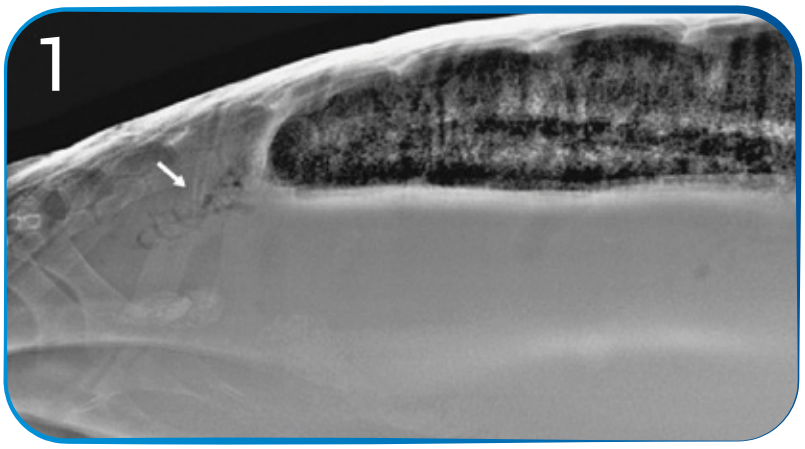


Nota. Tomado de Mettee, 2020b.

6.3.6.2. Vista laterolateral

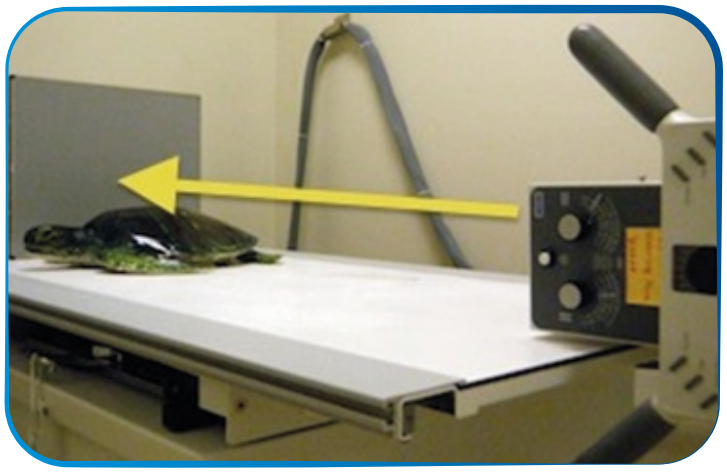
En esta vista se puede evaluar tanto el pulmón derecho o izquierdo de manera individual (Mettee, 2020b). También ayuda a identificar embolismo gaseoso en casos de sospecha de síndrome de descompresión (Figura 15) (García-Párraga et al., 2014). También se puede evaluar acumulación de gas en asas intestinales, con desplazamiento dorsal de los pulmones. Dependiendo del tamaño del animal, es posible que la vista tenga que dividirse en varios chasis radiográficos. Se recomienda que el chasis esté lo más cerca del individuo para minimizar la magnificación de la imagen (Figura 16).

Figura 15
Vista craneocaudal de una tortuga marina con pulmones sanos.



Nota. El embolismo gaseoso en venas está indicado por la flecha blanca. Tomado de Fahlman et al., 2017.

Figura 16
Posición de una tortuga marina para la vista laterolateral.



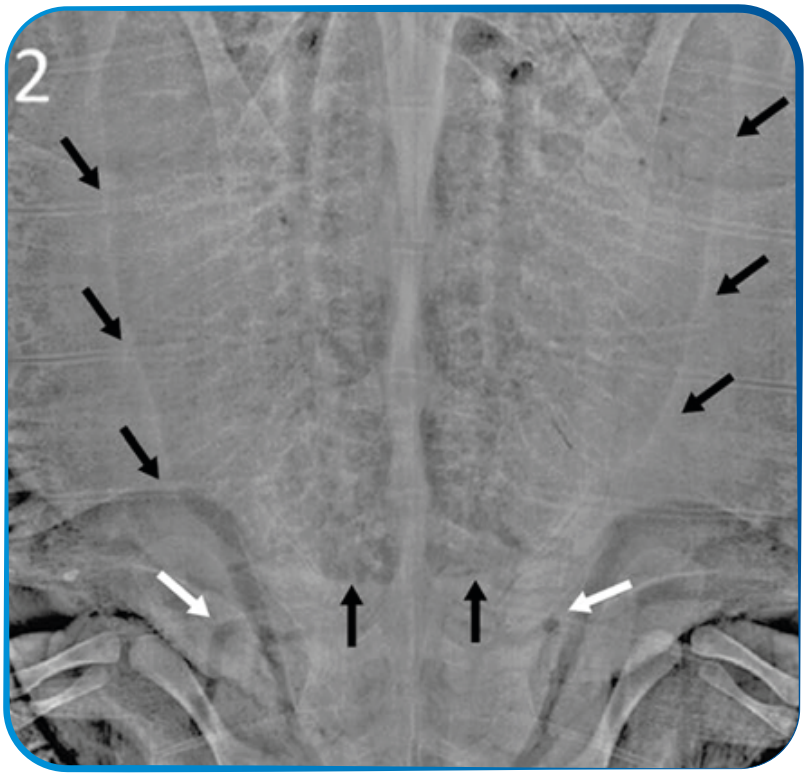
Nota. Tomado de Mettee, 2020b.

6.3.6.3. Vista dorsoventral
Esta vista radiográfica es la más empleada en tortugas marinas, debido a que da una vista general del estado de los órganos en el celoma (Mader, 2006; Mettee, 2020b). Esta posición se utiliza principalmente para evaluar el tracto gastrointestinal. De igual manera, si el individuo es muy grande, se deberá emplear varios chasis.

La vista dorsoventral es empleada para verificar la presencia de cuerpos extraños (ej.: ingestión de plásticos, obstrucción intestinal por aparejos de

pesca), tumores (fibropapilomatosis), síndrome de descompresión, neumoceloma, entre otros (Figuras 17 y 18).

Figura 17
Presencia de embolismo gaseoso en riñones de un espécimen de Caretta caretta observado como círculos radiolúcidos.



Nota. Presencia de embolismo gaseoso (indicado por flechas blancas) en riñones de un espécimen de Caretta caretta observado como círculos radiolúcidos (indicados por las flechas negras). Tomado de Fahlman et al., 2017.

Figura 18
Posición de tortuga para vista dorsoventral.

Nota. Tomado de Mettee, 2020b.

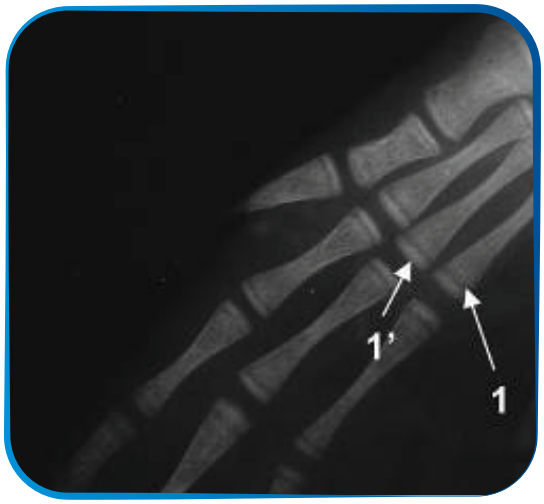
6.3.6.4. Otras vistas y sus usos

Una vista del cráneo puede contribuir a ubicar objetos extraños como aparejos de pesca (Figura 19). Por otro lado, se pueden realizar vistas radiográficas de los miembros en caso haya sospecha de fractura, traumas o infecciones en esas zonas (osteomielitis) (Figura 20).

Figura 19
Vista de cráneo dorsoventral donde se visualiza un anzuelo de pesca en esófago en un espécimen de Chelonia mydas.

Nota. Tomado de Johnson, 2008.

Figura 20
Vista de miembro anterior de un espécimen de Caretta caretta juvenil presentando una zona de crecimiento epifisiario.



Nota. Vista de miembro anterior de un espécimen de *Caretta caretta* juvenil presentando una zona de crecimiento epifisiario (donde se señala 1 y 1'). Tomado de Valente et al., 2007.

6.3.6.5. Radiografías de contraste
En cuanto a las radiografías de contraste, estas pueden ayudar a diferenciar problemas digestivos que incluyen cuadros de ingestión de cuerpos extraños y presencia de tumores (Mader, 2006). Para esto, se puede emplear la administración de sulfato de bario hasta que la tortuga ejerza resistencia. Debido al largo y lento tránsito intestinal de los reptiles, es indispensable ayudar a la evacuación de sulfato de bario con supositorios de agua tibia a nivel de la cloaca (Mader, 2006), inmediatamente después de concluir con la radiografía.

6.3.6.6. Valores radiográficos
Por último, las técnicas radiológicas no son específicas para tortugas marinas, ya que pueden emplearse las mismas técnicas tanto para zonas abdominales como para hueso. No obstante, el Hospital de Tortugas de Marathon (Florida, Estados Unidos) ha desarrollado una técnica con los valores referenciados en la Tabla 4 (Mettee, 2020b).

Tabla 4
Valores para la técnica radiológica para vistas radiológicas de tortugas marinas.

Peso de individuo	Valores
Hasta 10 kg	60 kVp, 12.5 mAs
11-49 kg	70 kVp, 20 mAs
Más de 50 kg	100 kVp, 20 mAs

6.4. TRATAMIENTOS Y TERAPIAS PARA PRINCIPALES CAUSAS DE VARAMIENTOS

En esta sección se describen procedimientos que se recomiendan hacer *ex situ*, y, dependiendo de las condiciones, algunos pueden ser realizados in situ.

6.4.1. Limpieza, tratamiento de heridas y traumas

Antes de atender cualquier herida o trauma, es importante tener en cuenta algunos factores como el alcance de la herida, el tiempo transcurrido entre la lesión y la llegada del individuo, así como los materiales y condiciones con los que se dispone para la atención. Algunas lesiones leves podrían ser tratadas in situ. Sin embargo, las lesiones extensas o severas deben tratarse bajo condiciones intrahospitalarias para evitar infecciones o la descompensación de los individuos a tratar. Además, se debe recordar el uso de guantes durante la manipulación y tomar las medidas de bioseguridad correspondientes (ver sección 2).

A continuación se describen los principales procedimientos para atención de heridas y traumas en tortugas marinas, basados en las guías de Eckert et al., 2000; Mettee, 2020c; Norton, 2005; Phelan & Eckert, 2006.

6.4.1.1. Heridas en tejidos blandos

Las heridas en tejidos blandos más frecuentes incluyen lesiones cortopunzantes, heridas por arpón, aparejos de pesca, mordeduras y amputaciones de miembros. En todos los casos, el tratamiento va a depender de la gravedad y el estado en que se encuentre la lesión (Tabla 5). Las hemorragias deben ser controladas inmediatamente. Esto se puede lograr mediante presión, vendaje compresivo, ligadura de vasos con sutura, o mediante electro-cautín quirúrgico (Norton, 2005). En casos de sangrado severo, la presión por sí sola no detendrá la hemorragia: es necesario ligar el vaso roto con un hilo quirúrgico estéril para controlarlo. Si se observan sangrados leves, puede colocarse pequeñas dosis de polvo coagulante y aplicar presión en la lesión con una gasa o una tela limpia (de preferencia, utilizar polvos que contengan sulfato férrico). No se debe aplicar el polvo coagulante en lesiones que pudieran afectar la cavidad abdominal o los pulmones (Phelan & Eckert, 2006).

Para la desinfección de heridas se puede utilizar antisépticos de amplio espectro, como clorhexidina diluida al 0.05 % (State of New South Wales and Department of Planning, Industry and Environment, 2021), o una solución de yodopovidona al 5 %, en casos de heridas pequeñas. Para heridas más profundas se debe diluir 1/4 de yodopovidona al 10 % en 3/4 de NaCl al 0,9 % o agua estéril para evitar la irritación de los tejidos (Phelan & Eckert, 2006). No se debe utilizar yodopovidona si la herida penetra los pulmones o cavidad celómica (Eckert et al., 2000).

Tabla 5
Identificación del estado de lesiones en tortugas marinas.

Fase de la lesión	Características
Aguda	• Horas o pocos días • Sangrado activo • Bordes afilados • Sin necrosis • Sin exudado • Sin mal olor
Proliferativa	• Semanas • Tejido cicatriza bien vascularizado • Márgenes de la herida redondeados • Necrosis evidente • Infección (pus y mal olor) evidente • Costra amarillenta adherida a la herida
Maduración	• Meses • Remodelación de tejidos para formar cicatriz densa • Tejido de granulación liso y organizado • Baja vascularización • Sin sangrado • Sin exudado • Sin infección

Nota. Adaptado de Mettee, 2020a.

Si la herida se encuentra en la fase aguda, se dispone de anestesia y las condiciones adecuadas para el control anestésico (ver Anexo H), y lo ideal es proceder a suturar. El material de sutura recomendado para tejido muscular y subcutáneo es monofilamento absorbible; para la dermis puede utilizarse nylon. Generalmente, se necesitan antibióticos y analgésicos posoperatorios durante un mínimo de 2 semanas después de la cirugía (ver Anexo I). Si hay un movimiento extenso de la piel (como en el área del cuello en la Figura 21), la sutura a menudo se pierde. En ese caso, el cierre por segunda intención es una opción viable (Mettee, 2020c).

Para la remoción de tejido muerto en heridas en fase proliferativa o con presencia de cuerpos extraños, es preferible el desbridamiento aplicando suero fisiológico a presión media. Para aplicar el suero por presión, se puede hacer uso de una jeringa grande sin aguja (Phelan & Eckert, 2006). Luego de haber realizado la limpieza o sutura, se recomienda llenar la lesión

con ungüento antibiótico; se sugiere sulfadiazina de plata. De no contar con esta, otros ungüentos de triple antibiótico también son aceptables (ej.: neosporín o similar). La ventaja de algunos de estos ungüentos de triple antibiótico es que sellan la herida, debido a que contienen una base de gel, que impide que el agua penetre (Phelan & Eckert, 2006). En la mayoría de los casos, las heridas suelen estar infectadas. Las fuentes de infección incluyen: contaminación por depredadores, el medioambiente y la microbiota de la propia tortuga. En estos casos es recomendable (de ser posible) tomar muestras de la lesión para cultivos (ver sección 6.3.4.) y así poder dar un tratamiento antibiótico adecuado (ver Anexo I). Algunos de los patógenos más comunes incluyen: *Vibrio* spp., *Pseudomonas* spp., *Clostridium* spp., *Plesiomonas* spp. y *Escherichia coli* (Mettee, 2020c).

Las heridas infectadas suelen responder bien si se tratan como una herida abierta. Este tratamiento implica:

- Antibióticos sistémicos, con la elección idealmente basada en cultivo y sensibilidad.
- Desbridamiento diario, que requiere anestesia y analgésicos.
- Tratamientos antimicrobianos tópicos.

Este enfoque solo es práctico si existe una instalación de hospitalización para el animal con agua de excelente calidad para evitar que el paciente (tortuga marina) contamine su propia herida con heces. Las heridas muy extensas por mordedura de tiburón se han tratado de esta manera con gran éxito (Mettee, 2020c). Generalmente, la curación de heridas por segunda intención es relativamente lenta, con un tiempo de rehabilitación de 6 a 12 meses.

Figura 21
Espécimen de Chelonia mydas con lesión en fase aguda en el tejido blando del cuello.

Nota. Foto: ProDelphinus.

6.4.1.2. Traumas en tejidos duros

Estos se observan, principalmente, en caparazón (ver Figura 22) y cráneo. Pueden ocurrir por choques directos con embarcaciones, propelas o contra rocas cuando existen desórdenes de flotabilidad.

a. Traumas en caparazón y plastrón

Las heridas de carácter crónico que se encuentren en la fase de maduración o parcialmente cicatrizadas pueden ser relacionadas con otros problemas secundarios tales como síndrome de debilidad o aumento en la flotabilidad. Estas lesiones pueden haber retenido restos de huesos muertos y detritos, dentro de los tejidos conectados a la superficie por la región fistular. A la evaluación externa, y a simple vista, podría parecer que las lesiones están cicatrizadas, pero cualquier orificio o apertura pequeña debe ser examinada para determinar si existen posibles conexiones a canales para detritos (Eckert et al., 2000).

Frente a una tortuga con trauma en caparazón se deben descartar lesiones o fracturas en columna vertebral, a través de técnicas radiográficas de diagnóstico (ver sección 6.3.6.). Muchas veces pueden verse clínicamente sanas, pero las lesiones a nivel de columna pueden ir acompañadas de constipación y desórdenes de flotabilidad (Eckert et al., 2000).

Nunca se deben cubrir las lesiones en caparazón con fibra de vidrio o pegamento, pues pueden quedar atrapados detritos dentro de la lesión e inhibir la cicatrización, así como provocar posteriores infecciones (Phelan & Eckert, 2006). Para la desinfección de heridas en caparazón, donde no hay exposición de pulmones o cavidad celómica, se puede proceder igual que con los tejidos blandos (ver sección 6.4.1.1.).

Se han demostrado buenos resultados con la técnica con Tegaderm en la mayoría de las heridas traumáticas en caparazón bajo condiciones intrahospitalarias (ex situ) (Eckert et al., 2000). A continuación se detallan los pasos de dicha técnica:

- Limpiar la herida (de requerirlo, retirar los detritos) y lavar con una solución de yodopovidona al 5 % (recordar que este lavado no puede ser realizado si la lesión penetra pulmones o cavidad celómica).
- El caparazón que rodea la herida debe estar limpio y seco. Los tejidos blandos expuestos pueden cubrirse con sulfadiazina de plata o con un ungüento de vaselina con antibiótico triple, sin cubrir las orillas de la herida.
- Colocar una capa de Tegaderm sobre la herida con un traslape de 1.5 cm sobre el caparazón seco. Se pueden colocar piezas múltiples de Tegaderm sobre el centro de la herida.
- Todas las orillas de Tegaderm expuestas deben unirse entre ellas y al

caparazón con pegamento de cianoacrilato (ej.: super glue o similares). Se deja secar el pegamento por unos minutos y posteriormente se regresa a la tortuga al agua. Se puede retirar la venda en intervalos de 48 horas para limpiar la lesión y luego volver a colocar el parche.

