



DOCTORADO EN INVESTIGACIÓN EN BIOMEDICINA

Optimización de la rehabilitación de tortugas bobas (*Caretta caretta*): Pautas de fluidoterapia idóneas y caracterización de causas de varamiento inusuales

ALICIA INURRIA HERAS

Las Palmas de Gran Canaria 2024



TESIS DOCTORAL

**OPTIMIZACIÓN DE LA REHABILITACIÓN DE
TORTUGAS BOBAS (*Caretta caretta*):
PAUTAS DE FLUIDOTERAPIA IDÓNEAS Y
CARACTERIZACIÓN DE CAUSAS DE
VARAMIENTO INUSUALES**

ALICIA INURRIA HERAS

Las Palmas de Gran Canaria, 2024

DOCTORADO EN INVESTIGACIÓN EN
BIOMEDICINA

ESCUELA DE DOCTORADO DE LA UNIVERSIDAD
DE LAS PALMAS DE GRAN CANARIA

**D. JOSÉ ALBERTO MONTOYA ALONSO, COORDINADOR DEL
PROGRAMA DE DOCTORADO EN INVESTIGACIÓN EN BIOMEDICINA DE
LA UNIVERSIDAD DE LAS PALMAS DE GRAN CANARIA**

INFORMA,

De que la Comisión Académica del Programa de Doctorado, en su sesión de fecha .../.../....., tomó el acuerdo de dar el consentimiento para su tramitación, a la tesis doctoral titulada **“Optimización de la rehabilitación de las tortugas bobas (*Caretta caretta*): pautas de fluidoterapia idóneas y caracterización de causas de varamiento inusuales”** presentada por la doctoranda D^a **Alicia Inurria Heras** y dirigida por el Dr. D. **Jorge Ignacio Orós Montón**.

Y para que así conste, y a efectos de lo previsto en el Artº 11 del Reglamento de Estudios de Doctorado (BOULPGC 04/03/2019) de la Universidad de Las Palmas de Gran Canaria, a ... de de dos mil veinticuatro.

UNIVERSIDAD DE LAS PALMAS DE GRAN CANARIA

ESCUELA DE DOCTORADO

Programa de doctorado

DOCTORADO EN INVESTIGACIÓN EN BIOMEDICINA

Título de la Tesis

**OPTIMIZACIÓN DE LA REHABILITACIÓN DE LAS TORTUGAS BOBAS
(*Caretta caretta*): PAUTAS DE FLUIDOTERAPIA IDÓNEAS Y
CARACTERIZACIÓN DE CAUSAS DE VARAMIENTO INUSUALES**

Tesis Doctoral presentada por D^a

ALICIA INURRIA HERAS

Dirigida por el Dr. D. Jorge Ignacio Orós Montón

Las Palmas de Gran Canaria, a ... de de 2024

El Director

La Doctoranda

TABLA DE CONTENIDO

RESUMEN Y ABSTRACT	XVII-XX
JUSTIFICACIÓN Y OBJETIVOS	XXIII-XXIV
ESTADO DEL ARTE	
1. Tortugas marinas: generalidades	27-32
1.1. Amenazas para las tortugas marinas	32-35
2. Las tortugas marinas en las Islas Canarias	35-37
2.1. Varamientos de tortuga boba e importancia en las Islas Canarias	38-39
3. Centros de recuperación y tortugas marinas	40
3.1. Funciones de los centros de recuperación	40-43
3.2. Técnicas diagnósticas	43-47
3.3. La necropsia como fuente de información	48-49
3.4. Dificultades en la práctica clínica	49-50
4. Enfermedades y patologías en tortugas marinas	51
4.1. Lesiones de origen antropogénico	51-54
4.2. Enfermedades infecciosas	
4.2.1. Enfermedades víricas	54-59
4.2.2. Enfermedades bacterianas	59-69
4.2.3. Infecciones micóticas	69-72
4.3. Alteraciones metabólicas	72-74
5. Terapéutica en tortugas marinas	75-83
5.1. La importancia de la fluidoterapia	83-95

CAPÍTULO I

Comparison between effects of four crystalloid solutions on acid-base and electrolyte abnormalities in stranded juveniles loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*).

Frontiers in Veterinary Medicine, vol. 9, 2022

99-106

CAPÍTULO II

Mortality associated with ingestión of sea urchins in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*): A case series.

PLoS ONE, vol. 14, 2019

109-116

CAPÍTULO III

Citrobacter freundii-associated lesions in stranded loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*).

Veterinary Pathology, vol. 61, 2024

119-124

CONCLUSIONES

127-128

REFERENCIAS

131-174

ABREVIACIONES

177-179

ANEXO 1- MÉTRICAS

183

AGRADECIMIENTOS

187-190

RESUMEN Y ABSTRACT



RESUMEN

Se han evaluado las alteraciones ácido-base de 63 ejemplares juveniles de tortuga boba varados, concluyendo que hasta un 53,9% de las tortugas presentaron alteraciones ácido-base de leves a moderadas. Se han comparado la eficacia y los efectos sobre el equilibrio ácido-base y electrolítico de cuatro soluciones cristaloides (solución salina fisiológica, solución salina fisiológica más Ringer lactato, Plasmalyte, y solución de Jarchow) como tratamientos fluidoterápicos en dichos ejemplares. El mayor porcentaje de mejora y/o resolución de las alteraciones ácido-base y electrolíticas tras tres días de fluidoterapia se consiguió con la mezcla de solución salina fisiológica más Ringer lactato, mientras que el tratamiento con la solución de Jarchow presentó los peores resultados en cuanto a la restauración del equilibrio ácido-base.

Se han estudiado los hallazgos anatomopatológicos y microbiológicos en casos de varamiento y muerte por ingestión de erizos de mar en tortugas bobas, observando que puede producir lesiones severas a nivel digestivo, y por lo tanto ser una causa de varamiento que, aunque con baja prevalencia, debe ser incluida en el diagnóstico diferencial de enfermedades gastrointestinales en tortugas bobas, particularmente ejemplares subadultos.

Finalmente, se han estudiado lesiones inusuales y fatales asociadas a la infección por *Citrobacter freundii*, tales como colecistitis caseosa, diverticulitis intestinal y adenitis caseosa de glándulas excretoras de sal, permitiendo hipotetizar sobre su potencial patógeno en esta especie de tortuga marina.

ABSTRACT

The acid-base disturbances of 63 stranded juvenile loggerhead turtles were evaluated, concluding that up to 53.9% of the turtles had mild to moderate acid-base disturbances. The efficacy and effects on acid-base and electrolyte balance of four crystalloid solutions (physiological saline, physiological saline plus lactated Ringer's solution, Plasmalyte, and Jarchow's solution) were compared as fluid therapy treatments in these specimens. The highest percentage of improvement and/or resolution of acid-base and electrolyte disturbances after three days of fluid therapy was achieved with the physiological saline plus lactated Ringer's solution mixture, while treatment with Jarchow's solution showed the worst results in terms of restoration of acid-base balance.

We have studied the anatomopathological and microbiological findings in cases of stranding and death by sea urchin ingestion in loggerhead turtles, observing that it can produce severe lesions at the digestive level, and therefore be a cause of stranding that, although with low prevalence, should be included in the differential diagnosis of gastrointestinal diseases in loggerhead turtles, particularly subadult specimens.

Finally, unusual and fatal lesions associated with *Citrobacter freundii* infection, such as caseous cholecystitis, intestinal diverticulitis and caseous adenitis of salt excretory glands, have been studied, allowing us to hypothesise about its pathogenic potential in this sea turtle species.

JUSTIFICACIÓN Y OBJETIVOS



JUSTIFICACIÓN Y OBJETIVOS

Tal como se ha mencionado en la Introducción, los centros de recuperación dedicados a la rehabilitación y reintroducción de tortugas marinas cumplen funciones importantes, no solamente tratando individualmente aquellos ejemplares varados posibilitando su rehabilitación, sino también relacionadas con la recopilación de información relevante para la conservación de estas especies animales (causas de varamiento, identificación de enfermedades emergentes, nuevos tratamientos experimentales, etc.).

Se ha mencionado también la escasez de estudios sobre los cambios metabólicos producidos en tortugas marinas tras la administración de distintas soluciones fluidoterápicas, práctica

terapéutica por otra parte, ampliamente estudiada en otras especies animales a las que la medicina veterinaria se ha dedicado clásicamente. Asimismo, se han destacado las dificultades en la práctica clínica llevada a cabo en los centros de recuperación, cuyos recursos económicos generalmente escasos dificultan la identificación de la causa de varamiento, así como el seguimiento completo de cada caso con diagnósticos complementarios, lo que repercute negativamente en el porcentaje de ejemplares rehabilitados y liberados (Orós y cols., 2016).

Por todo ello, los estudios llevados a cabo en la presente tesis Doctoral tienen como **OBJETIVO GENERAL** el contribuir a la optimización de la rehabilitación de tortugas bobas (*Caretta caretta*)

varadas, mediante los siguientes

OBJETIVOS ESPECÍFICOS:

PRIMERO. Comparar la eficacia y los efectos sobre el equilibrio ácido-base y electrolítico de cuatro soluciones cristaloides (solución salina fisiológica, solución salina fisiológica más Ringer lactato, Plasmalyte, y solución de Jarchow) como tratamientos fluidoterápicos en ejemplares juveniles varados de tortuga boba.

SEGUNDO. Describir los hallazgos anatomopatológicos y microbiológicos en casos de varamiento y muerte por ingestión de erizos en tortugas bobas, alertando a veterinarios y biólogos de centros de rehabilitación de fauna marina de esta causa de varamiento.

TERCERO. Describir los hallazgos anatomopatológicos y microbiológicos en lesiones inusuales y de curso fatal asociadas con la infección por *Citrobacter freundii* en tortugas bobas con el fin de resaltar su potencial patogenicidad en esta especie de tortuga marina.

ESTADO DEL ARTE



1. TORTUGAS MARINAS:

GENERALIDADES

Los ancestros de las tortugas marinas datan de hace más de 100 millones de años, dando lugar a cuatro familias taxonómicas de las cuales dos se extinguieron (Toxochelyidae y Protostegidae). En la actualidad se reconocen dos familias y siete especies de tortugas marinas (Pritchard, 1996; Frazier, 2003).

La familia **Cheloniidae** consta de seis especies: la tortuga boba (*Caretta caretta*), la tortuga verde (*Chelonia mydas*), la tortuga olivácea (*Lepidochelys olivacea*), la tortuga carey (*Eretmochelys imbricata*), la tortuga golfinia (*Lepidochelys kempii*), y la tortuga de espalda aplanada (*Natator depressus*) (Pritchard, 1996).

La familia **Dermochelyidae** es la segunda de las familias de tortugas marinas, siendo la tortuga laúd (*Dermochelys coriacea*) la única especie perteneciente a esta familia (Pritchard, 1996).

Todas estas especies están amenazadas en mayor o menor medida, y se encuentran recogidas en la **Lista Roja de Especies Amenazadas de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza**.

Su situación varía entre “vulnerable” y “amenazada de forma crítica” según la especie, a excepción de la tortuga de espalda aplanada, de la cual no se cuenta con datos suficientes como para establecer su estado de amenaza (Abreu-Grobois y Plotkin, 2008; Mortimer y Donnelly, 2008; Wallace y cols., 2013; Casale y Tucker., 2017; Wibbels y Bevan, 2019;

International Union for Conservation of Nature [IUCN], 2022; Seminoff, 2023).

Las tortugas marinas tienen una gran importancia biológica y ecológica, ya que actúan tanto como depredadores de un gran número de especies, ayudando a controlar su población, al tiempo que son presas y una fuente de alimentación importante de grandes depredadores marinos. Además, sus hábitos de búsqueda de comida y su actividad migratoria ayudan al transporte de epibiontes y nutrientes (Frazier, 2003).

Debido a este carácter migratorio, las tortugas marinas son animales con una amplia **distribución mundial**, estableciendo sus puntos de nidificación y alimentación en zonas de aguas tropicales y templadas. Estas migraciones generalmente

siguen rutas desde las playas en las que eclosionan hasta las áreas de alimentación, y cuando son adultos emprenden de nuevo migraciones para reproducirse y nidificar en las mismas zonas en las que eclosionaron (Bowen y Karl, 2007).

El comportamiento de las tortugas marinas en la etapa de migración inicialmente se ha estudiado mediante la toma de muestras y recogida de datos de los individuos que se acercan a las playas en época de nidificación o mientras se encuentran en las zonas costeras en su etapa juvenil, si bien las investigaciones más recientes se están desarrollando mediante telemetría por satélite. Se dispone por tanto de poca información sobre los años de vida en migración, aunque de forma general se sabe que casi todas las especies pasan varios años

mientras son juveniles en aguas oceánicas hasta que llegan a sus zonas de alimentación, donde suelen permanecer durante años hasta que alcanzan la madurez sexual (Bowen y Karl, 2007).

Sin embargo, hay dos especies que no siguen este patrón oceánico: la tortuga de espalda aplanada, que se mantiene en las aguas cercanas a Australia en todas sus etapas (Bowen y Karl, 2007); y la tortuga laúd, cuyos movimientos hasta la madurez sexual no se conocen exactamente (Bowen y Karl, 2007).

De las siete especies de tortugas marinas que se han mencionado anteriormente, la tortuga boba es la más comúnmente encontrada en el **mar Mediterráneo**, y los ejemplares que se avistan en este mar provienen de poblaciones atlánticas

y poblaciones que han eclosionado en la región este del Mediterráneo, siendo las tortugas mediterráneas más pequeñas que las originarias del Atlántico. Estas dos poblaciones coinciden en la zona oeste del Mediterráneo, pero se desconoce exactamente el nivel de interacción entre ellas en su etapa de alimentación y hasta que vuelven a sus zonas de apareamiento y nidificación cuando alcanzan el tamaño de adultos o subadultos (Margaritoulis y cols., 2003; Carreras y cols., 2006). Muchos de los primeros estudios realizados teorizaban que los ejemplares juveniles de tortuga boba realizaban estas rutas arrastradas por las corrientes, pero investigaciones más recientes demuestran que migran a voluntad y a veces en contra de las mismas corrientes (Carreras y cols., 2006).

El canal de Sicilia divide el mar Mediterráneo en dos regiones con distintas condiciones de temperatura y salinidad. Esta es la causa de que las tortugas del Mediterráneo aniden en la zona este y se alimenten en la oeste. Dentro de la zona este, las regiones en las que más nidificaciones se identifican de tortuga boba son Chipre, Grecia y Turquía (Margaritoulis y cols., 2003), mientras que las tortugas verdes nidifican también en Egipto (Camiñas y cols., 2020).

Las **aguas españolas** se encuentran dentro de la zona oeste del Mediterráneo y las Islas Canarias, y normalmente se han caracterizado por ser zonas de alimentación considerándose históricamente como zonas de “no nidificación” o “nidificación ocasional”, ya que en los últimos

años únicamente se había encontrado un embrión completamente desarrollado en el Delta del Ebro (Margaritoulis y cols., 2003; Carreras y cols., 2014; Camiñas y cols., 2020). Esto se debía principalmente a que las tortugas marinas son especies filopátricas (aquellas que tienen tendencia a reproducirse en sus lugares de nacimiento) y a que las playas españolas no tenían las temperaturas necesarias para la incubación de nidos de tortuga boba hasta 2010, exceptuando veranos puntuales con temperaturas anormalmente elevadas (Cardona y cols., 2023).

En 2001 se describió el primer nido de tortuga boba en territorio español, y desde entonces se han comenzado a publicar artículos y noticias en medios de comunicación que demuestran el

incremento del número de nidificaciones de tortuga boba (Tomás y cols., 2002). No fue hasta 2006 cuando se observó la segunda nidificación en las costas valencianas (Tomás y cols., 2008), y desde entonces se ha ido incrementando el número de nidos de tortuga boba encontrados en playas españolas de la zona del Mediterráneo, especialmente desde 2020, y se ha detectado que las hembras provienen tanto de poblaciones atlánticas como mediterráneas (Báez y cols., 2020; Tomás y cols., 2020; González-Paredes y cols., 2021; Hochscheid y cols., 2022; Estación Biológica de Doñana-Consejo Superior de Investigaciones Científicas [EBD-CSIC], 2023). Así mismo, se están observando nidificaciones en otras regiones del planeta que no se consideraban de nidificación, como

ocurre en Perú, y se hipotetiza que el aumento de nidificaciones en estas regiones pueda estar relacionado con el calentamiento global (Báez y cols., 2020).

De las especies de tortugas marinas que podemos encontrar en territorio español, la tortuga boba es la más común tanto en el Mediterráneo como en las Islas Canarias, seguida de la tortuga verde, existiendo estudios que demuestran que las poblaciones de estas tortugas que se encuentran en aguas españolas suelen tener menor diversidad genética que las que se encuentran en el Índico y el Pacífico (Vilaça y cols., 2021). Existen datos que avalan el avistamiento y la pesca accidental de algunos ejemplares de tortuga golfina, tortuga olivácea, tortuga carey (únicamente en las Islas Canarias) y tortuga laúd

(avistándose también en aguas cantábricas), pero estos avistamientos son esporádicos y no se han encontrado zonas de nidificación (Margaritoulis y cols., 2003; Carreras y cols., 2014), por lo que se hipotetiza que se encuentran en zonas de alimentación (Paladino y Morreale, 2001; Camiñas y cols., 2021).

1.1. Amenazas para las tortugas marinas

Se puede cometer el error de asumir que la interacción entre tortugas marinas y el ser humano se remonta a los últimos cientos de años y ha ido creciendo al ritmo de la industrialización y el uso cada vez mayor de los espacios marinos. En realidad, esta interacción se remonta a miles de años, existiendo pruebas zoo-arqueológicas en gran

variedad de culturas con el uso tanto alimentario como estético de estas especies (Frazier, 2003).

Dada su amplia distribución a nivel mundial, las tortugas marinas se ven afectadas por una gran cantidad de amenazas no sólo en sus rutas oceánicas, sino también en sus zonas de alimentación y nidificación. Algunos estudios enfocados en la zona del Atlántico indican que dentro de estas amenazas se incluyen predadores naturales y especies invasoras en las zonas de eclosión, enfermedades naturales, alteración de sus hábitats tanto marinos como terrestres, interacciones con distintos sistemas de pesca y el cambio climático, entre otros. Existen estudios recientes en la región atlántica que catalogan a la tortuga boba como la segunda especie de tortuga marina con

mayor índice de amenaza, tras la tortuga golfina (López-Mendilaharsu y cols., 2020; Ashford y cols., 2022).

Dependiendo de la especie de tortuga y su comportamiento de alimentación, migración y puesta, las **amenazas de origen antropogénico** pueden afectar de una manera o de otra, siendo más graves para unas especies que para otras (Ashford y cols., 2022). Hay diversos estudios que demuestran cómo la actividad humana en las zonas costeras hace que las tortugas marinas modifiquen su comportamiento de nidificación. Estudios más recientes incluso señalan que la actividad humana puede modificar las zonas y los comportamientos de alimentación de las tortugas juveniles, regresando los ejemplares a estas zonas y

acercándose más a la costa cuando disminuye dicha actividad humana (Schofield y cols., 2021).

Ya desde los años 80 existen estudios sobre las **causas de varamiento** de tortugas marinas que llegan muertas a la costa Este de Estados Unidos, demostrándose que éstas representan solamente un pequeño porcentaje del total de muertes (7-13%), ya que las corrientes pueden hacer que nunca lleguen a las playas (Epperly y cols., 1996). En muchos estudios se especifica que en un porcentaje variable de los ejemplares que llegaron a necropsia, las causas de muerte no se pudieron establecer dado el estado de descomposición del cadáver. También existe un dato común, y es que los varamientos suelen ser más comunes en los meses de primavera y verano, y algunos

estudios indican una desviación más hacia verano y otoño (Orós y cols., 2005; Chaloupka y cols., 2008; Monteiro y cols., 2016; Cantor y cols., 2020).

Mientras que los estudios anteriores identifican la pesca como el motivo más común de muerte, otros estudios realizados en tortugas verdes de Hawái establecen como principal causa de varamiento la fibropapilomatosis, seguida de causas antropogénicas, sospechándose también que pueda haber más muertes que varamientos, debido también a las costas estrechas y las corrientes marinas (Chaloupka y cols., 2008).

Existen otras amenazas de origen antropogénico que indudablemente afectan a la supervivencia de las tortugas marinas (Pritchard, 1996). La ingestión de anzuelos y desechos

marinos es una causa frecuente de varamiento, y dentro de éstos, los plásticos y microplásticos constituyen un número elevado, pudiendo provocar problemas de salud y/o lesiones, a veces con fatal desenlace (Camiñas y cols., 2021).

Otra amenaza es el aumento de las temperaturas de las aguas debido al cambio climático, lo que puede producir alteraciones en los porcentajes de determinación del sexo de estos reptiles, que se establecen según la temperatura de incubación de los huevos (Camiñas y cols., 2021).

Otras amenazas generalmente menos valoradas pero que también pueden afectar a la supervivencia de estos animales son el aumento del número de contaminantes en los océanos: plásticos, metales pesados, aceites y petróleo, entre otros, y la

reducción de playas donde poder nidificar debido a la sobrepoblación de las costas (Camiñas y cols., 2021).

2. LAS TORTUGAS MARINAS EN LAS ISLAS CANARIAS

Las Islas Canarias son una zona muy rica en vida marina debido a varias razones, entre las que cabe citar su situación geográfica, su origen volcánico, la profundidad de sus aguas en zonas cercanas a la costa, y una combinación entre la Corriente de Canarias y un fenómeno denominado afloramiento. Estos factores hacen que las aguas costeras de Canarias sean ricas en nutrientes (Nave y cols., 2001), lo que las convierte en una ruta de migración y alimentación para un gran número de fauna marina, incluyendo varias especies de tortugas marinas (Resolución MEPC. 134(53), 2005).

De las siete especies de tortugas marinas mencionadas con anterioridad, seis de ellas han sido

observadas en las costas canarias: la **tortuga boba** es la especie de tortuga marina más común en las Islas Canarias, al igual que en el resto de las aguas españolas, siendo su población estimada de varios centenares (Monzón-Argüello y Varo-Cruz, 2020); seguidamente, se pueden encontrar **tortugas verdes**, incluso con algunas pequeñas poblaciones que se han llegado a considerar “residentes temporales” dado que permanecen en las mismas costas durante años (Liria y cols., 2021); la **tortuga laúd** utiliza las aguas que rodean las Islas Canarias como zona de paso entre zonas de alimentación o reproducción, siendo la tercera tortuga que más comúnmente se avista y vara en Canarias, normalmente siendo varamientos pasivos (Liria y cols., 2021); la **tortuga carey** cuenta con

menos de 20 avistamientos desde 1980, sugiriéndose que algunos individuos acaban en esta zona para alimentarse (Varo-Cruz y cols., 2017); la **tortuga olivácea** tiene pocos avistamientos y varamientos en aguas Canarias, y su presencia se considera como accidental (Varo-Cruz y cols., 2015); y finalmente, la **tortuga golfina**, de la cual hay únicamente un avistamiento hasta la fecha (Liria y cols., 2021).

Los ejemplares de **tortuga boba** más frecuentes en las Islas Canarias son **individuos juveniles** de distintos tamaños, procediendo principalmente de las costas de Florida, México y Cabo Verde, siendo muy raro el avistamiento de ejemplares adultos (Liria y cols., 2021). Morfológicamente, la tortuga boba es la tortuga marina con la cabeza más grande en

comparación con el cuerpo, llegando a medir hasta 28 centímetros de ancho en los especímenes adultos. El caparazón es alargado, con la parte posterior más estrecha que la anterior y la curvatura más pronunciada a nivel del quinto escudo vertebral. El color del caparazón es marrónáceo-rojizo, y el tegumento ventral y el plastrón es de coloración marrónácea-amarillenta, con un par de uñas en las aletas. El caparazón de los adultos puede llegar a medir hasta 1 metro (longitud recta del caparazón), y los ejemplares adultos pesan en torno a los 150 kilogramos (Pritchard y Mortimer, 1999; Tortosa, 2022).

La **tortuga verde** eclosiona en playas de zonas tropicales y subtropicales, principalmente costas del Caribe y africanas, y comienzan una ruta de migración

que dura varios años hasta zonas de alimentación en las que se asientan durante mínimo varios meses, como son las Islas Canarias. Es en estas áreas de alimentación donde comienzan a transitar de una alimentación herbívora a omnívora, consistiendo su dieta en algas de gran tamaño, pasto marino, medusas, moluscos y crustáceos encontrados en hábitats que no exceden de 200 metros de profundidad, lo que se conoce como fase nerítica. Es por esto por lo que se establecen pequeñas poblaciones en zonas costeras y de puerto, como se puede apreciar en el sur de Tenerife, ya que la región cubre las necesidades de estos ejemplares ya sea de forma natural o por la interacción con el turismo y barcos pesqueros que suplementan su alimentación (Monzón-Argüello y cols., 2018).

2.1. Varamientos de tortuga boba e importancia en las Islas Canarias

Hay una gran variedad de causas que pueden originar los varamientos de tortugas marinas. Podemos clasificar estos varamientos en: **varamientos activos**, que son aquellos en los que los ejemplares acaban en la costa mientras están vivos; **varamientos pasivos**, en los que los ejemplares se encuentran muertos en la costa; y los **varamientos a la deriva**, en los cuales los animales son encontrados flotando a la deriva (Carrillo, 2018).

En las Islas Canarias destaca el estudio desarrollado sobre 1.860 ejemplares de tortuga boba varados entre 1998 y 2014 en los que se valoraron sus causas de varamiento, concluyendo que el

enmallamiento fue la principal causa de varamiento, con más de un 50 % de prevalencia, seguido de causas indeterminadas (20,37 %) e ingestión de anzuelos (11,88 %). Las otras causas primarias (traumatismos, enfermedades infecciosas, ingestión de petróleo, otras causas) tuvieron frecuencias inferiores al 6% (Orós y cols., 2016).

Con respecto a las causas de muerte, otro estudio abarcando un período de tiempo más breve, determinó que un 69,89% de los ejemplares murieron por lesiones asociadas a la acción antropogénica, siendo el enmallamiento la primera causa con un 24,73 %, seguido de colisión con embarcaciones (23,66 %) e ingestión de anzuelos y monofilamentos (19,35 %) (Orós y cols., 2005).

Otros estudios con más de 1.500 ejemplares, desarrollados entre los años 2003 y 2009 en las Islas Canarias también establecieron que la mayor causa de varamiento fue debido a enmallamientos, variando entre un 42,98% y 66,36% dependiendo del año. La única causa de origen antropogénico que sufrió un descenso significativo en su prevalencia a lo largo de los años fue la pesca accidental (Fariñas-Bermejo y cols., 2017).

Con respecto a los ejemplares que son más susceptibles a este tipo de causas, los animales más pequeños demostraron ser más afectados por los enmallamientos, mientras que aquellos de mayor tamaño ingresaron en centros de recuperación con mayor afección de ingestión de anzuelos y

colisiones con embarcaciones (Orós y cols., 2016).

Es destacable que, en comparación con otros estudios realizados en otras regiones del mundo, no se observaron varamientos por fibropapilomatosis en las tortugas de las Islas Canarias (Orós y cols., 2005, 2016).

3. CENTROS DE RECUPERACIÓN Y TORTUGAS MARINAS

Los centros de recuperación son entidades regidas por instituciones públicas, empresas privadas o voluntarios, que cuentan con un personal formado, dedicándose a la atención de especies silvestres que de no recibir los cuidados necesarios podrían morir en la naturaleza (Garcês, 2022). En muchas ocasiones, esta atención es necesaria debida a la acción antropogénica, ya sea de forma primaria (como pudieran ser disparos en rapaces, o varamiento en redes de pesca en animales marinos), o secundaria (por ejemplo, la desaparición de nichos ecológicos por el crecimiento

de la población) (Trocini y cols., 2008; Garcês, 2022).

3.1. Funciones de los centros de recuperación

Según el **International Wildlife Rehabilitation Council**, la recuperación de un animal salvaje se define como *“el tratamiento y cuidados temporales de animales que han sufrido daños, enfermedades o han sido desplazados y la posterior liberación de animales sanos a hábitats apropiados en la naturaleza”* (Miller, 2012). Por tanto, este es el objetivo principal de los centros de recuperación de fauna silvestre, cuyo número se ha incrementado significativamente en las últimas décadas en todo el mundo (Miller, 2012).