Es muy importante mantener la calidad del agua y cambiarla siempre que tenga residuos fecales y restos de comida. La cicatrización de heridas será más rápida, con menor riesgo de contaminación, si el agua se cambia con frecuencia y se mantiene a una temperatura entre 24° y 28 °C, un rango considerado óptimo para el metabolismo e inmunidad de las tortugas.

Al igual que con las heridas en tejidos blandos, la terapia antibiótica sistémica es necesaria en lesiones severas. La elección del antibiótico, de preferencia, en la medida de lo posible, debe estar basada en un cultivo y sensibilidad. Sin embargo, para casos graves, es preciso iniciar una terapia antimicrobiana empírica; en caso de infecciones que involucran tejido óseo, como fracturas expuestas, se puede aplicar ceftazidima 20 mg/kg IM o EV q. 72h y clindamicina 15 mg/kg IM o EV q. 24 h (ver Anexo I).

Dependiendo de la lesión y condiciones del lugar de hospitalización, las lesiones pueden tratarse fuera o dentro del agua (Tabla 6). Hay que tener en cuenta que los animales muy pesados no deben mantenerse fuera del agua durante mucho tiempo, ya que el exceso de peso dificulta la circulación sanguínea, la migración de las células de defensa y, en consecuencia, la cicatrización.

Tabla 6
Características de vendajes fuera y dentro del agua.

Vendaje fuera del agua	Vendaje dentro del agua
• Periodos cortos de tiempo para evitar desecación de caparazón. • Cambios diarios de vendajes. • Se pueden utilizar vendajes con miel. • Utilización de drenes y compresión para hemostasia. • Utilización de antibióticos tópicos. El tiempo de curación puede ser de 4-6 meses.	• Terapia a largo plazo. • Vendajes oclusivos con Tegaderm deben ser cambiados q. 48 h. • Permite mejor circulación e ingesta de alimentos. • Se requiere presión negativa en vendajes de heridas. • Mejor tolerancia a la mala calidad del agua. • El tiempo de curación es de 2-3 meses.

Nota. Adaptado de Mettee, 2020c.

Por otro lado, los traumas que se presenten en la cavidad neumocelómica abierta requieren de una rápida atención. Las fugas pulmonares pueden provocar un colapso si no se cuenta con una intervención temprana. La presión negativa es necesaria para prevenir cicatrices pulmonares. De ser posible, utilizar la terapia de cierre asistido por vacío (VAC, por sus siglas en inglés), la cual es ideal en estos casos (Mettee, 2020c). La terapia VAC es una técnica de tratamiento de heridas que se utiliza en medicina humana para ayudar a la cicatrización de tejidos. Esta técnica promueve la curación al crear presión subatmosférica en el sitio de la herida, previniendo la contaminación microbiana, succionando fluidos continuamente y promoviendo la formación del tejido de granulación (Lafortune et al., 2005).

En casos de cavidad celómica expuesta (de ser posible), se debe colocar un drenaje para prevenir celomitis o sepsis (se necesita colocación ventral si no hay succión disponible). Es posible que se necesite una barrera para mantener las vísceras en su lugar (ej.: malla implantable, prótesis) (Mettee, 2020c).

Figura 22
Espécimen de Chelonia mydas con ruptura de caparazón.

Nota. Foto: ProDelphinus.

b. Traumas en cabeza

Cualquier traumatismo craneal que esté acompañado de signos neurológicos (ej.: temblores, movimiento espástico, hiperestesia) tiene una alta probabilidad de mortalidad.

La encefalitis suele ser común en traumas en cabeza, pero puede tardar semanas en desarrollarse. En este tipo de traumatismos las resonancias o tomografías son necesarias y, si es posible, deben ser realizadas (Mettee, 2020b). Hay que tener en cuenta que las lesiones no se resolverán si la condición corporal de la tortuga no es adecuada para soportar el reemplazo de tejido, o si continúa perdiendo peso y no está en

un ambiente idóneo. Una recuperación puede requerir varias semanas de terapia. Por ende, se deben tomar todas las medidas médicas, nutricionales y ambientales necesarias para un manejo exitoso.

6.4.2. Problemas de flotabilidad

En ocasiones, las tortugas marinas desarrollan problemas de flotación que se evidencian de forma notoria en la postura de nado y flotabilidad. Debido a la complejidad de las causas, no existe un tratamiento en campo. Por ende, se recomienda su traslado a un centro ex situ para su hospitalización, siguiendo todas las instrucciones para su transporte (ver sección 6.1). La principal causa de este problema es la acumulación de gas en el tracto gastrointestinal, debido a cuerpos extraños u obstrucciones. No obstante, existen otras posibles causas reportadas, como problemas neurológicos (ej.: trauma espinal), infecciones pulmonares, y escape de gas a cavidad celómica o escape de gas del tracto intestinal a cavidad celómica (Norton, 2005).

El primer paso para comenzar un tratamiento es determinar la causa primaria. Para ello, es importante apoyarse de exámenes de diagnóstico complementarios como radiografías (ver sección 6.3.6.), endoscopias o incluso tomografías.

Cuando la causa es por escape de aire a la cavidad celómica, la alternativa más adecuada sería la remoción de aire mediante trocarización por el espacio prefemoral (entre miembros traseros y plastrón). Cabe resaltar que, antes de realizar esta terapia, el especialista debe asegurarse que no existan fracturas en el caparazón o, en su defecto, dichas fracturas deben ser atendidas para evitar que la resolución de estos traumas encapsule el aire ingresado. Si la causa es por un material o cuerpo extraño, los esfuerzos deben apuntar a la remoción de dicho material y la eliminación del gas acumulado en el tracto gastrointestinal con fármacos que estimulen la motilidad gástrica y con otros que disminuyen la tensión superficial de los líquidos digestivos, llevando al rompimiento de las burbujas de gas y dificultando la formación de nuevas.

Para infecciones pulmonares, en primer lugar, es importante determinar el porcentaje de daño pulmonar, previo a establecer el tratamiento. En situaciones en la que los pulmones están gravemente afectados, el pronóstico se considera reservado, pero se puede realizar cultivo y antibiograma para determinar el antibacteriano o antifúngico a recetar (ver Anexo I). En este caso, se debe considerar la posibilidad de resistencias bacterianas a betalactámicos, tetraciclinas, sulfas o multi-drogo resistentes (MDR). En situaciones en las que no es posible realizar cultivos, el tratamiento con drogas de amplio espectro, como enrofloxacina (5 mg/kg) o ceftazidima (20 mg/kg), puede ser una buena alternativa (Ciccarelli et al., 2020). Para todas las situaciones mencionadas anteriormente, la fluidoterapia por vía endovenosa o intracelómica es indispensable (ver Anexo J). Para el caso de traumatismos espinales, el pronóstico es malo y se considera la eutanasia (ver sección 7).

6.4.3. Síndrome de debilidad

El síndrome de debilidad (SD) consta de diversos signos clínicos como letargia, emaciación y presencia de alta carga de epibiota cubriendo la piel, el plastrón y caparazón (Stacy et al., 2018). El SD es considerado como una etapa final de inanición y otras condiciones que impiden la absorción de nutrientes (Norton & Mettee, 2020; Stacy et al., 2018). En el Perú, se han confirmado varamientos de tortugas marinas con indicios de padecer dicho síndrome.

Los varamientos fueron causados por diferentes enfermedades (2 % y 21.7 % del total de los individuos muestreados en Bachmann-Caller, 2018 y De la Barra-Gómez, 2021, respectivamente), donde los especímenes presentaron pobre condición corporal, lo que supone largos periodos de inanición y consecuente pérdida muscular. Otras causas del SD son los bruscos cambios en la temperatura del mar, disminuyendo por debajo de los 15 °C, que pueden causar aturdimiento por frío y, por ende, someter a las tortugas en un estado de inanición. Hasta la fecha no se ha encontrado un reporte de varamiento por este motivo en el Perú, pero sí en otros países de la región, como Chile y Uruguay (Fernández et al., 2015; Vélez-Rubio et al., 2017).

Las tortugas que presentan inanición (debilidad severa, largo periodo sin alimentarse), generalmente, tienen problemas físicos o médicos que limitan su habilidad de alimentarse. Estos problemas causan daño a las aletas, mandíbulas, ojos o tracto gastrointestinal (Phelan & Eckert, 2006). Por otro lado, aquellas tortugas con emaciación severa presentan ojos y plastrón hundidos. Asimismo, sufren una reducción de paquetes musculares alrededor de la cabeza y cuello, lo que hace aparecer muy prominente la cresta supraoccipital (parte posterior de la cabeza) (Figura 23). Además, estos individuos probablemente estén cubiertos de epibiota y parásitos. Los epibiontes, como los balanos, podrían alojarse dentro y alrededor de la cavidad oral, donde concentraciones altas podría suponer que el animal no se estuvo alimentando por largo tiempo. La presencia de sanguijuelas en la piel, ojos, cavidad oral y cloaca pueden ser signos adicionales de debilidad (Regional Activity Centre for Specially Protected Areas, 2004). Cabe aclarar que pequeñas cantidades de balanos y demás epibiota, aún en la cavidad oral, se puede considerar normal (Flint et al., 2009).

Por todo lo mencionado, lo ideal es trasladar la tortuga a un centro de rehabilitación (ex situ), ya que es muy poco lo que se puede hacer en el lugar del varamiento (in situ). Si no es posible trasladar al animal o se está a la espera de trasladarlo a un centro de rehabilitación, se recomienda lo siguiente (adaptado de Phelan & Eckert, 2006):

1. Colocar a la tortuga emaciada en un tanque de agua fresca durante 24 horas. El agua debe estar tibia y con profundidad tal para cubrir, en primera instancia, la cloaca del animal. Si este puede levantar la cabeza, se recomienda que el nivel del agua cubra todo el cuerpo. El agua fresca permite hidratar al animal y, además, mata cualquier epibiota. Retirar la epibiota con cuidado para evitar daños en las escamas y piel (ver sección

6.4.5). Las tortugas, por ser ectotermos, pueden permanecer horas y días en estas condiciones hasta lograr moverse y alimentarse por sí mismas. Se debe limpiar o cambiar el agua, conforme sea necesario, para desechar suciedad, epibiota (ej.: balanos), excremento, entre otros.

2. Después de obtener reacción de la tortuga, se puede intentar ofrecer alimento según la especie (ver sección 6.5).

3. Cuando esté finalmente restablecida, la tortuga deberá ser regresada al mar.

Cabe señalar que, de no contar con la logística para poder contribuir a la recuperación de una tortuga con SD y signos de emaciación graves, es recomendable proceder a la eutanasia (ver sección 7).

En caso de que la tortuga sí pueda ser trasladada a un centro de rehabilitación/rescate o a un centro veterinario capacitado, se recomienda realizar lo siguiente en dicho lugar (adaptado de Norton, 2020):

1. Realizar un examen físico inicial (ver sección 6.2.) que incluya una observación visual minuciosa para verificar la alta carga de epibiota cubriendo caparazón y piel, emaciación evidenciando hundimiento en ojos y regiones inguinales y axilares, letargia y la ausencia de traumatismo agudo (Stacy et al., 2018).

2. Tomar fotos del estado del animal, que incluya una vista dorsoventral y craneocaudal evidenciando la profundidad del plastrón (cóncavo, convexo o plano) (Figura 23).

3. Tomar medidas biométricas, peso e índice de condición corporal (ver sección 6.2 y Anexo B).

4. Realizar toma de muestra sanguínea para realizar hemograma y bioquímica (ver secciones 6.3.1 y 6.3.2):

a. Determinar el hematocrito (PCV) será crucial para saber si presenta anemia. Se necesitará transfusión sanguínea si el PCV es <5 %, para lo cual se requerirá una tortuga marina sana para extraer sangre. Se recomienda contactar con profesionales con experiencia y no realizar la transfusión el primer día de rehabilitación. También puede aplicarse eritropoyetina de uso humano (100-200 unidades/kg) para estimular la producción de eritrocitos inmaduros cada 3 días por 2 semanas.

b. Analitos como urea o nitrógeno ureico en sangre (BUN, por sus siglas en inglés), calcio, fósforo, proteínas totales, albúmina, glucosa, ácido úrico ayudan a determinar deshidratación y estado nutricional.

5. Estabilizar al individuo mediante fluidoterapia adecuada para corregir anemia e hipoglicemia e instaurar un tratamiento antibiótico preventivo (ver Anexo J para ver vías de inoculación de inyectables) (Figura 24):

a. Elegir el fluido apropiado según la glucemia:

i. Cristaloides (lactato de Ringer, cloruro de sodio 0.9 %) se dan para tortugas debilitadas/deshidratadas. Dosis de mantenimiento 10-20 ml/kg/día vía intravenosa, intracelómica, subcutánea y oral. Se dan para tortugas que presenten hipoglucemia (glucosa <60 g/dl), generalmente diluidas con lactato de Ringer o cloruro de sodio 0.9 % (lactato de Ringer/dextrosa 2.5 % (1:1) o dextrosa 2.5 %/cloruro de sodio 0.45 % (2:1); Mader, 2006). Dosis 10-20 ml/kg/día lento, se recomienda dividirlo entre 2 a 3 dosis. La dextrosa puede inocularse al 5-10 % por vía intravenosa, al 5 % por vía oral o intracelómica, al 2.5 % solo por vía subcutánea.

ii. Fluidos orales: si la tortuga recibe alimento o tiene interés en alimentarse, se le puede ofrecer dextrosa al 5 % o cloruro de sodio al 0.9 % con 5-10 ml de miel. En casos donde el PCV sea <5 %, se puede optar por una fluidoterapia combinada con cristaloides y coloides (Stacy et al., 2018).

b. Tratamiento antibiótico profiláctico para tortugas con heridas expuestas y muy debilitadas. Para esto, siempre se debe realizar la colecta de muestras para cultivo microbiológico (los antimicrobianos de amplio espectro para bacterias aeróbicas son cefalosporinas de tercera generación –ej.: ceftiofur o ceftazidima– o aminoglucósidos –ej.: amikacina–) (ver Anexo I).

6. Ubicar a la tortuga en un tanque con poca agua dulce durante las primeras 24 horas (Figura 25). Controlar la frecuencia respiratoria y claridad del agua. Al colocarla en el tanque se debe realizar:

a. Hemograma y bioquímica de control al día siguiente.

b. Retirar la epibiota con cuidado y con ayuda de cloruro de sodio al 0.9 %.

7. Ofrecer soporte nutricional (ver sección 6.5.):

a. Es importante revisar la motilidad intestinal antes de ofrecer alimento por vía oral (ver Anexo I para fármacos que pueden ayudar a la motilidad intestinal). Se puede realizar una radiografía dorsoventral para observar la presencia y estado de las heces.

b. Si el estado de la tortuga es muy grave, puede proveerse soporte

nutricional vía endovenosa o intracelómica que incluya dextrosa, cloruro de sodio y lactato de Ringer (ver Anexo J para vías de inyección de medicamentos). El especialista debe ser muy cuidadoso al momento de ingresar los fluidos vía intracelómica para evitar daño interno a los órganos.

8. Hacer la revisión física y clínica:

a. Será necesario evaluar las heces mediante exámenes parasitológicos, descartar flora con carga patógena y empezar con tratamiento antiparasitario (ver Anexo I).

b. Prevenir infecciones bacterianas primarias o secundarias. En caso haya infecciones que no hayan podido resolverse con el tratamiento profiláctico, será necesario revisar el Anexo I para seleccionar el antibiótico ideal para el cuadro infeccioso, e incluso puede tomarse una muestra para cultivo bacteriano (ver sección 6.3.4).

9. Una vez que la tortuga esté estabilizada, se deberá trasladar a un tanque más profundo con agua salinizada para que empiece a ganar peso (ver secciones 6.5.), tratando de mimetizar el ambiente (Figura 26). Cabe señalar que el tiempo de recuperación es variable según la respuesta del individuo, pudiendo ser entre 4 a 12 meses. El animal deberá ser controlado periódicamente mediante hemograma y bioquímica de control y otros exámenes que pudiera necesitar, como radiografías.

10. Finalmente, el animal tiene que ser liberado. La liberación debe darse lo más cercano a donde fue encontrado y únicamente cuando la tortuga presente:

- Examen físico adecuado
- Comportamiento normal
- Alimentación de manera independiente
- Por lo menos 2 semanas sin tratamiento médico
- Hemograma, bioquímica y otros exámenes complementarios normales

Figura 23
Espécimen de Chelonia mydas con signos de emaciación, reducción de paquete muscular en cabeza y cuello, presentando ojos y pliegues axilares hundidos.

Nota. Foto: ProDelphinus.

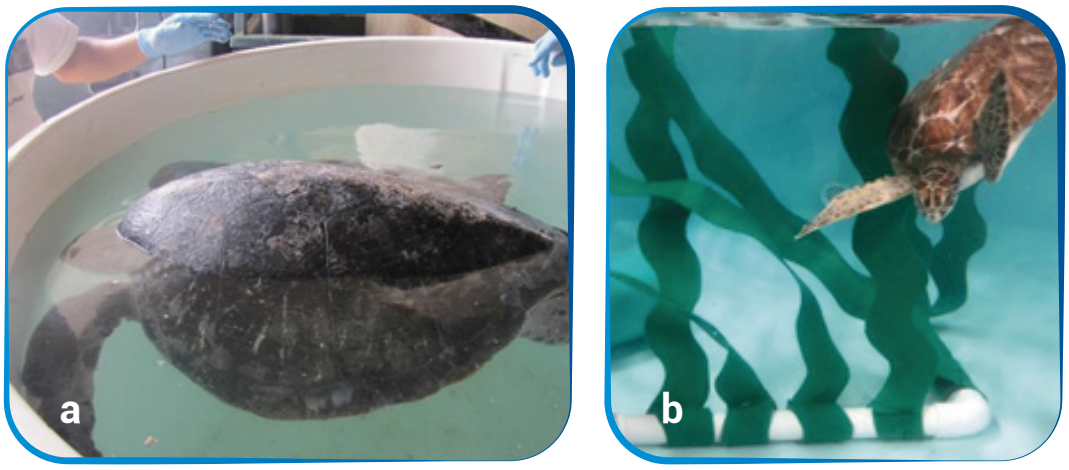
Figura 24
Espécimen de Caretta caretta en rehabilitación con fluidos vía intravenosa.