Además de la recuperación y reintroducción, otras labores que realizan estos centros pueden incluir la cría y reintroducción de especies en peligro, la colaboración con centros e instituciones educativas; colaboración en estudios sobre anatomía, fisiología o patologías de algunas especies, o la identificación temprana de problemas que puedan afectar gravemente a la población general como pudieran ser la caza furtiva o enfermedades emergentes (Trocini y cols., 2008; Paterson y cols., 2021; Garcês, 2022).

Muchos de estos centros colaboran con programas de cría y reintroducción de especies que se encuentran amenazadas o en peligro de extinción, creando un ambiente que favorezca la cría natural de ejemplares para la posterior introducción de las crías

en sus hábitats naturales. Algunos ejemplos de estos programas a nivel nacional son el Programa de Ampliación del Hábitat reproductor de la tortuga boba en la Macaronesia en el que participan tanto entidades públicas como privadas (Liria, 2016), o el Proyecto Monachus para la reintroducción del buitre negro en el Sistema Ibérico (Grupo de Rehabilitación de la Fauna Autóctona y su Hábitat [GREFA], 2017).

En estos centros colaboran distintos profesionales para poder aportar conocimientos clínicos, ecológicos, biológicos y legales. Todo este personal cualificado se centra en la recuperación de ejemplares individuales, pero hay estudios que demuestran que su recuperación tiene un impacto en la población general, especialmente si los animales recuperados son

adultos de poblaciones con crecimiento lento y larga esperanza de vida (Paterson y cols., 2021).

Existe un gran número de centros de recuperación distribuidos por todo el mundo dedicados a la rehabilitación y reintroducción de tortugas marinas. Algunos de ellos se encuentran establecidos en acuarios como por ejemplo el Centro de Rehabilitación de Tortugas Marinas de Florida, el Proyecto de Rehabilitación de Tortugas de Dubai o el Hospital de Tortugas de la Fundación Oceanogràfic (Valencia). Otros son organizaciones no gubernamentales y sin ánimo de lucro como la Sociedad de Protección de Tortugas Marinas de Grecia ARCHELON, el Hospital de Tortugas de Florida o el Centro Marino Atoll en las Maldivas. Por último, podemos encontrar centros

de recuperación asociados a organismos gubernamentales como pueden ser los Centros de Recuperación de Fauna Silvestre de Tafira (Cabildo de Gran Canaria) y de La Tahonilla (Cabildo de Tenerife).

A pesar de la gran labor que realizan estos centros, actualmente tienen una serie de limitaciones que también han de ser mencionadas.

Las dotaciones presupuestarias suelen ser escasas, dado que muchos de los centros están regidos por ONGs con voluntarios, y dependen de ayudas de empresas privadas o donaciones particulares. Este límite de fondos hace que no todos los centros dispongan de los mismos medios materiales para la rehabilitación de ejemplares. No sólo pueden verse afectadas las

instalaciones, sino también el acceso a ciertas pruebas diagnósticas (radiografías, analíticas, pruebas de imagen avanzada), o tratamientos (ya sean médicos o quirúrgicos) (Trocini y cols., 2008).

Existe la tendencia en muchos centros de recuperación de clasificar a los ejemplares según su causa de entrada en lugar de por patologías. Esto suele deberse a una combinación de falta de fondos para poder realizar las pruebas que aseguren un diagnóstico definitivo y en ocasiones un déficit de personal cualificado (Trocini y cols., 2008; Garcês, 2022).

Si bien la recopilación de datos para estudios debe ser recogida de forma sistemática y protocolizada, al existir en estos centros una gran cantidad de voluntarios no siempre se recogen

los datos de la misma manera y pueden existir pérdidas de información (Trocini y cols., 2008; Garcês, 2022).

3.2. Técnicas diagnósticas

Las técnicas diagnósticas utilizadas en tortugas marinas son similares a las que se usan en otras especies animales, especialmente otros quelonios. A pesar de esto, hay muchos aspectos que hacen que los resultados sean más difíciles de interpretar que en otras especies, como por ejemplo la escasez de parámetros de referencia, las variaciones en los resultados según el estado del paciente, y el método analítico empleado (Herbst y Jacobson, 2003; Campbell, 2014).

La **toma de muestras sanguíneas** es sencilla, y puede

aportar información sobre hormonas, análisis genéticos, bioquímicos o hematológicos. Estos análisis se realizan con el objetivo de establecer un diagnóstico clínico, lo que en reptiles se ve dificultado por factores como la edad, el sexo, o la temperatura. Además, en reptiles, y especialmente en quelonios, es relativamente sencillo que la muestra se contamine con líquido linfático, lo que resulta en una alteración de los parámetros bioquímicos (Campbell, 2014). De forma habitual, se suele realizar una extracción en tubos de heparina para la evaluación sanguínea en estos animales, ya que el anticoagulante EDTA puede producir lisis celular en quelonios. Además, dependiendo de la prueba a realizar, puede congelarse

plasma o sangre entera (Herbst y Jacobson, 2003; Campbell, 2014).

Entre los parámetros a evaluar con la extracción de sangre, podemos destacar la hematología, la bioquímica, la evaluación de los electrolitos y el estado ácido-base.

Dado que los eritrocitos de los reptiles son nucleados, gran parte de la **hematología** no puede realizarse en medios automatizados como en mamíferos y se realiza de forma manual, posibilitando la evaluación de las células sanguíneas, tanto de forma cuantitativa como cualitativa. Se pueden observar las células al microscopio óptico para su evaluación morfológica, valorar la presencia de parásitos hemáticos y detectar alteraciones en la fórmula leucocitaria que sugieran infecciones o inflamaciones; también se incluye la determinación

del microhematocrito para descartar anemias; y además sirve para monitorizar la respuesta de una enfermedad al tratamiento (Herbst y Jacobson, 2003; Campbell, 2014).

Con respecto a los **parámetros bioquímicos** pueden verse afectados por factores externos como la temperatura, o internos como la edad, el sexo o el estado nutricional del animal. Se deben tener en cuenta estas variaciones a la hora de interpretar los resultados, así como las diferencias fisiológicas de las tortugas con respecto a otros animales. Por ejemplo, las tortugas marinas excretan ácido úrico, amoniaco y urea como metabolitos renales, siendo la urea y la creatinina indicadores poco fiables de fallo renal y mortalidad secundaria a ello (Campbell, 2014).

Para la correcta regulación de los electrolitos y su concentración en sangre, las tortugas marinas poseen glándulas excretoras de sal. Además, el sodio se reabsorbe a nivel intestinal y es excretado o reabsorbido a nivel renal. Con respecto al potasio, se ha observado en algunos estudios que en tortugas en épocas de alimentación el potasio es más elevado que en aquellas en época de nidificación, lo que sugiere que es dependiente de la alimentación. Estos electrolitos varían en función del estado ácido-base, y se ven influenciados por la presencia de acidosis o alcalosis (Campbell, 2014). Estas variaciones están poco estudiadas en reptiles, particularmente en tortugas marinas, y los estudios publicados indican que pueden ser importantes para el pronóstico clínico y el

tratamiento de las tortugas varadas (Innis y cols., 2009; Camacho y cols., 2013; Campbell, 2014; Camacho y cols., 2015).

Las pruebas de imagen

incluyen desde las más sencillas como la radiografía, hasta técnicas más avanzadas como la tomografía computarizada (TC) o la resonancia magnética (RM), pasando por la ecografía y la endoscopia. El coste de cada una de ellas es un factor limitante, y la dificultad para interpretar las imágenes obtenidas por estos métodos depende de la experiencia del clínico (Herbst y Jacobson, 2003; Valente y cols., 2007). Con respecto a la TC y la RM, los avances en los últimos años han permitido un mayor acceso a estas técnicas, lo que aumenta la precisión a la hora de visualizar la anatomía (Arencibia y cols., 2006, 2012, 2021) y las

patologías (Spadola y cols., 2016), evitando una de las mayores desventajas de la radiografía convencional: la superposición de estructuras, más acusada en quelonios debido a la presencia de plastrón y caparazón (Wyneken, 2014).

En cuanto a la **ecografía**, desde los años 80 se han descrito principalmente las características del sistema reproductor en tortugas marinas (Rostal y cols.; 1989, 1990; Heck y cols., 1997), siendo en los últimos años cuando se han desarrollado varios estudios sobre otras estructuras anatómicas. Estos estudios han contribuido a la extensión de esta técnica para valorar patologías de tortugas en recuperación, lo que supone un avance en la medicina de tortugas marinas, ya que se trata de una técnica no invasiva y rápida

(Valente y cols., 2007; De Majo y cols., 2016; Franchini y cols., 2018; Gunawan y cols., 2020; Muramoto y cols. 2020). La desventaja de la ecografía es la inversión primaria en el equipo y sondas adecuadas para el tamaño del paciente, las ventanas ecográficas disponibles en tortugas marinas, y los conocimientos previos que debe tener el clínico para poder obtener imágenes de calidad e interpretarlas (Hochleithner y Holland, 2014).

Puede también realizarse toma de muestras para biopsia, lo que aporta una evaluación histológica que puede confirmar o descartar una patología. Como en otros animales, la toma de muestras debe realizarse de forma estéril, y ser introducida lo antes posible en formol al 10% (Herbst y Jacobson, 2003), o en medios

adaptados si queremos realizar exámenes microbiológicos o toxicológicos (Divers, 2014). Un método mínimamente invasivo para la obtención de estas muestras en vivo es la endoscopia, que ha ido avanzando con el paso de los años desde que comenzó a utilizarse de forma esporádica en los años 90 para la extracción de cuerpos extraños digestivos (Guilford, 1990; Pressler y cols., 2003; Divers, 2014). Además, esta técnica ha sido utilizada en estudios recientes para la obtención de muestras fecales en animales en libertad, lo que supone un avance para la obtención de información de forma mínimamente invasiva y rápida en ejemplares sanos (Kaleel y cols. 2023).

3.3. La necropsia como fuente de información

La necropsia consiste en la disección de un cadáver para determinar las alteraciones que pudieran haber provocado la muerte del animal o para confirmar o descartar una enfermedad. Además de la disección y valoración de los órganos, se debe realizar la recolección de muestras para histopatología, microbiología o toxicología (Nation, s.f.).

La necropsia es una técnica ampliamente utilizada en medicina veterinaria y se realiza tanto en situaciones de campo como en instalaciones específicas para llevar a cabo el examen post mortem. Es importante que se realice por personal cualificado conocedor de la anatomía y las enfermedades de la especie que se está estudiando. Además, se debe

tener en cuenta que desde el momento de la muerte comienza la autólisis, lo que puede afectar a la calidad de las muestras. Por ello se recomienda la realización de las necropsias antes de las 24 horas tras el fallecimiento del ejemplar, manteniéndolo en refrigeración si no se va a realizar de forma inmediata (Nation, s.f.).

Para obtener la mayor información posible de una necropsia existen protocolos generales de necropsia, y protocolos específicos según la especie. Estos protocolos tienen como objetivo el reducir al mínimo la manipulación y contaminación de órganos y tejidos, de forma que los resultados no se vean alterados o no sean concluyentes (Nation, s.f.).

Con respecto a las tortugas marinas, es extremadamente importante que el veterinario que

realice la necropsia esté familiarizado con su anatomía, ya que los animales marinos tienen adaptaciones anatómicas que difieren de otras tortugas. Existen atlas y guías anatómicas (Wyneken, 2001), así como manuales de necropsia específicos (Orós y Torrent, 2001; Flint y cols., 2009; Universidad de Florida [UF], s.f.) que pueden resultar de ayuda al clínico o patólogo que se esté iniciando en las necropsias de estos ejemplares.

Gracias a estos estudios *post mortem* se han descubierto patologías que se desconocían con anterioridad. Al tener acceso a muestras que no se pueden obtener de animales salvajes en libertad, se amplía el conocimiento de enfermedades que pueden afectar a estas especies, lo que ayuda a mejorar la supervivencia en su

medio natural (Work y cols., 2015; Orós y cols., 2016; Foley y cols., 2019; Guarino y cols., 2020; Franchini y cols., 2021).

3.4. Dificultades en la práctica clínica

La rehabilitación de aquellas especies animales protegidas como las tortugas marinas implica valorar muchas más variables además de la propia medicina veterinaria. Se deben tener en cuenta las leyes que afectan a los animales tratados, el tipo de infraestructura a utilizar, la formación especializada del personal, la posibilidad de proporcionar una correcta alimentación, y el poder disponer de un centro médico con equipación adecuada, implicando todo ello unos altos costes (Norton y

Kopersky, 2017; Escobedo-Bonilla y cols., 2022). Además, existen estudios que avalan el enriquecimiento ambiental y el promover su comportamiento natural como métodos para mejorar las posibilidades de supervivencia de los animales rehabilitados, ya que algunos de ellos pueden tardar meses o incluso años en recuperarse y volver a ser puestos en libertad; el acostumbrarse al ser humano y a dietas monótonas durante ese tiempo puede en algunos casos imposibilitar su liberación (Escobedo-Bonilla y cols., 2022; Diggins y cols., 2022).

A pesar de existir un gran número de centros de recuperación y de alcanzar unos elevados porcentajes de liberación de las tortugas ingresadas (Orós y cols., 2016), el número de tortugas rehabilitadas es pequeño en

comparación con la población total, por lo que esta acción, interpretada de forma aislada, no supone un cambio significativo a nivel poblacional. Los centros deben incorporar otros aspectos que incluyan la educación de la población general que posibilite cambios de comportamiento y leyes que ayuden a la conservación de las tortugas marinas (Norton y Kopersky, 2017; Escobedo-Bonilla y cols., 2022).

Con respecto a la formación especializada de los trabajadores de los centros, existe cierta dificultad para la adquisición de los conocimientos necesarios, y en muchas ocasiones requiere que los interesados en este tipo de medicina asistan a congresos, conferencias y voluntariados fuera de los canales habituales de

formación universitaria o cursos de postgrado (Miller, 2012).

Algunas de las infecciones que afectan a tortugas marinas pueden tener carácter zoonótico, por lo que se recomienda la adopción de medidas básicas de higiene para trabajar con estos animales, de tal modo que aquellas personas con inmunosupresión no deberían tener contacto con los animales en rehabilitación o el agua (Stamper y cols., 2017). Se debe seguir por tanto un correcto protocolo de higiene, aunque no exista personal especialmente sensible, y un uso racional de los antibióticos siguiendo siempre la legislación vigente en cada país (Miller, 2012).

4. ENFERMEDADES Y PATOLOGÍAS EN TORTUGAS MARINAS

4.1. Lesiones de origen antropogénico

Como se ha mencionado en apartados anteriores, las tortugas marinas se enfrentan a una serie de amenazas de origen antropogénico, y algunas de ellas pueden comprometer gravemente la supervivencia de los ejemplares afectados (Tortosa, 2022). Así, un estudio demostró que aproximadamente el 70 % de las tortugas marinas varadas en las Islas Canarias murieron de forma secundaria a lesiones de origen antropogénico (Orós y cols., 2005).

En la evaluación de afecciones del **sistema digestivo** se describen: dermatitis erosivas

mandibulares que pueden variar desde superficiales y leves, hasta ser más graves y llegar a producir osteomielitis mandibular (Parga, 2012); esofagitis ulcerativa y fibrinosa, así como perforaciones esofágicas, secundarias a la ingestión de anzuelos, siendo una de las lesiones más comúnmente observadas a nivel esofágico en algunos estudios (Orós y cols., 2004, 2005; Valente y cols., 2007); enteritis necrótica secundaria a intususcepción intestinal, siendo todos los casos observados secundarios a ingestión de cuerpos extraños lineales, más concretamente monofilamentos de redes de pesca (Orós y cols., 2004, 2005; Casale y cols., 2008; Swimmer y cols., 2014).

Con respecto al **sistema musculoesquelético**, las interacciones con la actividad

humana han demostrado producir: caquexia y miopatías que pueden llegar a desembocar en miositis necrótica, todo ello secundario al enmallamiento en redes de pesca (Orós y cols., 2005); amputaciones traumáticas y fracturas de extremidades, también secundarias a enmallamientos en redes de pesca o impactos con embarcaciones. En muchos de estos casos, se puede contar con radiografías *ante mortem* (Orós y cols., 2005); traumatismos, heridas o fracturas de caparazón, principalmente asociadas al impacto con embarcaciones (Orós y cols., 2005).

A nivel **cardiorrespiratorio** se han descrito: lesiones pulmonares y neumonías unilaterales, secundarias a traumatismos en el caparazón (Orós y cols., 2005); pericarditis y miocarditis

relacionadas con la ingestión de anzuelos que perforan el sistema digestivo craneal, anatómicamente muy cercano al corazón (Orós y cols., 2005; Casale y cols., 2008).

Existen pocas lesiones secundarias a la actividad humana que afecten al **sistema nervioso**, describiéndose algunos casos de compresión medular y hemorragias meníngeas secundarias a traumatismos (Orós y cols., 2005).

Algunas patologías secundarias a la acción antropogénica no producen alteraciones en un único sistema, sino que afectan a varios sistemas, como puede ser la ingestión de petróleo, que puede producir lesiones a nivel digestivo (impactación esofágica y gastroenteritis necrótica), hepatitis necrótica y tubulonefrosis renal (Orós y cols., 2005; Camacho y

cols., 2013) y dermatitis necrótica (Camacho y cols., 2013). La ingestión de anzuelos y la perforación del sistema digestivo puede producir celomitis y septicemia, frecuentemente de pronóstico grave, siendo causa de muerte de la mayoría de los animales que padecen esta patología (Orós y cols., 2005; Casale y cols., 2008). Desde hace pocos años se está observando que las tortugas marinas también pueden sufrir de enfermedad descompresiva secundaria a la pesca accidental, produciendo síntomas neurológicos (estado mental estuporoso, pérdida de sensibilidad en extremidades, paresia), burbujas de gas en vasos sanguíneos de distintos órganos (pulmones, riñones, hígado, corazón, bazo y sistema nervioso central), necrosis miocárdica y

edema periférico y alveolar (García-Párraga y cols., 2014; Parga y cols., 2020).

4.2. Enfermedades infecciosas

4.2.1. Infecciones víricas

Los virus son microorganismos que dependen de un hospedador para ejercer su acción, viéndose ésta determinada por su virulencia, el órgano diana y la respuesta inmune del propio hospedador. Si el sistema inmunológico del hospedador no es capaz de eliminar completamente el virus, puede mantenerse como transmisor asintomático o desarrollar la enfermedad. Además, las reacciones secundarias a la presencia de virus pueden producir inmunosupresión o mutaciones neoplásicas en el hospedador (Page-Karjian y Herbst, 2017).

Se han observado cuatro familias de virus que pueden afectar a tortugas marinas, aunque con desigual incidencia.

Los **herpesvirus** son los virus más ampliamente descritos en tortugas marinas. De forma general pueden afectar a tejido epitelial (produciendo hiperplasia que desemboca en ulceración y necrosis de la piel afectada), linfoide o nervioso (Page-Karjian y Herbst, 2017). Se han descrito distintos tipos de herpesvirus en tortugas marinas.

El **herpesvirus quelónido 1 (ChHV1)** fue el primer herpesvirus descrito en tortugas marinas, también conocido por sus siglas en inglés GPDV (grey patch disease virus) (Rebell y cols., 1975). Presenta dos formas clínicas: placas epidérmicas que llegan a cubrir la piel de la cabeza, el cuello,

los ojos y las aletas; y lesiones papulares que suelen evolucionar a úlceras (Page-Karjian y Herbst, 2017). En las décadas de 1970 y 1980 hubo una gran afección en granjas de tortuga verde, con ejemplares asintomáticos, otros con lesiones cutáneas con remisión espontánea al cabo de varios meses, y otros (los ejemplares más jóvenes) muriendo sin llegar a desarrollar los síntomas cutáneos. Se sospechó de transmisión vertical y a través del agua, y solo se ha descrito en tortuga verde, aunque algunos autores encuentran ciertas similitudes con el LOCV que se observa en tortuga boba (Page-Karjian y Herbst, 2017).

El **herpesvirus quelónido 6 (ChHV6)** es también conocido como LETV (lung-eye-trachea virus). Se describió por primera vez

en los años 80 en las mismas granjas marinas en las que se observó la infección por ChHV1, muriendo los animales tras varias semanas de presentar síntomas y lesiones compatibles con traqueitis, bronconeumonía, queratitis y conjuntivitis (Jacobson y cols., 1986; Page-Karjian y Herbst, 2017). Existen estudios en los que se observó la presencia de anticuerpos frente a este virus en tortugas verdes y bobas no afectadas clínicamente (Coberley y cols., 2001).

El **herpesvirus genital-respiratorio de tortuga boba (LGRV)** se ha descrito en tres tortugas bobas atlánticas con úlceras en la tráquea y en el tejido circundante a la cloaca y el falo (Stacy y cols., 2008). La forma de transmisión no se conoce exactamente, pero se sospecha

que pueda ser horizontal, sexual, por contacto con superficies contaminadas, o por sanguijuelas del género *Ozobranchus*, como sucede con otros herpesvirus (Marschang, 2010). Se consideró oportunista por tratarse de tortugas con lesiones graves secundarias a toxicosis, traumatismos o debilidad generalizada crónica. El virus es genéticamente similar al ChHV6, sugiriéndose que algunos ejemplares inicialmente diagnosticados como infectados por ChHV6, pudieran haberlo estado realmente por LGRV (Stacy y cols., 2008).

El **herpesvirus orocutáneo de tortuga boba (LOCV)** fue descrito por primera vez en el mismo estudio en el que se describió el LGRV. Afectó a tres tortugas bobas atlánticas con lesiones en mucosa oral y piel, y

úlceras en orofaringe. Al igual que el LGVR, se consideró patógeno oportunista, y los autores recomendaron continuar con el aislamiento y estudio de estos virus en tortuga boba (Stacy y cols., 2008).

El herpesvirus de tortugas marinas más ampliamente estudiado es el **Scutavirus quelónido 5**, antes conocido como **herpesvirus quelónido 5 (ChHV5)**. Se encuentra ampliamente estudiado en tortugas marinas ya que se cree que está involucrado en el desarrollo de la **fibropapilomatosis**, por lo que inicialmente se le nombró como CFPHV (chelonid fibropapilloma-associated virus) (Page-Karjian y Herbst, 2017). Se ha asociado con fibropapilomas cutáneos y fibromas viscerales en tortugas afectadas por la enfermedad, así como en

muestras de piel sana (Lackovich y cols., 1999; Alfaro-Núñez y cols., 2014, 2016). Todas las especies de tortugas marinas son susceptibles a la infección, pero la mayor parte de los casos reportados son en tortuga verde, siendo habitualmente los animales afectados ejemplares juveniles, sin diferencias en prevalencia según el sexo (Jones y cols., 2016; Page-Karjian y Herbst, 2017; Rao y cols., 2020). La fibropapilomatosis se considera una enfermedad epizootica de distribución global, pudiendo ser primera causa de varamiento en algunas áreas, o describiéndose algunas zonas actualmente libres de esta enfermedad (Orós y cols., 2005; Chaloupka y cols., 2009; Work y cols., 2015; Jones y cols., 2016; Balladares y cols., 2017). Las lesiones consisten en tumores que afectan tanto a estructuras

cutáneas y región ocular, como a órganos internos (Jones y cols., 2016; Page-Karjian y Herbst, 2017). En caso de que la localización de estos tumores cutáneos dificulte el normal desenvolvimiento de los ejemplares afectados, está descrita la extirpación quirúrgica (Balladares y cols., 2017). Los estudios indican que pueda transmitirse de forma horizontal en las zonas neríticas o de alimentación, sospechándose que pueda afectar a aquellos ejemplares que estén sufriendo procesos que conlleven una inmunosupresión asociada. Además, existen vectores que pueden ser transmisores de la enfermedad, siendo las sanguijuelas marinas (*Ozobranchus* spp.) los parásitos en los que mayor carga viral se ha detectado. También se ha hipotetizado que la eutrofización o

enriquecimiento excesivo de nutrientes en el medio marino y la subsecuente proliferación de macroalgas enriquecidas con arginina, fuente de alimentación de las tortugas verdes, pudiera favorecer su infección (Van Houtan y cols., 2014; Jones y cols., 2016; Page-Karjian y Herbst, 2017). El aislamiento del virus se consiguió por primera vez *in vitro* en cultivos de células cutáneas de tortuga verde (Work y cols., 2017). Se está valorando actualmente que existan otros factores que puedan estar involucrados en el desarrollo de la enfermedad (Mashkour y cols., 2021).

Los **retrovirus** son virus cuyas infecciones pueden resultar asintomáticas, o desarrollar neoplasias benignas y síntomas neurológicos (Mashkour, 2019). Se desconoce exactamente la

significancia clínica de este virus en tortugas marinas, aunque se sospecha que pueda haber transmisión horizontal (Page-Karjian y Herbst, 2017). En un estudio realizado en tortuga verde en Hawái se identificó este virus en la mayoría de los animales testados, con y sin fibropapilomas, pero no se pudo concluir su patogenicidad (Casey y cols., 1997).

Los **papilomavirus** son virus de pequeño tamaño que se han asociado a lesiones de piel proliferativas que pueden llegar a desembocar en neoplasia, tanto en reptiles (incluyendo tortugas marinas) como en otras especies (Page-Karjian y Herbst, 2017). Producen lesiones papilomatosas, y se han descrito dos virus especie específicos: **papilomavirus 1 de *Chelonia mydas* (CmPV-1)** y

Dyozetapapilomavirus 1 (antes conocido como **papilomavirus 1 de *Caretta caretta* CcPV-1**) (Herbst y cols., 2009). Recientemente se ha identificado CmPV-1 en ejemplares con fibropapilomatosis junto con herpesvirus, sospechándose una posible participación en la enfermedad, si bien no hay estudios concluyentes (Mashkour y cols., 2018). Recientemente, en un estudio con 275 tortugas marinas en libertad, se detectó molecularmente de forma concomitante CmPV-1 y ChHV5 en el 43,5% de los fibropapilomas cutáneos (Mashkour y cols., 2021).

Gracias a los nuevos métodos de secuenciación vírica, como puede ser la metagenómica vírica, se ha descrito un nuevo virus denominado **sea turtle tornavirus 1 (STTV1)** en dos tortugas verdes

afectadas con fibropapilomatosis, sugiriéndose que este virus pueda coinfectar a tortugas marinas con fibropapilomatosis, aunque todavía se desconoce su participación en la patogenia de la enfermedad (Ng y cols., 2009).

4.2.2. Infecciones bacterianas

Las bacterias se encuentran de forma ubicua también en el medio marino. Algunas de las bacterias que afectan a tortugas marinas pueden afectar a otras especies, incluyendo al ser humano. En la mayoría de las ocasiones estas infecciones tienen carácter oportunista, llegando a ser mortales en algunos casos (Innis y Frasca Jr., 2017; Ebani, 2023). Existe una gran variedad de bacterias que pueden afectar a tortugas marinas, pero hay ciertos

grupos que se encuentran más ampliamente descritos en la bibliografía como bacterias desencadenantes de enfermedad en tortugas marinas.

Las bacterias pertenecientes al género ***Mycobacterium*** son bacterias gram positivas, ácido alcohol resistentes, que se encuentran de forma ubicua en el ambiente, con diversas familias dentro de este género (Rosenthal y Mader, 2006; Ebani, 2023). Existen publicaciones desde principios del siglo XX describiendo tortugas marinas afectadas por *Mycobacterium chelonae* (Ebani, 2023), y desde entonces se han publicado distintos estudios que demuestran el carácter patógeno de este grupo de bacterias en tortugas marinas. En una tortuga golfina en recuperación se comenzaron a observar lesiones

en las aletas anteriores con inflamación articular que desembocó en amputación de una de las extremidades debido a la diseminación de las lesiones osteolíticas, aislándose *M. chelonae* tanto de la articulación afectada como de lesiones cutáneas en otra aleta, por lo que se eutanasió al ejemplar ante una infección sistémica. Posteriormente se confirmó en necropsia la afección de pulmones, hígado, bazo, riñones y pericardio, constituyendo el primer caso descrito de afección osteoarticular por este patógeno en tortugas marinas (Greer y cols., 2003). Están descritos otros casos de afección por *M. chelonae* en tortuga golfina, con resultados que muestran la resistencia de esta bacteria a distintos tipos de antibióticos y que en la mayoría de los casos acaban

con la muerte o la eutanasia de los animales afectados por lesiones compatibles con osteomielitis, sinovitis, afección de vías aéreas y pulmones (Hirokawa y cols., 2009; Innis y Frasca Jr., 2017). Con respecto a otras especies de tortugas marinas, hay publicaciones de infecciones en: tortuga boba por *M. chelonae* con síntomas respiratorios y afección del parénquima pulmonar, riñones, hígado, bazo, piel y cerebro (Nardini y cols., 2014), y *M. marinum* con retraso del crecimiento, emaciación y debilidad secundarias a neumonía granulomatosa (Ebani, 2023); tortuga verde por *M. gordonae* con inflamación granulomatosa en pulmones, miocardio, hígado, bazo y cerebro (Goldberg y cols., 2023); tortuga laúd por *M. haemophilum* con inflamación granulomatosa en

sistema nervioso, pulmones, hígado, bazo, riñones, páncreas y médula ósea (Donnelly y cols., 2016). La mayoría de ellas han sido diagnosticadas *post mortem*, y solo algunos casos en los que la patología es inicial ha habido una buena respuesta a tratamiento y se ha podido liberar a los animales rehabilitados (Innis y Frasca Jr., 2017). Además de ser bacterias resistentes al tratamiento, su aislamiento muchas veces no puede llevarse a cabo de forma satisfactoria debido a sus necesidades específicas de crecimiento, lo que conlleva que en ocasiones no pueda identificarse la especie (Ebani, 2023).

Las bacterias pertenecientes al género ***Enterococcus*** son bacterias gram positivas que pueden encontrarse como parte de la flora intestinal, en

cavidad oral y piel. Como otras bacterias, suelen encontrarse de forma asintomática en sus hospedadores, pero en ocasiones pueden producir lesiones más o menos graves tanto en animales como en el ser humano (Ebani, 2023) y suelen verse asociadas a infecciones nosocomiales en hospitalizaciones de larga duración, alteraciones en el sistema inmune y fallo renal (Innis y cols., 2014). En tortugas marinas no es un patógeno que esté ampliamente descrito, pero se han desarrollado estudios en distintas especies: en tortuga golfina se han observado alteraciones compatibles con neumonía, lesiones en piel, esteatitis, artritis, osteomielitis, septicemia, necrosis hepática y colecistitis, y se han aislado distintas cepas de *Enterococcus* en hemocultivos y cultivos de piel,

hueso o líquido sinovial, tejido adiposo y tracto respiratorio. En los pacientes vivos que presentaban síntomas se realizaron distintos tratamientos antibióticos, pero no todos los animales respondieron correctamente, valorándose la necesidad de realizar estos cultivos desde el momento del ingreso para determinar si eran infecciones nosocomiales (dado que algunos animales comenzaron a presentar síntomas después de varias semanas) o secundario al uso de cefalosporinas de tercera generación (Innis y cols., 2014; Innis y Frasca Jr., 2017; Turner y cols., 2021); en tortuga verde se ha descrito un caso de un animal tratado con ceftazidima al ingresar con anemia, osteolisis y problemas de flotabilidad, tras lo que se realizaron hemocultivos y cultivo del líquido sinovial y se aisló *E.*

hormaechei con resistencia a cefalosporinas de tercera generación, por lo que se adaptó la pauta antibiótica, aunque la tortuga acabó muriendo de forma secundaria a una celomitis (Goldberg y cols., 2019). Otros autores han observado *Enterococcus* spp. asociado a cuadros de osteomielitis, neumonía y septicemia (Innis y Frasca Jr., 2017), o se ha descrito en animales con infecciones víricas concomitantes (Ebani, 2023); en tortuga olivácea se han observado casos de osteomielitis en aletas anteriores secundarios a *E. faecalis* diagnosticados *in vivo*, siendo esta cepa multirresistente. El animal murió finalmente sin mostrar mejoría clínica (Tsai y cols., 2019); en tortuga boba se ha descrito un caso clínico de una hembra varada en redes de pesca en la que se

observó un cuerpo extraño compatible con púas de manta raya tanto en una de las extremidades posteriores como perforando un asa intestinal. Se aisló *E. faecalis* de la herida en piel y en el hemocultivo, y tras varias intervenciones y meses de tratamiento con terapia de vacío y antibióticos se pudo liberar al animal (Bezjian y cols., 2014).

Las bacterias pertenecientes al género ***Chlamydia*** son bacterias gram negativas de carácter intracelular y potencialmente zoonótico (Rosenthal y Mader, 2006), y se han descrito distintos casos que afectan a quelonios, pudiendo ocasionar desde síntomas oculares o respiratorios hasta la muerte por septicemia, pasando por lesiones granulomatosas, síntomas gastrointestinales o animales

portadores asintomáticos (Pace y cols. 2022; Ebani, 2023). En tortugas marinas se observó un brote de clamidiosis en tortugas verdes con síntomas como dificultad para el buceo y flotabilidad, debilidad, letargia y muerte. En necropsia se observaron lesiones hepáticas, cardíacas y esplénicas y se diagnosticó la presencia de *Chlamydia* spp. en estos órganos mediante estudios inmunohistológicos y de microscopía electrónica (Homer y cols., 1994). En tortuga boba se han realizado estudios en Italia que demuestran la presencia de esta bacteria en mucosa nasal, conjuntival y oral de tortugas asintomáticas (Pace y cols., 2022).

Las **enterobacterias** son bacterias gram negativas anaeróbicas facultativas que se

encuentran de forma ubicua en el ambiente, incluyendo especies patógenas y otras oportunistas (Ebani, 2023). Se citan a continuación algunos de los géneros más frecuentes.

***Salmonella* spp.** suelen ser consideradas bacterias patógenas cuya virulencia depende del serotipo, aunque muchos reptiles pueden portar estas bacterias de forma asintomática, lo que supone un problema ya que son patógenos con carácter zoonótico y liberación intermitente a través de las heces (Rosenthal y Mader, 2006; Ebani, 2023). Existen estudios en los que se han aislado distintos serotipos de *Salmonella* de muestras fecales o hisopados cloacales de hembras nidificantes asintomáticas (o de los propios huevos), y de algunos ejemplares libres o capturados de forma

accidental por redes de pesca (Dutton y cols., 2013; Edwards y cols., 2021; Ebani, 2023). Por otro lado, en un estudio en el que se realizó la necropsia de 171 tortugas oliváceas se observaron granulomas renales con lesiones compatibles con nefritis por *Salmonella typhimurium*, tanto en ejemplares aparentemente sanos que murieron por pesca accidental como animales varados muertos, pero se precisan más estudios para determinar si la infección puede ser ascendente de origen intestinal, de origen septicémico, y si fueron hallazgos incidentales o si pudieran ser la causa de muerte o estar relacionada con la misma (Work y cols., 2019).

Escherichia coli forma parte de la flora intestinal de muchos reptiles, lo que dificulta determinar si su presencia es o no

patológica, ya que en ocasiones puede producir septicemias concomitantes a enterotoxemias de distinto origen (Rosenthal y Mader, 2006; Ebani, 2023). Un estudio realizado en las Islas Canarias con 93 tortugas varadas observó la presencia de estas bacterias asociada a esplenitis necrótica, abscesos, esofagitis ulcerativa y fibrinosa, enteritis fibrinonecrótica, perihepatitis fibrinosa y hepatitis granulomatosa y necrótica asociada a procesos septicémicos. Muchas de estas lesiones concuerdan con un estudio anterior realizado en la misma área, focalizándose el 61,7% de las lesiones en el sistema digestivo (Orós y cols., 2004, 2005).

Hay estudios recientes realizados con 200 ejemplares que identifican bacterias del género ***Enterobacter*** únicamente en

animales enfermos y que no habían sido sometidos con anterioridad a tratamientos antibióticos, con varios casos de cepas multirresistentes (Trotta y cols., 2021), por lo que muchos autores sugieren que las tortugas bobas puedan ser portadoras y transmisoras de bacterias multirresistentes, algunas de carácter zoonótico (Alduina y cols., 2020; Trotta y cols., 2021; Ebani, 2023).

***Citrobacter* spp.** se pueden encontrar tanto en el tracto digestivo de gran cantidad de especies como en ambientes acuáticos o terrestres (Golderbg y cols., 2016), pudiendo producir intoxicaciones alimentarias o infecciones urinarias (Guo y cols., 2022). Existen varios estudios que asocian su presencia en procesos debilitantes, pero no como causa de la muerte o enfermedad primaria:

en tortugas golfinas se ha observado en hemocultivos, cultivo de hueso, lavados traqueales y cultivos de pulmón, pero no se determinó si contribuyeron o no a la muerte de los ejemplares (Innis y cols., 2014); otros estudios en tortugas golfinas hipotérmicas con esteatitis demostraron la presencia de *C. freundii* y *C. braakii*, asociándose su presencia con procesos debilitantes (Turner y cols., 2021); en tortugas verdes con úlceras de caparazón se desarrolló un estudio para establecer la población bacteriana presente, y aunque se demostró una presencia elevada de *C. freundii*, se concluyó que eran otro tipo de bacterias las causantes de las úlceras (Guo y cols., 2022). Hay pocos artículos que relacionen la presencia de *Citrobacter* spp. con afecciones graves que puedan haber

colaborado o sido la causa de la muerte de los animales afectados: en tortuga verde se ha observado osteolisis y osteomielitis asociada a infecciones multirresistentes de *C. freundii* sugiriéndose tener en cuenta aquellas tortugas que se encuentren en zonas con alta contaminación para valorar infecciones con importancia clínica (Goldberg y cols., 2019); en otro caso, en la necropsia de un ejemplar juvenil de tortuga verde se observaron abscesos en cavidad celómica, inflamación de casi todos los órganos celómicos y celomitis, aislándose *C. freundii* y *C. amalonaticus* (Goldberg y cols., 2016); en las Islas Canarias se ha asociado la presencia de *Citrobacter* spp. con neumonía granulomatosa, esplenitis granulomatosa, nefritis granulomatosa, cistitis, esofagitis

ulcerativa y hepatitis granulomatosa y necrótica en tortuga bobas (Orós y cols., 2004, 2005).

***Vibrio* spp.** son bacterias de carácter zoonótico gram negativas, anaeróbicas facultativas, que se encuentran de forma habitual en ambientes acuáticos, especialmente en aguas templadas o cálidas. Al igual que otros animales marinos, se ha descrito a las tortugas marinas como portadoras asintomáticas de distintas especies de *Vibrio*, como se observó en Costa Rica al aislar estos patógenos de nidos, huevos y cloaca de hembras nidificantes de varias especies de tortugas marinas (Zavala-Norzagaray y cols., 2015; Ebani, 2023). También se han observado casos de *Vibrio* en tortugas con patologías graves que en ocasiones han acabado en

la muerte del animal afectado: se ha aislado de animales con neumonías crónicas o agudas (Innis y cols., 2014; Turner y cols., 2021), en infecciones multifactoriales en úlceras graves de caparazón de tortugas bobas mantenidas en cautividad (Wiles y Rand, 1987), en muestras de cerebro en animales varados muertos (Fichi y cols., 2016), en animales afectados con rinitis obstructiva secundaria a estomatitis ulcerativa (Glazebrook y cols., 1993) y en distintas alteraciones observadas en necropsias de distintas especies de tortugas marinas (dermatitis ulcerativa, bronconeumonía, esplenitis necrótica, nefritis granulomatosa, esofagitis ulcerativa y fibrinosa, gastritis fibrinosa y necropurulenta, enteritis fibrinonecrótica, miositis y hepatitis

necrótica y granulomatosa) (Orós y cols., 2004, 2005).

***Pseudomonas* spp.** son bacterias gram negativas que se encuentran de forma ubicua tanto en medio marino como terrestre afectando a humanos y animales, muchas veces de forma oportunista (Oliveira y cols., 2017). A pesar de que los reptiles suelen ser hospedadores asintomáticos, están descritas varias patologías secundarias a distintas cepas de *Pseudomonas* (Ebani, 2023). Se han realizado varios estudios en tortugas en libertad o recién ingresadas en centros de recuperación con muestras de cloaca de tortuga laúd, tortuga verde, tortuga olivácea y tortuga boba, observándose distintas poblaciones de bacterias gram negativas entre las que se encontraban algunas cepas de

Pseudomonas (Kuschke, 2022). Con respecto a las patologías, están descritas tanto en necropsia como en vivo las dermatitis ulcerativas, estomatitis, inflamaciones a lo largo de todo el sistema respiratorio (Innis y Frasca Jr., 2017), septicemia y osteomielitis (Innis y cols., 2014), esofagitis fibrinosa y ulcerativa asociada a lesiones traumáticas (Orós y cols., 2004), y neumonía granulomatosa y perihepatitis fibrinosa (Orós y cols., 2005). Una de las mayores preocupaciones con respecto a estas bacterias es la presencia de *Pseudomonas* multirresistentes que pueden afectar a humanos, y ya se están comenzado a observar cepas resistentes a varios antibióticos en tortugas marinas, por lo que se ha recomendado mantener una vigilancia periódica de este tipo de

bacterias zoonóticas (Oliveira y cols., 2017).

Existe una gran variedad de lesiones y patologías, como lesiones en piel y caparazón, hepatitis, neumonía, distintos grados de estomatitis, rinitis o septicemia, en las que intervienen una combinación de bacterias, como ***Staphylococcus spp.***, ***Streptococcus spp.***, ***Listeria monocitogenes***, ***Bacillus***, ***Corynebacterium***, ***Aeromonas spp.*** (Orós y cols., 2004, 2005; Innis y Frasca Jr., 2017; Mashkour y cols., 2020; Ebani, 2023).

4.2.3. Infecciones micóticas

Muchos de los hongos que afectan a tortugas marinas suelen ser patógenos oportunistas cuando los ejemplares se encuentran en situaciones debilitantes o con

compromiso del sistema inmunitario (Innis y Frasca Jr., 2017), aumentándose el número de casos descritos en los últimos años como consecuencia del cambio climático (Gleason y cols., 2020). Los géneros comúnmente descritos son mencionados a continuación.

El género *Fusarium* puede encontrarse en ambientes terrestres y marinos, y es un patógeno que afecta a humanos, plantas y otros animales además de tortugas marinas (Gleason y cols., 2020). Algunos estudios correlacionan distintas especies de estos hongos con mortalidad de tortugas marinas en el nido, produciendo un bajo número de eclosiones (Sarmiento-Ramírez y cols., 2014). En adultos de tortugas marinas se han encontrado estos hongos en un caso de tortuga golfina en necropsia, con signos de

neumonía granulomatosa multifocal (Orós y cols., 2004), y distintos casos de lesiones cutáneas en varias especies de tortugas marinas (Innis y Frasca Jr., 2017; Greeff-Laubscher y Jacobs, 2022).

También se han observado infecciones conjuntas por *Beauveria*. En ejemplares de tortugas boba, verde y golfina, produciendo afecciones pulmonares que se determinaron mortales en algunos casos. Además, estos mismos hongos han sido descritos en un caso de celomitis granulomatosa en tortuga carey, siendo especialmente sensibles al itraconazol y voriconazol (Schumacher y cols., 2014; Innis y Frasca Jr., 2017; Horgan y cols., 2022). Otros estudios demostraron que estas infecciones primarias pulmonares se diseminaron a intestino, bazo,

páncreas, hígado y riñones (Innis y Frasca Jr., 2017).

Los hongos del género ***Purpureocillium*** (antes ***Paecilomyces***) también están relacionados con patologías respiratorias tanto de vías altas como bajas (Innis y Frasca Jr., 2017). Existen casos descritos en tortugas bobas con desórdenes de flotabilidad, que tras la necropsia se asociaron a pleuritis y neumonía (Schumacher y cols., 2014); otros autores han observado recientemente lesiones similares en tortugas golfinas en las que se han aislado hongos de estos tres géneros (*Fusarium*, *Beauveria* y *Purpureocillium*) (Mastrostefano y cols., 2023).

La infección por *Candida* spp. se describió por primera vez en una tortuga boba en las Islas Canarias con enteritis necrótica,

hemorragias y edema duodenal, congestión hepática, pericarditis fibrinosa y enfisema pulmonar (Orós y cols., 2004). Otros casos descritos afectan a una tortuga verde con fracturas de caparazón e infección secundaria por *Candida palmioleophila* en las fracturas y en hemocultivo que finalmente murió varios meses después. En el examen histológico se observó diseminación del patógeno a articulaciones, cerebro y pulmones (Wang y cols., 2021). En un estudio realizado con muestras de cloaca y orofaringe de 17 tortugas marinas, se demostró su resistencia al fluconazol e itraconazol, siendo todos los aislados sensibles a la anfotericina B (Brilhante y cols., 2015).

Otros géneros descritos en lesiones respiratorias en tortugas marinas son ***Cladosporidium***,

Sporotrichium, ***Scolecobasidium***, ***Penicillium*** y ***Rhodotorula*** (Innis y Frasca Jr., 2017). ***Trichophyton spp.*** fue demostrado inmunohistológicamente en una tortuga olivácea con poliserositis intestinal, celomitis, pleuritis y neumonía (Orós y cols., 2011).

4.3. Alteraciones metabólicas

La evaluación de los parámetros sanguíneos es importante en muchas ocasiones para poder establecer un diagnóstico clínico, aunque su interpretación puede verse dificultada en reptiles tanto por el ambiente en el que se encuentren como por la propia fisiología de estos animales (Campbell, 2014).

La creatinina y la urea son los metabolitos renales más

importantes en mamíferos, mientras que en tortugas marinas también se excreta ácido úrico y amoniaco (Campbell, 2014). La **urea** en sangre suele ser mayor en aquellos animales de alimentación carnívora, y lo mismo sucede en tortugas con este tipo de alimentación, siendo las tortugas verdes las que tienen una menor concentración de urea en sangre dado que son las que presentan un comportamiento más herbívoro de todas las tortugas marinas. Diversos autores han descrito niveles bajos de urea en ejemplares debilitados que ingresan en centros de recuperación, y se ha observado que estos niveles tienen tendencia a aumentar mientras están ingresadas y en tratamiento (Camacho y cols., 2013, 2015; Stacy e Innis, 2017; McNally y cols, 2020). En tortugas marinas estas

variaciones no están relacionadas con un fallo renal, y se sospecha que las disminuciones de urea en sangre se deban a estados de anorexia, deshidratación o una función hepática reducida, mientras que el aumento que se observa tras estar ingresadas pueda deberse a una corrección de la deshidratación y de las funciones orgánicas y una dieta elevada en proteínas por lo que los valores de aquellas tortugas consideradas sanas suelen ser más elevados sin que haya sospecha de fallo renal (Innis y cols., 2007; Stacy e Innis, 2017; McNally y cols, 2020). Mientras que la **creatinina** no se considera un valor reseñable a la hora de determinar la presencia de fallo renal en tortugas marinas, sí lo es el **ácido úrico**, ya que en diversos estudios se ha observado hiperuricemia en animales con fallo renal crónico, alteración de la

funcionalidad y afección renales secundaria a infecciones (Stacy e Innis, 2017).

En cuanto a la **glucosa**, podemos encontrar tanto hiperglucemia como hipoglucemia. La hipoglucemia suele verse asociada a periodos largos de anorexia y septicemia, de forma primaria, por lo que es frecuente observarlo en tortugas debilitadas que ingresan en centro de recuperación (Anderson y cols., 2011; Camacho y cols., 2013, 2015; Stacy e Innis, 2017; Stacy y cols., 2018). La hiperglucemia ha sido descrita en animales en situaciones de estrés y secundariamente a tratamiento con fluidos con glucosa, sospechándose que pueda estar relacionada con hepatopatías, alteraciones pancreáticas o tratamiento con corticoesteroides

(Camacho y cols., 2013, 2015; Stacy e Innis, 2017).

El origen de las alteraciones electrolíticas no está suficientemente estudiado en tortugas marinas. Se sospecha que alteraciones del **sodio y cloro** puedan estar relacionadas con deshidratación y se han descrito casos en los que sus valores aumentaban de forma secundaria a una adenitis de las glándulas de sal, mientras que las alteraciones en el **potasio** se relacionan con alteraciones metabólicas, miopatías, alteraciones renales, anorexia y pérdidas digestivas (Orós y cols., 2011; Bloodgood, 2016; Stacy e Innis, 2017).

El **lactato** tiene un valor predictivo en cuanto a la mortalidad de aquellos animales en los que se observa hiperlactatemia, pudiendo aumentar en situaciones de estrés

y metabolismo anaeróbico, como enmallamientos en redes de pesca, buceos involuntarios y mantenidos en el tiempo o anestесias, pudiendo producir todas estas situaciones hipoventilación e hipoperfusión (Stacy e Innis, 2017).

5. TERAPÉUTICA EN TORTUGAS MARINAS

Como el resto de los reptiles, las tortugas marinas son animales ectotérmicos, y el correcto funcionamiento de todos los órganos y sistemas depende de que se encuentren en su zona de temperatura óptima preferencial (conocida normalmente por sus siglas en inglés POTZ: preferred optimal temperature zone). Encontrarse en ese rango repercute en la farmacocinética y farmacodinámica del fármaco administrado, así como en una correcta respuesta del sistema inmunológico (Mader y Rudloff, 2006; Mitchell, 2006; Gibbons, 2014).

La elección de la **vía de administración** de un fármaco depende de la absorción de éste, utilizándose más comúnmente en

quelonios la vía oral (PO), subcutánea (SC), intramuscular (IM), intravenosa (IV), intraósea (IO) e intracelómica (IC), si bien existe controversia sobre la efectividad de estas dos últimas en ciertas especies de reptiles (Wilkinson, 2004; Mitchell, 2006; Gibbons, 2014).

Muchos autores coinciden en que la **vía oral**, si está disponible, debe usarse como ruta de hidratación para cualquier animal, incluyendo los reptiles (Mader y Rudloff, 2006; Gibbons, 2009). El problema surge en grandes reptiles y especialmente en quelonios, ya que a veces se debe recurrir a la colocación de un tubo de esofagostomía cuando están enfermos o débiles, lo que puede no ser práctico (Mader, 2006). En el caso de tratamientos médicos vía oral, es posible

administrarlos en alimentos altamente palatables en aquellos animales que estén comiendo por sí mismos, o realizar la intubación esofágica, evitando lacerar el esófago o que la sonda quede enganchada en las papilas esofágicas (Innis y cols., 2017).

Se ha estudiado la posibilidad de hidratar a las tortugas marinas enfermas, varadas muchas veces con distintos grados de deshidratación, mediante baños con agua dulce. Algunos autores han observado que esta vía de hidratación puede producir depleciones electrolíticas o sobrehidratación en algunos pacientes, si bien estos estados suelen revertirse en un plazo de unos pocos días después de reintroducirlas en agua salada. Esta forma de hidratación no es usada comúnmente dado el grado de

monitorización requerido (Innis, 2019).

La **vía intravenosa** (seno subcaparacial y vena coccígea) debe usarse con precaución a la hora de administrar cualquier tipo de fármaco dada la cercanía de ambos vasos al espacio medular. Por ello, la vena yugular es la más recomendada para la instauración de fluidoterapia intravenosa (Innis, 2019). Sin embargo, no siempre es accesible y es necesaria la sedación o anestesia del paciente para poder exponer esta vena (Gibbons, 2009).

La **vía intraósea** está descrita, pero muchos autores la consideran innecesaria dada la existencia de otras vías, el dolor que puede producir su colocación, así como la posibilidad de extravasación y de osteomielitis

(Mader y Rudloff, 2006; Innis, 2019).

La **vía intracelómica** está descrita en reptiles, pero requiere de experiencia para evitar la laceración o traumatismo de órganos internos (Gibbons, 2014).

En quelonios esta administración implica un menor riesgo si se administra en la fosa prefemoral con una ligera inclinación del paciente (Innis y cols., 2017). Esta vía permite la administración de medicación y fluidos que, por su gran volumen, no se puedan administrar de forma subcutánea o intramuscular. Además, existe la posibilidad de instaurar catéteres intracelómicos en caso de tratamientos de larga duración (Mader, 2006; Innis, 2019). Esta es la vía de elección en muchos centros de recuperación de tortugas marinas, ya que el

volumen de fluidoterapia a administrar puede variar entre 10 y 20 ml/kg al día, lo que suele suponer un gran volumen dado el tamaño de estos reptiles (Innis, 2019).

Aunque existe cada vez más información sobre las rutas de administración y dosis, muchos fármacos todavía se utilizan a dosis empíricas o extrapoladas de otras especies (Marín y cols., 2009; Gibbons, 2014). Los **fármacos** que más se utilizan en la rehabilitación de tortugas marinas son los antibióticos, los antiparasitarios, antifúngicos y analgésicos.

Al igual que en otras especies animales, no está recomendado el uso de **antibióticos** sin un cultivo y un antibiograma ya que el uso profiláctico e indiscriminado puede llevar a resistencias

antimicrobianas, lo que supone un problema grave tanto para los clínicos como para el medio natural (Wilkinson, 2004; Mitchell, 2006; Foti y cols., 2009). En ocasiones existen casos graves en los que no es posible esperar a los resultados y se selecciona el antibiótico de forma empírica, para lo que son necesarios conocimientos tanto del comportamiento del fármaco en la especie a tratar, como de los patógenos que normalmente producen la enfermedad que se esté tratando en ese momento (Mitchell, 2006; Gibbons, 2014). Dentro de los antibióticos más comúnmente utilizados en tortugas marinas de los cuales se ha estudiado su farmacocinética encontramos los aminoglucósidos, las fluoroquinolonas, las cefalosporinas, las tetraciclinas y las lincosamidas.

Los **aminoglucósidos** son antibióticos con acción bactericida y con excreción renal, siendo la gentamicina y la amikacina los más habituales (Wilkinson, 2004; Mitchell, 2006). Ya desde los años 70 existen estudios que demuestran la nefrotoxicidad de estos fármacos, siendo esta dosis-dependiente, pudiendo producir desde edema tubular hasta necrosis tubular y gota visceral secundaria (Montali y cols., 1979). Así, se realizaron estudios para determinar la concentración mínima inhibitoria que no supusiera un riesgo para la funcionalidad renal (Raphael y cols., 1985). Dado que tienen un rango terapéutico estrecho, es recomendable evaluar la función renal antes de su uso (Mitchell, 2006), y están indicados en sepsis por gram negativos, como

E. coli, *Klebsiella* o *Pseudomonas*, entre otros (Wilkinson, 2004).

Las **fluoroquinolonas** son antibióticos con acción bactericida frente a aerobios gram positivos y gram negativos, siendo la enrofloxacin y la marbofloxacin las más utilizadas (Mitchell, 2006). Existen suficientes estudios en otras especies que demuestran que las fluoroquinolonas pueden producir problemas articulares y condropatías en animales en desarrollo, por lo que se recomienda no asumir el riesgo que supone el uso de estos antibióticos en ejemplares en crecimiento. (Burkhardt y cols., 1997; Maslanka y cols., 2004; Yabe y cols., 2004; Hrubá y cols., 2019; Fishman y cols., 2022). Se ha observado que la enrofloxacin puede producir molestias y necrosis en el punto de inyección en reptiles, por lo que se

ha valorado la opción de su administración PO en tortuga boba, concluyendo que la administración de esta fluoroquinolona a una dosis de 20 mg/kg una vez a la semana puede ser necesaria para tratar infecciones bacterianas con resistencias intermedias a antibióticos y antibiogramas con unas concentraciones mínimas inhibitorias (CMI) elevadas (Jacobson y cols., 2005). Un estudio más reciente en tortuga verde demostró el uso de enrofloxacin IM e IV a dosis de 5 y 7,5 mg/kg para el tratamiento de microorganismos que presentaban antibiogramas con bajas CMI sin que los animales presentasen efectos adversos en la zona de inyección, sugiriendo la realización de más estudios con mayor número de pacientes (Poapolathep y cols., 2021). Con respecto al uso de

marbofloxacin, dosis de 2 mg/kg PO no producen efectos adversos en tortuga boba, y tiene un uso prometedor dada su farmacocinética (Marín y cols., 2009). La administración parenteral IM e IV a 2 mg/kg tampoco han mostrado tener reacciones adversas en tortuga boba, y la farmacocinética también sugiere que puede utilizarse para infecciones bacterianas en esta especie (Lai y cols., 2009; Nardini y cols., 2015).

Las **cefalosporinas** son antibióticos bactericidas de la familia de los beta-lactámicos, siendo la ceftazidima uno de los más utilizados en medicina de reptiles dada su efectividad frente a *Pseudomonas* y bacterias gram negativas en general (Mitchell, 2006; Gibbons, 2014; Innis y cols., 2017). Como ocurre con otros

antibióticos, hay pocos estudios sobre su farmacocinética en tortugas marinas. Estudios en tortuga boba y tortuga golfina concluyeron que la ceftazidima a dosis de 22 mg/kg cada 72 horas vía IM o IV podía ser utilizada para el tratamiento de bacterias sensibles (Stamper y cols., 1999; Innis y cols., 2012).