Nota. Tomado de South Carolina Aquarium.

Figura 25
Espécimen de Chelonia mydas ubicada en un tanque con poca profundidad de agua dulce.

Nota. Tomado de South Carolina Aquarium.

Figura 26
a) Espécimen de Chelonia mydas en tanque más profundo con agua salinizada; b) Mimetización de un tanque para simular el ambiente natural.



Nota. Foto: ProDelphinus [a)]. Tomado de South Carolina Aquarium [b)].

6.4.4. Cuerpos y sustancias extrañas

Si bien algunos cuerpos extraños pueden estar en la superficie de la tortuga, la ingestión de anzuelos, líneas de pesca, bolsas plásticas, basura, y otros elementos, pueden contribuir en la muerte de una tortuga marina. De igual forma, la presencia de sustancias tóxicas que circulan en el ambiente, tanto ingeridos como en contacto, pueden comprometer la supervivencia de los individuos.

6.4.4.1. Anzuelos, redes y líneas de pesca

Los anzuelos de pesca pueden alojarse en la boca, garganta, aletas, estómago o tracto intestinal de una tortuga marina. Frecuentemente, ocasionan laceraciones en el tracto intestinal o bien pueden perforar órganos vitales. Así también los filamentos adjuntos se pueden enredar u ocasionar obstrucción intestinal. En función de la zona del cuerpo donde el anzuelo se enganche, y qué tan visible o no se encuentre, se recomiendan diversas técnicas (Australian Fisheries Management Authority, 2019; National Marine Fisheries Service, Southeast Fisheries Science Center, 2019):

- Si un anzuelo se ha enganchado en la boca u otra parte externa del cuerpo de la tortuga, y se observa la mayor parte de este, se puede proceder a quitar el anzuelo con un desenganchador (de contar con uno) o cortar el ojo del anzuelo con un cortacadenas/cortapernos/alicate y retirar los restos con pinzas.
- Si el anzuelo se encuentra dentro de la boca, es importante mantenerla abierta, para lo cual se puede utilizar un abrebocas. De no contar con este, se puede colocar dos dedos, uno a cada lado de las fosas nasales (sin cubrirlos), para inducir a que el animal abra la boca. Si este continúa con la boca cerrada, en esa misma posición, mover la mandíbula superior suavemente a los lados. Cuando se haya conseguido abrir la boca del animal, colocar un madero o madejo de cuerda para mantener la boca abierta y así evitar mordeduras. En algunas situaciones, remover todo el anzuelo será muy difícil, y en lugar de ayudar al animal se generarán más daños. Por ello, la prioridad debería ser eliminar la mayor parte de la línea de pesca posible, cortando lo más cerca al anzuelo.
- Si el anzuelo no llega a observarse, es probable que esté enganchado profundamente en la garganta o tracto digestivo. Ante esta situación no se debe tirar de este, solo se debe cortar la línea. No obstante, se puede desarrollar una endoscopía para guiar la recuperación del anzuelo y observar daños adyacentes. En el interior de la tortuga pueden estar alojados varios anzuelos, por lo que el proceso de extracción puede requerir de anestesia (ver Anexo H).

Problemas adicionales con los anzuelos y líneas incluyen estrangulación de las aletas, erosión en las comisuras orales e intoxicaciones con los plomos de las líneas. Generalmente, siempre que hay un anzuelo, hay una línea, y debe ser tratado con cuidado. Como recomendación para el transporte del individuo a instalaciones ex situ, se puede fijar los extremos/excesos de hilo al caparazón, con algo de cinta adhesiva, para evitar lesiones (ver sección 6.1. para transporte de tortugas marinas).

En el caso de observar pedazos de red alrededor del animal (Figura 27), estos deben ser retirados con mucho cuidado, empezando por zonas como el cuello y aletas (Córdova-Zavaleta et al., 2020; Sepúlveda et al., 2009). Phelan & Eckert (2006) recomiendan tener especial atención con los

pedazos de aparejo (redes o líneas de pesca) que ejerzan mucha presión y corten la piel de las tortugas, ya que podrían estar creando un «torniquete». Es recomendable que este tipo de situaciones se atiendan en instalaciones intrahospitalarias (ex situ), ya que podría darse una hemorragia. En el caso de realizar las acciones in situ, el especialista debe asegurarse de tener a la mano todos los implementos para detener la hemorragia a tiempo. De observar líneas de pesca salir o entrar del cuerpo de la tortuga, se recomienda cortar el hilo lo más cerca posible del orificio de entrada (ej.: boca, cloaca). No se recomienda jalar la línea. Cabe mencionar que las redes de pesca suelen dañar las aletas, por lo que es importante verificar la movilidad de estas antes de liberar a la tortuga (Sepúlveda et al., 2009). Si se ha producido alguna lesión en el tejido blando, debe ser tratada acorde a la sección 6.4.1.1. Para más información sobre el tratamiento de tortugas varadas que han interactuado con aparejos de pesca, se recomienda revisar Di Bello et al. (2017), FAO & ACCOBAMS (2018) y Gerosa & Aureggi (2001).

Figura 27
Espécimen de Chelonia mydas enmallada en red de pesca.

Nota. Foto: ProDelphinus.

6.4.4.2. Material plástico y/o desechos no biodegradables
La obstrucción gastrointestinal (impactación u obstrucción del intestino) puede darse cuando las tortugas marinas comen desechos no biodegradables como el plástico, vidrio o metal, que se confunden con alimento. Los plásticos en particular, incluyendo bolsas y material de envolturas, están dispersos por los océanos y ocasionan daños considerables a las tortugas y otros tipos de vida marina (Bjorndal et al., 1994). Este problema se agrava si se considera que al año ingresan al océano entre 4.8 y 12.7 millones de toneladas métricas de plástico (Jambeck et al., 2015).

En algunas ocasiones, el material ingerido puede ser expulsado por el animal posteriormente. Debe tenerse en cuenta la hidratación de la tortuga, para que el paso del material extraño sea estimulado y se evite una cirugía. Cabe señalar que las tortugas no suelen alimentarse a voluntad si se encuentran muy deshidratadas, lo que puede hacer que sus intestinos dejen de funcionar y no se defeque el material extraño. En estos casos, hay que realizar acciones similares al manejo de los anzuelos (ver sección 6.4.4.1), teniendo en cuenta cortar el material expuesto, ya sea por la boca o cloaca, lo más cercano posible a la tortuga, dejando la «menor» cantidad de material en el interior de esta. Para más información, revisar Stamper et al. (2009) y Williams et al. (2013).

6.4.4.3. Aceite, combustible y otras toxinas

Los contaminantes como los combustibles fósiles, los metales pesados y las toxinas ambientales son un problema para las tortugas marinas a nivel mundial. El aceite y sus subproductos pueden ser problemáticos tanto por ingestión como por contaminación de la superficie. Los metales pesados y las toxinas se ingieren a través de la contaminación del agua y las presas (Wyneken et al., 2005). Externamente, las sustancias aceitosas y los combustibles se pueden eliminar con baños de detergente seguros para animales, aceite vegetal o mayonesa; esta última es la más recomendada. Después de cubrir a la tortuga marina con mayonesa, debe ser enjuagada (Wyneken et al., 2005). El proceso se repite hasta que la tortuga esté limpia. Si la cabeza está afectada, se debe comenzar con las fosas nasales y la boca (al secarse, estas sustancias pueden ocluir la boca, pegarse a las mandíbulas y obstruir parcialmente las vías respiratorias). La boca puede ser limpiada con paños empapados con aceite o mayonesa (Sociedad Española de Cetáceos, 1999; Walsh, 2000), con la ayuda de un abrebocas, madero o madejo de cuerdas para mantenerla abierta. Las fosas nasales pueden ser limpiadas con hisopos, evitando introducir la sustancia contaminante (Sepúlveda et al., 2009). Los hisopos también son útiles para limpiar los párpados. Si existiesen capas muy gruesas de contaminantes sobre el cuerpo del animal, se pueden retirar con un raspado suave con paletas o cucharillas (Farré et al., 2007).

La contaminación interna se puede contrarrestar con carbón activado, de 2-8 g/kg por día. Además, debe hacerse monitoreo sanguíneo, hemograma y química cada 3-5 días (ver sección 7.3.2), ya que Lutcavage et al. (1995) registraron alteraciones en los conteos y la morfología de las células sanguíneas, al igual que cambios en la mucosa y piel por la ingesta de ciertos contaminantes. Estas alteraciones pueden llevar a infecciones secundarias. De igual forma, una vez implementados los tratamientos respectivos, reportan que las alteraciones fisiológicas se pueden resolver en un periodo mínimo de 21 días, pero los efectos biológicos secundarios del petróleo en las tortugas marinas siguen siendo completamente desconocidos.

Es importante recordar que todo personal interviniendo debe usar equipo de protección personal cuando manipulen animales engrasados. Para más información y material de apoyo para el manejo correcto en casos de contaminación con petróleo y derivados, revisar Shinegaka (2010).

6.4.5. Epibiota y parásitos

La epibiota (ej.: balanos) y los parásitos (ej.: sanguijuelas) se encuentran de manera natural en la superficie de las tortugas marinas, por lo que no se recomienda su remoción a menos que sea evidente el daño o debilitamiento que este le causa a la tortuga marina. En ambos casos, se recomienda colocar a la tortuga en un baño de agua dulce por al menos 24 horas para desprender y matar a los parásitos y al epibiota. Para esto, se debe verificar si el animal puede levantar la cabeza para respirar.

Los balanos u otra epibiota incrustante pueden encontrarse en grandes cantidades en la superficie de las tortugas marinas y causar estrés, debido a que algunos pueden incrementar la resistencia superficial al flujo de agua o dañar el caparazón, piel y huesos, facilitando la entrada de microorganismos patógenos (George, 1997). Una gran cantidad de balanos alrededor de la boca podría indicar que la tortuga no se ha estado alimentando adecuadamente por un largo periodo, siendo un indicio de alguna enfermedad o lesión que requiere tratamiento. Como se menciona líneas arriba, una tortuga debe ser sometida a un baño de agua dulce para matar la epibiota. Luego de este baño, hay que remover con cuidado la epibiota incrustante de manera individual, puede ser insertando la punta de un desarmador o un cincel entre la epibiota incrustante y la tortuga, y girar suavemente para separarlo (Phelan & Eckert, 2006) (Figura 28). Los instrumentos deben ser desinfectados antes y después del procedimiento para evitar diseminación de microrganismos. En caso se produzca sangrado, se debe aplicar polvo coagulante y presionar con una gasa limpia; pero en caso se produzca una herida, esta debe ser tratada de acuerdo con la sección 6.4.1. Si un balano está profundamente incrustado, o al quitarlo causaría mucho daño a la tortuga, este no debe ser retirado (Phelan & Eckert, 2006). Al igual que la epibiota, las sanguijuelas y otros ectoparásitos pueden encontrarse en grandes cantidades y alojarse en la piel, particularmente en zonas axilares, inguinales o hasta alrededor del ojo, boca, narinas y cloaca. También pueden encontrarse huevecillos de sanguijuelas de color amarillo o café (Figura 29) en el caparazón, plastrón o escamas de las aletas (George, 1997). La proliferación de sanguijuelas puede causar anemia; en estos casos, luego del baño en agua dulce, se deben retirar las sanguijuelas y huevecillos con el uso de espátulas, raspando la superficie donde están adheridas (Choy et al., 1989).

Figura 28
Remoción de epibiota incrustante en el caparazón de una tortuga marina.

Nota. Foto: Flor David.

Figura 29
Huevecillos de sanguijuelas adheridos en las aletas de un espécimen de Chelonia mydas.

Nota. Foto: ProDelphinus.

6.5. ALIMENTACIÓN DURANTE LA REHABILITACIÓN

6.5.1. Selección de alimento

Al ingresar a un proceso de rehabilitación, las tortugas, generalmente, se encuentran desnutridas. Estabilizar a la tortuga con electrolitos es la preocupación prioritaria. La mayoría de los reptiles están adaptados a períodos extensos de ayuno, por lo que es necesario una bioquímica sanguínea para determinar que no exista daño hepático como consecuencia de la emaciación (ver sección 6.3.2.). La ganancia de peso es una prioridad, por lo que la selección de alimentos necesita basarse en las

tasas de calorías, grasas, proteínas, vitaminas y minerales. Desde el principio debe ofrecerse una dieta saludable, balanceada y variada, aunque las proporciones de los componentes de la dieta irán cambiando en el tiempo, según las necesidades nutricionales (Bluvias & Eckert, 2010).

Generalmente, las tortugas marinas son poco selectivas en los alimentos que comen, y los individuos cautivos a menudo son alimentados con una selección de vegetales mezclados con peces e invertebrados. Se han utilizado con éxito diversos piensos comerciales granulados para tortugas, como la comida modificada para truchas y dietas a base de gelatina. También pueden ser alimentadas con camarones, cangrejos y otros invertebrados. El calamar se usa a menudo porque es asequible, y las tortugas marinas lo aceptan fácilmente. Además, se puede utilizar eficazmente para incitar a las tortugas a comer o consumir sus medicamentos. Sin embargo, el calamar tiene un alto contenido de fósforo (P) y un bajo contenido de calcio (Ca), por lo que solo debe utilizarse para estos propósitos y nunca como única fuente de proteína en una dieta a largo plazo. Los estudios que documentan las proporciones plasmáticas de Ca: P en tortugas marinas silvestres y cautivas demuestran que los desequilibrios en estas proporciones pueden causar enfermedad ósea metabólica (Norton, 2005). Las proporciones Ca:P en el plasma de tortugas marinas se pueden usar para monitorear la salud de las tortugas en cautiverio, pero esto es más preocupante para las tortugas marinas bajo cuidados a largo plazo. Aún no se han determinado las proporciones óptimas de Ca: P para la mayoría de las especies de tortugas marinas, pero se prefieren los alimentos con proporciones conocidas entre 1:1 y 1:2 (George, 1997). Es importante recordar que cuanto más naturales sean los alimentos suministrados en cautiverio, mayor será la eficacia de la rehabilitación y de encontrarse aptas para la liberación (Bluvias & Eckert, 2010).

Las comidas deben prepararse en buenas condiciones sanitarias, pesarse y registrarse adecuadamente para cada tortuga antes de ser alimentada. Cualquier alimento no consumido se recoge y desecha. Además, los alimentos no deben compartirse entre individuos (Bluvias & Eckert, 2010). A continuación, se describen algunas dietas especiales:

A nivel mundial, la tortuga verde (*C. mydas)* es considerada como herbívora. Tiene una digestión fermentativa, presentando un intestino con características morfológicas y fisiológicas especializadas. El tamaño de las partículas de los alimentos, la proporción de vegetales a forrajear, y la proporción de material vegetal y animal, pueden afectar la digestibilidad y la asimilación de energía y nutrientes (Bjorndal et al., 1994). Es un error común alimentar a las tortugas verdes cautivas con una dieta estricta de lechuga, que, a diferencia de una dieta de pastos marinos, es pobre en nutrientes. En Perú se ha descubierto que las tortugas verdes son omnívoras, ya que consumen algas como *Caulerpa filiformis*, *Rhodymenia corallina*, así como

huevos de calamar *Loligo gahi*, medusas del género Stomolophus y peces del género Aphosporosus (Jiménez et al., 2017).

En el caso de la tortuga laúd (*D. coriacea*), esta no debe ser confinada. Las necesidades únicas de la especie, como natación de larga distancia sin obstáculos y dieta basada en medusas, no se pueden satisfacer sin instalaciones especializadas y un personal altamente capacitado y experimentado (Bluvias & Eckert, 2010).

6.5.2. Cantidad de alimento

La cantidad de alimento ofrecido por comida depende de factores como los valores sanguíneos, tamaño de la tortuga, especie, condición física y la frecuencia en la que será alimentada. Cada tortuga que llega lo hace en diferentes condiciones, y con sus propias necesidades nutricionales. Las personas encargadas y los veterinarios deben decidir la ración y la frecuencia de administración del alimento. La dieta «adecuada» para cada tortuga debe basarse, en parte, en la experiencia y observación del comportamiento y la condición del animal.

En rasgos generales, una tortuga debe ser alimentada 1-5 % de su peso. Para una tortuga con emaciación, en rehabilitación, una dieta del 5 % puede ser demasiado, por lo que deben ofrecerse comidas, en principio, pequeñas e irlas aumentando gradualmente hasta alcanzar la cantidad prescrita. Para tortugas que van ganando peso y que se encuentran en transición de una dieta de rehabilitación intensiva a una dieta de mantenimiento, las comidas deben reducirse gradualmente a 1-1.5 % del peso.

En general, las tortugas son alimentadas de 1 a 3 veces por día. El número de comidas depende de la cantidad de alimento deseado para que la tortuga consuma, al igual que la frecuencia en la que los medicamentos correspondientes sean administrados. Así, las comidas pueden programarse para que se sincronicen con la hora de administrar medicamentos orales que necesiten ser dados más de una vez al día o en momentos separados. Las raciones adicionales pueden ser dadas a tortugas que necesitan más comida o para estimular a individuos reacios a alimentarse. Por estas y otras razones, generalmente, se prefiere suministrar varias comidas más pequeñas en lugar de comidas más grandes pero con menor frecuencia. Asimismo, se requiere minimizar los alimentos grandes para reducir el riesgo de obstrucción intestinal (Bluvias & Eckert, 2010).

6.5.3. Preparación y almacenamiento del alimento

Cada instalación debe tener un área designada para almacenar el alimento, y otra con un congelador y refrigerador funcional. Algunos vegetales y medicamentos deben refrigerarse; de lo contrario, los nutrientes pueden perderse. Otros alimentos para las tortugas, como los peces, pueden servir como medio para el crecimiento de bacterias, si no se refrigeran debidamente (Bernard et al., 1997). De manera general, la comida marina,

incluyendo la pesca fresca, debe mantenerse congelada, para evitar el crecimiento de bacterias potencialmente dañinas y eliminar estadios intermedios de algunos parásitos.