Las **tetraciclinas** son antibióticos con acción bacteriostática, siendo la doxiciclina la tetraciclina más utilizada en veterinaria y con acción frente a algunos organismos anaerobios (Mitchell, 2006). Un estudio en el que valoró la administración de doxiciclina vía IM e IV en tortugas marinas concluyó que puede administrarse frente a aquellos organismos sensibles a una dosis inicial de 42 mg/kg y mantenimiento de 21 mg/kg cada 72 horas, o una

dosis inicial de 84 mg/kg y mantenimiento de 42 mg/kg cada 72 horas (Harms y cols., 2004).

Dentro de las **lincosamidas** el antibiótico más empleado es la clindamicina, que actúa frente a gram positivos tanto aerobios como anaerobios y suele tener acción bacteriostática, aunque a dosis altas está descrito que tiene acción bactericida (Asociación Española de Pediatría [AEP], 2020); se ha usado de forma empírica en tortugas marinas a una dosis de 5 mg/kg cada 24 horas, o 2,5-5 mg/kg cada 12 horas (Innis y cols., 2017). Un estudio piloto realizado con concentraciones de 5 mg/kg IM e IV estableció que esa concentración no era suficiente, por lo que el estudio principal dobló la dosis a 10 mg/kg cada 24 horas usando las vías PO, IM e IV, observando que ninguna de ellas

alcanzaba la dosis terapéutica. Por tanto, no es recomendable el uso de este antibiótico hasta establecer la dosis o frecuencia adecuadas (Harms y cols., 2011).

Las tortugas marinas se ven afectadas por trematodos de la familia Spirorchiidae en muchas partes del mundo. Esta parasitosis afecta al sistema circulatorio, pudiendo llegar a ser mortal. Un estudio realizado con tortugas bobas probó distintas dosis de **praziquantel** observándose que una dosis de 50 mg/kg PO ocasionó necrosis de la piel en algunos ejemplares, mientras que la administración de 3 dosis de 25 mg/kg en un mismo día con una separación de 3 horas entre cada dosis (similar al tratamiento que se realiza en humanos con este tipo de trematodos) alcanzó la dosis

terapéutica sin efectos adversos (Jacobson y cols., 2003).

Si bien las infecciones fúngicas no son habitualmente frecuentes en tortugas marinas sanas, sí pueden afectar a ejemplares con el sistema inmune comprometido (Mitchell, 2006). Se ha estudiado la farmacocinética del **fluconazol** para infecciones fúngicas tanto superficiales como sistémicas en tortugas bobas, y se han descrito dosis de 10 mg/kg cada 5 días después de una primera administración de 21 mg/kg de forma SC (Mallo y cols., 2002). Otro estudio en tortuga golfina concluyó que el mismo antifúngico no es efectivo en esta especie, sugiriendo que puede deberse a la alta presencia de resistencias a antifúngicos que tienen los hongos filamentosos que afectan

típicamente a esta especie (Innis y cols., 2012).

Los **analgésicos** puros más usados en veterinaria son los **opioides**, habiéndose estudiado la farmacocinética del tramadol en tortuga boba dada su acción analgésica sin depresión respiratoria. Se demostró que el uso de tramadol a 10 mg/kg PO tuvo una concentración plasmática dentro de los niveles terapéuticos en tortuga boba de hasta 72 horas (Norton y cols., 2015). Los **antiinflamatorios no esteroideos (AINEs)** se han utilizado ampliamente en medicina veterinaria por su acción analgésica y antiinflamatoria, y aunque no son tan potentes como lo opioides, hay estudios en reptiles que demuestran que su administración puede ser suficiente para evitar el dolor en algunos procedimientos

(Sladky, 2014). Varios autores han estudiado la farmacocinética del meloxicam en tortugas marinas. Un primer estudio determinó que las dosis de 0,1 mg/kg administradas a tortuga boba de forma IM fueron insuficientes dado que los niveles plasmáticos tuvieron una duración menor a 8 horas (Lai y cols., 2015). Otros estudios más recientes observaron la necesidad de dosis más elevadas, con una dosis de 1 mg/kg vía SC cada 12 horas en tortuga golfina, y 1 mg/kg vía SC cada 48 horas en tortuga verde (Norton y cols., 2021), mientras que en tortuga boba no se apreciaron concentraciones plasmáticas que se considerasen terapéuticas 4 horas después de administrar dosis de 2 mg/kg vía SC (Norton y cols., 2021). Otros estudios han usado ketoprofeno con resultados más esperanzadores, administrándose

dosis de 2 mg/kg vías IM o IV cada 24 horas, demostrando unos niveles plasmáticos dentro del rango terapéutico descrito para otras especies (Thompson y cols., 2018).

5.1. La importancia de la fluidoterapia

El mantenimiento hídrico es imprescindible para un correcto funcionamiento de la fisiología y bioquímica del organismo, siendo por tanto necesaria la correspondiente osmorregulación. Algunos autores postulan que la deshidratación puede llevar a desequilibrios incluso en el sistema inmune de los animales afectados (Moeller y cols., 2013). El agua corporal total depende de la especie, siendo en reptiles entre el 60% y el 75% de la masa corporal,

distribuyéndose entre los compartimentos intracelular y extracelular, dependiendo el porcentaje y la distribución del ambiente en el que vivan (Parkinson, 2023).

En los años 70 se comenzó a investigar sobre la composición de estos compartimentos en reptiles, y se obtuvieron resultados que sugerían que las concentraciones de iones, especialmente de sodio, son más irregulares en reptiles que en mamíferos y aves, teniendo éstos menor variabilidad estacional (Dantzler y Bradshaw, 2009). En reptiles los niveles de **sodio** pueden variar entre 120 y 170 mmol/L, y las tortugas marinas suelen tener un rango más alto (150-170 mmol/L). Las pérdidas de sodio suelen deberse a alteraciones en el sistema

digestivo, renal, de las glándulas excretoras de sal o por sobrehidratación, mientras que la hipernatremia suele ser secundaria a deshidratación (Campbell, 2006, 2014).

Las concentraciones de **cloro** se encuentran entre 100 y 130 mmol/L en la mayoría de los reptiles, aunque el rango varía según la especie. La hipercloremia, al igual que la hipernatremia, suele estar causada por deshidratación, pero este anión también puede verse afectado en aquellos animales con enfermedades que afecten a las glándulas excretoras de sal o a los túbulos renales. La hipocloremia no es una alteración que se observe normalmente (Campbell, 2006, 2014).

Con respecto al **potasio**, su concentración normalmente varía entre 2 y 6 mmol/L, dependiendo

tanto de la dieta como del tiempo que se mantenga la sangre entera en tubos heparinizados. La hipokalemia puede deberse a situaciones de alcalosis, en animales con baja ingesta de alimento o con pérdidas a nivel digestivo. Por el contrario, la hiperkalemia puede darse en situaciones de acidosis, fallo renal o al mantener durante un largo periodo de tiempo una muestra heparinizada sin centrifugar para separar el plasma (Campbell, 2014).

Además de tener en cuenta la deshidratación de cada paciente para poder comenzar un tratamiento fluidoterápico, es importante elegir el fluido que sea más balanceado para la especie a tratar sin extrapolar de otras especies, ya que fluidos que para algunas son balanceados pueden

no serlo para otras y empeorar una patología existente (Mitchel, 2006; Martínez-Jiménez y Hernández-Divers, 2007; Parkinson, 2023). Ciertos estudios realizados en tortuga boba determinan una osmolaridad por encima de los 300 mOsm/L (Camacho y cols., 2013, 2015), encontrándose la osmolaridad de otros reptiles entre 250 y 290 mOsm/L, pero en condiciones de deshidratación en reptiles de climas desérticos o áridos puede aumentar de forma fisiológica por encima de 400 mOsm/L (Martínez-Jiménez y Hernández-Divers, 2007).

La elección de la fluidoterapia en reptiles, incluyendo las tortugas marinas, lleva años siendo un tema controvertido, existiendo diversas publicaciones que recomiendan distintos tipos de fluidoterapia, si bien muchos

autores concluyen que es recomendable seleccionarla en función de analíticas sanguíneas (Prezant y Jarchow, 1997; Mader, 2006; Mader y Rudloff, 2006; Mitchell, 2006; Gibbons, 2009; Camacho y cols., 2015; Innis, 2019; Parkinson, 2023).

Los fluidos que normalmente están aceptados para la rehidratación de reptiles y de fácil acceso en España son: suero salino al 0,9%, Ringer Lactato, Plasmalyte, solución 1:1 de 2,5% de dextrosa junto con Ringer Lactato y solución de Jarchow (Rudloff, 2005; Martínez-Jiménez y Hernández-Divers, 2007).

La **solución salina al 0,9%** presenta una osmolaridad de 308 mOsm/L, considerándose de forma habitual un cristaloides isotónico para mamíferos. En reptiles se puede considerar un fluido

hipertónico, hipotónico si comparamos con reptiles en deshidratación fisiológica (Martínez-Jiménez y Hernández-Divers, 2007) e isotónico en el caso de tortugas bobas (Camacho y cols., 2013, 2015). Según estas características, este cristaloides podría resultar útil para reestablecer los niveles de sodio y cloro cuando se encuentran bajos o en casos de hipovolemia o alcalosis (DiBartola, 2006; Autran de Morais y Biondo, 2006).

El **Ringer Lactato** tiene una osmolaridad de 275 mOsm/L, por lo que se puede considerar un cristaloides isotónico en algunos reptiles, pero hipotónico en tortugas bobas. Su contenido en lactato (28 mEq/L) puede estar indicado para revertir estados de acidosis metabólicas ya que actúa como buffer produciendo bicarbonato a

nivel hepático, por lo que se considera un fluido correcto en aquellos animales que mantengan una buena funcionalidad hepática (Martínez-Jiménez y Hernández-Divers, 2007; Camacho y cols., 2013, 2015).

El **Plasmalyte** tiene una osmolaridad de 294 mOsm/L, pudiéndose considerar hipertónico en algunos reptiles (al igual que la solución salina al 0,9%) (Martínez-Jiménez y Hernández-Divers, 2007;), y ligeramente hipotónico en tortugas bobas (Camacho y cols., 2013, 2015). Está compuesto por 140,98 mEq/L de sodio, 98 mEq/L de cloro, 5 mEq/L de potasio, 27 mEq/L de acetato y 23 mEq/L de gluconato. Su uso está indicado en situaciones de acidosis metabólica, pero a diferencia del Ringer Lactato, en este fluido es el gluconato el que actúa como buffer,

produciendo bicarbonato en la musculatura y en los tejidos periféricos (Baxter, 2016; Ergin y cols., 2016).

Las **soluciones con dextrosa** son controvertidas, ya que algunos autores consideran beneficiosa la administración de dextrosa o glucosa en la fluidoterapia, puesto que en mamíferos este tipo de suplementación puede favorecer el paso de fluidos al compartimento intracelular. Sin embargo, y a excepción de aquellos casos en los que se pretenda corregir una situación de hipoglucemia, hay estudios que concluyen que en reptiles, dada su lenta metabolización, puede no ser recomendable la administración de este tipo de fluidos ya que mantienen los niveles de hiperglucemia durante varios días,

lo que puede ser contraproducente e incluso dañino según estudios de hiperglucemia mantenida en otras especies (Camacho y cols., 2015; Innis y cols., 2017; Parkinson y Mans, 2020; Parkinson, 2023).

La **solución de Jarchow** está compuesta por suero glucosado al 5%, Ringer Lactato y solución salina al 0,9% en una proporción 1:1:1, con una osmolaridad de 278 mOsm/L, y se ha recomendado como fluidoterapia para reptiles en el pasado (Martínez-Jiménez y Hernández-Divers, 2007).

Además de las alteraciones electrolíticas, es importante determinar las **alteraciones ácido-base** ya que parte del tratamiento debe consistir en compensarlas. Se entiende como acidosis o alcalosis aquellos procesos en los que existen cambios en la cantidad de

ácidos o bases que se encuentran en el organismo. Por otro lado, deben distinguirse la acidemia y la alcalemia, términos que se refieren a los cambios de pH en sangre. Esta diferenciación es importante, ya que algunos pacientes pueden mostrar alteraciones ácido-base a nivel sistémico sin que haya cambios significativos en el pH, debido a desórdenes mixtos o que están siendo compensados (DiBartola, 2006).

Las alteraciones ácido-base pueden clasificarse según su origen.

Las alteraciones de **origen metabólico** pueden clasificarse en acidosis o alcalosis, y son desórdenes en los que se alteran ácidos no volátiles, valorándose principalmente mediante el bicarbonato (HCO_3^-) (DiBartola, 2006).

Las alteraciones de **origen respiratorio** contemplan acidosis o alcalosis en los que se alteran ácidos volátiles, valorándose mediante la presión parcial de dióxido de carbono (pCO_2) (Johnson y Autran de Morais, 2006).

También pueden clasificarse por el tipo de alteración primaria, encontrándose la acidosis y alcalosis metabólica, y la acidosis y alcalosis respiratoria como alteraciones principales.

La **acidosis metabólica** es aquella en la que desciende el HCO_3^- y el pH y existe un aumento de H^+ . Algunas de las causas incluyen ciertos tipos de intoxicaciones, diabetes cetoacidótica, acidosis láctica, hipoadrenocorticismo, diarreas, daño renal o por administración de

solución salina de forma rápida (DiBartola, 2006).

La **alcalosis metabólica** es aquella en la que aumenta el HCO_3^- y el pH y existe una disminución del H^+ . Suele estar causada por pérdida de cloro ya sea por vía digestiva o renal, hiperadrenocorticismo, deficiencias de potasio o magnesio o la realimentación rápida después de un largo periodo de anorexia (DiBartola, 2006).

La **acidosis respiratoria** es aquella en la que aumenta la pCO_2 . Las causas incluyen obstrucciones de vías aéreas (como por aspiración o masas de distintos orígenes), hipercapnia secundaria a un déficit de ventilación a nivel alveolar o intersticial, enfermedades neuromusculares o perforación

pulmonar ([Johnson y Autran de Morais, 2006](#)).

La **alcalosis respiratoria** es aquella en la que disminuye la $p\text{CO}_2$. Se produce por cualquier patología que desemboque en una hipoxia (anemia severa, hipotensión severa, disminución del gasto cardíaco, edema de pulmón, enfermedad pulmonar intersticial), y por patologías que provoquen una hiperventilación (hiperadrenocorticismo, enfermedad hepática, golpes de calor, enfermedades del sistema nervioso central) ([Johnson y Autran de Morais, 2006](#)).

Por otro lado, las alcalosis o acidosis pueden ser secundarias a una diferencia iónica, pudiendo deberse a cambios en el cloro, la albúmina o el lactato, ya que son compuestos con fuertes cargas iónicas y pueden influir en la

pérdida o ganancia de bases. La hipocloremia o la hipoalbuminemia pueden producir un aumento de bicarbonato, resultando en una alcalosis metabólica. Por el contrario, una hipercloremia o la hiperlactatemia pueden producir una disminución de bicarbonato, desembocando en una acidosis metabólica. Puede determinarse la ganancia o pérdida de bases secundarias al cloro a través del ratio sodio/potasio, pero los valores de referencia son escasos en la mayoría de las especies, por lo que es un dato difícil de evaluar ([Autran de Morais y Leisewitz, 2006](#)).

Para poder diferenciar entre acidosis metabólicas secundarias o no a la hipercloremia, se puede hacer uso del **anion gap**, que es la diferencia entre los iones no mensurables. En aquellas acidosis causadas por una

hipercloremia, el anion gap se mantiene sin cambios ya que se produce una disminución de bicarbonato de forma compensatoria, lo que se observa como una acidosis hiperclorémica con valores normales de anion gap. Sin embargo, aquellas acidosis en las que el cloro no sufre alteraciones, la disminución de bicarbonato puede deberse al aumento de otros compuestos como el lactato, lo que produce que los iones no mensurables sufran un aumento, observándose una acidosis metabólica con anion gap elevado o acidosis normoclorémica. Además de verse influenciado por lo anteriormente mencionado, el anion gap también se basa en la albúmina y las proteínas totales, habiéndose demostrado en perros que su disminución produce una

bajada del anion gap ([Autran de Morais y Leisewitz, 2006](#)).

Todas estas alteraciones primarias se ven compensadas por respuestas adaptativas del sistema complementario. Por ejemplo, una acidosis metabólica suele ir acompañada de una alcalosis respiratoria compensatoria cuyo objetivo es devolver el pH a un valor normal, pero esta compensación no ocurre en todas las especies. Estas compensaciones ocurren en cuestión de horas en caso de que la adaptación sea respiratoria, pero puede tardar varios días en el caso de que la alteración primaria sea respiratoria y necesite una compensación metabólica ([Autran de Morais y Leisewitz, 2006](#); [DiBartola, 2006](#)).

Cuando una alteración primaria tiene una compensación que es excesiva o demasiado débil,

puede que se estén dando dos tipos de alteraciones ácido-base en un mismo paciente, denominándose **alteraciones mixtas** (Autran de Morais y Leisewitz, 2006; DiBartola, 2006). Es importante la detección de estos desórdenes, ya que pueden indicarnos una mala respuesta al tratamiento, o un diagnóstico temprano de complicaciones graves en algunas enfermedades.

Existen pocos estudios que hayan evaluado las alteraciones osmóticas y ácido-base de las tortugas marinas, siendo incluso más escasos aquellos que hayan correlacionado la evolución de estas alteraciones con el tipo de fluido seleccionado. La mayoría de los reptiles suelen tener un pH entre 7,5 y 7,7 entre 23°C y 25°C, siendo éste variable en función de la temperatura, produciéndose una

disminución cuando hay temperaturas más altas. Se sospecha que puede haber variaciones hacia alcalosis metabólica en situaciones de debilidad, postprandiales y en anestésias (Campbell, 2014; Petritz y Son, 2019), mientras que las acidosis metabólicas suelen estar ocasionadas por fallo renal, diarreas e hipovolemia (Petritz y Son, 2019).

Una de las especies de tortugas marinas en la que más se han estudiado estas alteraciones es la **tortuga golfina**. Están descritos los valores hematológicos, bioquímicos y de ácido-base de las tortugas golfinas que varan en las costas de Estados Unidos con cuadros de hipotermia severos. Estos animales presentaron alteraciones compatibles con acidosis metabólica secundaria a la

disminución de temperatura, bradipnea y taquipnea, resueltas en el momento de la liberación, pero el estudio no especifica el tipo de fluidoterapia utilizada en cada caso (Innis y cols., 2007). Estudios más recientes relacionaron esas alteraciones con muerte en los primeros días de rehabilitación, y concluyeron que aquellos ejemplares que presentaban elevaciones severas de potasio y lactato, así como disminución marcada del pH, pO₂ y bicarbonato tenían un peor pronóstico, recalcando la importancia de la evaluación sanguínea y del estado ácido-base no solo en el momento del ingreso, sino también la realización de seguimientos para poder establecer un tratamiento adecuado (Keller y cols., 2012; Stacy y cols., 2013). Además, en los últimos años se han

desarrollado bases de datos de ejemplares capturados en libertad y, por lo tanto, teóricamente sanos (McNally y cols., 2020).

Un estudio realizado con **tortugas laúd** valoró las alteraciones en gases sanguíneos y bioquímica de ejemplares capturados para estudios ecológicos, y determinó que estos animales tenían una ligera acidosis metabólica comparando con datos obtenidos de hembras en el momento de nidificación, corrigiéndose levemente antes de su liberación, habiéndose encontrado esta acidosis en otros estudios realizados en tortuga laúd con captura directa (Innis y cols., 2010, 2014). Se concluyó que esta mejoría podría deberse a una respiración voluntaria mientras se encontraban en superficie (Innis y cols., 2014).

Con respecto a otras especies, se ha estudiado el estado ácido-base de **tortuga verde** y **tortuga carey**, pero no su correlación con patologías concomitantes ni sus cambios después de tratamiento o fluidoterapia. Desde hace varios años se ha comenzado a analizar muestras de tortugas carey en libertad, pero se recomienda precaución a la hora de extrapolar los datos, ya que se observan diferencias analíticas entre las distintas etapas de vida (Muñoz-Pérez y cols., 2017; Stacy y cols., 2023). Lo mismo ocurre en tortuga verde, en la que se han evaluado los gases sanguíneos y parámetros bioquímicos y hematológicos en distintas localizaciones, concluyendo que puede haber diferencias en los resultados según la región y el estado nutricional de

los ejemplares (Lewbart y cols., 2014; McNally y cols., 2020).

Se han desarrollado estudios similares con **tortugas bobas**, en los que se han evaluado las alteraciones ácido-base comparando dos métodos de captura (pesca por arrastre y almadrabas). Los ejemplares afectados por la pesca por arrastre presentaron acidemia marcada y acidosis láctica, manteniéndose la acidosis láctica 30 minutos después de la captura y antes de su liberación. Con respecto a los ejemplares atrapados en almadrabas, se observó una acidosis láctica moderada, pudiendo deberse a los intentos de escapar de la red (Harms y cols., 2003). Otros estudios realizados con más de sesenta ejemplares valoraron las alteraciones metabólicas y ácido-base de

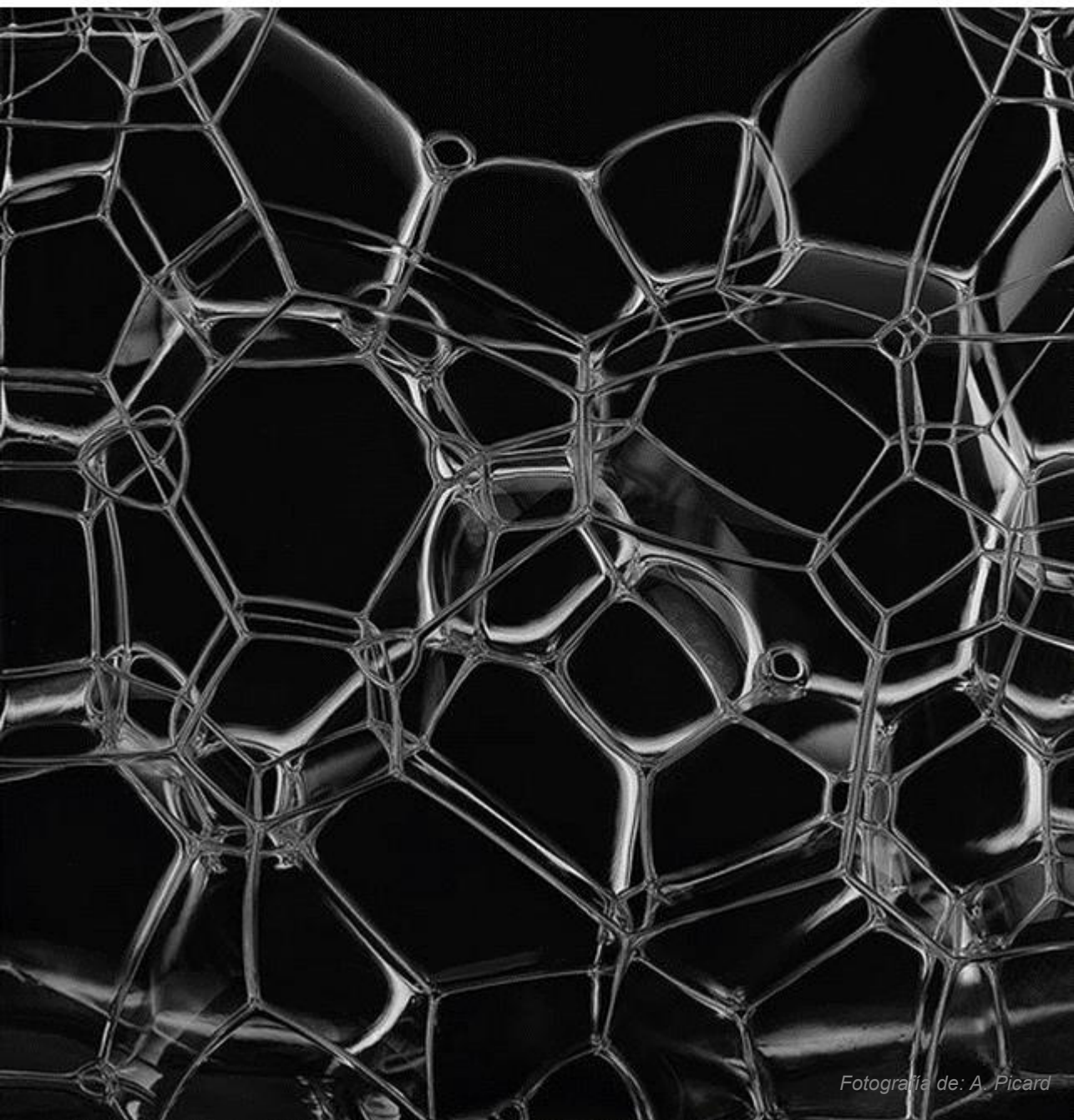
ejemplares juveniles de tortugas bobas varadas en las Islas Canarias, observando alteraciones metabólicas en la mayoría de los animales varados y siendo la acidosis metabólica la alteración más común, probablemente secundaria a una acidosis láctica y coincidiendo con otros autores en sus causas (estar sumergidas de forma involuntaria, esfuerzos para escapar de las redes, mala perfusión tisular debido a shock o por mala perfusión renal) (Camacho y cols., 2013).

Hasta 2015 no se realizó un estudio evaluando los cambios metabólicos que se producen en tortugas marinas tras la administración de distintos tipos de fluidoterapia. Se evaluaron las alteraciones ácido-base de 56 ejemplares de juveniles de tortuga boba que vararon en las Islas

Canarias, y se establecieron cuatro grupos de fluidoterapia a una dosis de 20 ml/kg por día. Se evaluó la respuesta a la fluidoterapia para determinar cuál de las soluciones resolvía con mayor eficacia las alteraciones ácido-base, volviéndose a valorar el estado metabólico de los ejemplares antes de la liberación, cuando se consideraron sanos. De las soluciones seleccionadas en este estudio, la que tuvo mayor efecto en la recuperación del estado ácido-base fue la combinación de Ringer Lactato junto con suero fisiológico en una proporción 1:1. Por otro lado, las soluciones que peor respuesta tuvieron a la hora de recuperar la normalidad ácido-base fueron el Ringer Lactato y la solución que combinaba dextrosa con suero fisiológico (Camacho y cols., 2015).