La integridad nutricional de los pescados se mantiene durante el descongelamiento, al colocarlos ligeramente cubiertos en el área de refrigeración y descongelarlos casi al momento de ofrecerlos como alimento. El pescado puede descongelarse con seguridad en el refrigerador a una temperatura de 2.0-3.5 °C. Otros métodos (microondas, agua corriente) solo pueden ser empleados en situaciones de emergencia. No se recomienda descongelar a temperatura ambiente, ya que acelera el crecimiento de bacterias y produce daño tisular oxidativo, afectando la calidad y palatabilidad del alimento.

Como en el caso del pescado, todo alimento debe ser descongelado en el refrigerador. Al momento de ofrecerlo, se saca, pesa, corta y ubica en los contenedores designados para cada tortuga, y después se coloca nuevamente en el refrigerador hasta el momento de la próxima comida. Transportar los alimentos en hielo es una manera segura de mantener una temperatura óptima. Se recomienda nunca volver a congelar alimento que haya sido preparado pero no consumido.

Es importante recordar que los utensilios utilizados para cortar y manipular el alimento deben ser lavados con jabón y agua, así como desinfectados después de cada uso. Finalmente, los utensilios deben ser almacenados adecuadamente.

6.5.4. Técnicas de alimentación

A continuación se detallan 3 técnicas de alimentación para tortugas marinas. Es importante recordar que estos animales se alimentan en el mar. En el proceso de rehabilitación se deben tomar las medidas adecuadas para que el ambiente simule el medio natural. Por ende, tanto la alimentación a voluntad como la asistida se llevan a cabo en los tanques de agua, donde las tortugas vienen recuperándose.

6.5.4.1. A voluntad

Consiste en arrojar alimentos preparados en el tanque. Para promover el «forrajeo », los alimentos tienen que estar dispersos y no concentrados en un área. Posteriormente, el personal debe alejarse para disminuir la posibilidad de que la tortuga asocie la presencia humana con la comida. Si el alimento consiste en mariscos, estos tienen que ser desechados veinte minutos después de haber sido ofrecidos. Las verduras pueden permanecer hasta antes de la siguiente comida. Todo lo no ingerido debe ser pesado y registrado. Nunca se guarda ni reutiliza el alimento (Bluvias & Eckert, 2010; Hoopes et al., 2017).

6.5.4.2. Alimentación asistida

Ocasionalmente, las tortugas deben ser persuadidas antes de comer, hecho

que se conoce como alimentación asistida. Herramientas como pinzas o un palo pueden utilizarse para sostener la comida de forma segura mientras esta es agitada frente a la boca de una tortuga. Generalmente, las pinzas cortas son excelentes para las tortugas que suelen forrajear en o cerca de la superficie, mientras que las pinzas largas o un palo son más útiles para las que permanecen en el fondo del tanque. Se debe tener especial cuidado con los palos para evitar generar lesiones en las tortugas (Bluvias & Eckert, 2010; Hoopes et al., 2017). Una vez que la tortuga toma su alimento, la herramienta utilizada debe ser retirada del agua. Si la tortuga no come después de varios intentos, hay que esperar un tiempo prudente para volver a ofrecer el alimento. Se recomienda variar las horas del día y los alimentos ofrecidos, incluso intentar dar presas vivas. Cada herramienta utilizada en este tipo de alimentación debe ser desinfectada entre cada comida y entre individuos.

6.5.4.3. Alimentación por sonda

Las tortugas marinas pueden sobrevivir desde semanas hasta meses sin alimentarse. Sin embargo, si una tortuga no come o no puede hacerlo por su cuenta, la alimentación por sonda es la única opción. Las tortugas marinas severamente deshidratadas y debilitadas tienden a regurgitar la comida. Por ello, se debe confirmar que la tortuga esté en condición estable y haya recibido fluidos intravenosos o subcutáneos, además de haber realizado radiografías para descartar obstrucciones, antes de alimentar por sonda (Hoopes et al., 2017; Wyneken et al., 2005).

Según la condición física de la tortuga se escoge el líquido con el que se la alimentará vía sonda. Algunos expertos recomiendan mezclas menos viscosas para las más desnutridas, y más espesas para las de mejor condición física. Sin embargo, otros especialistas aconsejan que las mezclas más espesas sean para las tortugas más débiles, para evitar que estas regurgiten y aspiren el líquido; aunque se recomienda cambiarlas a mezclas más ligeras a medida que el animal se va fortaleciendo (Bluvias & Eckert, 2010; Wyneken et al., 2005).

Es responsabilidad del veterinario encargado elegir el tipo de mezcla. Además, debe determinar la frecuencia entre comidas y la cantidad de alimentos ofrecidos con base en los valores hematológicos, tamaño y peso de la tortuga, así como de los medicamentos a administrar. Entre los compuestos de la dieta por sonda, deben ofrecerse trozos de alimento entero. Por otro lado, el especialista debe estar atento y confirmar que la tortuga está defecando. Una vez que la tortuga pueda comer a voluntad, hay que interrumpir la alimentación por sonda (Bluvias & Eckert, 2010). Adicionalmente, se recomienda lo siguiente:

- Colocar la tortuga sobre una tabla acolchada con una inclinación de 30° a 90° para ayudar con la alimentación y prevenir la regurgitación (Figura 30).

- La boca del animal debe mantenerse abierta. Usualmente, al tocar la nariz la tortuga abre la boca. Se puede usar una cuerda enhebrada a través de un tubo flexible de gran calibre, especialmente para tortugas grandes. La clave de esta técnica es el borde liso del tubo, que debe ser lo suficientemente fuerte como para abrir la boca y lo suficientemente suave como para no dañar la ranfoteca.
- El mejor material para una sonda de alimentación es el nylon flexible reforzado. El largo de la sonda está relacionado con el tamaño de la tortuga, midiendo entre 30 y 76 cm de largo, y un diámetro entre un tubo de catéter de mariposa y una manguera de jardín.
- Antes de utilizar el tubo, debe ser lubricado externamente con aceite vegetal o de pescado u otro lubricante soluble en agua no tóxico.

Se recalca que la alimentación por sonda es la última opción, debido a que se pueden generar serias complicaciones. No debe intentarse más de una vez por día y, de preferencia, ser realizada por o bajo la guía de un experto (Hoopes et al., 2017).

Para más información y material de apoyo para la correcta alimentación en cautiverio, revisar la guía de Bluvias & Eckert (2010).

Figura 30
Alimentación forzada en especímenes de Chelonia mydas.

Nota. Fotos: Karumbé.

7 EUTANASIA

La eutanasia es un procedimiento que solo debe ser considerado en el peor de los casos. Antes de realizarla, es importante brindar al animal un ambiente seguro y bajo sombra para disminuir el estrés. La eutanasia es una opción en determinadas situaciones cuando (Bluvias & Eckert, 2010):

- Es necesario finalizar el sufrimiento de un animal con condición baja irreversible.
- La decisión y acto es dirigido por personal experimentado y calificado.
- Los materiales y equipo esenciales están disponibles.
- El procedimiento se realiza lo más humanamente posible.
- No hay un lugar para rehabilitación disponible o cercano.
- Es imposible el rescate.

Debido a que las tortugas marinas son ectotermas, tienen una mayor tolerancia a las variaciones de la temperatura, lo cual implica una menor sensibilidad del sistema nervioso central a episodios de poco o nulo oxígeno (hipoxia) (Bluvias & Eckert, 2010). Por ello, es posible verlas con respuestas a estímulos después de la aplicación de los métodos para eutanasia, especialmente los físicos. De igual forma, se puede observar el latido cardiaco hasta horas después de la eutanasia (Close et al., 1996).

En el Perú, la Ley Forestal y de Fauna Silvestre, Ley N.º 29763, y su reglamento dictaminado por Decreto Supremo N.º 019-2015-MINAGRI regulan la eutanasia en animales silvestres. En el Título XII de este Reglamento, «Medidas sanitarias y de control biológico», se establecen medidas en caso se diera un conflicto entre el humano y las especies silvestres, y se lista entre ellas la eutanasia como opción para la extracción sanitaria. De la misma manera, en el Título XXIV, «Infracciones y sanciones», se señala que la eutanasia también puede ser el destino de especies de fauna silvestre decomisada, incautada o declarada en abandono que no pueden ser liberadas o mantenidas en cautiverio. De acuerdo con esta Ley, la eutanasia en el Perú únicamente puede ser sugerida y realizada por un médico veterinario colegiado y habilitado, especialista en fauna silvestre, que posteriormente debe elaborar un informe médico del caso.

7.1. MÉTODOS QUÍMICOS

Pentobarbital sódico. Es el método más efectivo y humanitario para sacrificar un individuo. Se administra una dosis de 3 ml/5 kg de peso. Si la tortuga sigue viva después de 30 minutos de la primera administración, una dosis adicional de 1.5 ml/5 kg de peso puede ser necesaria. La mejor vía es intravenosa, en los senos cervicales, subcarapacial, muesca parietal o cualquier vaso expuesto. Si la vía intravenosa no está disponible, la vía intracelómica puede ser utilizada. Sin embargo, el intervalo de tiempo entre la dosis y la muerte es altamente variable (Norton, 2020).

Si se utiliza cloruro de potasio o sulfato de magnesio, primero se debe anestesiar al animal para que el procedimiento sea humanitario. También se puede usar la inyección de otros agentes, como una sobredosis de ketamina, telazol, dexmedetomidina, propofol y t61; en caso no haya dosis disponibles, se deja a consideración del médico veterinario (Norton, 2020).

7.2. MÉTODOS FÍSICOS

Estos son los últimos métodos a los que recurrir, solo implementados en caso de no poder realizar la metodología química. Implican riesgo para el personal e incertidumbre en lograr lo cometido; por ello, se requiere un especialista con experiencia previa.

Bala cautiva. Este método solo debe ser realizado por expertos que conozcan con exactitud dónde situar la pistola. Esta tiene que estar en correctas condiciones de mantenimiento, así como con el calibre y la longitud del cartucho adecuado. Previamente, el animal requiere ser inmovilizado para asegurar su sacrificio humanitario. El especialista que lo realice debe estar preparado ante el movimiento del animal. Si la bala atraviesa el cerebro, mata a la tortuga; de lo contrario, solamente la aturde. Hay que asegurar la muerte por destrucción del cerebro y evitar sufrimiento innecesario (Bluvias & Eckert, 2010; Close et al., 1996).

Nunca se debe matar a una tortuga por congelamiento. La decapitación en tortugas no es un método humano de sacrificio. Tampoco lo es el sacrificio con un arma regular, a menos que sea manejada por alguien entrenado.

7.3. NECROPSIA

Se recomienda que toda tortuga que sucumba por enfermedad o lesión, o haya sido sometida a eutanasia, sea recuperada para realizar la necropsia. La necropsia es la herramienta básica para comprender las causas de muerte, si un diagnóstico previo al deceso no pudo ser determinado. De igual forma, ofrece información útil, incluyendo el tipo de dieta y el estado reproductivo. Para una necropsia precisa se debe examinar el cadáver tanto externa como internamente, registrando de forma minuciosa lesiones o anormalidades (Bluvias & Eckert, 2010). Además, debe llevarse a cabo con medidas extremas de bioseguridad (WCS & SERFOR, 2016).

Lo ideal es que este procedimiento sea realizado en un laboratorio, a menos que se trate de una tortuga laúd, cuyo tamaño y peso limitaría su traslado. Por ende, las necropsias de individuos de esta especie se realizarían en la misma zona donde murieron. Para que los cadáveres sean trasladados, deben ser colocados en bolsas negras. De no poder realizar la necropsia de manera inmediata, el cuerpo debe ser conservado en refrigeración (aproximadamente a 4 °C), por un máximo de 24 horas. De no contar con un refrigerador, lo ideal es habilitar una caja térmica (cooler, caja de tecnopor) con bolsas de hielo especialmente para este fin. No se recomienda congelar los cadáveres antes de realizar la necropsia (WCS & SERFOR, 2016).

Para que se emita un informe oficial, la necropsia debe ser realizada por un

médico veterinario o patólogo, idealmente con experiencia en fauna silvestre. Este informe tiene que incluir:

- Observación y descripción macroscópica externa: esto incluye recolección de medidas biométricas: peso corporal, largo y ancho de cabeza, largo y ancho del caparazón, largo y ancho del plastrón, distancia entre plastrón y cloaca, y distancia entre plastrón y punta de la cola. Se debe verificar si hay signos de lesiones, como los causados en encuentros con embarcaciones (ej.: heridas por hélices), enredos con líneas de pesca, quemaduras con cuerdas, mordeduras de tiburón, entre otras. Además, se debe registrar si el animal cuenta con signos de emaciación. Asimismo, las extremidades deben ser examinadas por huecos o cicatrices de marcajes perdidos. Toda masa, hinchazón, decoloración y cicatriz debe ser registrada (Bluvias & Eckert, 2010).

- Observación y descripción macroscópica interna: se debe registrar el grosor y color de la grasa, así como de las glándulas y ganglios. Hay que observar la distribución anatómica de los órganos, cantidad, transparencia y color del líquido en la cavidad celómica, además de posibles adherencias. Cada órgano debe ser examinado, incluyendo: volumen, consistencia, color y alteraciones (Bluvias & Eckert, 2010; WCS & SERFOR, 2016).

- Toma de muestras: puede haber instituciones interesadas y autorizadas en colectar o en procesar las muestras, tales como universidades, centros de investigación, organizaciones no gubernamentales. Por este motivo, se recomienda contactarse con dichas instituciones antes de tomar y conservar las muestras (WCS & SERFOR, 2016).

A continuación se recomienda revisar Jacobson (2000), Work (2000) y Poppi & Marchiori (2017) como material de apoyo para la correcta realización de una necropsia.

7.4. DISPOSICIÓN DE RESTOS

Las medidas de bioseguridad deben tenerse siempre en cuenta a fin de disminuir el riesgo para los animales, las personas y el ambiente. El método de eliminación depende del número de individuos afectados, ubicación, infraestructura, disponibilidad de material de protección y desinfección, y apoyo logístico (WCS & SERFOR, 2016).

La guía de la WCS & SERFOR (2016) brinda algunas consideraciones generales para la disposición de cadáveres, que incluyen:

- Ningún espécimen deberá ser eliminado hasta que su muerte haya sido comprobada y se haya realizado el registro de mortalidad de manera apropiada.

- Si una tortuga fue sacrificada, el cadáver y despojos, así como todas las jeringas y demás equipos utilizados en la atención y sacrificio de dicho animal, deberán ser incinerados o desechados, teniendo en cuenta las normas de bioseguridad pertinentes. Los animales a los que se les administra agentes

eutanásicos nunca serán dispuestos en áreas donde puedan ser fuente de alimento para otras especies.

- Los cadáveres jamás se deben botar a la basura.

- Los cadáveres o despojos podrán pasar a formar parte de una muestra representativa de la autoridad competente (o instituciones educativas o científicas) como material para difusión y educación ambiental. Se recomienda tener a la mano los números de contacto de entidades científicas y/o académicas que puedan estar interesadas en utilizar los especímenes. La autoridad encargada de la disposición de cadáveres necesita asegurarse de que la institución cuente con los permisos de investigación o colecta, justificando siempre que no representan un riesgo sanitario.

- Los métodos de disposición de tejidos, productos y cadáveres se escogerán en función de las condiciones locales, la capacidad requerida, y a la disponibilidad de materiales, equipos y personal capacitado. Se debe contactar a la Dirección Ejecutiva de Salud Ambiental (DESA) de la Dirección Regional de Salud (DIRESA) para decidir el correspondiente método de disposición del cadáver (WCS & SERFOR, 2016) o a la municipalidad correspondiente. A continuación se señalan los más utilizados:

- **Entierro.** Método ideal para disponer de animales muertos. Se realiza de la siguiente forma:
  - Antes de colocar al animal en la fosa, hay que colocar una capa de cal viva.
  - También se debe colocar una capa de cal viva sobre el cadáver del animal.
  - La fosa para enterrar al animal debe tener al menos un metro de profundidad.
  - Para sellar la fosa, 40 cm antes de terminar de llenarla con tierra, es necesario aplicar una capa de cal viva en toda la superficie.
  - No se debe compactar la tierra una vez finalizado el proceso de sellado.
  - Aplicar carbonato de sodio o cal viva sobre la fosa y hasta 2 metros alrededor de ella.
  - Asegurarse de que ningún animal tenga acceso al perímetro del lugar de entierro.

- **Incineración.** Se recomienda cuando no es posible el entierro del animal. Se puede realizar en una hoguera o en fosa, controlando el fuego y que haya flujo de aire tanto por encima como debajo del cadáver; de esta manera, el fuego se mantiene vivo y se logra su distribución de manera uniforme hasta la destrucción completa del cadáver. Se recomienda la coordinación con la Fiscalía o Policía Nacional del Perú (PNP) para la certificación del acto. Existen entidades locales que cuentan con incineradores destinados a la destrucción de cadáveres, como crematorios de mascotas, hospitales, Policía Nacional, entre otros. Se recomienda

contactar a alguna de ellas.

Para más información y material de apoyo para la disposición correcta de cadáveres y otros restos, revisar Instituto Colombiano Agropecuario (ICA) (2010), Servicio Agrícola y Ganadero (SAG) (2017) y Baba et al. (2017).

REFERENCIAS

Acha, P. N., & Szyfres, B. (1987). Zoonoses and Communicable Diseases Common to Man and Animals. Pan American Health Organization/World Health Organization.

Ackerman, R. (1997). The Nest Environment and the Embryonic Development Of Sea Turtles. In P. L. Lutz, J. A. Musick and J. Wyneken (Eds.), The Biology of Sea Turtles, Volume I (pp. 83-106). CRC Press.