CAPÍTULO I

**Comparison between effects of four
crystalloid solutions on acid-base and
electrolyte abnormalities in stranded juvenile
loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*)**





Comparison Between Effects of Four Crystalloid Solutions on Acid-Base and Electrolyte Abnormalities in Stranded Juvenile Loggerhead Sea Turtles (*Caretta caretta*)

Alicia Inurria¹, Ángelo Santana², Ana B. Casal³, Pascual Calabuig⁴, Alejandro Suárez-Pérez^{4,5} and Jorge Orós^{1*}

¹ Department of Morphology, Veterinary Faculty, University of Las Palmas de Gran Canaria, Las Palmas, Spain, ² Department of Mathematics, University of Las Palmas de Gran Canaria, Las Palmas, Spain, ³ Fuerteventura Sea Turtle Rehabilitation and Conservation Center (Cabildo de Fuerteventura), Centro Veterinario Sur, Pájara, Spain, ⁴ Taíra Wildlife Rehabilitation Center (Cabildo de Gran Canaria), Las Palmas, Spain, ⁵ La Tahonilla Wildlife Rehabilitation Center (Cabildo de Tenerife), San Cristóbal de La Laguna, Spain

OPEN ACCESS

Edited by:

Tanmoy Rana,
West Bengal University of Animal and
Fishery Sciences, India

Reviewed by:

Ivayla Danielova Yozova,
Massey University, New Zealand
Sunita Choudhary,
Rajasthan University of Veterinary and
Animal Sciences, India

*Correspondence:

Jorge Orós
jorge.oros@ulpgc.es

Specialty section:

This article was submitted to
Veterinary Emergency and Critical
Care Medicine,
a section of the journal
Frontiers in Veterinary Science

Received: 15 January 2022

Accepted: 25 April 2022

Published: 13 May 2022

Citation:

Inurria A, Santana Á, Casal AB,
Calabuig P, Suárez-Pérez A and
Orós J (2022) Comparison Between
Effects of Four Crystalloid Solutions
on Acid-Base and Electrolyte
Abnormalities in Stranded Juvenile
Loggerhead Sea Turtles (*Caretta
caretta*). *Front. Vet. Sci.* 9:855744.
doi: 10.3389/fvets.2022.855744

Dehydration, electrolyte abnormalities, and acid-base alterations are common findings in stranded sea turtles. Fluid therapy is essential for reestablishment of homeostasis. The aim of this study was to compare the efficacy and effects on acid-base and electrolyte status of four different crystalloids (0.9% NaCl solution, 0.9% NaCl and lactated Ringer's solutions 1:1 ratio, Plasmalyte, and Jarchow's solution) in 63 stranded juvenile loggerhead turtles (*Caretta caretta*). Crystalloid fluids were administered intracoelomically on the day of admission for a duration of three consecutive days at a rate of 20 mL/kg/day through the inguinal fossa. Blood samples were collected at three timepoints: on admission, 24 h after discontinuing fluid therapy and prior to release. Samples were analyzed using a portable electronic blood analyzer for pH, pCO₂, pO₂, bicarbonate, lactate, sodium, potassium, chloride, glucose, and BUN concentration. Thirty-four loggerhead turtles (53.9%) had some type of acid-base alteration at the time of admission. The combination of 0.9% NaCl and lactated Ringer's solutions resulted in the highest percentage of improved/resolved acid-base and electrolyte abnormalities (33.4 % more animals with normal acid-base status compared to the admission time) compared to Jarchow's solution, which was the least effective (15.8% decrease in the number of animals with normal acid-base status compared to the admission time). This study constitutes the second controlled study of fluid therapy in sea turtles, and corroborates the recommendation made previously on the use of 0.9% NaCl + lactated Ringer solution to resolve mild to moderate acid-base alterations in juvenile loggerhead turtles. In addition, convalescent acid-base, electrolyte and plasma biochemical reference intervals are also provided as a standard profile for sea turtle rehabilitation centers.

Keywords: *Caretta caretta*, fluid therapy, homeostasis, loggerhead, sea turtle

INTRODUCTION

The loggerhead turtle (*Caretta caretta*) is an endangered species commonly found on the Canary Islands, because this location is in their migration routes. Stranding of loggerhead turtles is common for the Canary Islands (1), and diseases and causes of mortality and/or stranding among loggerhead turtles stranded in their coasts have been described (2–4). Causes of anthropogenic origin are the most frequent (72%), including entanglement in fishing nets and/or plastics (51%), ingestion of hooks and monofilament lines (12%), boat strikes (5%), crude oil (3%), and ingestion of plastics (1%) (4). Dehydration, electrolyte abnormalities, and alterations of acid-base homeostasis are common findings in many of these stranded animals, as evidenced the retrospective study carried out on 66 stranded juvenile loggerhead turtles, in which it was observed that acid-base disorders were present in 86.36% of turtles at the time of admission to our rehabilitation facility (1).

Most studies on metabolic and respiratory alterations in sea turtles have been focused on cold-stunned Kemp's ridley turtles (*Lepidochelys kempii*) (5–7); hyperkalemia, low venous pH, low venous pO₂, low bicarbonate concentration, and an elevated venous pCO₂ usually carry a poor prognosis in these turtles (6, 7). In a study on captured loggerhead turtles, pound nets and trawls caused alterations in blood gas, acid-base, and lactate status, though alterations were greater in trawl captured turtles (8). It has also been reported that severe lesions in the salt glands can cause stranding and/or death of loggerhead turtles due to high plasma concentrations of sodium and chloride (9).

Studies on acid-base and electrolyte status of stranded loggerhead turtles are scarce (1, 8, 10, 11). The effects of several crystalloid fluids on the acid-base and plasma biochemical values in stranded juvenile loggerhead turtles in the Canary Islands were reported (12), being the only controlled study published in reptiles. Authors used four different crystalloid fluids: 0.9% NaCl solution, 5% dextrose and 0.9% NaCl solutions 1:1 ratio, 0.9% NaCl and lactated Ringer's solutions 1:1 ratio, and lactated Ringer's solution. The highest percentage of acid-base recovery and electrolyte balance was detected in loggerhead turtles treated with mixed saline-lactated Ringer's solution followed by 0.9% NaCl solution, lactated Ringer's solution, and 5% dextrose and 0.9% NaCl solutions 1:1 ratio (12).

Expanding on our previous work, the aim of this new study was to compare the efficacy and effects on acid-base and electrolyte status of different crystalloid fluids in stranded juvenile loggerhead turtles. The due to their poor performance in improving acid-base and electrolyte abnormalities, the lactated Ringer's solution and dextrose-saline solutions from the previous study were replaced with Plasmalyte (a commercial isotonic crystalloid fluid buffered with gluconate and acetate) (13) and Jarchow's solution, containing 5% dextrose, lactated Ringer's solution and 0.9% NaCl solution in a 1:1:1 ratio (14, 15). Our hypothesis was that Plasmalyte could present a high efficacy, while Jarchow's solution, given its composition, could present similar results to the mixed dextrose-saline solution (12).

MATERIALS AND METHODS

Animals

A total of 63 loggerhead turtles that stranded between April 2017 and September 2021 and were admitted to the Tafira Wildlife Rehabilitation Center or the Fuerteventura Sea Turtle Rehabilitation and Conservation Center were included in this study. No visualization of the gonads was performed. Median (lower quartile, upper quartile; range) straight carapace length (SCL) of the turtles included in this study was 38 (31, 47; 19–56) cm, and weight was 8.8 (6.3, 16.9; 1.1–46.6) kg. Based on SCL, all specimens were identified as juvenile (16). The causes of stranding were entanglement in derelict fishing gear and/or plastics ($n = 42$; 66.6%), ingestion of hooks and monofilament lines ($n = 6$; 9.5%), traumatic injuries caused by boat strikes ($n = 4$; 6.3%), buoyancy disorders ($n = 2$; 3.2%), malnutrition ($n = 1$; 1.6%), and unidentified causes ($n = 8$; 12.7%). Median (lower quartile, upper quartile; range) length of stay in the rehabilitation centers was 81 (53, 137; 18–210) days.

Fluid Administration

Four groups were established depending on the crystalloid fluid administered. Group 0.9% NaCl solution ($n = 13$); group 0.9% NaCl + lactated Ringer's solutions 1:1 ratio ($n = 12$); group Plasmalyte (Baxter, Deerfield, IL) ($n = 10$); group Jarchow's solution ($n = 15$). An untreated control group ($n = 13$) was also included. Each time a loggerhead turtle arrived at the rehabilitation center, it was assigned to one of the five groups (including the control group) in a cyclic order, regardless of disease severity. Crystalloid fluids were administered intracoelomically on the day of admission for a duration of three consecutive days at a rate of 20 mL/kg/day through the inguinal fossa (17–19). When necessary, other surgical and/or medical procedures were performed. Turtles were transferred to individual outdoor pools with continuous flow of filtered sea water. Data were collected daily, including clinical status, physical activity, food ingestion, cloacal temperature, and weight (19, 20).

Venous blood (0.2 ml) was obtained from the cervical sinus using a nonheparinized syringe. Samples were immediately analyzed using a portable electronic blood analyzer (i-STAT, Heska, Loveland, CO) and CG4+ cartridges (Heska, Loveland, CO) for pH, pCO₂, pO₂, bicarbonate, and lactate concentration, and EC8+ cartridges (Heska, Loveland, CO) for concentrations of sodium, potassium, chloride, glucose, and BUN. All turtles were sampled at three timepoints: (a) on admission, prior to any treatment for evaluating the type of acid-base or biochemical disorder, (b) 24 h after the last fluid therapy dose, and (c) prior to release only if they had not received any drug 7 days prior. The same time intervals were used in the control group. Each turtle was released when the veterinary services of each rehabilitation center evaluated it as clinically healthy (1, 12). The reference intervals for convalescent acid-base and electrolyte values (measured at the third timepoint) were used to assess severity of the abnormalities at admission (first timepoint) and after fluid therapy (second timepoint). A turtle was considered to have a normal acid-base status if all pH, pCO₂

and bicarbonate concentration were within the ranges of the obtained reference intervals.

Because the portable analyzer i-STAT performs the blood tests at 37°C, cloacal temperature of each turtle was recorded with a digital thermometer (Digi-Sense Thermocouple T, Cole-Parmer Instrument Co, Vernon Hills, IL) and several equations more adequate for sea turtles than the algorithms of the i-STAT were used to correct these parameters. The pH, pCO₂, and pO₂ were corrected for the cloacal temperature using the following equations (21) (where $\Delta T = 37^\circ\text{C}$ —cloacal temperature):

$$\begin{aligned}\text{Corrected pH} &= \text{pH (at } 37^\circ\text{C)} + 0.014 \Delta T \\ \text{Corrected pCO}_2 &= \text{pCO}_2 \text{ (at } 37^\circ\text{C)} 10^{-0.019 \Delta T} \\ \text{Corrected pO}_2 &= \text{pO}_2 \text{ (at } 37^\circ\text{C)} 10^{-0.0058 \Delta T}\end{aligned}$$

Corrected HCO₃⁻ concentrations were calculated using the Henderson-Hasselbalch equation. The CO₂ solubility coefficient (αCO_2) and pK were calculated using specific equations for sea turtles (22).

Anion gap (mmol/l) and osmolality (mOsm/kg) were calculated using the following equations (23):

$$\begin{aligned}\text{Anion gap} &= (\text{sodium concentration} \\ &+ \text{potassium concentration}) \\ &- (\text{chloride concentration} \\ &+ \text{corrected HCO}_3^- \text{ concentration}). \\ \text{Osmolality} &= 2(\text{sodium concentration} \\ &+ \text{potassium concentration}) \\ &+ (\text{glucose concentration}/18) \\ &+ (\text{BUN concentration}/2.8).\end{aligned}$$

Statistical Analysis

The statistical analysis was performed using the R statistical environment version 4.1.2 (R Development Core Team, Vienna, Austria). Variables with normal distribution were described as mean and standard deviation. Not normally distributed variables were described as median and quartiles. For every treatment (group), differences between variable values through the study (i.e., at admission, after fluid therapy, and prior to release) were assessed by using repeated measures ANOVA for normally distributed and repeated measures Friedman test for not normally distributed variables. Those cases in which there were significant differences between measures, *post-hoc* tests were carried out using pairwise *t*-tests for normal variables, and pairwise Wilcoxon tests for not normally distributed variables. In both cases, *P*-values were adjusted with Bonferroni method. For comparing baseline characteristics of the loggerhead turtles in the different treatment groups upon admission, and also the effects of the different treatments after fluid therapy, analysis of variance was used for normally distributed variables, and Kruskal-Wallis test for not normally distributed variables. When significant differences were observed, *post-hoc* comparisons were made using Tukey tests for normally distributed variables, and Conover tests for not normally distributed variables. Values of $P < 0.05$ were considered statistically significant.

Reference intervals for convalescent loggerhead turtles were obtained from the pre-release values of convalescent turtles. Each variable was assessed using histograms, boxplots and normal probability plots. Normality was tested by using the Shapiro-Wilk test, and Box Cox transformations were performed on variables that were not normally distributed. For variables that after transformation did not conform to a Gaussian distribution, non-parametric method was used for reference interval estimation. In addition to visual examination of boxplots and histograms, outliers were identified using the Horn outlier detection algorithm (24) and were manually removed from reference interval estimation. The 95% reference intervals were estimated using the robust method following AVSCP reference intervals guidelines (2.5–97.5 percentiles) (25). Associated 90% confidence intervals (CIs) for the limits of each interval were computed by bootstrap methods following same guidelines. All computations were made by using the R package Reference Intervals.

RESULTS

Thirty-four turtles (53.9%) had some type of mild to moderate acid-base alteration at the time of admission. Of these, thirteen (20.6%) had metabolic and respiratory acidosis, and seven turtles (11.1%) had respiratory acidosis or metabolic acidosis. Of those with metabolic and respiratory acidosis, four turtles had high anion gap values, and the other nine had normal anion gap values with hyperchloremic acidosis. There were no statistically significant differences between treatment groups at baseline.

Fourteen turtles died or were euthanized during their stay in the rehabilitation center after receiving fluid therapy, so that pre-release values could not be obtained; therefore, the reference intervals were calculated based on 49 released turtles. Neither euthanasia nor death during stay in the rehabilitation facilities were overrepresented in any group. Nine additional turtles that had died or had been euthanized between admission and complete fluid therapy, and therefore the biochemical blood values could not be obtained, were excluded from the study.

The group treated with 0.9% NaCl + lactated Ringer's solution showed the highest percentage of resolution of acid-base abnormalities (33.4% compared to admission) followed by the group receiving 0.9% NaCl (28.8% compared to admission). In comparison in the control group, only 9.8% of the turtles showed resolution of the acid-base abnormalities (Figure 1). When Plasmalyte and Jarchow's solutions were used, a 10% and 15.8% decrease in the number of animals with normal acid-base status compared to the admission time were observed, respectively. It was observed an increase in the number of turtles with metabolic alkalosis in the Plasmalyte group.

Values of pH, blood gas and plasma biochemical parameters at the three timepoints (on admission, 24 h after fluid therapy, and prior to release) for treated groups and control group are shown in Tables 1, 2, respectively.

There were several statistically significant differences between admission values and those values obtained after therapy and just prior to release. Initial pH values were significantly lower ($P = 0.0017$) than post-therapy values in the group treated

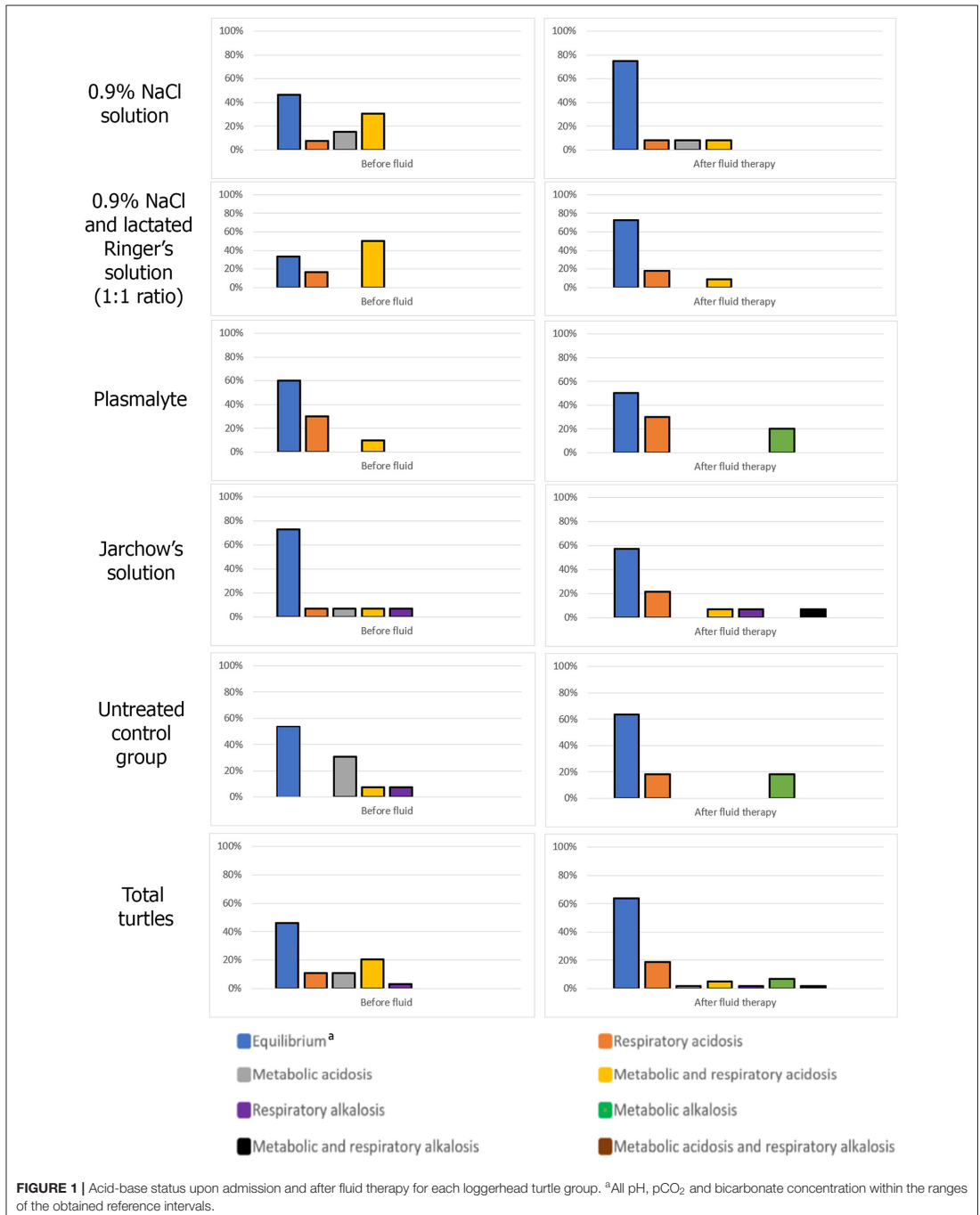


TABLE 1 | Median (and quartiles), and mean and standard deviation of pH, blood gas and plasma biochemical parameters during times of sampling of the four treatment groups.

	0.9% NaCl			0.9% NaCl + lactated Ringer solutions (1:1 ratio)			Plasmalyte			Jarchow's solution		
	Admission	After fluid therapy	Prior to release	Admission	After fluid therapy	Prior to release	Admission	After fluid therapy	Prior to release	Admission	After fluid therapy	Prior to release
Not normally distributed												
pH	7.57 (7.49, 7.61)	7.62 (7.55, 7.64)	7.6 (7.55, 7.62)	7.48^a (7.45, 7.57)	7.57^b (7.54, 7.61)	7.66^c (7.61, 7.68)	7.51 (7.5, 7.54)	7.62 (7.59, 7.72)	7.56 (7.55, 7.6)	7.61 (7.5, 7.65)	7.65 (7.61, 7.68)	7.59 (7.56, 7.61)
pO₂ (mmHg)	68.63 (63.89, 76.52)	74.6 (67.98, 81.67)	72.58 (61.99, 77.99)	83.3 (74.16, 145.23)	89.7 (72.5, 119.44)	72 (68.32, 77.17)	73.26 (59.55, 84.53)	67.19 (60.77, 88.87)	75.93 (61.7, 84.56)	83.46 (72.3, 124.93)	80 (72.87, 109.9)	75.46 (67.6, 96.98)
Lactate (mmol/L)	4.79 (1.87, 8.51)	0.85 (0.37, 1.11)	0.75 (0.52, 1.16)	3.42 (2.29, 5.51)	1.11 (0.61, 1.76)	0.98 (0.4, 1.65)	4.4^a (2.54, 6.96)	0.71 (0.48, 1.74)	0.9^c (0.7, 1.98)	2.72 (1.88, 4.17)	1.35 (1, 1.9)	1.06^c (0.45, 1.4)
Sodium (mmol/L)	150 (148, 154)	149 (146.5, 151)	151.5 (149.25, 153)	149^a (147, 151.25)	146^b (145, 147.5)	151 (147.5, 154)	150.5 (146.25, 152)	149 (147, 150.75)	153.5 (150, 154)	150 (148, 152)	149^b (146.25, 151)	152.5^c (151, 156)
Potassium (mmol/L)	3.5^a (2.7, 3.8)	3.1^b (2.55, 3.1)	3.3 (3.2, 3.63)	3.5 (2.95, 3.87)	3.4^b (2.9, 3.8)	2.95^c (2.73, 3.15)	3.85^a (3.3, 4.07)	2.95 (2.4, 3.15)	3.25^c (2.82, 3.6)	3.2 (2.65, 3.6)	2.7 (2.5, 3.2)	2.8 (2.38, 3.6)
Anion Gap (mmol/L)	7.33^a (5.39, 9.78)	4.38 (1.2, 7.78)	3.55^c (0.91, 4.68)	5.45^a (3.31, 11.5)	0.85 (-0.12, 2.58)	3.18 (0.89, 6.08)	3.89 (-0.9, 5.98)	-0.39 (-3.3, 6.92)	7.55^c (5.99, 7.71)	5.69 (3.25, 6.64)	1.82 (0.32, 7.89)	6.2 (3.99, 9.06)
Glucose (mg/dL)	102 (87, 115)	100 (90, 129)	112.5 (107.25, 120)	110.5 (83.75, 137.5)	86 (77, 133)	107.5 (92.5, 114.5)	94 (67.25, 105.5)	113 (87.75, 124.5)	98 (85.75, 105)	135 (100.5, 157)	124 (104, 176)	119.5 (113.5, 122.5)
BUN (mg/dL) ^d	55 (34, 90)	58^b (48.5, 71)	140^c (140, 140)	50.5^a (39.5, 60.25)	68^b (55, 72)	140^c (139, 140)	71.5^a (57.25, 105)	79.5^b (66.25, 98.25)	138^c (133, 140)	63^a (48.5, 86)	71^b (50, 112)	140^c (111.75, 140)
Normally distributed												
pCO₂ (mmHg)	27.96 ± 5.44	29.23 ± 4.61	29.96 ± 4.65	28.51 ± 5.57	30.91 ± 7.39	28.45 ± 4.85	35.18 ± 8.18	34.18 ± 8.67	29.83 ± 3.64	28.42 ± 6.08	30.62 ± 9.7	30.71 ± 4.78
HCO₃ (mmol/L)	34.88 ± 11.79^a	38.24 ± 6.2	38.1 ± 3.01^c	31.84 ± 8.91^a	39.11 ± 12.15	41.3 ± 5.55^c	40.06 ± 10.39^a	50.89 ± 9.5^b	37.49 ± 5.57	37.66 ± 7.28^b	44.25 ± 8.4^b	40.01 ± 4.78
Chloride (mmol/L)	113.92 ± 5.63^a	107.79 ± 6.89^b	114.1 ± 3.98	113.42 ± 8.12^a	107.45 ± 7.57	109.6 ± 6.48	107.8 ± 3.94^a	99.7 ± 4.67^b	111.17 ± 6.74	110.6 ± 5.63^a	104.08 ± 6.44^b	109.67 ± 6.33
Osmolality (mOsmol/kg) ^e	338.09 ± 20.54	333.04 ± 11.64^b	365.58 ± 7.6^c	328.05 ± 8.71	324.61 ± 14.18^b	360.65 ± 9.87^c	336.54 ± 26.77	339.48 ± 14.97^b	364.58 ± 7.85^c	338.3 ± 14	337.62 ± 19.29^b	361.55 ± 13^c

^aStatistically significant differences between admission and after fluid therapy values within each group; ^bStatistically significant differences between after fluid therapy values and prior to release values within each group; ^cStatistically significant differences between admission and prior to release values within each group; ^dOsmolality and BUN values obtained prior to release were underestimated because BUN values exceeded in many turtles the analytical range of the analyzer (140 mg/dL). Bold values indicate with statistically significant differences.

TABLE 2 | Median (and quartiles), and mean and standard deviation of pH, blood gas and plasma biochemical parameters during times of sampling of untreated turtles (control group).

	Admission	Control day	Prior to release
Not normally distributed			
pH	7.65 (7.51, 7.7)	7.68 (7.65, 7.71)	7.69 (7.58, 7.73)
pO₂ (mmHg)	109.09 (92.19, 126.31)	90.12 (74.14, 135.2)	82.16 (75.81, 104.18)
Lactate (mmol/L)	4.36^a (2.8, 7.01)	1.93^b (0.84, 2.17)	1.09^c (0.47, 1.42)
Sodium (mmol/L)	149 (147, 150)	150 (147.5, 152)	151 (149.25, 156)
Potassium (mmol/L)	3.7^a (3.4, 3.7)	3.2^b (2.8, 3.3)	2.75 (2.52, 3.18)
Anion Gap (mmol/L)	7.33^a (6, 10.37)	-0.59 (-2.53, 1.11)	5.13 (4.56, 5.66)
Glucose (mg/dL)	99 (82, 110)	98 (90, 117)	107 (99, 123.25)
BUN (mg/dL)^d	59^a (47, 93)	108^b (71.5, 120.5)	140^c (140, 140)
Normally distributed			
pCO₂ (mmHg)	23.79 ± 5.86^a	29.37 ± 4.65	26.20 ± 4.46
HCO₃ (mmol/L)	32.57 ± 8.13^a	47.34 ± 8.83^b	40.29 ± 5.72^c
Chloride (mmol/L)	113.31 ± 5.23^a	104.82 ± 6.87^b	110.2 ± 6.97
Osmolality (mOsmol/kg)^d	336.79 ± 17.79^a	345.19 ± 17.3^b	365.09 ± 12.07^c

^aStatistically significant differences between admission and control day values;

^bStatistically significant differences between control day values and prior to release values;

^cStatistically significant differences between admission and prior to release values.

^dOsmolality and BUN values obtained prior to release were underestimated because BUN values exceeded in many turtles the analytical range of the analyzer (140 mg/dL). Bold values indicate statistically significant differences.

with 0.9% NaCl + lactated Ringer's solution. Bicarbonate concentrations were significantly higher after fluid therapy compared to the admission concentrations in all treated groups ($P < 0.0247$), and were significantly higher prior to release compared to the admission concentrations in groups 0.9% NaCl solution ($P = 0.0247$) and 0.9% NaCl + lactated Ringer's solutions ($P = 0.0082$). Post-therapy lactate concentrations were lower than those obtained on admission, but only statistically significant ($P = 0.011$) in the group treated with Plasmalyte. Post-therapy sodium concentrations were lower than initial concentrations in all treated groups, but these differences were statistically significant ($P = 0.02$) only in the group treated with 0.9% NaCl + lactated Ringer's solution. Post-therapy chloride concentrations were significantly lower than those obtained on admission in all groups ($P < 0.025$). Potassium concentrations were lower after fluid therapy compared to the admission concentrations in all treated groups, but only statistically significant in the groups treated with 0.9% NaCl ($P = 0.0498$) and Plasmalyte ($P = 0.03$). Although differences in glucose concentrations after treatment compared to initial concentrations were not significant in any group, post-therapy hyperglycemia was observed in 69.2% of the turtles treated with Jarchow's solution.

Reference intervals and 90% confidence intervals for portable blood gas analyzer (i-STAT) parameters in convalescent loggerhead sea turtles are presented in **Table 3**.

DISCUSSION

Over half of stranded loggerhead turtles (53.9%) exhibited some type of mild to moderate acid-base alteration at the time of admission, which is consistent with that reported in previous studies on juvenile loggerhead turtles stranded in the Canary Islands (1, 12). Other studies, particularly on cold-stunned turtles showed more extreme acid-base derangements (6, 11). Metabolic acidosis is very common in stranded sea turtles, being associated with an increased production of acid or loss of base (1); potential causes of acid gain include entanglement in fishing nets, involuntary submergence, shock, and renal disorders (1). Among the causes of loss of base are digestive disorders (e.g., diarrhea), and renal disorders (26). Respiratory acidosis occurs due to CO₂ retention, as seen with hypoventilation, upper or lower airway obstruction (such as bronchopneumonia) or hypoxia (27).

The choice of the appropriate fluid to administer to the turtle should be made according to the condition of each individual (18), but these analytical determinations are not always possible, especially in rehabilitation centers with limited material and human resources. Crystalloid fluids containing gluconate, acetate and lactate contribute to increasing alkalinity thus counteracting acidosis (28). In the present study, the crystalloid solutions with the worst results in the 2015 study (lactated Ringer's solution and dextrose-saline solutions) were replaced by two different solutions: Plasmalyte and Jarchow's solution. The solutions with the best results in the 2015 study (mixed saline-lactated Ringer's solution, and saline solution) were maintained in order to corroborate the results of the previous study, and also comply with the guidelines of the Ethical Committee for Animal Experimentation. Because the study involved clinical actions on animals with special protection, it was necessary to guarantee, in addition to investigating possible treatments, the highest possible survival rate. As in the previous study (12), the greatest increase in the number of animals with normal acid-base status compared to the admission time after 3 days of therapy was observed when the mixed saline-lactated Ringer's solution was used. Although several authors suggested that lactated crystalloids may exacerbate hyperlactatemia in reptiles (29, 30), concerns that its use may be harmful to reptiles have not been validated (13). Lactate is rapidly converted to bicarbonate in the liver, and its use is recommended unless there is concern for hepatic dysfunction (31).

Treatment with Jarchow's solution presented the worst results restoring the acid-base balance, as was observed in the previous study (12) when a similar solution containing 1:1 5% dextrose + 0.9% NaCl was administered. Administering this dextrose solution to a hypovolemic patient would not only fail to expand the intravascular space and restore acid-base balance, but would also lead to extravasation, edema, altered oxygen transportation to the tissues and therefore potentially exacerbate acid-base abnormalities. Furthermore, similarly to

TABLE 3 | Reference intervals and 90% confidence intervals for portable blood gas analyzer (i-STAT) parameters in convalescent loggerhead sea turtles.

	Median (range)	Lower limit (90%CI)	Upper limit (90% CI)
pH	7.60 (7.51–7.77)	7.47 (7.49–7.44)	7.76 (7.80–7.72)
pCO₂ (mmHg)	29.38 (17.29–42.52)	21.68 (19.84–23.38)	37.03 (35.72–38.49)
pO₂ (mmHg)	75.91 (50.93–198.07)	51.72 (55.00–48.43)	129.83 (153.61–113.26)
HCO₃ (mmol/L)	39.52 (29.99–51.64)	29.32 (27.20–31.17)	49.47 (47.32–51.61)
Lactate (mmol/L)	0.89 (0.30–6.72)	0.23 (0.28–0.18)	7.34 (13.13–4.53)
Sodium (mmol/L)	151.50 (143.00–160.00)	144.29 (142.67–145.67)	159.68 (158.21–161.34)
Potassium (mmol/L)	3.00 (2.10–4.10)	1.99 (1.80–2.18)	4.07 (3.89–4.27)
Chloride (mmol/L)	110.50 (98.00–122.00)	98.35 (95.91–100.58)	123.39 (121.02–126.12)
Anion Gap (mmol/L)	4.70 (–8.24 to 14.07)	–1.37 (–2.85 to –0.03)	11.42 (10.19–12.79)
Glucose (mg/dL)	110.00 (70.00–152.00)	77.33 (69.23–85.30)	143.84 (137.17–150.10)
Osmolality (mOsmol/kg)	364.58 (333.91–381.27)	341.5–378.22	345.62–383.7

the study in 2015 (12), the highest post-therapy glucose levels were observed when Jarchow's solution was administered, due to its dextrose content. Recently, administration of Jarchow's solution for rehydration of experimentally dehydrated bearded dragons (*Pogona vitticeps*) resulted in severe hyperglycemia and significant reductions in plasma osmolarity and sodium and phosphorus concentrations (32).

Results after Plasmalyte treatment were unexpected. Plasmalyte is commonly used in reptile medicine (32), especially as its buffers (gluconate and acetate) are not liver dependent due to their pharmacokinetics (30). Gluconate produces bicarbonate in peripheral tissues and muscles, but excessive administration of this compound may lead to metabolic alkalosis and hypokalemia (30). When alkalosis occurs, there is a gastrointestinal and renal compensatory hydrogen loss, which also produces electrolyte loss that may lead to hypokalemia (33). Considering that most of the turtles in this study had mild to moderate acid-base abnormalities, Plasmalyte might have overcorrected those. Therefore, Plasmalyte might be only appropriate to correct severe acid-base abnormalities and it should be reserved for those cases.

The present study had several limitations when evaluating clinical fluid therapy for loggerhead turtles. Although its use is widespread in rehabilitation centers around the world, the portable electronic blood analyzer i-STAT is not validated for use in reptiles. In addition, hepatic, pancreatic, and complete renal panels were not performed in this study. It would have been useful to know how possible disorders of these organs could influence the response to fluid therapy. And finally, there were several additional factors (cause of stranding and associated diseases, medical treatments received, and length of stay in the rehabilitation facilities) that could have influenced the results of our study.

In conclusion, up to 53.9% of the stranded loggerhead turtles of this study presented a mild to moderate acid-base alteration. The highest percentage of acid-base and electrolyte balance after 3 days of therapy was observed when the mixed saline-lactated Ringer's solution was used, which corroborates a previous study

in which other solutions were administered (12). Furthermore, establishment of convalescent acid-base, electrolyte and plasma biochemical reference intervals could be useful for rehabilitation centers caring for stranded loggerhead turtles.

DATA AVAILABILITY STATEMENT

The original contributions presented in the study are included in the article/supplementary material, further inquiries can be directed to the corresponding author/s.

ETHICS STATEMENT

The animal study was reviewed and approved by Ethical Committee for Animal Experimentation (CEEA-ULPGC).

AUTHOR CONTRIBUTIONS

AI and JO: conceptualization, methodology, investigation, data curation, and write-up (original draft). AS: statistical analysis. AC, PC, and AS-P: methodology and data curation. All authors contributed to the article and approved the submitted version.

FUNDING

This research received external funding from the national project CGL2015-69084-R (Ministry of Economic Affairs and Digital Transformation MINECO, Spain Government/European Regional Development Fund FEDER, European Commission).

ACKNOWLEDGMENTS

The authors thank all the staff of the Tafira Wildlife Rehabilitation Center (Cabildo de Gran Canaria) (with especial mention to Richard Heidrich), Fuerteventura Sea Turtle Rehabilitation and Conservation Center (Cabildo de Fuerteventura), and ADS Biodiversity, especially Ana Liria-Loza.

CAPÍTULO II

**Mortality associated with
ingestion of sea urchins in
loggerhead sea turtles (*Caretta
caretta*): A case series**



RESEARCH ARTICLE

Mortality associated with ingestion of sea urchins in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*): A case series

Alicia Inurria¹, Alberto Arencibia¹, Pascual Calabuig², May Gómez³, Soraya Déniz⁴, Jorge Orós^{1*}

1 Department of Morphology, Veterinary Faculty, University of Las Palmas de Gran Canaria (ULPGC), Arucas (Las Palmas), Spain, **2** Tafira Wildlife Rehabilitation Center, Tafira Baja-Las Palmas de Gran Canaria, Spain, **3** Marine Ecophysiology Group (EOMAR), University Institute for Sustainable Aquaculture and Marine Ecosystems (IU-ECOQUA), University of Las Palmas de Gran Canaria (ULPGC), Telde (Las Palmas), Spain, **4** Unit of Infectious Diseases, Veterinary Faculty, University of Las Palmas de Gran Canaria (ULPGC), Arucas (Las Palmas), Spain

* jorge.oros@ulpgc.es



Abstract

Aims

The aims of this study were: a) to describe the pathological and laboratory findings in a case series of stranding and mortality associated with ingestion of large amounts of sea urchins in loggerhead turtles (*Caretta caretta*), and b) to alert veterinarians and biologists involved in sea turtle conservation of this cause of stranding and/or death.

Methods

The six loggerheads studied were stranded on the coasts of Gran Canaria, Canary Islands, Spain, between 2008 and 2015. Post mortem studies included pathological, microbiological, and sea urchin species identification procedures.

Results

All turtles showed severe intestinal impaction caused by large amounts of sea urchins, mainly affecting the colon and the caudal half of the small intestine. Histologically, severe focal fibrinonecrotic enteritis was diagnosed in two turtles. In the remaining turtles, lesions ranged from mild desquamation of the intestinal epithelium to severe congestion of the blood vessels of lamina propria, submucosa, muscular and serosa, and edema. *Vibrio* sp. was isolated from the spleen and intestinal mucosa of a loggerhead in which focal fibrinonecrotic enteritis had been diagnosed. In five turtles, all the remains were fragments from long-spined sea urchins (*Diadema africanum*); the last turtle contained a mixture of long-spined sea urchin (90%) and purple sea urchin (*Sphaerechinus granularis*) (10%) remains.

Conclusions

Although the prevalence of this cause of stranding was low (< 1.6%) compared to other mortality causes, continued overfishing and anthropogenic climate change could increase its

OPEN ACCESS

Citation: Inurria A, Arencibia A, Calabuig P, Gómez M, Déniz S, Orós J (2019) Mortality associated with ingestion of sea urchins in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*): A case series. PLoS ONE 14(8): e0221730. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0221730>

Editor: Carlos E. Ambrósio, Faculty of Animal Sciences and Food Engineering, University of São Paulo, BRAZIL

Received: April 16, 2019

Accepted: August 13, 2019

Published: August 23, 2019

Copyright: © 2019 Inurria et al. This is an open access article distributed under the terms of the [Creative Commons Attribution License](https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/), which permits unrestricted use, distribution, and reproduction in any medium, provided the original author and source are credited.

Data Availability Statement: All relevant data are within the manuscript and its Supporting Information files.

Funding: The authors received no specific funding for this work.

Competing interests: The authors have declared that no competing interests exist.

incidence. Intestinal impaction with large amounts of sea urchins should be included in the differential diagnosis of gastrointestinal diseases in sea turtles, and the possible toxic effect of some sea urchin species on sea turtles should also be investigated.

Introduction

Conservation medicine is a discipline that links animal health with ecosystem health and global environmental change [1]. Clinical and pathological studies on stranded sea turtles are essential activities for sea turtle conservation around the world. The loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) is the most common turtle species in the Canary Islands, and the North East Atlantic loggerhead subpopulation is included on the IUCN Red List of Threatened Species as 'endangered' [2].

Loggerhead diets are typically carnivorous, mainly comprised of mollusks and crustaceans that occur in neritic habitats, and to a lesser extent, fishes and cephalopods as discarded by-catch; sea urchins do not comprise an important part of their diet [3,4]. A variety of digestive diseases have been reported in loggerheads [5,6]. Some of them occur naturally, but other conditions, such as the digestive lesions associated with the ingestion of fishing hooks, fishing lines and crude oil, have an anthropogenic origin [5,7].

Mass extraction of fish for human use is a major stressor on marine ecosystems [8]. In the last decades, some coasts around the world have suffered an increase of the sea urchin populations, possibly due to the decrease of natural predators, mainly due to overfishing [9,10].

It has been recently mentioned the possibility of intestinal obstruction and perforation in loggerheads that fed extensively on pen shells (*Atrina* spp.) and sea urchins, but no additional data were provided by the authors [11]. The aim of this study was to describe the pathological and laboratory findings in a case series of stranding and mortality associated with ingestion of large amounts of sea urchins in loggerhead turtles.

Materials and methods

Ethics statement

Sea turtle rehabilitation program at the Tafira Wildlife Rehabilitation Center (TWRC) was conducted with authorization of the Wildlife Department of the Canary Islands Government (Ms. Guacimara Medina, Vice-chairman of Environmental Issues of the Canary Islands Government), and the Environment Department of the Cabildo de Gran Canaria (Ms. María del Mar Arévalo, Chairman of Environmental Issues of the Cabildo de Gran Canaria). Animal work and all sampling procedures were specifically approved as part of obtaining the authorization by the TWRC Animal Care Committee and the insular government Cabildo de Gran Canaria, and were consistent with standard vertebrate protocols and veterinary practices. No method of euthanasia was applied because the animals died naturally as a result of their lesions.

Animals and study area

The six loggerheads studied were stranded on the coasts of Gran Canaria (27° 44'-28° 11'North, 15° 21'-15° 50'West), Canary Islands, Spain, between 2008 and 2015. Of these, three turtles had been submitted for health evaluation and possible rehabilitation, but died within the first hours. The mean \pm standard deviation of the straight carapace length (SCL) and

weight of the turtles were 66.5 ± 8.2 cm and 39.8 ± 3.2 kg, respectively. Based on SCL, all specimens were identified as sub-adult. The turtles stranded alive were lethargic and non-responsive to external stimuli.

Methodology

Necropsies were performed at the Veterinary Faculty (ULPGC) using the procedures previously described [12,13]. Macroscopic lesions were recorded and tissue samples from all major organs were fixed in 10% neutral buffered formalin, embedded in paraffin, sectioned at 5 μ m for light microscopy and stained with hematoxylin and eosin; special stains performed on selected samples also included Gram-stain for bacteria.

Samples from gross lesions and from spleen were cultured on a variety of selective and non-selective media (Oxoid Ltd, Basingstoke, UK), including blood agar, Mac-Conkey agar, Baird Parker agar for staphylococci, and Sabouraud Dextrose agar for fungi and yeasts. Bacteria were identified based on the biochemical profile (API 20 E, API 20 NE, and API 20 Staph, BioMérieux, Marcy-l'Étoile, France).

Sea urchin remains, including the pyramids that make-up part of Aristotle's lantern, were cleaned, dried, measured and later photographed, in order to proceed with their correct identification using the procedures previously described [14].

Results

At necropsy, all turtles showed good body condition with abundant amount of adipose tissue in the celomic cavity. No turtle showed lesions compatible with entanglement or other fishing gear interaction. All turtles showed severe intestinal impaction caused by large amounts of test fragments, broken spines, and pieces of feeding apparatus of sea urchins (2.1 ± 0.3 kg), mainly affecting the colon and the caudal half of the small intestine, whose mucosal surfaces were hyperemic. Two turtles showed deposits of fibrin, 2–5 cm in diameter, in areas of the small intestinal mucosa (Fig 1). The stomach and the complete small intestine of a turtle were also affected by the impaction. No perforations of the intestinal wall were observed. No gross lesions were visible in other organs. No parasites were detected in any of the turtles.

Histologically, severe focal fibrinonecrotic enteritis was diagnosed in two turtles (Fig 2). In the remaining turtles, lesions ranged from mild desquamation of the intestinal epithelium to severe congestion of the blood vessels of lamina propria, submucosa, muscular and serosa, and edema. No histological lesions were detected in other major organs.

Vibrio sp. was isolated from the spleen and intestinal mucosa of a loggerhead in which focal fibrinonecrotic enteritis had been diagnosed.

In five turtles, all the remains were fragments of tests and black spines, 4–5.5 cm long, from long-spined sea urchins (*Diadema africanum*). The last turtle contained a mixture of long-spined sea urchin (90%) and purple sea urchin (*Sphaerechinus granularis*) (10%) remains (Fig 3).

Discussion

Although digestive diseases are frequently diagnosed in stranded sea turtles, there are no detailed reports of mortality associated with ingestion of sea urchins in sea turtles. Since anthropogenic causes are frequently reported, gastrointestinal obstruction is well documented for cases of ingestion of plastic bags or fishing nets [15]. Other causes, dietary in origin, are less frequently observed, and often are associated with diminished nutritional condition and underlying motility or ileus [11].

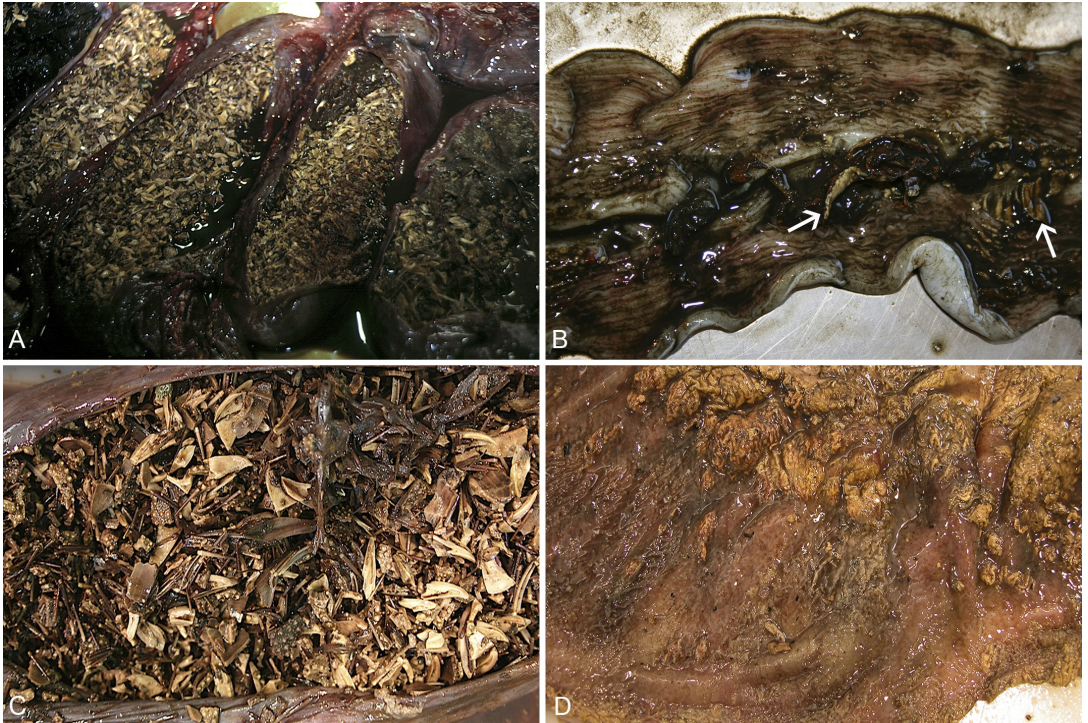


Fig 1. Gross findings in stranded loggerhead sea turtles caused by ingestion of large amounts of sea urchins. A) Severe colonic impaction, and B) deposits of fibrin (arrows) in the mucosal surface of the ileum of the same turtle; note also the edema of the intestinal wall. C) Severe intestinal (jejunum) impaction, and D) mucosa of the jejunum of the same turtle focally covered by deposits of fibrin.

<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0221730.g001>

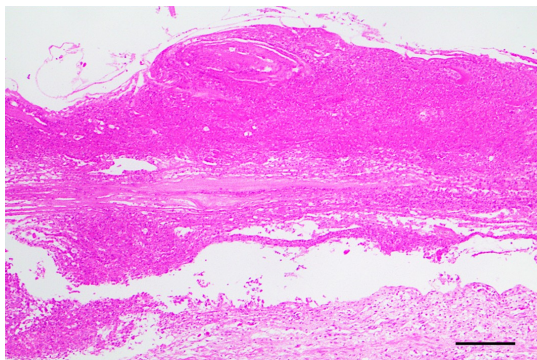


Fig 2. Severe focal fibrinonecrotic enteritis in the jejunum of a loggerhead sea turtle stranded due to ingestion of large amounts of sea urchins. HE. Bar = 500 μ m.

<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0221730.g002>



Fig 3. Sea urchin remains obtained from the intestine of a stranded loggerhead sea turtle. Note the fragments of tests with pieces of feeding apparatus (Aristotle's lantern) and spines. Long black spines (thick arrow) belong to *Diadema africanum* whereas small white spines (thin arrow) are from *Sphaerechinus granularis*.

<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0221730.g003>

Gastrointestinal foreign bodies are commonly diagnosed in wild and captive marine turtles [16]. Wild turtles often swallow rocks, stones, coral and shells while foraging, and the presence of these objects alone, commonly seen upon radiographic evaluation, is not necessarily associated with disease [17]. It has been suggested that under certain poorly defined conditions, such as immunosuppression or altered motility of the gastrointestinal tract, these objects may contribute to complete or partial obstruction of the intestine [16]. It can also be difficult to determine if the presence of foreign material in sick turtles is a primary cause of illness or if other factors such as infection-related gastrointestinal stasis are present [16].

Health status of free-living sea turtle species are usually evaluated using the epidemiological data of turtles admitted to wildlife rehabilitation hospitals [7,18]. In a recent study on causes of stranding and mortality of loggerheads in Gran Canaria (1998–2014), the most frequent causes of admission for 392 sub-adult specimens were ingestion of hooks and monofilament lines (36%), entanglement in fishing gear and/or plastics (33.4%), and unknown/undetermined (14.8%). The other primary causes (trauma, infectious disease, crude oil, other causes) had frequencies below 9% [7]. Our results indicate that the incidence of mortality of sub-adult loggerheads due to ingestion of sea urchins is less than 1.6%. In addition, we detected 7 more cases of stranding possibly attributed to the ingestion of smaller amounts of sea urchins, although after the elimination of these remains of sea urchin tests and spines in the feces during the hospitalization period, the turtles were released.

Several authors suggested sea urchins as an increasing component in the loggerhead turtles diet, due to the lack of usual preys, which is a direct cause of overfishing [3,19]. Since loggerheads are not high-speed predators, they usually have an opportunistic behavior [3]. The increase of sea urchins in some areas can also be explained by the reduction of their natural predators due to the overfishing and the rise of the average temperature of the coastal waters [20]. Therefore, overfishing can have a double consequence: it can cause an increase in the populations of sea urchins due to the reduction of their natural predators, and, on the other hand, it reduces the availability of usual sea turtle preys, inducing them to consumption of unusual preys such as sea urchins.

Regarding the pathogenesis, in cases where the large intestine is affected by impaction, death is primarily associated with absorption of bacterial toxins through the intestinal wall and

subsequent toxemia, and water and electrolyte balance are not severely affected [16]. In our study, fibrinonecrotic enteritis was only diagnosed in two turtles, and bacteremia caused by *Vibrio* sp. was detected only in one of them; however, no histological lesions were detected in the spleen from which *Vibrio* sp. was isolated. The latter together with the mild lesions observed in the remaining turtles and the general good body condition of all the turtles suggest that the disorder was acute.

Unfortunately, early diagnosis was not possible in the turtles stranded alive due to the death of the animals within the first hours. Diagnostic procedures, including contrast radiography, ultrasound, and celioscopy, can provide early diagnosis for intestinal impactions [11,16]. Computed tomography and magnetic resonance imaging are less frequently used because are less available and more expensive techniques [11]. Medical therapy using white petrolatum and light mineral oil has been reported to manage an intestinal partial obstruction caused by rubber items in a loggerhead turtle [21].

Some sea urchin species are venomous, but no fatal interaction with sea turtles has been reported. The hollow primary spines of some diadematid sea urchins are suggested to contain bioactive substances, and the toxopneustid sea urchins have globiferous pedicellaria with pharmacologically-active substances [22,23]. No studies about possible bioactive substances from *Diadema africanum* have been reported. However, the venom apparatus of the globiferous pedicellaria of the toxopneustid *Sphaerechinus granularis* has been described [24]. In the case of the turtle with a mixture of sea urchin species, a possible toxic effect added to the effects of intestinal impaction can't be ruled out.

Vibrio alginolyticus has been associated with mass mortality of *Diadema africanum* in the Canary Islands [25]. In our case, health status of the ingested sea urchins was not investigated. Bacteremia caused by *Vibrio* sp. was detected only in a turtle, in which focal fibrinonecrotic enteritis had been diagnosed. Although we can't rule out that the origin of the infection were the ingested sea urchins, *Vibrio* sp. is very frequent in the marine water and cloaca of apparently healthy sea turtles, being also able to enter to the blood vessels from the intestinal lesions [26].

In conclusion, although the prevalence of this cause of stranding was low compared to other mortality causes, continued overfishing and anthropogenic climate change could increase its incidence. In addition, intestinal impaction with large amounts of sea urchins should be included in the differential diagnosis of gastrointestinal diseases in sea turtles, particularly in sub-adult specimens. Finally, the possible toxic effect of some species of sea urchins on sea turtles should be investigated.

Supporting information

S1 File. Data of loggerhead sea turtles included in the survey.
(XLSX)

Acknowledgments

We thank all the staff of the Tafira Wildlife Rehabilitation Center (Cabildo Insular de Gran Canaria).

Author Contributions

Investigation: May Gómez, Jorge Orós.

Methodology: Alicia Inurria, Pascual Calabuig, May Gómez, Soraya Déniz, Jorge Orós.

Writing – original draft: Alicia Inurria, Alberto Arencibia, Jorge Orós.

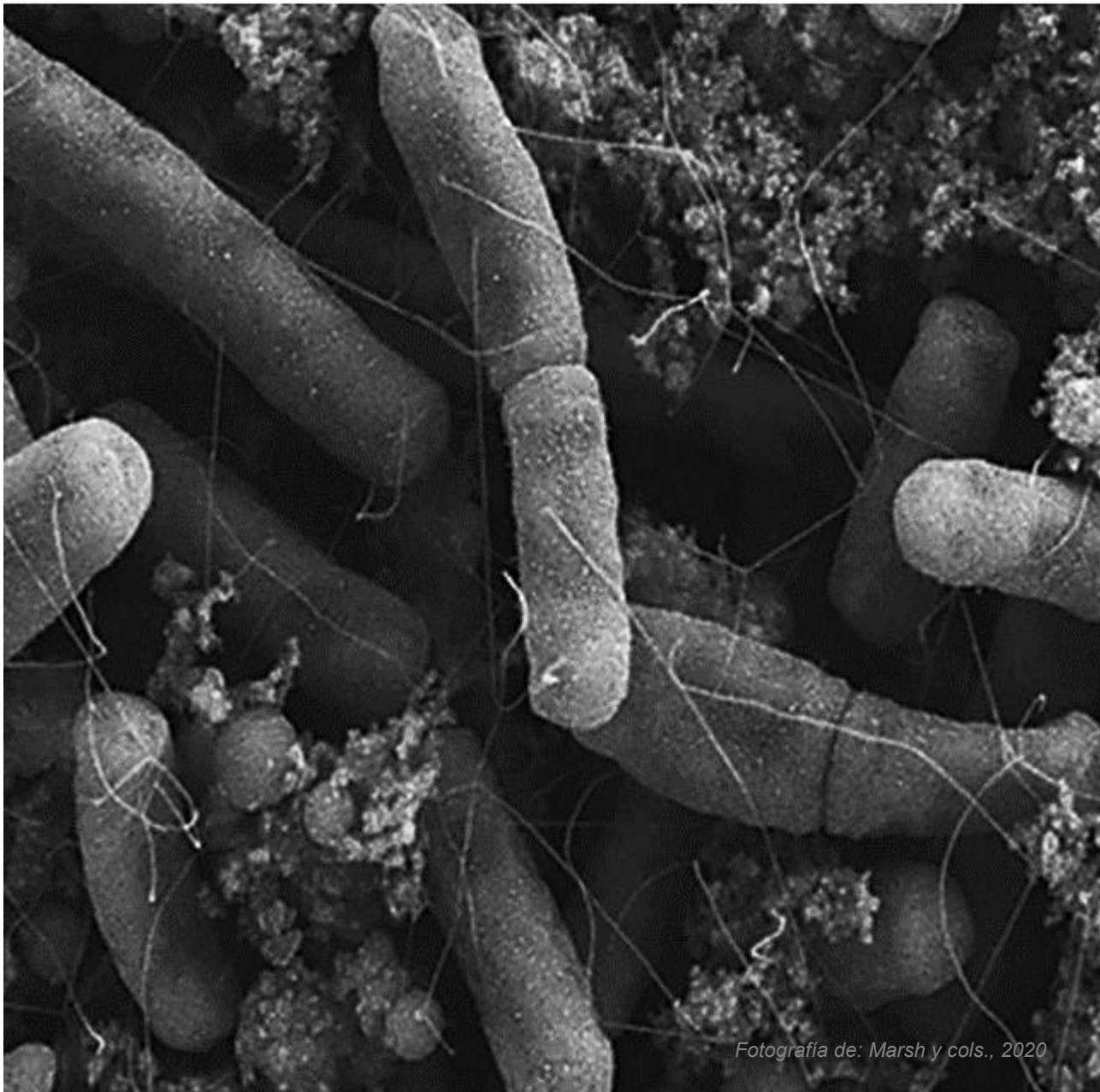
References

1. Aguirre AA, Gómez A. Essential veterinary education in conservation medicine and ecosystem health: a global perspective. *Rev Sci Tech*. 2009; 28: 597–603. PMID: [20128469](#)
2. Casale P, Marco A. *Caretta caretta* North East Atlantic subpopulation. The IUCN Red List of Threatened Species 2015:eT83776383A83776554.
3. Tomas J, Aznar FJ, Raga JA. Feeding ecology of the loggerhead turtle *Caretta caretta* in the western Mediterranean. *J Zool*. 2001; 255: 525–532.
4. Wallace BP, Avens L, Braun-McNeill J, McClellan CM. The diet composition of immature loggerheads: insights on trophic niche, growth rates, and fisheries interactions. *J Exp Mar Biol Ecol*. 2009; 373: 50–57.
5. Orós J, Calabuig P, Monagas P, Casal AB, Déniz S. Digestive pathology of sea turtles stranded in the Canary Islands between 1993 and 2001. *Vet Rec*. 2004; 155: 169–174. <https://doi.org/10.1136/vr.155.6.169> PMID: [15357377](#)
6. Orós J, Torrent A, Calabuig P, Déniz S. Diseases and causes of mortality among sea turtles stranded in the Canary Islands, Spain (1998–2001). *Dis Aquat Org*. 2005; 63: 13–24. <https://doi.org/10.3354/dao063013> PMID: [15759796](#)
7. Orós J, Montesdeoca N, Camacho M, Arencibia A, Calabuig P. (2016). Causes of stranding and mortality, and final disposition of loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) admitted to a wildlife rehabilitation center in Gran Canaria Island, Spain (1998–2014): A long-term retrospective study. *PLoS ONE*. 2016; 11: e0149398. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0149398> PMID: [26901623](#)
8. Parsons ECM, Favaro B, Aguirre AA, Bauer AL, Blight LK, Cigliano JA, et al. Seventy-one important questions for the conservation of marine biodiversity. *Conserv Biol*. 2014; 28: 1206–1214. <https://doi.org/10.1111/cobi.12303> PMID: [24779474](#)
9. Rodríguez-Barreras R, Durán A, López-Morell J, Sabat AM. Effect of fish removal on the abundance and size structure of the sea urchin *Diadema antillarum*: a field experiment. *Mar Biol Res*. 2015; 11: 1100–1107.
10. Sheppard-Brennand H, Dworjanyn SA, Poore AGB. Global patterns in the effects of predator declines on sea urchins. *Ecography* 2017; 40: 1029–1039.
11. Boylan SM, Valente ALS, Stacy BA, Wyneken J. Digestive system. In: Manire CA, Norton TM, Stacy BA, Innis CJ, Harms CA, editors. *Sea turtle health & rehabilitation*. Plantation: J Ross Publishing; 2017. pp. 337–365.
12. Orós J, Torrent A. *Manual de necropsia de tortugas marinas*. Las Palmas de Gran Canaria: Ediciones del Cabildo de Gran Canaria; 2001.
13. Flint M, Patterson-Kane JC, Limpus CJ, Work TM, Blair D, Mills PC. Postmortem diagnostic investigation of disease in free-ranging marine turtle populations: a review of common pathologic findings and protocols. *J Vet Diagn Invest*. 2009; 21: 733–759. <https://doi.org/10.1177/104063870902100601> PMID: [19901275](#)
14. Hernández JC, Clemente S, Tuya F, Pérez-Ruzafa A, Sangil C, Moro-Abad L, et al. Echinoderms of the Canary Islands, Spain. In: Alvarado JJ, Solís-Marín FA, editors. *Echinoderm research and diversity in Latin America*. Heidelberg: Springer-Verlag Berlin; 2013. pp. 471–510.
15. Stamper MA, Spicer CW, Neiffer DL, Mathews KS, Fleming GJ. Morbidity in a juvenile green sea turtle (*Chelonia mydas*) due to ocean-borne plastic. *J Zoo Wildl Med*. 2009; 40: 196–198. <https://doi.org/10.1638/2007-0101.1> PMID: [19368262](#)
16. Schumacher J, Papendick R, Herbst L, Jacobson ER. Volvulus of the proximal colon in a hawksbill turtle (*Eretmochelys imbricata*). *J Zoo Wildl Med*. 1996; 27: 386–391.
17. Reidarson TH, Jantsch CA, Gendron SM. Medical treatment for multiple foreign objects in a hawksbill turtle (*Eretmochelys imbricata*). *J Zoo Wildl Med*. 1994; 25: 158–160.
18. Flint M, Patterson-Kane JC, Limpus CJ, Mills PC. Health surveillance of stranded green turtles in southern Queensland, Australia (2006–2009): an epidemiological analysis of causes of disease and mortality. *EcoHealth*. 2010; 7: 135–145. <https://doi.org/10.1007/s10393-010-0300-7> PMID: [20232226](#)
19. Di Benedetto APM, De Moura JF, Siciliano S. Feeding habits of the sea turtles *Caretta caretta* and *Lepidochelys olivacea* in south-eastern Brazil. *Mar Biodivers Rec*. 2015; 8: e122.
20. Tuya F, Ortega-Borges L, Rosario-Pinilla ABD, Haroun RJ. (2006) Spatio-temporal variability in a key herbivore, the long-spined black sea urchin (*Diadema antillarum*, Echinodermata: Echinoidea) in the Canary Islands. *J Mar Biol Assoc UK*. 2006; 86: 791–797.