Aguirre, A. A., & Balazs, G. H. (2000). Blood Biochemistry Values of Green Turtles, Chelonia Mydas, With and Without Fibropapillomatosis. Comparative Haematology International, 10(3), 132-137. https://doi.org/10.1007/s005800070004

Alfaro-Shigueto, J., Mangel, J. C., Bernedo, F., Dutton, P. H., Seminoff, J. A., & Godley, B. J. (2011). Small-scale fisheries of Peru: a major sink for marine turtles in the Pacific. Journal of Applied Ecology, 48(6), 1432-1440. https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2011.02040.x

Australian Fisheries Management Authority. (2019). Handling practices guide for commonly caught bycatch species. Australian Government.

Baba, I. A., Banday, M. T., Khan, A. A., Khan, H. M., & Nighat, N. (2017). Traditional methods of carcass disposal: a review. Journal of Dairy, Veterinary & Animal Research, 5(1), 21-27.

Bachmann-Caller, V. M. (2018). Analysis of Sea Turtle and Marine Mammal Strandings along The Northern Coast of Peru Between 2003 and 2016: Patterns and Underlying Causes [Master's thesis, Universidad Andrés Bello]. https://repositorio.imarpe.gob.pe/handle/20.500.12958/3424

Bernard, J. B., Allen, M. E., Baer, D. J., Crissey, S. D., & Ullrey, D. E. (1997). Feeding captive piscivorous animals: Nutritional aspects of fish as food. Nutrition Advisory Group Handbook, Fact Sheet 005. https://nagonline.net/wp-content/uploads/2014/01/NAG-FS005-97-Fish-JONI-FEB-24-2002-MODIFIED.pdf

Bitón, S. (2009). Biología de las tortugas marinas e incidencia de la pesca de arrastre en su conservación en el Mediterráneo y Golfo de Cádiz. Asociación Chelonia.

Bjorndal, K. A., Bolten, A. B., & Lagueux, C. J. (1994). Ingestion of marine debris by juvenile sea turtles in coastal Florida habitats. Marine Pollution Bulletin, 28(3), 154-158. https://doi.org/10.1016/0025-326X(94)90391-3

Bluvias, J. E., & Eckert, K. L. (2010). Marine Turtle Trauma Response Procedures: A Husbandry Manual. Wider Caribbean Sea Turtle Conservation Network (WIDECAST) (p. 102).

Bolten, A. B., & Bjorndal, K. A. (1992). Blood profiles for a wild population of green turtles (Chelonia mydas) in the Southern Bahamas: Size-specific and sex-specific relationships. Journal of Wildlife Diseases, 28(3), 407-413. https://doi.org/10.7589/0090-3558-28.3.407

Campbell, T. W. (2004). Hematology of reptiles. In M. A. Thrall (Ed.), Veterinary hematology and clinical chemistry (pp. 277-297). Lippincott Williams & Wilkins.

Carpenter, J. W., & Marion, C. (2017). Exotic Animal Formulary. Elsevier.

Chaloupka, M., Work, T. M., Balazs, G. H., Murakawa, S. K. K., & Morris, R. (2008). Cause-specific temporal and spatial trends in green sea turtle strandings in the Hawaiian Archipelago (1982-2003). Marine Biology, 154(5), 887-898. https://doi.org/10.1007/s00227-008-0981-4

Chittick, E. J., Stamper, M. A., Beasley, J. F., Lewbart, G. A., & Horne, W. A. (2002). Medetomidine, ketamine, and sevoflurane for anesthesia of injured loggerhead sea turtles: 13 cases (1996-2000). Journal of the American Veterinary Medical Association, 221(7), 1019-1025. https://doi.org/10.2460/javma.2002.221.1019

Choy, B. K., Balazs, G. H., & Dailey, M. (1989). A new therapy for marine turtles parasitized by the piccolo leech, Ozobranchus branchiate. Herpetol Rev, 20(4), 89-90.

Ciccarelli, S., Valastro, C., Di Bello, A., Paci, S., Caprio, F., Corrente, M. L., Trotta, A., & Franchini, D. (2020). Diagnosis and Treatment of Pulmonary Disease in Sea Turtles (Caretta caretta). Animals, 10(8), 1355. https://doi.org/10.3390/ani10081355

Clauss, T., Papich, M. G., Coy, S., Hernandez-Divers, S., Berzins, I. K., & Budsberg, S. C. (2007). Pharmacokinetics of Meloxicam in Loggerhead Sea Turtles (Caretta caretta) After Single Dose Intravenous Administration. IAAAM 2007. https://www.vin.com/apputil/content/defaultadv1.aspx?pId=11235&meta=generic&catId=31838&id=3981292&ind=90&objTypeID=17

Close, B., Banister, K., Baumans, V., Bernoth, E. M., Bromage, N., Bunyan, J., Erhardt, W., Flecknell, P., Grefory, N., Hackbarth, H., Morton, D. y Warwick, C. (1996). Recomendaciones para la Eutanasia de los Animales de Experimentación: Parte 2. 30, 293-316.

Cobos, R. M. y Ribas, R. (1987). Reptiles: Tortugas, Serpientes, Lagartos. Revista de AVEPA, 7(8), 133-150.

Comisión Permanente del Pacífico Sur (CPPS). (2007). Programa Regional para la Conservación de las Tortugas Marinas en el Pacífico Sudeste. Secretaría Ejecutiva del Plan de Acción para la Protección del Medio Marino y Áreas Costeras del Pacífico Sudeste, 25.

Córdova-Zavaleta, F., Acuña-Perales, N., Alfaro-Shigueto, E., Alfaro-Shigueto, J. y Mangel, J. C. (2020). Guía para la evaluación y mitigación de capturas incidentales de tortugas marinas y otros depredadores superiores en pesquerías artesanales. ProDelphinus

Dailey, M. D., & Morris, R. (1995). Relationship of parasites (Trematoda: Spirorchidae) and their eggs to the occurrence of fibropapillomas in the green turtle (Chelonia mydas). Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences, 52(S1), 84-89. https://doi.org/10.1139/F95-512

Deem, S. L., Norton, T. M., Mitchell, M., Segars, A., Alleman A. R., Cray, C., Poppenga, R. H., Dodd, M., Karesh, W. B. (2009). Comparison of blood values in foraging, nesting, and stranded loggerhead turtles (Caretta caretta) along the coast of Georgia, USA. J Wildl Dis, 45(1), 41-56.

De la Barra-Gómez, M. G. (2021). Evaluación de las causas de muerte de tortugas verdes del Pacífico Este Chelonia mydas agassizii en la costa norte del Perú entre noviembre del 2018 y julio del 2019 [Tesis para obtener título profesional, Universidad Científica del Sur]. https://repositorio.cientifica.edu.pe/handle/20.500.12805/1620

Di Bello, A., Mader, D. R., & Mettee, N. (2017). Chapter 23. Surgery. In C. A. Manire, T. M. Norton, B. A. Stacy, C. J. Innis, & C. A. Harms (Eds.), Sea Turtle Health & Rehabilitation (pp. 551-610). J. Ross Publishing.

Eckert, K. L., Bjorndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A. y Donnelly, M. (Eds.). (2000). Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas, 4. UICN/CSE Grupo Especialista en Tortugas Marinas Publicación.

Fahlman, A., Crespo-Picazo, J. L., Sterba-Boatwright, B., Stacy, B. A., & Garcia-Parraga, D. (2017). Defining risk variables causing gas embolism in loggerhead sea turtles (Caretta caretta) caught in trawls and gillnets. Scientific Reports, 7(1), 2739. https://doi.org/10.1038/s41598-017-02819-5

FAO & ACCOBAMS. (2018). Good practice guide for the handling of sea turtles caught incidentally in Mediterranean fisheries. FAO.

Farré, J. M. A., Lopez, A., & Llarena, M. (2007). Protocolos especiales de actuación en casos de petroleamiento masivo de tortugas y mamíferos marinos. Servicio Veterinario da Rede de Varamentos de Galicia. Coordinadora para o Estudio dos Mamíferos Mariños, CEMMA.

Fenner, F. J., McAuslan, B. R., Mims, C. A., Sambrook, J., & White, D. O. (1974). The Biology of Animal Viruses. Academic Press. https://books.google.cl/books?hl=es&lr=&id=9TLLBAAAQBAJ&oi=fnd&pg=PP1&dq=Fenner,+F.,+B.+R.+McAuslan,+C.+A.+Mims,+J.+Sambrook+y+D.+O.+White.+1974.+The+Biology+of+Animal+Viruses,&ots=michTvTBPB&sig=j3KUISYS-ynB6IkDrq

qgasS0H6Y#v=onepage&q&f=false

Fernández, I., Retamal, M. A., Mansilla, M., Yáñez, F., Campos, V., Smith, C., Puentes, G., Valenzuela, A., & González, H. (2015). Analysis of epibiont data in relation with the Debilitated Turtle Syndrome of sea turtles in Chelonia mydas and Lepidochelys olivacea from Concepción coast, Chile. Latin American Journal of Aquatic Research, 43(5), 1024-1029. https://doi.org/10.3856/vol43-issue5-fulltext-23

Flint, M., Morton, J. M., Limpus, C. J., Patterson-Kane, J. C., Murray, P. J., & Mills, P. C. (2009). Development and application of biochemical and haematological reference intervals to identify unhealthy green sea turtles (Chelonia mydas). The Veterinary Journal, 185(3), 299-304. https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2009.06.011

Forsberg, K. S., Casabonne, F., & Castillo Torres, J. (2012). First evidence of green turtle nesting in Peru. Marine Turtle Newsletter, 133, 9-11.

García-Párraga, D., Crespo-Picazo, J. L., Bernaldo de Quirós, Y., Cervera, V., Martí-Bonmati, L., Díaz-Delgado, J., Arbelo, M., Moore, M., Jepson, P. D., & Fernández, A. (2014). Decompression sickness ('the bends') in sea turtles. Diseases of Aquatic Organisms, 111(3), 191-205. https://doi.org/10.3354/dao02790

George, R. H. (1997). Health Problems and Diseases of Sea Turtles. In P. L. Lutz & J. A. Musick (Eds.), The Biology of Sea Turtles (1st Edition) (pp. 363-385). CRC Press.

Geraci, J. R., Lounsbury, V. J., & Yates, N. (2005). Marine Mammals Ashore: A Field Guide for Strandings (Second Edition). Semantic Scholar.

Gerosa, G., & Aureggi, M. (2001). Sea Turtle Handling Sea Turtle Handling Guidebook for Fishermen. United Nations Environment Programme.

Goldberg, D. W., Leitao, S. A. T., Godfrey, M. H., Lopez, G. G., Santos, A. J. B., Neves, F. A., Garcia de Souza, E. P., Sanchez Moura, A., Bastos, J. d. C., & Bastos, V. L. F. d. C. (2013). Ghrelin and leptin modulate the feeding behaviour of the hawksbill turtle Eretmochelys imbricata during nesting season. Conservation Physiology, 1(1). https://doi.org/10.1093/conphys/cot016

Herbst, L. H. (2000). Enfermedades Infecciosas en Tortugas Marinas. En K. L. Eckert, K. A. Bjorndal, F. A. Abreu-Grobois y M. Donnelly (Eds.), Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas, 4 (pp. 239-245). UICN/CSE Grupo Especialista en Tortugas Marinas Publicación.

Holz, P. (2006). Renal anatomy and physiology. In D. R. Mader (Ed.), Reptile Medicine and Surgery (pp. 135-144). Saunders-Elsevier.

Hoopes, L. A., Koutsos, E. A., & Norton, T. M. (2017). Chapter 4. Nutrition. En C. A. Manire, T. M. Norton, B. A. Stacy, C. J. Innis, & C. A. Harms (Eds.), Sea Turtle Health & Rehabilitation (pp. 63-96). J. Ross Publishing.

Innis, C. J., Hernandez-Divers, S., & Martinez-Jimenez D. (2007). Coelioscopic-assisted pre-femoral oophorectomy in chelonians. Journal of the American Veterinary Medical Association, 230(7), 1049-1052. https://doi.org/10.2460/javma.230.7.1049

Innis, C. J., Ravich, J. B., Tlusty, M. F., Hoge, M. S., Wunn, D. S., Boerner-Neville, L. B., Merigo, C., & Weber, E. S. (2009). Hematologic and plasma biochemical findings in cold-stunned Kemp's ridley turtles: 176 cases (2001–2005). Journal of the American Veterinary Medical Association, 235(4), 426-432. doi:10.2460/javma.235.4.426

Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). (28 de diciembre de 2010). ICA hace recomendaciones para el manejo de cadáveres de animales. https://www.ica.gov.co/noticias/pecuaria/2010/ica-hace-recomendaciones-para-el-manejo-de-cadaver

Jacobson, E. R. (2000). Toma de Muestras de Tejidos y Técnicas para la Necropsia. En K. L. Eckert, K. A. Bjorndal, F. A. Abreu-Grobois y M. Donnelly (Eds.), Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas, 4 (pp. 246-251). UICN/CSE Grupo Especialista en Tortugas Marinas Publicación.

Jambeck, J. R., Geyer, R., Wilcox, C., Siegler, T. R., Perryman, M., Andrady, A., Narayan, R., & Law, K. L. (2015). Plastic waste inputs from land into the ocean. Science, 347(6223), 768-771. https://doi.org/10.1126/science.1260352

Jiménez, A., Pingo, S., Alfaro-Shigueto, J., Mangel, J. C., & Hooker, Y. (2017). Feeding ecology of the green turtle Chelonia mydas in northern Peru. Latin American Journal of Aquatic Research, 45(3), 585-596. https://doi.org/10.3856/VOL45-ISSUE3-FULLTEXT-8

Kelez, S., Velez-Zuazo, X., Angulo, F., & Manrique, C. (2009). Olive Ridley Lepidochelys olivacea Nesting in Peru: The Southernmost Records in the Eastern Pacific. Marine Turtle Newsletter, 126, 5-9.

Labrada-Martagón, V., Méndez-Rodríguez, L. C., Gardner, S. C., Cruz-Escalona, V. H., & Zenteno-Savín, T. (2010). Health Indices of the Green Turtle (Chelonia mydas) Along the Pacific Coast of Baja California Sur, Mexico. II. Body Condition Index. Chelonian Conservation and Biology, 9(2), 173-183. https://doi.org/10.2744/CCB-0807.1

Lafortune, M., Wellehan, J. F. X., Heard, D. J., Rooney-DelPino, E., Fiorello, C. V., & Jacobson, E. R. (2005). Vacuum-assisted Closure (Turtle VAC) in the Management of Traumatic Shell Defects in Chelonians. Journal of Herpetological

Medicine and Surgery, 15(4), 4-8. https://doi.org/10.5818/1529-9651.15.4.4

Limpus, C. J., & Casale, P. (2015). Loggerhead Turtle (Caretta caretta) - South Pacific subpopulation [The IUCN Red List of Threatened Species, 8235]. International Union for Conservation of Nature.

Linton, A. H., Hugo, W. B., & Russell, A. D. (1987). Disinfection in veterinary and farm animal practice. Blackwell Scientific Publications.

Lutcavage, M. E., Lutz, P. L., Bossart, G. D., & Hudson, D. M. (1995). Physiologic and clinicopathologic effects of crude oil on loggerhead sea turtles. Archives of Environmental Contamination and Toxicology, 28(4). 417-422. https://doi.org/10.1007/BF00211622

Lutcavage, M. E., & Lutz, P. (1997). Diving physiology. In P. L. Lutz & J. A. Musick (Eds.), The Biology of Sea Turtles. CRC Press.

MacLean, R. A., Harms, C. A., & Braun-McNeill, J. (2008). Propofol Anesthesia In Loggerhead (Caretta caretta) Sea Turtles. Journal of Wildlife Diseases, 44(1), 143-150. https://doi.org/10.7589/0090-3558-44.1.143

Mader, D. R. (2006). Reptile medicine and surgery (2nd ed). Saunders Elsevier.

Mettee, N. (2020a). Physical Exam. In T. Norton & N. Metter (Eds.), Marine turtle trauma response procedures: A veterinary guide. WIDECAST Technical Report No. 20. https://seaturtleguardian.org/physical-exam

Mettee, N. (2020b). Radiographic Technique. In T. Norton & N. Metter (Eds.), Marine turtle trauma response procedures: A veterinary guide. WIDECAST Technical Report No. 20. https://seaturtleguardian.org/radiographic-technique

Mettee, N. (2020c). Wound Management / V.A.C. Therapy. In T. Norton & N. Metter (Eds.), Marine turtle trauma response procedures: A veterinary guide. WIDECAST Technical Report No. 20. https://seaturtleguardian.org/wound-management-v-a-c-therapy

Meylan, A. B., & Meylan, P. A. (1999). Introduction to the Evolution, Life History, and Biology of Sea Turtles. In K. L. Eckert, K. A. Bjorndal, F. A. Abreu-Grobois, & M. Donnelly (Eds.), Research and Management Techniques for the Conservation of Sea Turtles. IUCN/SSC Marine Turtle Specialist Group Publication No. 4.

Meylan, P., Meylan, A., & Outerbridge, M. (2008). Procedures manual for the Bermuda Turtle Project. Bermuda Turtle Project.

Miller, J. D. (1996). Reproduction in Sea Turtles. In P. L. Lutz, & J. A. Musick (Eds.), The Biology of Sea Turtles, Volume I (pp. 51-81). CRC Press. https://doi.org/10.1201/9780203737088

Mortimer, J. A., & Donnelly, M. (2008). Eretmochelys imbricata [The IUCN Red List of Threatened Species], 1-40. International Union for Conservation of Nature. https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2008.RLTS.T8005A12881238.en

NOAA Fisheries. (n. d.). Understanding Marine Wildlife Stranding and Response.

Norton, T. M. (2005). Chelonian Emergency and Critical Care. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine, 14(2), 106-130. https://doi.org/10.1053/j.saep.2005.04.005

Norton, T. (2020). Debilitated Sea Turtle Clinical Management. In T. Norton & N. Mettee (Eds.), Marine turtle trauma response procedures: A veterinary guide. WIDECAST Technical Report No. 20. https://seaturtleguardian.org/debilitated-turtle-syndrome

Norton, T., & Mettee, N. (2020). Euthanasia. In T. Norton & N. Mettee (Eds.), Marine turtle trauma response procedures: A veterinary guide. WIDECAST Technical Report No. 20. https://seaturtleguardian.org/euthanasia

Norton, T., & and Brooke, B. (2020). Formulary. In T. Norton and N. Mettee (Eds.), Marine turtle trauma response procedures: A veterinary guide. WIDECAST Technical Report No. 20. https://seaturtleguardian.org/formulary

Norton, T., & Wyneken, J. (2015). Body condition scoring the sea turtle.

Owens, D. W. (2000). Ciclos reproductivos y endocrinología. En K. L. Eckert, K. A. Bjorndal, F. A. Abreu-Grobois y M. Donnelly (Eds.), Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas, 4 (pp. 137-142). UICN/CSE Grupo Especialista en Tortugas Marinas Publicación.

Parga, M. (2012). Hooks and sea turtles: A veterinarian'S perspective. Bulletin of Marine Science, 88(3), 731-741.

Pardo, M. (2018). Central Venous Catheter Placement in Chelonians. LafeberVet. https://lafeber.com/vet/central-venous-catheters-in-chelonians/

Phelan, S. M. y Eckert, K. L. (2006). Procedimientos para Atender Traumas en Tortugas Marinas. Widecast Informe Técnico No. 4. Red de Conservación de Tortugas Marinas del Gran Caribe (WIDECAST).

Phillips, B. E., Posner, L. P., Lewbart, G. A., Christiansen, E. F., & Harms, C. A. (2017). Effects of alfaxalone administered intravenously to healthy yearling loggerhead sea turtles (Caretta caretta) at three different doses. Journal of the American Veterinary Medical Association, 250(8), 909-917. https://doi.org/10.2460/javma.250.8.909

Poppi, L., & Marchiori, E. (2017). Standard Protocol for Post-Mortem Examination on Sea Turtles. NetCet: IPA Adriatic Cross-Border Cooperation Programme.

Pritchard, M. H., & Kruse, G. O. W. (1982). The collection and preservation of animal parasites. University of Nebraska Press.

Pszonowsky, R., Rice, N., & Cheney, D. G. (2019). Finding the Keys to Safe Transport of Debilitated Turtles. SWOT.

Reckendorf, A., Tuxbury, K., Cavin, J., Silver, G., Brisson, J., McManus, C., Stacy, B., Merigo, C., & Innis, C. (2016). Laryngeal Paralysis in a Loggerhead Sea Turtle (Caretta caretta). Journal of Herpetological Medicine and Surgery, 26(1-2), 20. https://doi.org/10.5818/1529-9651-26.1-2.20

Regional Activity Centre for Specially Protected Areas. (2004). Guidelines to improve the involvement of marine rescue centres for marine turtles. RAC/SPA. https://www.rac-spa.org/sites/default/files/doc_turtles/glrs.pdf

Rusli, M. U. (2019). Nesting of Sea Turtles. In J. Vonk, & T. Shackelford (Eds.). Encyclopedia of Animal Cognition and Behavior (pp. 1-3). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-319-47829-6_628-1

Rutala, W. A. (1990). APIC guideline for selection and use of disinfectants. AJIC: American Journal of Infection Control, 18(2), 99-117. https://doi.org/10.1016/0196-6553(90)90089-B

Scheelings, T. F., Gatto, C., & Reina, R. D. (2020). Anaesthesia of hatchling green sea turtles (Chelonia mydas) with intramuscular ketamine-medetomidine-tramadol. Australian Veterinary Journal, 98(10), 511-516. https://doi.org/10.1111/avj.12996

Sepúlveda, J., Campalans, J., Rojas, P., Reyes, A., Bello, A., Ibañez, G. y Campalans, M. (2009). Manual de protocolos y procedimientos de rescate de vertebrados acuáticos. Pontificia Universidad Católica de Valparaíso.

Servicio Agrícola y Ganadero (SAG). (2017). Protocolo Disposición de Animales Muertos por Emergencia. Ministerio de Agricultura de Chile. https://www.sag.gob.cl/sites/default/files/protocolo-disposicion-de-animales-muertos-emergencias.version1.0.08.10.19.pdf

Shaver, D., & Teas, W. (1999). Stranding and Salvage Networks. In K. L. Eckert, K. A. Bjorndal, F. A. Abreu-Grobois, & M. Donnelly (Eds.), Research and Management Techniques for the Conservation of Sea Turtles. IUCN/SSC Marine Turtle Specialist Group Publication No. 4.

Shinegaka, G. (2010). Oil and Sea Turtles. Biology, Planning, and Response. US

NOAA National Ocean Service.

Snoddy J. E., Landon, M., Blanvillain, G., & Southwood, A. (2009). Blood Chemistry of Sea Turtles Captured in Gillnets in The Lower Cape Fear River, North Carolina, USA. Journal of Wildlife Management, 73(8), 1394-1401.

Sociedad Española de Cetáceos. (1999). Recopilación, Análisis, Valoración y Elaboración de Protocolos sobre las Labores de Observación, Asistencia a Varamientos y Recuperación de Mamíferos y Tortugas Marinas de las Aguas Españolas. Dirección General de Conservación de la Naturaleza de España.

Southwood, A. (2013). Physiology as Integrated Systems. In J. Wyneken, K. Lohmann, & J. A. Musick (Eds.), The Biology of Sea Turtles, Volume III. CRC Press.

Spadola, F., Barillaro, G., Morici, M., Nocera, A., & Knotek, Z. (2016). The practical use of computed tomography in evaluation of shell lesions in six loggerhead turtles (Caretta caretta). Veterinární Medicína, 61(7), 394-398. https://doi.org/10.17221/68/2015-VETMED

Spotila, J. R. (2004). Sea turtles: A complete guide to their biology, behavior, and conservation. Johns Hopkins University Press.

Stacy, N., & Boylan, S. (2014). Clinical Pathology of Sea Turtles. In T. Norton & N. Mettee (Eds.), Marine turtle trauma response procedures: A veterinary guide. WIDECAST Technical Report No. 20. https://seaturtleguardian.org/clinical-pathology-of-sea-turtles

Stacy, N. I., Lynch, J. M., Arendt, M. D., Avens, L., McNeill, J. B., Cray, C., Day, R. D., Harms, C. A., Lee, A. M., Peden-Adams, M. M., Thorvalson, K., Segars, A. L., & Norton, T. M. (2018). Chronic debilitation in stranded loggerhead sea turtles (Caretta caretta) in the southeastern United States: Morphometrics and clinicopathological findings. PLoS ONE, 13(7). https://doi.org/10.1371/journal.pone.0200355

Stamper, M. A., Harms, C., Epperly, S. P., Braun-McNeill, J., Avens, L. & Stoskopf, M. K. (2005). Relationship Between Barnacle Epibiotic Load And Hematologic Parameters In Loggerhead Sea Turtles (Caretta caretta), A Comparison Between Migratory And Residential Animals In Pamlico Sound, North Carolina. Journal of Zoo and Wildlife Medicine, 36(4), 635-641. https://doi.org/10.1638/04-074.1

State of New South Wales and Department of Planning, Industry and Environment. (2021). Guidelines for the initial treatment and care of rescued sea turtles. NSW Government. https://www.environment.nsw.gov.au/-/media/OEH/Corporate-Site/Documents/Animals-and-plants/Native-animals/rescued-sea-turtles-treatment-care-guidelines-210143.pdf

Stokes, L., & Epperly, S. P. (Eds.) (2008). Sea Turtle Research Techniques Manual (p. 92). National Marine Fisheries Service Southeast Fisheries Science Center.

Stokes, L., & Bergmann, C. (Eds.) (2019). Careful release protocols for sea turtle release with minimal injury. National Marine Fisheries Service Southeast Fisheries Science Center. https://doi.org/10.25923/mr6j-e506

Suarez-Yana, T. (2013). Valores hematológicos y bioquímicos en la tortuga verde (Chelonia mydas) en la Bahía de Sechura en Piura, Perú [Tesis doctoral, Universidad Peruana Cayetano Heredia].

Suarez-Yana, T., Montes, D. I., Zuñiga, R., Mangel, J. C., & Alfaro-Shigueto, J. (2016). Hematologic, Morphometric, and Biochemical Analytes of Clinically Healthy Green Sea Turtles (Chelonia mydas) in Peru. Chelonian Conservation and Biology, 15(1), 153-157. https://doi.org/10.2744/CCB-1160.1

Sykes, J. M., & Greenacre, C. B. (2006). Techniques for Drug Delivery in Reptiles and Amphibians. Journal of Exotic Pet Medicine, 15(3), 210-217. https://doi.org/10.1053/j.jepm.2006.06.007

Thomson, J. A., Burkholder, D., Heithaus, M. R., & Dill, L. M. (2009). Validation of a rapid visual-assessment technique for categorizing the body condition of green turtles (Chelonia mydas) in the field. Copeia, 2, 251-255. https://doi.org/10.1643/CE-07-227

Valente, A. L., Marco, I., Zamora, M. A., Parga, M. L., Lavín, S., Alegre, F., & Cuenca, R. (2007). Radiographic features of the limbs of juvenile and subadult loggerhead sea turtles (Caretta caretta). Canadian Journal of Veterinary Research, 71(4), 305-313.

Vélez-Rubio, G. M., Trinchin, R., Estrades, A., Ferrando, V., & Tomás, J. (2017). Hypothermic Stunning in Juvenile Green Turtles (Chelonia mydas) in Uruguayan Coastal Waters: Learning for Future Events. Chelonian Conservation and Biology, 16(2), 151-158. https://doi.org/10.2744/CCB-1243.1

Vivaldo, S. G., Sarabia, D. O., Salazar, C. P., Hernández, Á. G. y Lezama, J. R. (2006). Identificación de parásitos y epibiontes de la tortuga Golfina (Lepidochelys olivacea) que arribó a playas de Michoacán y Oaxaca, México. Veterinaria México, 37(4), 431-440.

Wallace, B. P., Tiwari, M., & Girondot, M. (2013). Dermochelys coriacea (East Pacific Ocean subpopulation) [The IUCN Red List of Threatened Species 2013: e.T46967807A46967809.]. International Union for Conservation of Nature. https://doi.org/10.2305/IUCN.UK.2013-2.RLTS.T46967807A46967809.en

Walsh, M. (2000). Rehabilitación de Tortugas Marinas. En K. L. Eckert, K. A.

Bjorndal, F. A. Abreu-Grobois y M. Donnelly (Eds.), Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas, 4 (pp. 232-238). UICN/CSE Grupo Especialista en Tortugas Marinas Publicación.

Walsh, M. T., Chittick, E. J., & Dold, C. (2007). Clinical Considerations of Hypoglycemia in Selected Aquatic Animals. IAAAM 2007.

WCS & SERFOR. (2016). Guía: Manejo de animales silvestres decomisados o hallados en abandono.

Werneck, M. R., Maranho, A., & Baldassin, P. (2014). An Alternative Blood Collection Site In Leatherback Turtles. Marine Turtle Newsletter, 142, 18-19.

Whiting, S. D., Guinea, M. L., Limpus, C. J., Fomiatti, K. (2007). Blood chemistry reference values for two ecologically distinct populations of foraging green turtles, eastern Indian Ocean. Comp Clin Pathol, 16, 109-118.

Work, T. M. (2000). Sea Turtle Necropsy Manual for Biologists in Remote Refuges. U. S. Geological Survey National Wildlife Health Center Hawaii Field Station. https://www.widecast.org/Resources/Docs/Work_2000_Sea_Turtle_Necropsy_Manual_ENG.pdf

Wyneken, J. (2004). La anatomía de las tortugas marinas. NOAA.

Wyneken, J., Epperly, S. P., Crowder, L. B., Vaughan, J., & Blair Esper, K. (2007). Determining sex in posthatchling loggerhead sea turtles using multiple gonadal and accessory duct characteristics. Herpetologica, 63(1), 19-30. https://doi.org/10.1655/0018-0831(2007)63[19:DSIPLS]2.0.CO;2

Wyneken, J., Lohmann, K. J., & Musick, J. A. (2013). The Biology of Sea Turtles, Volume III. CRC Press.

Wyneken, J., Mader, D. R., Weber III, E. S., & Merigo, C. (2005). Medical Care of Sea Turtles. In D. R. Mader (Ed.), Reptile Medicine and Surgery (pp. 972-1007). Elsevier

ANEXOS

ANEXO A. LISTA DE CONTACTOS DE LAS ARFFS EN LAS REGIONES DE LA COSTA PERUANA

El Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre (SERFOR) y las 13 Administraciones Técnicas Forestal y de Fauna Silvestre (ATFFS) abarcan 15 regiones del Perú y, a su vez, son las Autoridades Regionales Forestales y de Fauna Silvestre (ARFFS). Sin embargo, para las regiones de Tumbes y La Libertad, la ARFFS está representadas por el Gobierno regional.

El número a nivel nacional de Alerta SERFOR es (01) 225-9005 (Anexo 137) y el WhatsApp, 947588269. A su vez, los números telefónicos de las ATFFS en regiones costeras son:

- Piura (Piura): (073) 323029
- Lambayeque (Chiclayo): (074) 274054
- Ancash (Huaraz): (043) 396124
- Ica (Ica): 947944309
- Arequipa (Arequipa): (054) 234575
- Lima (Lima): (01) 4600873
- Moquegua-Tacna (Tacna): (052) 413936

Los números telefónicos de los Gobiernos regionales son:

- Tumbes: (072) 524390
- La Libertad: (044) 604000

Además, es importante contar con números telefónicos adicionales. Estos pueden ser el de la Dirección Ejecutiva de Protección del Medio Ambiente de la Policía Nacional del Perú, División de Investigación y Protección de la Fauna Silvestre: (511) 577-7447, y el del Ministerio del Ambiente (Minam), Dirección General de Diversidad Biológica (DGDB): (511) 611-6000 / Línea Verde: 0800-00-660.

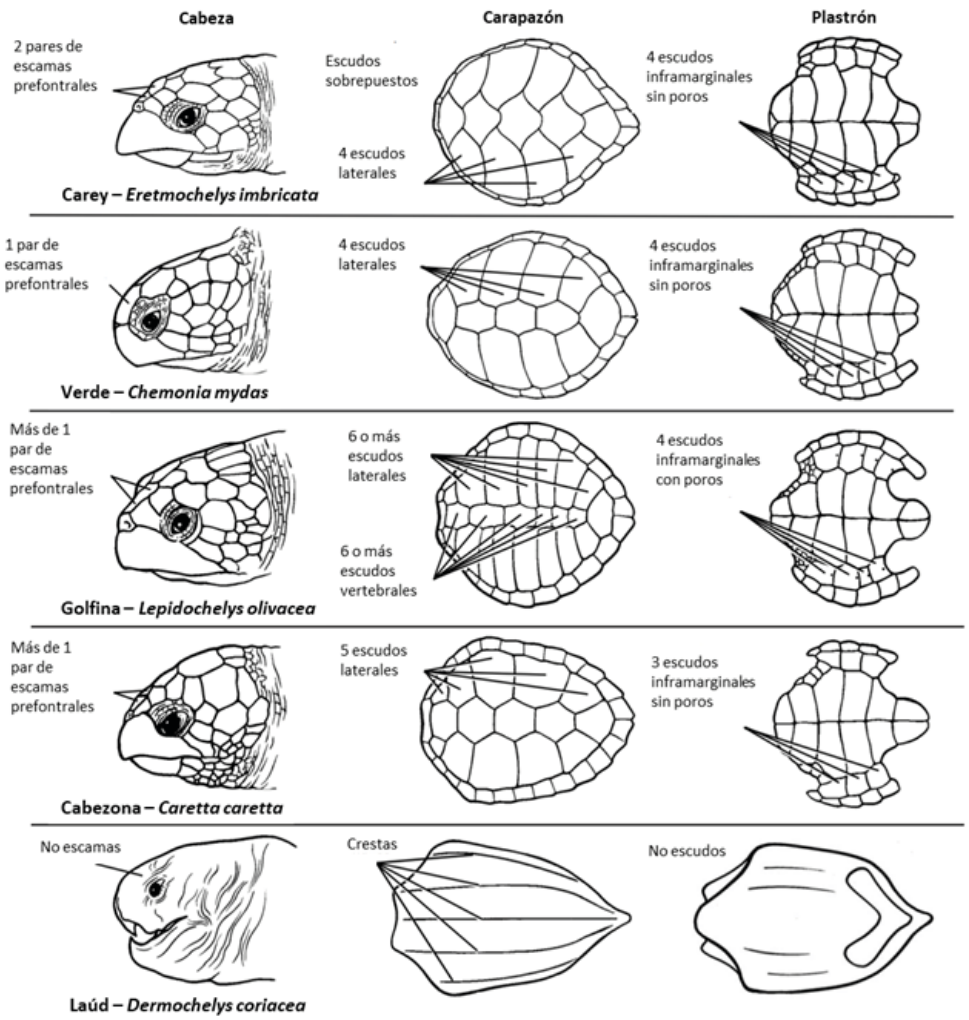
Estos números podrían cambiar en los siguientes años, por lo que se sugiere tener a la mano una lista actualizada.

ANEXO B. IDENTIFICACIÓN Y MEDICIONES DE ESPECIES DE TORTUGAS MARINAS EN EL PERÚ

La identificación de especies de tortugas marinas se basa en las características externas de cada especie. Estas comprenden el número y disposición de los escudos del caparazón y plastrón, las escamas prefrontales de la cabeza, la forma de la mandíbula y el número de garras en los miembros. En el caparazón, los escudos laterales y vertebrales son útiles para la identificación de especies. La única excepción es en la tortuga laúd, ya que esta no posee escudos distintivos ni queratinizados (escamas) en la cabeza ni caparazón. La Figura B1 ofrece una guía sencilla de identificación de las tortugas marinas que se pueden encontrar en la costa de Perú.