21. Williams SR, Dennison S, Dunnigan B, Moore B, Nicholson J, Zagzebski K, et al. Diagnosis and management of intestinal partial obstruction in a loggerhead turtle (*Caretta caretta*). *J Zoo Wildl Med*. 2013; 44: 457–461. <https://doi.org/10.1638/2011-0179R1.1> PMID: 23805566
22. Alender CB. A biologically active substance from the spines of two diademid sea urchins. In: Russell FE, Saunders PR, editors. *Animal toxins*. Oxford: Pergamon Press; 1967. pp. 145–155.
23. Nakagawa H, Tanigawa T, Tomita K, Tomihara Y, Araki Y, Tachikawa E. Recent studies on the pathological effects of purified sea urchin toxins. *J Toxicol Toxin Rev*. 2003; 22: 633–649.
24. Ghyott M, Dubois P, Jangoux M. The venom apparatus of the globiferous pedicellariae of the toxopneustid *Sphaerechinus granularis* (Echinodermata, Echinoidea): fine structure and mechanism of venom discharge. *Zoomorphology*. 1994; 114: 73–82.
25. Clemente S, Lorenzo-Morales J, Mendoza JC, López C, Sangil C, Alves F, et al. Sea urchin *Diadema africanum* mass mortality in the subtropical Eastern Atlantic: role of waterborne bacteria in a warming ocean. *Mar Ecol Prog Ser*. 2014; 506: 1–14.
26. Zavala-Norzagaray AA, Aguirre AA, Velazquez-Roman J, Flores-Villaseñor H, León-Sicairos N, Ley-Quinonez CP, et al. Isolation, characterization, and antibiotic resistance of *Vibrio* spp. in sea turtles from Northwestern Mexico. *Front Microbiol*. 2015; 6: 635. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2015.00635> PMID: 26161078

CAPÍTULO III


***Citrobacter freundii*-associated lesions in stranded loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*)**



Citrobacter freundii-associated lesions in stranded loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*)

Veterinary Pathology
2024, Vol. 61(1) 140–144
© The Author(s) 2023
Article reuse guidelines:
sagepub.com/journals-permissions
DOI: 10.1177/03009858231183983
journals.sagepub.com/home/vet



Alicia Inurria¹, Alejandro Suárez-Pérez^{1,2}, Pascual Calabuig³, and Jorge Orós¹ 

Abstract

Citrobacter freundii, an opportunistic bacterial pathogen belonging to the family Enterobacteriaceae, has been sporadically reported in sea turtles. Here, the authors describe 3 unusual lesions associated with *C. freundii* infection in 3 loggerhead sea turtles stranded on the coast of Gran Canaria Island, Spain. It is possible that these 3 distinct lesions played a major role in the death of these turtles. The first turtle had caseous cholecystitis, a lesion not previously described in sea turtles. The second turtle had large intestinal diverticulitis, a rare condition in loggerheads. The third turtle had bilateral caseous salt gland adenitis. Histologically, numerous gram-negative bacilli were observed at the deepest edge of inflammation in all cases. Pure cultures of *C. freundii* were obtained from these 3 lesions. Molecular detection of *C. freundii* DNA in formalin-fixed paraffin-embedded samples from the lesions of the 3 turtles confirmed the microbiological isolation. These cases, in addition to expanding the limited body of knowledge on bacterial infections in sea turtles, highlight the potential pathogenic role of *C. freundii* in loggerhead turtles.

Keywords

Caretta caretta, cholecystitis, *Citrobacter freundii*, diverticulitis, loggerhead turtle, salt gland adenitis

The loggerhead turtle (*Caretta caretta*) is the most common sea turtle species in the Canary Islands, whose subpopulation is included in the International Union for Conservation of Nature Red List of Threatened Species as “endangered.”⁵ According to a 17-year retrospective study in which the causes of stranding of 1860 loggerhead turtles admitted to the Tafira Wildlife Rehabilitation Center (TWRC) (Gran Canaria Island, Spain) were analyzed, the most frequent causes of stranding were entanglement in fishing gear and/or plastics (51%), unknown/undetermined causes (20%), ingestion of hooks (12%), infectious diseases (5.5%), and trauma (boat strike) (5.2%).¹⁶ The survival/release rate observed for turtles stranded due to entanglement was high (92.4%).¹⁶ However, the survival/release rate for turtles stranded due to infectious diseases decreased to 68.6%.¹⁶ Authors suggested that financial and time constraints in many rehabilitation centers often make it difficult to establish an accurate diagnosis, particularly for infectious diseases.¹⁶

Citrobacter freundii, an opportunistic bacterial pathogen belonging to the family Enterobacteriaceae, has been sporadically reported in sea turtles with septicemic cutaneous ulcerative disease,¹¹ septic arthritis,¹⁰ ulcerative and fibrinous esophagitis caused by fishing hooks,^{13,17} pulmonary lesions,⁶ and steatitis associated with cold-stunning.²² It has also been isolated from the cloaca of both healthy^{1,3} and stranded sea turtles.⁸ In addition, recent studies on the global concern of

antimicrobial resistance have been focused on sea turtles as potential carriers of multiresistant bacterial strains, particularly Enterobacteriales.^{1,3} We describe the gross and histopathological characteristics of unusual and fatal lesions associated with *C. freundii* infection in 3 loggerhead sea turtles stranded on the coast of Gran Canaria Island, Spain, between 2016 and 2020. These cases also highlight the potential pathogenic role of *C. freundii* in loggerhead turtles.

The first turtle (subadult; female; straight carapace length = 52.5 cm; weight = 21 kg) was found floating on the shore, lethargic, weak, and nonresponsive to external stimuli, and died 5 hours later at the TWRC. The second turtle (subadult; male; straight carapace length = 62 cm; weight = 34.6 kg) was found stranded in a rocky area and was very weak and covered with numerous algae and epibionts. Once placed in one of the TWRC pools, the turtle presented a buoyancy disorder, floating mainly

¹University of Las Palmas de Gran Canaria (ULPGC), Arucas, Spain

²AnimalLab, Las Palmas de Gran Canaria, Spain

³Tafira Wildlife Rehabilitation Center, Las Palmas de Gran Canaria, Spain

Supplemental Material for this article is available online.

Corresponding Author:

Jorge Orós, Department of Morphology, Veterinary Faculty, University of Las Palmas de Gran Canaria (ULPGC), Trasmontana s/n, Arucas, Las Palmas 35413, Spain.

Email: jorge.oros@ulpgc.es

along its caudal body. Radiographic (SRL Collimator Ralco, Italy) and computed tomography (Toshiba Astelion 16, Japan) imaging failed to establish a diagnosis, and the turtle was treated with enrofloxacin (5 mg/kg intramuscularly, every 48 hours for 1 month) and lactated Ringer's solution (20 mL/kg intracoelomically, every 48 hours for 2 months). The turtle gradually lost weight and died 4 months later. The third turtle (juvenile; male; straight carapace length = 40 cm; weight = 9.5 kg) was found stranded, presenting with dehydration and cachexia. Intravenous fluid therapy with lactated Ringer's solution (10 mL/kg, every 12 hours) was attempted, but it died 1 day later.

Necropsies and histological processing were performed following previously described protocols.¹⁷ Special stains performed on selected samples included Brown-Hopps (modified) stain for gram-positive and gram-negative bacteria, Ziehl-Neelsen stain for acid-fast organisms, and Grocott's methenamine silver nitrate stain for fungi.

Tissue samples from the main gross lesions (discarding the caseous material and selecting the leading edge of inflammation) and spleen of each turtle were cultured on brain-heart infusion (BHI) medium (Thermo Fisher Scientific, Waltham, MA, USA) and incubated at 25°C and 37°C for 48 hours. Reseeding was done on chocolate agar, blood agar, and MacConkey agar (Thermo Fisher Scientific) and was incubated at 25°C and 37°C for 24 hours. Identification and antimicrobial susceptibility testing were performed using the Vitek-2 Automated System (BioMérieux, France) with Vitek-2 GN ID Card and Vitek-2 AST-GN98 Card, respectively. A polymerase chain reaction assay to detect *C. freundii* DNA targeting a specific region of the *efa* gene encoding a cyclopropane fatty acids synthase⁹ was performed on formalin-fixed paraffin-embedded samples from the 3 turtles using procedures previously described.¹²

At necropsy, the first turtle had generalized subcutaneous edema. The most significant gross lesions were hepatic atrophy and severe distention (30 cm × 35 cm) of the gallbladder (Fig. 1a), which was distended and filled with tightly packed lamellar deposits of green, caseous material (Fig. 1b). The wall of the gallbladder was thickened. No parasites were detected. Histologically, heterophilic cholecystitis with loss of the gallbladder epithelium, infiltration of the gallbladder mucosa by numerous heterophils with bile pigment deposits, presence of numerous gram-negative bacilli at the deepest edge of inflammation, and edema of the propria-submucosa were observed (Fig. 1c). Thin hepatic cords with intracytoplasmic accumulation of bile pigment and canalicular bile stasis were observed in the hepatic sections. No histological lesions were detected in other major organs.

The most relevant gross lesion observed in the second turtle was the presence of a 26-cm-diameter intestinal diverticulum that protruded from the mesenteric aspect of the large intestine (Fig. 1d). The intestinal diverticulum weighed 3.1 kg, was distended by yellow, firm, lamellated, caseous exudate (Fig. 1e), and the wall was attenuated to 1.5 to 2.0 mm. Several adhesions were also observed between the serosa of the diverticulum and the serosa of the stomach and small intestine. No perforations of the intestinal wall were observed. The liver was

friable. No gross lesions were visible in other organs. No parasites were detected. Histologically, heterophilic intestinal diverticulitis was diagnosed. The caseous material within the center of the diverticulum was composed of layers of degenerate heterophils and numerous gram-negative bacilli. The mucosa was ulcerated and completely replaced by heterophils and multinucleated giant cells; numerous gram-negative bacilli were also observed in the deeper layers of the mucosa (Fig. 1f). No muscular layers were observed. Severe dilation of the lymphatic vessels of the serosa of adjacent intestinal sections was also observed. A granuloma characterized by a necrotic center surrounded by macrophages and multinucleated giant cells was observed in a hepatic section; no gram-negative or gram-positive bacteria, acid-fast organisms, or fungi were detected in this granuloma. No histological lesions were detected in other major organs.

At necropsy, the third turtle had mild cachexia. The most important gross lesion was bilateral caseous salt gland adenitis, with yellow caseous necrotic debris occupying up to a third of the total volume of each gland (Fig. 2a). Histologically, abundant eosinophilic material composed of heterophils and cell debris was observed occupying the lumen of the main ducts and some secondary ducts of the glandular lobes; numerous gram-negative bacilli were observed in some of these secondary ducts (Fig. 2b). Incidentally, an *Anisakis sp* larva was observed embedded in the hepatic capsule. No histological lesions were detected in other major organs.

Pure cultures of *C. freundii* were obtained from the gallbladder (turtle 1), intestinal diverticulum and spleen (turtle 2), and salt glands (turtle 3). Molecular detection of *C. freundii* DNA in formalin-fixed paraffin-embedded samples from the lesions of the 3 turtles confirmed the microbiological isolation. Results of antimicrobial susceptibility tests are summarized in Supplemental Table S1.

There are very few studies on the pathogenicity of *C. freundii* in sea turtles.^{6,10,11,17,22} Some studies suggest that *C. freundii* may form part of the intestinal microbiota of sea turtles, although there is no unanimity because other studies have not detected it.^{18,19}

Abnormal conditions of the hepatobiliary system are rare in sea turtles and are usually associated with trematode infection.² Chronic bacterial infection has also been suggested for sporadic cases in which the inflammatory exudate can obstruct the gallbladder and extrahepatic bile ducts.² However, there are no descriptions of such severity or of biliary infections due to *C. freundii* in sea turtles.²

Diverticulitis affecting the digestive system is rare in loggerheads. Two cases of esophageal diverticulitis were reported in loggerheads,¹³ one of them associated with *Aerococcus viridans* infection.²¹ However, large intestinal diverticulitis is a common necropsy finding in leatherback turtles.^{15,20} These lesions are generally small, 2 to 9 cm in diameter, and not implicated as a cause of stranding or death, although authors suggested the possibility of perforation, obstruction, and septicemia.^{15,20} *Morganella morganii* and *Proteus spp* have been isolated from these lesions.^{15,20}

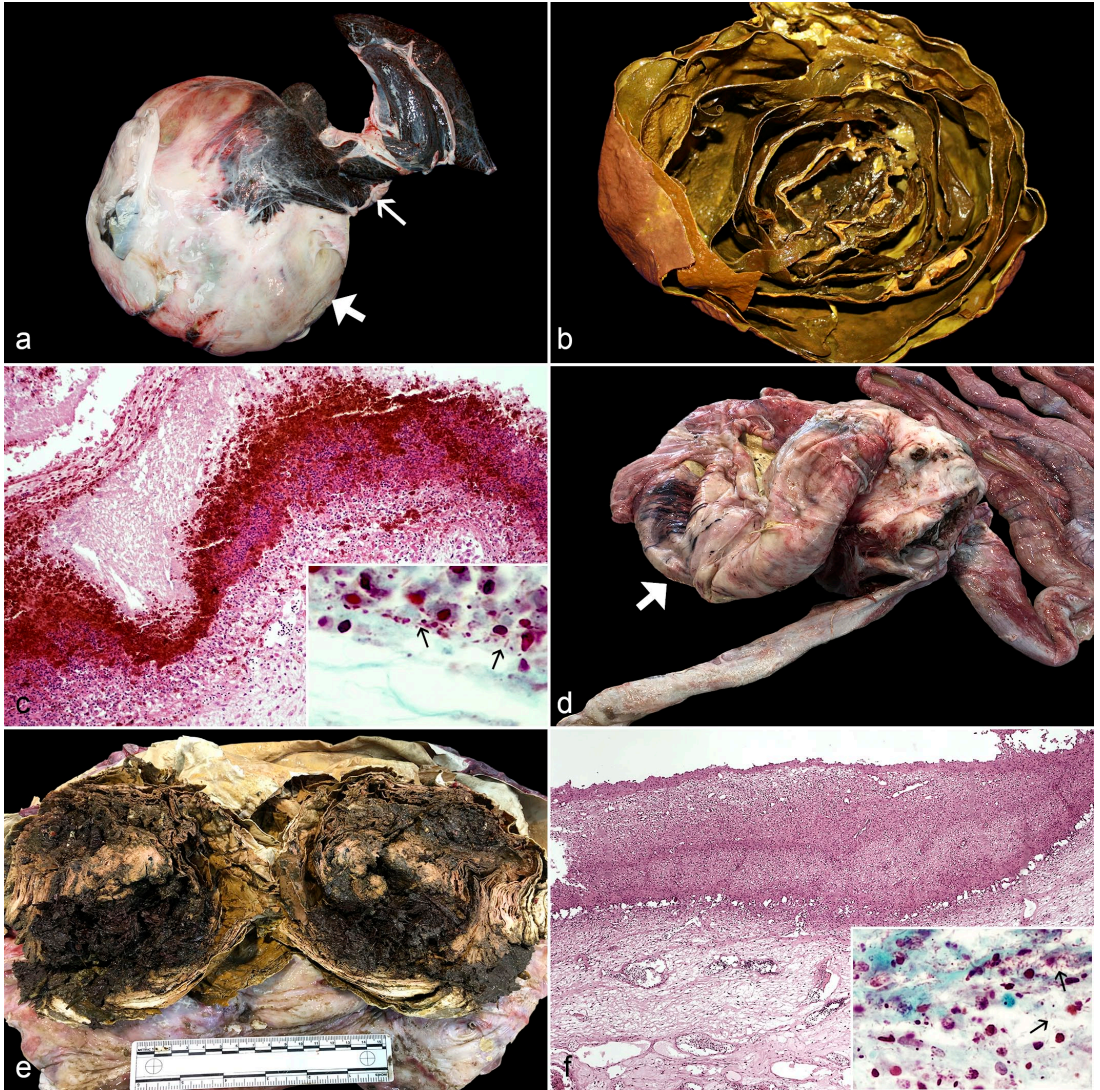


Figure 1. Digestive lesions associated with *Citrobacter freundii* infection in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). (a) Caseous cholecystitis characterized by a distention of the gallbladder (thick arrow). Note the hepatic atrophy (thin arrow). (b) The gallbladder contains greenish solid caseous material arranged in concentric layers. (c) Histopathological features include loss of the gallbladder epithelium, infiltration of the gallbladder mucosa by numerous heterophils with bile pigment deposits, and edema of the propria-submucosa (Hematoxylin and eosin, HE). Inset: the presence of numerous gram-negative bacilli (arrows) at the deepest edge of inflammation (Brown-Hopps [modified], BH). (d) Intestinal diverticulum (arrow) emerging from the mesenteric aspect of the large intestine. (e) The intestinal diverticulum contains abundant yellow, firm, lamellated, caseous exudate. (f) Histopathological features include loss of the intestinal epithelium and infiltration of the mucosa by heterophils and multinucleated giant cells; no muscular layers are present (HE). Inset: numerous gram-negative bacilli (arrows) in the deeper layers of the mucosa (BH).

Partial blockage of the gastrointestinal tract by the pressure exerted by the diverticulum (as shown by the severe dilation of the lymphatic vessels of the serosa of adjacent

intestinal sections) could be responsible for the turtle's poor body condition and buoyancy disorder. Abnormal buoyancy in sea turtles is not always due to lung disease but also due to the

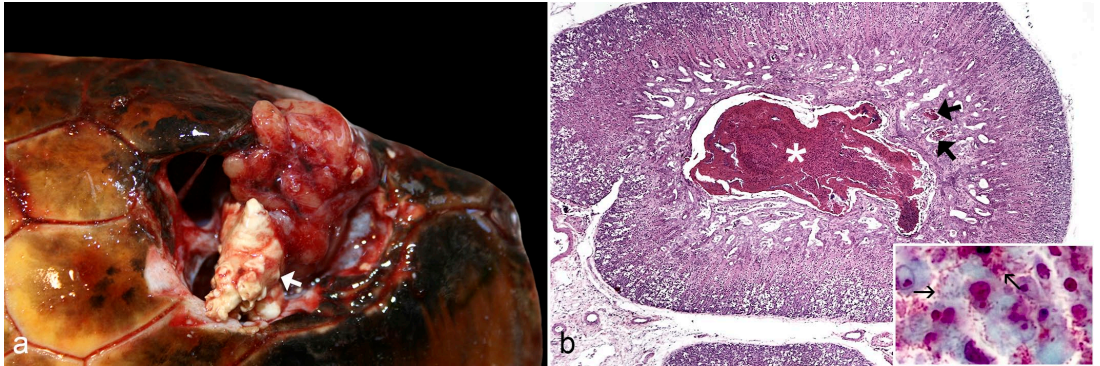


Figure 2. Caseous salt gland adenitis associated with *Citrobacter freundii* infection in loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). (a) Note the yellow caseous necrotic debris (arrow) occupying the ventral third of the right salt gland. (b) An abundant eosinophilic exudate composed of heterophils and cell debris is observed occupying the lumen of the main duct (asterisk) and some secondary ducts (thick arrows) of this glandular lobe (Hematoxylin and eosin). Inset: numerous gram-negative bacilli (thin arrows) in a secondary duct with cell debris (Brown-Hoppes).

presence of gas and/or foreign bodies within the gastrointestinal tract.⁶ Acquired digestive diverticula are described as either pulsion or traction forms.²¹ The most common pulsion diverticula result from increased intraluminal pressure or herniation of mucosa through a disruption in the muscular layer of the intestinal wall, and they do not contain layers of the muscle wall. Traction diverticula are less common and occur secondary to peri-intestinal inflammation in which all layers of the intestinal wall are pulled away from the lumen to form an evagination in the intestinal wall.²¹ The lack of identification of all layers of the intestinal wall in the diverticulum of this loggerhead suggests it may have been a pulsion diverticulum.

Members of the family Enterobacteriaceae may play an important role as opportunistic agents, becoming pathogenic in immunocompromised animals.¹⁰ Although the digestive location of the lesions observed in the first 2 turtles could have favored colonization by *C. freundii*, the pathogenic role of *C. freundii* cannot be ruled out, especially in the first turtle, in which no additional underlying causes were identified.

Salt gland adenitis as the only cause of stranding of loggerheads, as seen in the third case, was reported for the first time in 2011.¹⁴ The most frequently isolated bacteria were *Aeromonas hydrophila*, *Staphylococcus sp.*, and *Vibrio alginolyticus*.¹⁴ Although *Citrobacter sp.* was also isolated from one case, no species identification was attempted.¹⁴ Authors reported that plasma concentrations of sodium and chloride from 2 affected loggerheads were higher than normal values (by 45.7% and 69.2%, respectively), suggesting that severe lesions in the salt glands can cause failure to maintain homeostasis and subsequent stranding and/or death.¹⁴ Several studies to characterize the ocular bacterial flora in free-living and captive sea turtles have failed to identify *Citrobacter spp.*^{4,7} The absence of lesions in other organs in this turtle rules out possible septicemia, thus being a primary infection of the salt glands. Based on our studies, although the incidence of these bilateral

lesions represents less than 1% of strandings, their notable impact on homeostasis requires the attention of the veterinary services of the rehabilitation centers. In addition, *C. freundii* must be included in the etiological differential diagnosis for this disease.

Further studies are necessary to provide more information about the clinical significance of *C. freundii* in sea turtles and to analyze their ability to acquire multiple resistance genes to various antibiotics.

Acknowledgement

We thank all the staff of the Tafira Wildlife Rehabilitation Center (Cabildo de Gran Canaria), and A. Santana and P. Briganty (Department of Morphology, ULPGC) for technical assistance.

Declaration of Conflicting Interests

The author(s) declared no potential conflicts of interest with respect to the research, authorship, and/or publication of this article.

Funding

The author(s) received no financial support for the research, authorship, and/or publication of this article.

ORCID iD

Jorge Orós  <https://orcid.org/0000-0002-8346-5393>

References

1. Ahasan MS, Picard J, Elliott L, et al. Evidence of antibiotic resistance in Enterobacteriales isolated from green sea turtles, *Chelonia mydas* on the Great Barrier Reef. *Mar Pollut Bull.* 2017;**120**(1–2):18–27. doi:10.1016/j.marpolbul.2017.04.046.
2. Anderson ET, Valente ALS, Stacy BA, et al. Hepatobiliary system. In: Manire CA, Norton TM, Stacy BA, et al, eds. *Sea Turtle Health & Rehabilitation*. Plantation, FL: J. Ross Publishing; 2017:367–379.