Figura B1

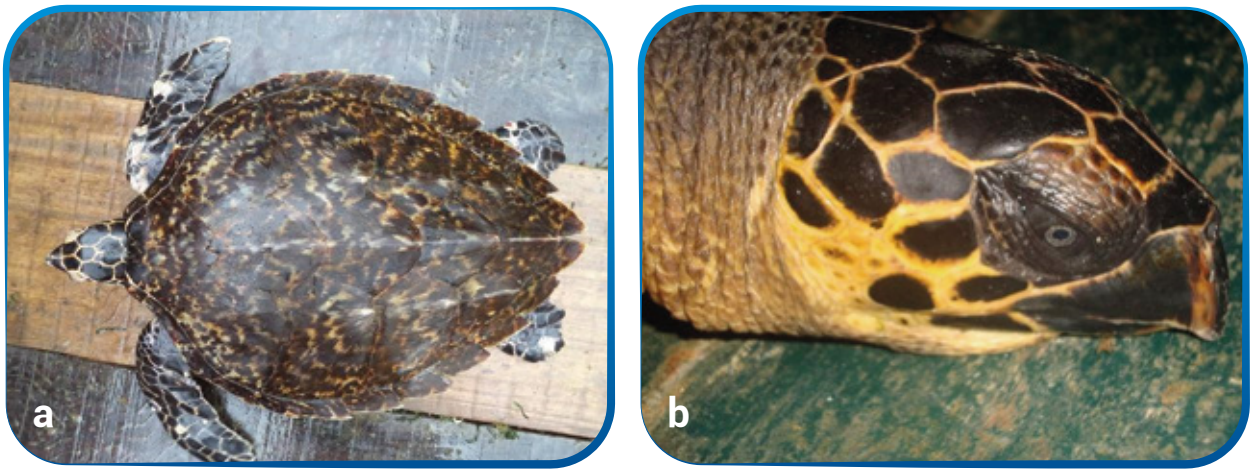
Guía de identificación de tortugas marinas de Perú.



Nota. Adaptado de Wyneken, 2004.

Muchas veces, un buen registro fotográfico es fundamental para la identificación de las especies de tortugas marinas. Para ello, se deben fotografiar partes clave del animal, como una vista dorsoventral y otra lateral donde se pueda apreciar las escamas prefrontales y posorbitales (Figura B2). Además, se recomienda tomar la fotografía con un objeto de referencia al lado (ej.: una regla o cinta métrica).

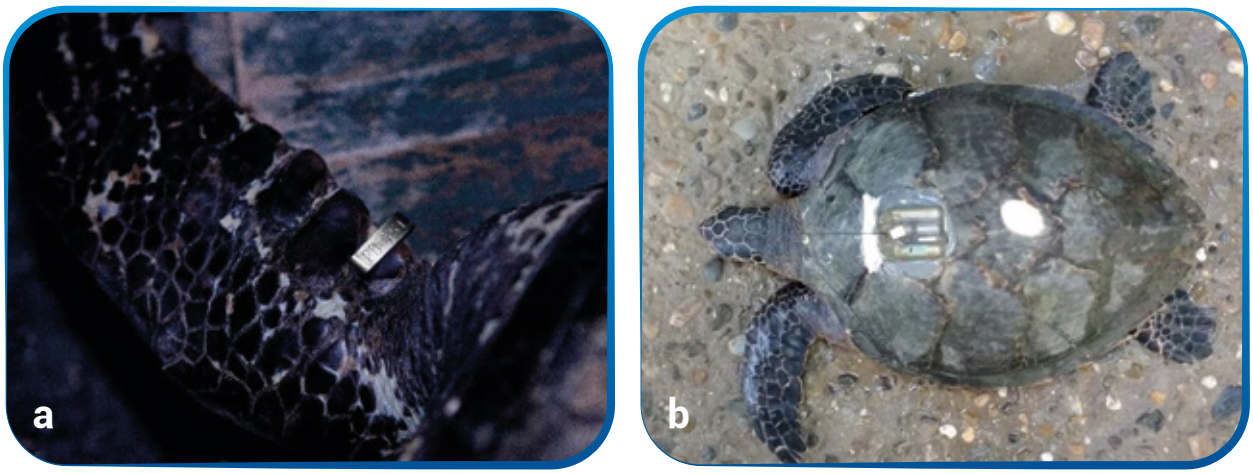
Figura B2
a) Vista dorso ventral de espécimen de Eretmochelys imbricata. b) Vista lateral de espécimen de Eretmochelys imbricata.



Nota. Foto: ProDelphinus.

Por otro lado, se debe verificar si las tortugas cuentan con tags o marcas metálicas o plásticas, e incluso transmisores satelitales (Figura B3). Se recomienda no retirarlos del cuerpo, ya que dichos objetos están registrando información valiosa para la ciencia y pueden ayudar a identificar individualmente a una tortuga marina. Hay que fotografiar o anotar la información y códigos de estas marcas. El evento de varamiento debe ser reportado a los contactos brindados o grupos de investigación locales, incluyendo la información de dichas marcas.

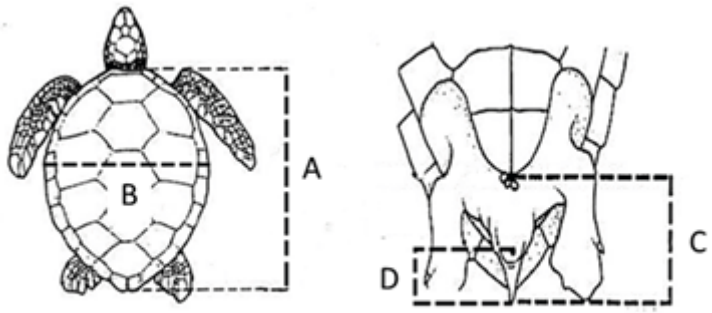
Figura B3
a) Tag o marca metálica en la aleta anterior de una tortuga marina. b) Espécimen de Chelonia mydas con transmisor satelital sobre caparazón.



Nota. Foto: ProDelphinus.

La evaluación y el tratamiento de tortugas marinas lesionadas podrían requerir de la toma de medidas biométricas. Esto incluye la medición, con una cinta métrica, del caparazón desde el escudo o placa nucal hasta los supracaudales, así como también el registro de la distancia entre la orilla del plastrón (cubierta inferior o del vientre) y la cloaca (Figura B4).

Figura B4
Toma de medidas biométricas. A) Largo curvo del caparazón (LCC). B) Ancho curvo del caparazón (ACC). C) Largo de cola desde la base del plastrón (LCBP). D) Largo de cola desde la cloaca (LCDC).



Nota. Adaptado de Meylan et al., 2008.

ANEXO C. FICHA DE REGISTRO DE DATOS

FICHA DE REGISTRO DE VARAMIENTO DE TORTUGAS MARINAS VIVAS					
1. DATOS GENERALES DEL EVENTO					
Nombre completo del veterinario a cargo					
Teléfono de contacto					
Autoridades locales involucradas					
Fecha del registro	Hora		Lugar (Región, provincia, distrito)		
Lugar referencial o localidad		Coordenadas geográficas			
Comentarios generales sobre el evento de varamiento:					
2. DATOS GENERALES DEL INDIVIDUO VARADO					
Nombre común			Nombre científico		
Sexo	Hembra			Pobre (1)	

<table>
<tr><td rowspan="2"></td><td>Macho</td><td></td><td rowspan="2">Condición corporal</td><td>Normal (2)</td><td></td></tr>
<tr><td>Indeterminado</td><td></td><td>Buena (3)</td><td></td></tr>
<tr><td rowspan="2">Medidas</td><td>Largo Curvo del Caparazón (LCC)</td><td colspan="2">Ancho Curvo del Caparazón (ACC)</td><td>Largo de cola desde la base del plastrón (LCBP)</td><td>Largo de cola desde la cloaca (LCDC)</td></tr>
<tr><td></td><td colspan="2"></td><td></td><td></td></tr>
<tr><td colspan="6">3. EVALUACIÓN CLÍNICA INICIAL</td></tr>
<tr><td colspan="6">Evaluación de superficies externas</td></tr>
<tr><td colspan="6">Observaciones:</td></tr>
<tr><td colspan="6">Evaluación de orificios y mucosa externa</td></tr>
<tr><td colspan="6">Observaciones:</td></tr>
<tr><td>Temperatura °C</td><td colspan="4">Evaluación de tono muscular</td><td rowspan="2"></td></tr>
<tr><td></td><td>Normal</td><td></td><td>Debilitado</td><td></td></tr>
<tr><td colspan="6">Evaluación sensorial y de reflejos</td></tr>
<tr><td colspan="6">Observaciones:</td></tr>
<tr><td colspan="6">Evaluación de flotabilidad</td></tr>
<tr><td colspan="6">Observaciones:</td></tr>
<tr><td colspan="6">Diagnóstico presuntivo</td></tr>
</table>

Describir detalladamente:		
4. ACCIONES TOMADAS		
Describir detalladamente (traslado, tratamiento *in situ*, no se perturba, etc.):		
Pruebas diagnósticas realizadas		
Describir pruebas y resultados:		
Tratamientos realizados		
Describir detalladamente (fármacos, dosis, etc.):		
Evaluación diaria		
Fecha/Hora	**Peso**	**Observaciones:**
5. DESENLACE FINAL		
Describir detalladamente (liberación, muerte, eutanasia, etc.):		

ANEXO D. INSTALACIONES BÁSICAS

Es importante que las instalaciones de rehabilitación estén ubicadas en un lugar seguro, aislado de la intrusión de otros animales y personas ajenas a la institución. Las instalaciones pueden estar en lugares abiertos o cerrados, pero deben contar con un adecuado control de temperatura, acceso a agua, iluminación, electricidad y vías de tránsito (Bluvias & Eckert, 2010).

Tanques para mantenimiento de tortugas marinas

Estos deben tener superficies interiores uniformes y lisas, una altura propicia para permitir la sumersión (0.6 a 1.2 m aprox.) y un diámetro que permita movimiento (Figura D1). En caso de tener varios individuos a la vez, se debe contar con un número suficiente de tanques para cada caso. Se recomienda tener a una tortuga por tanque, pero en caso de no ser posible, se debe mantener en un mismo tanque a tortugas con diagnósticos similares para evitar contagios. Los materiales del tanque no deben ser tóxicos, ni contener materiales que puedan causarles enredamientos. El más recomendable debido al peso liviano, fácil moldeo y costo es el PVC, aunque otras opciones son los de cemento, plástico acrílico y fibra de vidrio.

Figura D1
Espécimen de Chelonia mydas en tanque de fibra de vidrio con altura de agua que permite la sumersión de la tortuga y propicia para facilitar el manejo.

Nota. Foto: ProDelphinus.

Iluminación y fotoperiodo

En instalaciones al aire libre se debe evitar la exposición directa a los rayos solares. Para ello, se puede colocar una malla negra sobre los tanques. En instalaciones en espacios cerrados, hay que asegurar el ingreso de la luz solar. En caso de depender de luz artificial, se sugiere colocar una luz de haluro metálico de 0.9 a 1.2 m por encima del tanque. No se recomienda luces fluorescentes. La cantidad de horas de luz debe ser la misma que en el exterior.

Temperatura del agua

El rango de temperatura puede variar entre 25 a 30 °C, aunque dependerá de la condición de la tortuga. Esta se puede controlar mediante la temperatura del aire o el uso de enfriadores o calentadores de agua. No es recomendable cambiar bruscamente la temperatura del agua donde se encuentra una tortuga, por lo que se sugiere hacerlo de manera gradual.

Sistemas de soporte

Entre los componentes del sistema de soporte se tienen a las bombas. De preferencia, estas deben ser bombas centrífugas o bombas en bujes de goma o neopreno, que pueden ayudar a disminuir la vibración y, por lo tanto, el estrés de la tortuga marina. Se recomienda que las tuberías sean de PVC, además de contar con sumideros y caja de desnatado para filtrar materiales que se acumulan en la base o la superficie. Se sugiere también utilizar filtros para el agua, los cuales pueden ser biológicos, mecánicos o químicos. Además, se aconseja utilizar esterilizadores para el control de enfermedades y la eliminación de agentes infecciosos. Finalmente, se recomienda usar cloro, teniendo especial cuidado en que los niveles se encuentren entre los 0.5 a 1.0 ppm.

Sistemas de circulación de agua

El sistema de circulación de agua puede ser de flujo abierto, semiabierto o cerrado. El sistema de flujo abierto extrae agua de una fuente natural y hace uso de válvulas para distribuirla donde se necesita. Se puede agregar un sistema de filtrado entre la bomba y los tanques de retención, con el fin de evitar la entrada de cuerpos extraños que puedan obstruir el sistema. El sistema semiabierto emplea una fuente natural de agua, pero, antes de ser usada, esta es drenada a una cuenca de agua donde se filtra de manera química o mecánica. El sistema cerrado está diseñado para filtrar y recircular el agua de manera que la mantiene en condiciones óptimas. Este sistema puede estar compuesto de varios tanques conectados a un solo sistema de soporte o cada tanque con su propio soporte. El sistema cerrado es ideal para instalaciones con acceso limitado al agua.

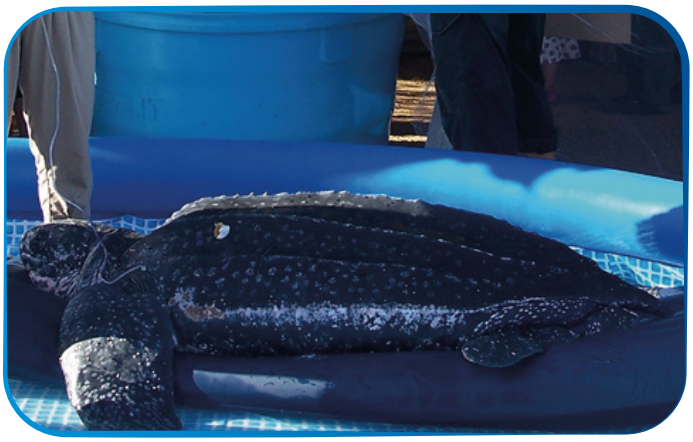
Descargas residuales

En general, es preferible descargar a un sistema de alcantarillado sanitario o tratar las aguas residuales antes de su liberación. El tratamiento puede ser mediante el uso de ozono, cloración o filtración de carbono, entre otros.

Consideraciones para el mantenimiento de tortugas fuera del agua

Se necesita un tanque o recipiente con poca agua, en la cual se colocará un soporte blando (espuma, mantas, etc.) sobre el que deberá reposar la tortuga marina (Figura D2). Se le puede agregar un sistema de rociado de agua temperada, por lo que sería ideal que tenga un drenaje. La tortuga marina necesita espacio suficiente para tener las extremidades estiradas y el nivel del agua suficiente para que no cubra las fosas nasales.

Figura D2
Espécimen de Dermochelys coriacea en tanque con poca agua, sobre una superficie suave.



Nota. Foto: Karumbé.

ANEXO E. CONSIDERACIONES EN LA TOMA, TRANSPORTE Y ALMACENAMIENTO DE MUESTRAS

Tipo de muestra	Preservante	Contenedor primario	Contenedor secundario*	Contenedor terciario	Temperatura de transporte	Tiempo máximo de transporte	Temperatura de almacenamiento	Tiempo de almacenamiento	Prueba diagnóstica posible
Sangre entera	Heparina de litio	Recipiente de vidrio o plástico. Asegurar la tapa para evitar derrames con teflón. Rotulado	Bolsa Ziploc sellada y rotulada	Caja de plástico cartón, donde el contenedor primario pueda permanecer parado, sin la posibilidad de voltearse. Rotulado	Refrigerado (4 °C aproximadamente)	Menor a 8 horas	Congelado (-70 °C aprox.)	Indefinido	Pruebas moleculares y/o diagnóstico inmunológico
Plasma	Heparina de litio	Recipiente de vidrio o plástico. Asegurar la tapa para evitar derrames con teflón. Rotulado	Bolsa Ziploc sellada y rotulada	Caja de plástico cartón, donde el contenedor primario pueda permanecer parado, sin la posibilidad de voltearse. Rotulado	Refrigerado (4 °C aproximadamente)	Menor a 8 horas	Congelado (-70 °C apróx.)	Indefinido	Pruebas moleculares, diagnóstico inmunológico y/o bioquímico (menos glucosa)
Frotis sanguíneo	Alcohol 70° en caso no se realice la tinción de inmediato.	Caja de plástico o cartón para frotis (portaláminas). Rotulado	Bolsa Ziploc sellada y rotulada	No aplica	Temperatura ambiente	Indefinido	Temperatura ambiente	Indefinido	Conteo y morfología celular

Frotis de exudados o de impresión de tejidos	Alcohol 70° en caso no se realice la tinción de inmediato.	Caja de plástico o cartón para frotis. Rotulado	Bolsa sellada y rotulada	Ziploc	No aplica	Temperatura ambiente	Indefinido	Temperatura ambiente	Indefinido	Conteo y morfología celular Identificación microbiana
Sangre entera, fluidos o exudados	Sin preservante	Recipiente de vidrio o plástico. Asegurar la tapa para evitar derrames con teflón. Rotulado	Bolsa sellada y rotulada	Ziploc	Caja de plástico cartón, donde el contenedor primario pueda permanecer parado, sin la posibilidad de voltearse. Rotulado	Refrigerado (4 °C aproximadamente)	Menor a 8 horas	Refrigerado (4 °C aprox.)	Menor a 48 horas	Cultivo microbiano
Parásitos y/o epibiontes	Alcohol 70°	Recipiente de vidrio o plástico. Asegurar la tapa para evitar derrames con teflón. Rotulado	Bolsa sellada y rotulada	Ziploc	Caja de plástico cartón, donde el contenedor primario pueda permanecer parado, sin la posibilidad de voltearse. Rotulado	Temperatura ambiente	Indefinido	Temperatura ambiente	Indefinido	Parasitología y/o pruebas moleculares
Parásitos y/o epibiontes	Sin preservante	Recipiente de vidrio o plástico. Asegurar la tapa para evitar derrames con teflón. Rotulado	Bolsa sellada y rotulada	Ziploc	Caja de plástico cartón, donde el contenedor primario pueda permanecer parado, sin la posibilidad de voltearse. Rotulado	Refrigerado (4 °C aproximadamente)	Menor a 8 horas	Congelado (-70 °C aprox.)	Indefinido	Pruebas moleculares

Heces frescas	Formalina al 10 %	Recipiente de vidrio o plástico. Asegurar la tapa para evitar derrames con teflón. Rotulado	Bolsa Ziploc sellada y rotulada	Caja de plástico cartón, donde el contenedor primario pueda permanecer parado, sin la posibilidad de voltearse. Rotulado	Temperatura ambiente	Indefinido	Temperatura ambiente	Indefinido	Parasitología
Heces frescas	Alcohol 70°	Recipiente de vidrio o plástico. Asegurar la tapa para evitar derrames con teflón. Rotulado	Bolsa Ziploc sellada y rotulada	Caja de plástico cartón, donde el contenedor primario pueda permanecer parado, sin la posibilidad de voltearse. Rotulado	Temperatura ambiente	Indefinido	Temperatura ambiente	Indefinido	Pruebas moleculares y/o parasitología
Heces frescas	Sin preservante	Recipiente de vidrio o plástico. Asegurar la tapa para evitar derrames con teflón. Rotulado	Bolsa Ziploc sellada y rotulada	Caja de plástico cartón, donde el contenedor primario pueda permanecer parado, sin la posibilidad de voltearse. Rotulado	Refrigerado (4 °C aproximadamente)	Menor a 24 horas	Congelado (-70 °C aprox.)	Indefinido	Pruebas moleculares. Parasitología (solo refrigerado menor a 24 horas de colectado)
Piel y otros órganos viscerales	Formol neutralizado al 10 %	Recipiente de vidrio o plástico. Asegurar la tapa para evitar derrames con teflón. Rotulado	Bolsa Ziploc sellada y rotulada	Caja de plástico cartón, donde el contenedor primario pueda permanecer parado, sin la posibilidad de voltearse. Rotulado	Temperatura ambiente	Indefinido	Temperatura ambiente	Indefinido	Histopatología

				sin la posibilidad de voltearse. Rotulado					
Piel, hisopados y otros órganos viscerales	Alcohol 96°	Recipiente de vidrio o plástico. Asegurar la tapa para evitar derrames con teflón. Rotulado	Bolsa Ziploc y rotulada	Caja de plástico cartón, donde el contenedor primario pueda permanecer parado, sin la posibilidad de voltearse. Rotulado	Temperatura ambiente	Indefinido	Temperatura ambiente	Indefinido	Pruebas moleculares
Piel, hisopados y otros órganos viscerales	Sin preservante	Recipiente de vidrio o plástico. Asegurar la tapa para evitar derrames con teflón. Rotulado (revisar anexo de rotulación).	Bolsa Ziploc y rotulada	Caja de plástico cartón, donde el contenedor primario pueda permanecer parado, sin la posibilidad de voltearse. Rotulado	Refrigerado (4 °C aproximadamente)	Menor a 8 horas	Refrigerado (4 °C aprox.)	Menor a 48 horas	Cultivo microbiano

*Para almacenamientos prolongados, se puede obviar el contenedor secundario. Este está pensado para ser más útil durante el transporte y así evitar contaminación con otras muestras.

Recuerda que: Un adecuado rotulado de muestras debe contener, como mínimo, la especie, la fecha, el lugar, el tipo de muestra y el preservante. Este tiene que estar escrito de manera legible con plumón indeleble.

ANEXO F. VALORES HEMATOLÓGICOS Y BIOQUÍMICOS PARA CHELONIA MYDAS EN EL NORTE DEL PERÚ

Figura F1
Valores hematológicos y bioquímicos para Chelonia mydas.

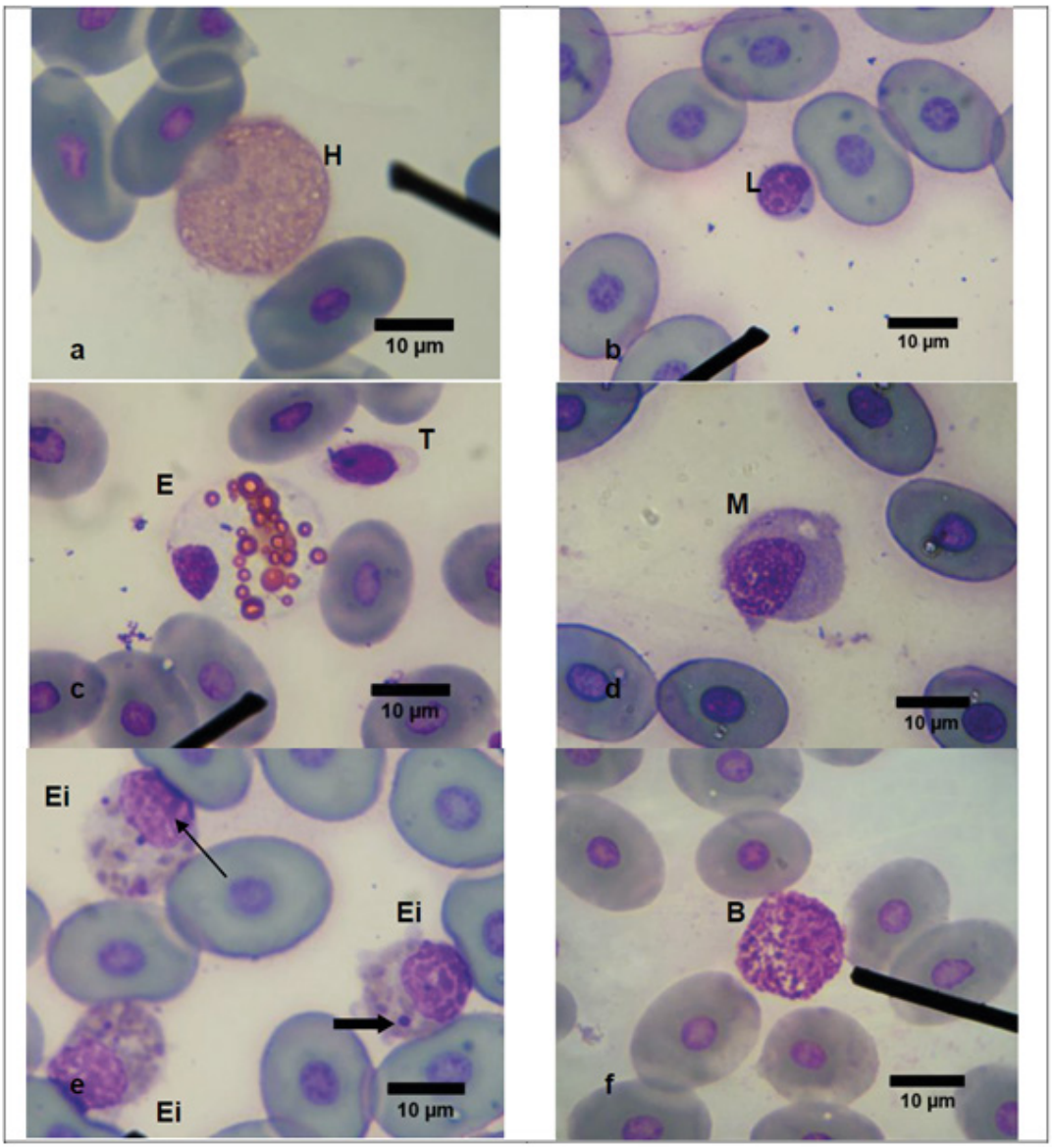
Variable	Promedio	Mínimo	Máximo	d. e[1]
Hematocrito (%)	33	23	45	5
Eritrocitos (10^6/µL)[2]	0.52	0.21	0.97	0.18
VCM (fL)[3]	716.51	319.59	1428.57	284.83
Leucocitos (10^3/µL)	9.98	3.76	21.68	4.59
Heterófilos (10^3/µL)	6.69	1.57	15.72	4.02
Linfocitos (10^3/µL)	2.14	0.94	4.34	0.6
Monocitos (10^3/µL)	0.91	0.23	1.81	0.47
Eosinófilos (10^3/µL)	0.12	0	0.48	0.13
Basófilos (10^3/µL)	0.13	0	1.94	0.45
ALP (UI/L)[4]	38.04	17.3	74.32	14.85
ALT (UI/L)[5]	32.38	3.06	241.18	42.88
AST (UI/L)[6]	191.17	117	412	64.63
Urea (mg/dL)	64.31	13.93	173	37.84
Creatinina (mg/dL)	0.25	0.1	1.6	0.28
Glucosa (mg/dL)	148	60	263	52
Proteínas totales (g/dL)	4.2	2.6	5.9	0.7

Nota. Tomado de Suarez-Yana et al., 2016.

[1]Desviación estándar (intervalo de confianza del 95 %). [2]Un ejemplar no fue incluido en el análisis estadístico para eritrocitos y VCM. [3]Volumen corpuscular medio. [4]Fosfatasa Alcalina. [5]Alanina Aminotransferasa. [6]Aspartato Aminotransferasa.

ANEXO G. DESCRIPCIÓN DE MORFOLOGÍA CELULAR DE TORTUGAS MARINAS

Figura G1
Microfotografías de celulas sanguíneas de Chelonia mydas, tinción Wright (100x): a) H, heterófilo, b) L, linfocito, c) E, eosinófilo (centro) y T, trombocito (superior derecha), d) M, monocito, e) Ei, eosinófilos inmaduros (núcleo más grande flecha fina y gránulos primarios flecha gruesa), f) B, basófilo.



Nota. Tomado de Suarez-Yana, 2013.

ANEXO H. FORMULARIO DE PRINCIPALES FÁRMACOS

Figura I1
Fármacos y respectivas dosis recomendadas a aplicar en tortugas marinas.

Antibiótico	Dosis / (vía de administración)	Indicaciones
Ceftazidima	20 mg/kg q 72 h / (SC)	Diluir con suero. Aplicar hasta tres dosis.
Enrofloxacina	5 mg/kg q 24-48 h /(SC)	Diluir 1:10 para evitar irritar tejidos.
Metronidazol	20 mg/kg q 48h / (PO)	Hasta 7 dosis
Amoxicilina + ac. Clav.	22 mg/kg q 12 -24 h/ (PO)	-
Amikacina	2.5-3mg q 72h/ (IM) Nebulización 50 mg en 10 ml de suero salino por 30 min	Nebulización cada 12 horas
Cloranfenicol	30*50 mg/kg IM q24h; 50 mg/kg Po q24h	-
Metronidazol	20 mg/kg Po q24-48h	
Clindamicina	15 mg/kg IM, EV q24h	-
Antifúngico	**Dosis / (vía de administración)**	**Indicaciones**
Anfoteracina B	Nebulización 5 mg/150 ml suero salino por 1 hora q 24 h	Neumonía fúngica
Itraconazol	5 mg/kg q 24h / (PO)	-
Terbinafina	2 mg/ml solución mezclar con suero salino para nebulización por 20-30 min q 24h	Hasta 28 días continuos
Fluconazol	21 mg/kg dosis inicial, luego 10 mg/kg q5 días SC, IV	-
Antiparasitarios	**Dosis / (vía de administración)**	**Indicaciones**
Fenbendazol	25 mg/kg q 24 h por 3 días/(PO)	Repetir en 10 a 14 días, manejar con cuidado en pacientes anémicos.
Praziquantel	25 mg/kg q 24h dosis única / (PO)	Repetir hasta 3 veces cada 10 a 14 días.
Analgésicos	**Dosis / (vía de administración)**	**Indicaciones**
Meloxicam	0.5 mg/kg q 24 h (SQ)	Dosis no efectiva para *Caretta caretta*, tiempo de aclaramiento muy rápido en esta especie. Por ende, se necesitan dosis muy elevadas.

Carprofeno	2 mg/kg q 24 h /(PO)	Dosis empírica en parálisis laríngea.
Tramadol	5 mg/kg q 48 h / (SC, PO)	-
Butorfanol	0.1 mg/kg q 24 h / (SC)	Genera leve relajación
Fármacos de emergencia y misceláneos	**Dosis / (vía de administración)**	**Indicaciones**
Cisapride	0.5-2 mg/kg q 24 h /(PO)	Estasis gastrointestinal
Dexametasona	0.25 mg/kg / (IV, SC)	-
Metilprednisolona	20 mg/kg / (IV)	Traumas medulares o del SNC
Epinefrina	0.1 mg/kg (IV, IM)	Estimulante cardiaco
Atropina	0.02 mg/kg (IV, IM, SC)	En casos de bradicardia
Sucralfato	500-2000 mg por animal / PO	En casos de sospecha de úlcera gástrica
Metoclopramida	0.5 mg/kg / (SC)	Aumento de motilidad gastrointestinal. Manejar con cuidado en obstrucciones.
Sulfato de bario	5-20 mL/kg PO	Radiografía de contraste
Aciclovir	80 mg/kg PO SID	
Anestésicos	**Dosis / (vía de administración)**	**Indicaciones**
Medetomidina	50 mcg/kg IM, SC	-
Dexmedetomidina	20 mcg/kg - 75 mcg/ kg IM, SC	-
Ketamina	5 mg/kg (IM)	-
Butorfanol	0.1 mg/kg (IM)	-
Propofol	5 mg/kg (IV)	-
Alfaxolona	3 -5 mg/kg (IV)	Inducción rápida, precaución con dosis elevadas.

Nota. Adaptado de Clauss et al., 2007; Reckendorf et al., 2016; Phillips et al., 2017; Carpenter & Marion, 2017, y Norton & Brooke, 2020.

ANEXO I. VÍAS DE INOCULACIÓN DE INYECTABLES Y FLUIDOS EN TORTUGAS MARINAS

Existen cuatro vías importantes para la administración de inyectables y fluidos en tortugas marinas.

Vía intravenosa

Por esta vía se administran fluidos en caso los individuos estén muy debilitados y se necesite hidratar con urgencia. Mientras se realiza la hidratación, se pueden administrar antibióticos para una rápida absorción (Mader, 2006). No obstante, fijar la cateterización en una tortuga enferma y debilitada es difícil de mantener. Por ende, es necesario fijarla mediante la sutura de puntos quirúrgicos con el animal anestesiado. Cabe mencionar que, una vez fijada la vena, ya no es posible obtener muestras de sangre por esta vía (Pardo, 2018). Los materiales a emplear para esta vía son catéteres con lumen 18-16 (dependiendo del tamaño del individuo), guantes estériles, esparadrapo, lidocaína 2 % (para analgesia local), solución salina (para administración de fluidos), hilos quirúrgicos de nylon con aguja, equipo de venoclisis y buretrol. Las venas a emplear pueden ser la vena yugular o los senos dorsales cervicales (Figura J1).

Para una adecuada administración de fluidos vía intravenosa se recomienda revisar Pardo (2018).

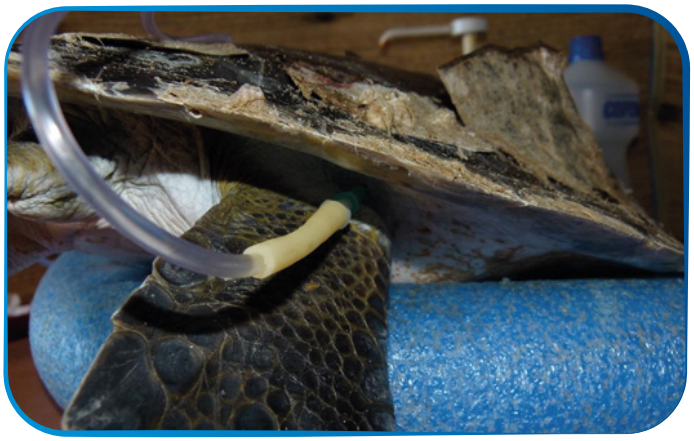
Figura J1
Espécimen de Lepidochelys sp. con vía intravenosa en seno dorsal cervical.

Nota. Tomado de Clinic for the Rehabilitation of Wildlife.

Vía intracelómica

Esta vía también se emplea para la administración de fluidos. El bisel debe mirar hacia abajo al momento de entrar a la fosa prefemoral (Mader, 2006). Asimismo, la tortuga tiene que estar posicionada lateralmente en plano inclinado para prevenir daños en los órganos como vejiga e intestinos (Figura J2). No se aconseja realizar la cateterización en esta vía; sin embargo, es posible hacerlo.

Figura J2
Aplicación de fluidos vía intracelómica en una tortuga marina.



Nota. Foto: Flor David.

Es útil para administrar fluidos en tortugas que están débiles (Sykes & Greenacre, 2006). Se puede emplear cualquier pliegue en el cuerpo, pero los lugares más comunes son en el cuello (Figura J3) y en las aletas superiores (Mader, 2006).

Figura J3
Aplicando hidratación en un espécimen de Chelonia mydas vía subcutánea en los pliegues de los miembros anteriores.

Nota. Foto: ProDelphinus.

Esta ruta de administración se emplea para antibióticos u otro tipo de medicamentos. Para esta vía, se utilizan los paquetes musculares pectorales y de miembros anteriores como el área de los bíceps (Mader, 2006; Sykes & Greenacre, 2006). En el caso de utilizar miembros anteriores, la aguja debe ser insertada entre las escamas con el bisel mirando hacia arriba. Se recomienda posicionar el miembro anterior medial a la cabeza del animal (Figura J4) para evitar mordidas o,

en todo caso, colocar un madero o madejo de cuerdas en la boca del animal. Mientras que en el caso de aplicar la inyección en los músculos pectorales, el bisel debe mirar hacia abajo.

Figura J4
Aplicación vía intramuscular en miembro anterior en una tortuga terrestre que puede extrapolarse a tortugas marinas.

Nota. Tomado de Sykes & Greenacre, 2006.

AGRADECIMIENTOS

Un agradecimiento especial a Karumbé y Flor David por las imágenes que nos compartieron y que acompañan varias secciones de este manual con la finalidad de ilustrar las técnicas utilizadas. Así también, agradecer a todo el equipo de ProDelphinus y al Grupo de Rescate de Animales Marinos (GRAM Trujillo) de la ONG CONSERVACCION, quienes contribuyeron significativamente en la edición de este documento. A todos ellos, queremos reconocerlos por su labor incansable en la conservación de las tortugas marinas.

Manual de atención básica veterinaria para tortugas marinas varadas vivas en Perú se terminó de imprimir en los talleres gráficos de Pausa Agencia Consultora E.I.R.L.,
Calle Francisco Aramburú 130, Rímac, Lima, Perú,
en el mes de setiembre 2022.
El tiraje fue de 200 ejemplares.

ISBN: 978-612-48259-3-4