3. Blasi MF, Migliore L, Mattei D, et al. Antibiotic resistance of Gram-negative bacteria from wild captured loggerhead sea turtles. *Antibiotics*. 2020;**9**(4):162. doi:10.3390/antibiotics9040162.
4. Cardoso-Brito V, Raposo ACS, Pires TT, et al. Conjunctival bacterial flora and antimicrobial susceptibility of captive and free-living sea turtles in Brazil. *Vet Ophthalmol*. 2019;**22**(3):246–255. doi:10.1111/vop.12584.
5. Casale P, Tucker AD. *Caretta caretta* (Amended version of 2015 assessment). *The IUCN Red List of Threatened Species 2017*:e.T3897A119333622. doi:10.2305/IUCN.UK.2017-2.RLTS.T3897A119333622.en.
6. Ciccarelli S, Valastro C, Di Bello A, et al. Diagnosis and treatment of pulmonary disease in sea turtles (*Caretta caretta*). *Animals*. 2020;**10**(8):1355. doi:10.3390/ani10081355.
7. Delli Paoli Carini A, Ariel E, Picard J, et al. Antibiotic resistant bacterial isolates from captive green turtles and in vitro sensitivity to bacteriophages. *Int J Microbiol*. 2017;**2017**:5798161. doi:10.1155/2017/5798161.
8. Foti M, Giacopello C, Bottari T, et al. Antibiotic resistance of Gram negatives isolates from loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) in the central Mediterranean Sea. *Mar Pollut Bull*. 2009;**58**(9):1363–1366. doi:10.1016/j.marpolbul.2009.04.020.
9. Fukumoto H, Sato Y, Hasegawa H, et al. Development of a new real-time PCR system for simultaneous detection of bacteria and fungi in pathological samples. *Int J Clin Exp Pathol*. 2015;**8**(11):15479–15488.
10. Goldberg DW, Fernandes MR, Sellera FP, et al. Genetic background of CTX-M-15-producing *Enterobacter hormaechei* ST114 and *Citrobacter freundii* ST265 co-infecting a free-living green turtle (*Celonia mydas*). *Zoonoses Public Health*. 2019;**66**(5):540–545. doi:10.1111/zph.12572.
11. Greene W, Chan B, Bromage E, et al. The use of bacteriophages and immunological monitoring for the treatment of a case of chronic septicemic cutaneous ulcerative disease in a loggerhead sea turtle *Caretta caretta*. *J Aquat Anim Health*. 2021;**33**(3):139–154. doi:10.1002/aah.10130.
12. Kacliková E, Krasencicová K, Pangallo D, et al. Detection and quantification of *Citrobacter freundii* and *C. braakii* by 5'-nuclease polymerase chain reaction. *Curr Microbiol*. 2005;**51**(4):229–232. doi:10.1007/s00284-005-4528-3.
13. Orós J, Calabuig P, Monagas P, et al. Digestive pathology of sea turtles stranded in the Canary Islands between 1993 and 2001. *Vet Rec*. 2004;**155**(6):169–174. doi:10.1136/vr.155.6.169.
14. Orós J, Camacho M, Calabuig P, et al. Salt gland adenitis as only cause of stranding of loggerhead sea turtles *Caretta caretta*. *Dis Aquat Org*. 2011;**95**(2):163–166. doi:10.3354/dao02351.
15. Orós J, Camacho M, Calabuig P, et al. Postmortem investigations on leatherback sea turtles (*Dermodochelys coriacea*) stranded in the Canary Islands (Spain) (1998–2017): evidence of anthropogenic impacts. *Mar Pollut Bull*. 2021;**167**:112340. doi:10.1016/j.marpolbul.2021.112340.
16. Orós J, Montesdeoca N, Camacho M, et al. Causes of stranding and mortality, and final disposition of loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) admitted to a wildlife rehabilitation center in Gran Canaria Island, Spain (1998-2014): a long-term retrospective study. *PLoS One*. 2016;**11**:e0149398. doi:10.1371/journal.pone.0149398.
17. Orós J, Torrent A, Calabuig P, et al. Diseases and causes of mortality among sea turtles stranded in the Canary Islands, Spain (1998-2001). *Dis Aquat Org*. 2005;**63**(1):13–24. doi:10.3354/dao063013.
18. Santoro M, Hernández G, Caballero M, et al. Aerobic bacterial flora of nesting green turtles (*Chelonia mydas*) from Tortuguero National Park, Costa Rica. *J Zoo Wildl Med*. 2006;**37**(4):549–552. doi:10.1638/05-118.1.
19. Santoro M, Hernández G, Caballero M, et al. Potential bacterial pathogens carried by nesting leatherback turtles (*Dermodochelys coriacea*) in Costa Rica. *Chelonian Conserv Biol*. 2008;**7**(1):104–108. doi:10.2744/CCB-0666.1.
20. Stacy BA, Innis CJ, Daoust PY, et al. Solitary large intestinal diverticulitis in leatherback turtles (*Dermodochelys coriacea*). *Vet Pathol*. 2015;**52**(4):712–715. doi:10.1177/0300985814549211.
21. Torrent A, Déniz S, Ruiz A, et al. Esophageal diverticulum in a loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) associated with *Aerococcus viridans* infection. *J Wildl Dis*. 2002;**38**(1):221–223. doi:10.7589/0090-3558-38.1.221.
22. Turner RC, Innis CJ, Stacy BA, et al. Steatitis in cold-stunned Kemp's ridley sea turtles (*Lepidochelys kempii*). *Animals*. 2021;**11**(3):898. doi:10.3390/ani11030898.

Supplemental Materials

Citrobacter freundii-associated lesions in stranded loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*)

Alicia Inurria, Alejandro Suárez-Pérez, Pascual Calabuig, and Jorge Orós

Supplement Table S1. Antimicrobials susceptibility/resistance of *Citrobacter freundii* isolates from three loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*).

	Loggerhead No. 1	Loggerhead No. 2	Loggerhead No. 3
Amikacin	S	S	S
Amoxicillin-Clavulanic acid	R	R	R
Ampicillin	R	R	R
Cefpodoxime	R	R	R
Ceftazidime	R	I	S
Ceftiofur	R	I	R
Cephalexin	R	R	R
Chloramphenicol	R	R	R
Ciprofloxacin	R	R	R
Doxycycline	R	R	R
Enrofloxacin	R	R	R
Gentamicin	S	S	S
Imipenem	S	S	S
Marbofloxacin	R	R	R
Nitrofurantoin	S	S	S
Trimethoprim-sulphamethoxazole	S	S	S

R: resistant; S: susceptible; I: intermediate

CONCLUSIONES



CONCLUSIONES

PRIMERA. En este estudio, en el que hasta un 53,9% de las tortugas bobas (*Caretta caretta*) varadas presentaron alteraciones ácido-base de leves a moderadas, el mayor porcentaje de mejora y/o resolución de las alteraciones ácido-base y electrolíticas tras tres días de fluidoterapia se consiguió con la mezcla de solución salina fisiológica más Ringer lactato, mientras que el tratamiento con la solución de Jarchow presentó los peores resultados en cuanto a la restauración del equilibrio ácido-base.

SEGUNDA. Los valores de pH, gases sanguíneos y parámetros bioquímicos sanguíneos en tortugas bobas

hospitalizadas aportados en este estudio suponen una fuente de referencia de aplicación práctica en otros centros de recuperación de tortugas marinas.

TERCERA. La impactación intestinal por ingestión de grandes cantidades de erizos marinos debe ser incluida en el diagnóstico diferencial de enfermedades gastrointestinales en tortugas bobas, particularmente ejemplares subadultos.

CUARTA. Aun presentando una baja prevalencia (< 1,6%) comparativamente con otras causas, el varamiento y muerte de tortugas bobas por ingestión de grandes cantidades de erizos marinos podría incrementar su incidencia

debido a la sobrepesca y el cambio climático.

QUINTA. Este estudio ha demostrado la asociación de *Citrobacter freundii* con lesiones inusuales y fatales en tortugas bobas, como colecistitis caseosa, diverticulitis intestinal y adenitis caseosa de las glándulas excretoras de sal.

SEXTA. Si bien la localización digestiva de las lesiones inusuales descritas (colecistitis caseosa y diverticulitis intestinal) pudiera haber favorecido la colonización por *Citrobacter freundii* como agente oportunista, no se puede descartar su potencial patogenicidad, especialmente en el primer caso.

SÉPTIMA. *Citrobacter freundii* debe ser incluido en el diagnóstico diferencial etiológico de las adenitis caseosas de las glándulas excretoras de sal.

REFERENCIAS



REFERENCIAS

- Abreu-Grobois, A., y Plotkin, P. (2008). *Olive Ridley Turtle*. International Union for Conservation of Nature. <https://www.iucnredlist.org/species/11534/3292503>
- Aguirre, A.A., y Gómez, A. (2009). Essential veterinary education in conservation medicine and ecosystem health: a global perspective. *Revue scientifique et technique*, 28(2), 597–603. <http://dx.doi.org/10.20506/rst.28.2.1902>
- Ahasan, M.S., Picard, J., Elliott, L., Kinobe, R., Owens, L., y Ariel, E. (2017). Evidence of antibiotic resistance in Enterobacteriales isolated from green sea turtles, *Chelonia mydas* on the Great Barrier Reef. *Marine pollution bulletin*, 120(1-2), 18–27. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2017.04.046>
- Alduina, R., Gambino, D., Presentato, A., Gentile, A., Sucato, A., Savoca, D., Filippello, S., Visconti, G., Caracappa, G., Vicari, D., y Arculeo, M. (2020). Is *Caretta caretta* a Carrier of Antibiotic Resistance in the Mediterranean Sea? *Antibiotics*, 9(3), 116. <https://doi.org/10.3390/antibiotics9030116>
- Alender, C.B. (1967). A biologically active substance from the spines of two diadematid sea urchins. En F.E. Russell y P.R. Saunders (Eds.), *Animal toxins. A collection of papers presente at the First International Symposium on Animal Toxins, Atlantic Citu, New Jersey, U.S.A., April 9-11, 1996* (pp. 145-155). Oxford: Pergamon Press
- Alfaro-Núñez, A., Bertelsen, M.F., Bojesen, A.M., Rasmussen, I., Zepeda-Mendoza, L., Olsen, M.T., y Gilbert, M.T. (2014). Global distribution of Chelonid fibropapilloma-associated herpesvirus among clinically healthy sea turtles. *BMC Evolutionary Biology*, 14(1), 206. <https://doi.org/10.1186/s12862-014-0206-z>

- Alfaro-Núñez, A., Bojesen, A.M., Bertelsen, M.F., Wales, N., Balazs, G.H., y Gilbert, M.T. (2016). Further evidence of Chelonid herpesvirus 5 (ChHV5) latency: high levels of ChHV5 DNA detected in clinically healthy marine turtles. *PeerJ*, 4(7), e2274. <https://doi.org/10.7717/peerj.2274>
- Anderson, E.T., Harms, C.A., Stringer, E.M., y Cluse, W.M. (2011). Evaluation of hematology and serum biochemistry of cold-stunned green sea turtles (*Chelonia mydas*) in North Carolina, U.S.A. *Journal of zoo and wildlife medicine*, 42(2), 247–255. <https://doi.org/10.1638/2010-0217.1>
- Anderson, E.T., Valente, A.L.S., Stacy, B.A., y Wyneken, J. (2017). Hepatobiliary system. En C.A. Manire, T.M. Norton, B.A. Stacy, C.J. Innis, y C.A. Harms (Eds.), *Sea turtle health and rehabilitation* (pp 367-379). J. Ross Publishing
- Ashford, M., Watling, J.I., y Hart, K. (2022). One Shell of a Problem: Cumulative Threat Analysis of Male Sea Turtles Indicates High Anthropogenic Threat for Migratory Individuals and Gulf of Mexico Residents. *Remote sensing*, 14 (16), 3887. <https://doi.org/10.3390/rs14163887>
- Ashwood, E.R., Kost, G., y Kenny, M. (1983). Temperature correction of blood-gas and pH measurements. *Clinical chemistry*, 29(11), 1877–1885
- Asociación Española de Pediatría. (1 de noviembre de 2020). *Clindamicina*. <https://www.aeped.es/comite-medicamentos/pediamecum/clindamicina>
- Arencibia, A., Hidalgo, M. R., Vázquez, J. M., Contreras, S., Ramírez, G., y Orós, J. (2012). Sectional anatomic and magnetic resonance imaging features of the head of juvenile loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). *American journal of veterinary research*, 73(8), 1119–1127. <https://doi.org/10.2460/ajvr.73.8.1119>

- Arencibia, A., Melián, A., y Orós, J. (2021). Anatomic Interactive Atlas of the Loggerhead Sea Turtle (*Caretta caretta*) Head. *Animals*, 11(1), 198. <https://doi.org/10.3390/ani11010198>
- Arencibia, A., Rivero, M. A., De Miguel, I., Contreras, S., Cabrero, A., y Orós, J. (2006). Computed tomographic anatomy of the head of the loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). *Research in veterinary science*, 81(2), 165–169. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2005.12.009>
- Autran de Morais, H., y Biondo, A.W. (2006). Disorders of chloride: hyperchloremia and hypochloremia. En S.P. DiBartola (Ed.), *Fluid, Electrolyte, and Acid-Base Disorders in Small Animal Practice* (3ª ed, pp. 80-90). Saunders Elsevier
- Autran de Morais, H., y Leisewitz, A.L. (2006). Mixed acid-base disorders. En S.P. DiBartola (Ed.), *Fluid, Electrolyte, and Acid-Base Disorders in Small Animal Practice* (3ª ed, pp. 296-309). Saunders Elsevier
- Báez, J.C., Bellido, J.J., Real, R., Vargas-Yáñez, M., García-Martínez, M.C., Moya-Ruiz, F., y Camiñas-Hernández, J.A (2020). Primer registro de nidificación de tortuga boba (*Caretta caretta*) en el Mar de Alborán: significado biológico e implicaciones del manejo en la conservación. *Boletín Asociación Herpetológica Española*, 31 (2), 157-162
- Balladares, C., Marin, E., Espinoza, N., y Barrios-Garrido, H. (2017). Prevalence of fibropapillomatosis on stranded sea turtles in the Venezuelan coast. *Revista Bio Ciencias*, 4(4), 1-14. <http://dx.doi.org/10.15741/revbio.04.04.02>
- Baxter (2016). *Viaflo Plasmalyte 148 (pH 7,4) solución para perfusión: ficha técnica*. Valencia: Agencia española de medicamentos y productos sanitarios CIMA.
- Bezjian, M., Wellehan, J.F., Jr, Walsh, M.T., Anderson, E., y Jacobson, E. (2014). Management of wounds in a loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) caused

by traumatic bycatch injury from the spines of a spotted eagle ray (*Aetobatus narinari*). *Journal of zoo and wildlife medicine*, 45(2), 428–432.
<https://doi.org/10.1638/2013-0178R.1>

Blasi, M.F., Migliore, L., Mattei, D., Rotini, A., Thaller, M.C., y Alduina, R. (2020). Antibiotic Resistance of Gram-Negative Bacteria from Wild Captured Loggerhead Sea Turtles. *Antibiotics*, 9(4), 162.
<https://doi.org/10.3390/antibiotics9040162>

Bloodgood, J.C.G (2016). *Evaluating green sea turtle (Chelonia mydas) nutritional needs and the effectiveness of education at a sea turtle rehabilitation center* [Tesis de Doctorado, The University of Georgia]. University of Georgia.
http://getd.libs.uga.edu/pdfs/bloodgood_jennifer_c_201612_phd.pdf

Brilhante, R.S., Rodrigues, P.H., de Alencar, L.P., Riello, G.B., Ribeiro, J.F., de Oliveira, J.S., Castelo-Branco, D.deS., Bandeira, T.deJ., Monteiro, A.J., Rocha, M.F., Cordeiro, R.deA., Moreira, J.L., y Sidrim, J.J. (2015). Evidence of Fluconazole-Resistant *Candida* Species in Tortoises and Sea Turtles. *Mycopathologia*, 180(5-6), 421–426. <https://doi.org/10.1007/s11046-015-9923-0>

Bowen, B.W. y Karl, S.A. (2007). Population genetics and phylogeography of sea turtles. *Molecular ecology*, 16(23), 4886–4907. <https://doi.org/10.1111/j.1365-294X.2007.03542.x>

Boylan, S.M., Valente, A.L.S., Stacy, B.A., y Wyneken, J. (2017). Digestive system. En C.A. Manire, T.M. Norton, B.A. Stacy, C.J. Innis, y C.A. Harms (Eds.), *Sea turtle health and rehabilitation* (pp 337-366). J. Ross Publishing

- Burkhardt, J.E., Walterspiel, J.N., y Schaad, U.B. (1997). Quinolone arthropathy in animals versus children. *Clinical infectious diseases*, 25(5), 1196–1204. <https://doi.org/10.1086/516119>
- Camacho, M., Calabuig, P., Luzardo, O.P., Boada, L.D., Zumbado, M., y Orós, J. (2013). Crude Oil as a Stranding Cause among Loggerhead Sea Turtles (*Caretta caretta*) in the Canary Islands, Spain (1998-2011). *Journal of Wildlife Diseases*, 49(3), 637-640. <https://doi.org/10.7589/2012-03-093>
- Camacho, M., Quintana, M.P., Calabuig, P., Luzardo, O.P., Boada, L.D., Zumbado, M., y Orós, J. (2015). Acid-Base and Plasma Biochemical Changes Using Crystalloid Fluids in Stranded Juvenile Loggerhead Sea Turtles (*Caretta caretta*). *PloS one*, 10(7), e0132217. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0132217>
- Camacho, M., Quintana, M.P., Luzardo, O.P., Estévez, M.D., Calabuig, P., y Orós, J. (2013). Metabolic and respiratory status of stranded juvenile loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*): 66 cases (2008-2009). *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 242(3), 396–401. <https://doi.org/10.2460/javma.242.3.396>
- Camiñas, J.A., Báez, J.C., Ayllón, E., Marco, A., Hernández-Sastre, L., López-Pérez, M.I., Moreno-Colera, H., Macías, D., Cardona, L., Belda, E.J., Bellido, J.J., García de los Ríos y de los Huertos, A., López-Fernández, A., Zaldúa-Mendizábal, N., Liria, A., Varo-Cruz, N., González-Carballo, M., Carrillo, M., y García-Barcelona, S. (2021). Estado de conservación de las tortugas marinas en España (revisión del periodo 2013-2018). *Anales de Biología* (45), 175-198. <http://dx.doi.org/10.6018/analesbio.43.17>
- Camiñas, J.A., Kaska, Y., Hochscheid, S., Casale, P., Panagopoulou, A., Báez, J.C., Otero, M., Numa, C., y Alcázar, E. (2020). *Conservation of marine turtles in*

the Mediterranean sea. IUCN, Málaga, Spain.

<https://www.iucn.org/sites/default/files/2022-08/conservation-of-mediterranean-turtles-in-the-mediterranean-sea-en-factsheet.pdf>

- Campbell, T.W. (2006). Clinical Pathology of Reptiles. En S.J. Divers, y D.R. Mader (Eds.). *Reptile Medicine and Surgery* (2ª ed, pp 453-470). Elsevier Saunders
- Campbell, T.W. (2014). Clinical Pathology. En D.R. Mader y S.J. Divers (Eds.), *Current Therapy in Reptiles Medicine & Surgery* (pp. 70-92). Elsevier Saunders
- Cantor, M., Barreto, A.S., Taufer, R.M., Giffoni, B., Castilho, P.V., Maranhão, A., Beatriz, C., Kolesnikovas, C., Godoy, D., Rogério, D.W., Dick, J.L., Groch, K.R., Rosa, L., Cremer, M.J., Cattani, P.E., Valle, R.R., y Domit, C. (2020) High incidence of sea turtle stranding in the southwestern Atlantic Ocean, *ICES Journal of Marine Science*, 77(5), 1864–1878, <https://doi.org/10.1093/icesjms/fsaa073>
- Cardona, L., San Martín, J., Benito, L., Tomás, J., Abella, E., Eymar, J., Aguilera, M., Esteban, J.A., Tarragó, A. y Marco, A. (2023). Global warming facilitates the nesting of the loggerhead turtle on the Mediterranean coast of Spain. *Animal Conservation*, 26, 365-380. <https://doi.org/10.1111/acv.12828>
- Cardoso-Brito, V., Raposo, A.C.S., Pires, T.T., Pinna, M.H., y Oriá, A.P. (2019). Conjunctival bacterial flora and antimicrobial susceptibility of captive and free-living sea turtles in Brazil. *Veterinary ophthalmology*, 22(3), 246–255. <https://doi.org/10.1111/vop.12584>
- Carreras, C., Monzón-Argüello, C., López-Jurado, L.F., Calabuig, P., Bellido, J.J., Castillo, J.J., Sánchez, P., Medina, P., Tomás, J., Gozalbes, P., Fernández, G., Marco, A., y Cardona, L. (2014). Origin and dispersal routes of foreign green and Kemp's ridley turtles in Spanish Atlantic and Mediterranean

waters. *Amphibia-Reptilia*, 35(1), 73-86. <https://doi.org/10.1163/15685381-00002929>

Carreras, C., Pont, S., Maffucci, F., Pascual, M., Barceló, A., Bentivegna, F., Cardona, L., Alegre, F., SanFélix, M., Fernández, G., y Aguilar, A. (2006). Genetic structuring of immature loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) in the Mediterranean Sea reflects water circulation patterns. *Marine Biology*, 149(5), 1269-1279. <https://doi.org/10.1007/s00227-006-0282-8>

Carrillo, M. (2018). *Circunstancias y características del varamiento*. Canarias Conservación. <https://www.canariasconservacion.org/VARAMIENTOS/Red-Canaria-Varamientos-Metodologia2.htm>

Casale, P., Freggi, D. y Rocco, M. (2008), Mortality induced by drifting longline hooks and branchlines in loggerhead sea turtles, estimated through observation in captivity. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems*, 18(6), 945-954. <https://doi.org/10.1002/aqc.894>

Casale, P., Mazaris, A.D., y Freggi, D. (2011). Estimation of age at maturity of loggerhead sea turtles *Caretta caretta* in the Mediterranean using length-frequency data. *Endangered Species Research*, 13, 123-129. <https://doi.org/10.3354/esr00319>

Casale, P., y Tucker, A.D. (2017). *Loggerhead Turtle*. International Union for Conservation of Nature. <https://www.iucnredlist.org/species/3897/119333622>

Casey, R.N., Quackenbush, S.L., y Work, T.M. (1997). Evidence for retrovirus infections in green turtles *Chelonia mydas* from the Hawaiian islands. *Diseases of Aquatic Organisms*, 31, 1-7. <https://doi.org/10.3354/dao031001>

- Chaloupka, M., Balazs, G.H., y Work, T.M. (2009). Rise and fall over 26 years of a marine epizootic in Hawaiian green sea turtles. *Journal of wildlife diseases*, 45(4), 1138–1142. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-45.4.1138>
- Chaloupka, M., Work, T.M., Balazs, G.H., Murakawa, S.K.K., y 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., y 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>
- Ciccarelli, S., Valastro, C., Di Bello, A., Paci, S., Caprio, F., Corrente, M.L., Trotta, A., y Franchini, D. (2020). Diagnosis and Treatment of Pulmonary Disease in Sea Turtles (*Caretta caretta*). *Animals*, 10(8), 1355. <https://doi.org/10.3390/ani10081355>
- Clemente, S., Lorenzo-Morales, J., Mendoza, J.C., López, C., Sangil, C., Alves, F., Kaufmann, M., y Hernández, J.C. (2014). Sea urchin *Diadema africanum* mass mortality in the subtropical eastern Atlantic: role of waterborne bacteria in a warming ocean. *Marine Ecology Progress Series*, 506, 1-14. <https://doi.org/10.3354/meps10829>
- Coberley, S.S., Herbst, L.H., Ehrhart, L.M., Bagley, D.A., Hiram, S., Jacobson, E.R., y Klein, P.A. (2001). Survey of Florida green turtles for exposure to a disease-associated herpesvirus. *Diseases of aquatic organisms*, 47(3), 159–167. <https://doi.org/10.3354/dao047159>

- Dantzler, W.H., y Bradshaw, D. (2009). Osmotic and Ionic Regulation in Reptiles. En D.H. Evans (Ed.), *Osmotic and Ionic Regulation: Cells and Animals* (pp. 443-503). CRC Press
- Delli Paoli Carini, A., Ariel, E., Picard, J., y Elliott, L. (2017). Antibiotic Resistant Bacterial Isolates from Captive Green Turtles and *In Vitro* Sensitivity to Bacteriophages. *International journal of microbiology*, 2017, 5798161. <https://doi.org/10.1155/2017/5798161>
- De Majo, M., Macri, F., Masucci, M., Coci, G., y Pennisi, M.G. (2016). Clinical ultrasonography in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*): Imaging of pathological features. *Veterinária medicina*, 61(3), 155-161. <http://dx.doi.org/10.17221/8767-vetmed>
- Diagnostic Laboratories, College of Veterinary Medicine. (s.f.). *Sea Turtle Necropsy and Biopsy Techniques*. Universidad de Florida. <https://labs.vetmed.ufl.edu/all-tests/sea-turtle-necropsy-biopsy/>
- DiBartola, S.P. (2006). Disorders of sodium and water: hypernatremia and hyponatremia. En S.P. DiBartola (Ed.), *Fluid, Electrolyte, and Acid-Base Disorders in Small Animal Practice* (3ª ed., pp 47-79). Saunders Elsevier
- DiBartola, S.P. (2006). Introduction to acid-base disorders. En S.P. DiBartola (Ed.), *Fluid, Electrolyte, and Acid-Base Disorders in Small Animal Practice* (3ª ed., pp 229-251). Saunders Elsevier
- DiBartola, S.P. (2006). Metabolic acid-base disorders. En S.P. DiBartola (Ed.), *Fluid, Electrolyte, and Acid-Base Disorders in Small Animal Practice* (3ª ed., pp 251-283). Saunders Elsevier
- Di Benedetto, A.P.M., Fulgencio De Moura, J., y Siciliano, S. (2015). Feeding habits of the sea turtles *Caretta caretta* and *Lepidochelys olivacea* in south-eastern

<https://doi.org/10.1017/S1755267215001001>

Diggins, R., Burrien, R., Ariel, E., Ridley, J., Olsen, J., Schultz, S., Pettett-Willmet, A., Hemming, G., y Lloyd, J. (2022). A review of welfare indicators for sea turtles undergoing rehabilitation, with emphasis on environmental enrichment. *Animal Welfare*, 31(2), 2019-230. <https://doi.org/10.7120/09627286.31.2.006>

Divers, S.J. (2014). Diagnostic Endoscopy. En D.R. Mader y S.J. Divers (Eds.), *Current Therapy in Reptiles Medicine & Surgery* (pp. 154-178). Elsevier Saunders

Donnelly, K., Waltzek, T.B., Wellehan, J.F., Jr, Stacy, N.I., Chadam, M., y Stacy, B.A. (2016). Mycobacterium haemophilum infection in a juvenile leatherback sea turtle (*Dermochelys coriacea*). *Journal of veterinary diagnostic investigation*, 28(6), 718–721. <https://doi.org/10.1177/1040638716661746>

Dutton, C.S., Revan, F., Wang, C., Xu, C., Norton, T.M., Stewart, K.M., Kaltenboeck, B., y Soto, E. (2013). Salmonella enterica prevalence in leatherback sea turtles (*Dermochelys coriacea*) in St. Kitts, West Indies. *Journal of zoo and wildlife medicine*, 44(3), 765–768. <https://doi.org/10.1638/2012-0216R1.1>

Ebani V.V. (2023). Bacterial Infections in Sea Turtles. *Veterinary sciences*, 10(5), 333. <https://doi.org/10.3390/vetsci10050333>

Edwards, J.J., Amadi, V.A., Soto, E., Jay-Russel, M.T., Aminabadi, P., Kenelty, K., Charles, K., Arya, G., Mistry, K., Nicholas, R., Butler, B.P., y Marancik, D. (2021). Prevalence and phenotypic characterization of *Salmonella enterica* isolates from three species of wild marine turtles in Grenada, West Indies. *Veterinary world*, 14(1), 222–229. www.doi.org/10.14202/vetworld.2021.222-229

- Emmett, M. (2020). Metabolic Alkalosis: A Brief Pathophysiologic Review. *Clinical journal of the American Society of Nephrology*, 15(12), 1848–1856.
<https://doi.org/10.2215/CJN.16041219>
- Epperly, S.P., Braun, J., Chester A.J., Cross, F.A., Merriner, J.V., Tester, P.A., y Churchill J.H. (1996). BEACH STRANDINGS AS AN INDICATOR OF AT-SEA MORTALITY OF SEA TURTLES. *Bulletin of Marine Science*, 59(2), 289-297
- Ergin, B., Kapucu, A., Guerci, P., e Ince, C. (2016). The role of bicarbonate precursors in balanced fluids during haemorrhagic shock with and without compromised liver function. *British journal of anaesthesia*, 117(4), 521–528.
<https://doi.org/10.1093/bja/aew277>
- Escobedo-Bonilla, C.M., Quiros-Rojas, N.M., y Rudín-Salazar, E. (2022). Rehabilitation of Marine Turtles and Welfare Improvement by Application of Environmental Enrichment Strategies. *Animals*, 12(3), 282.
<https://doi.org/10.3390/ani12030282>
- Espino-López, L., Torío-Álvarez, R., y Goicoa-Valdevira, A. (2001). Valoración clínica y laboratorial de los desequilibrios hidroelectrolíticos y ácido-básicos. En J. Rejas-López, L.E. Fidalgo-Álvarez, A. Goicoa-Valdevira, y J.R. González-Montaña (Eds.), *Aplicaciones de Fluidos en Veterinaria* (pp. 35-52). Consulta de Difusión Veterinaria SL
- Estación Biológica de Doñana-Consejo Superior de Investigaciones Científicas. (11 de julio de 2023). *Récord de nidificación de tortugas marinas en las costas del Mediterráneo Occidental esta temporada*. http://www.ebd.csic.es/inicio/-/asset_publisher/DAWYqEgZTzIn/content/record-de-nidificacion-de-tortugas-marinas-en-las-costas-del-mediterraneo-occidental-esta-temporada

- Fariñas-Bermejo, A., Calabuig, P., Mayans, S., Medina, F.M., Osteategui, P., Rodríguez, M.A., y Liria, A. (15-20 de abril de 2017). *Stranded turtles in Canary Islands: a long-term review* [Póster]. International Sea Turtle Symposium (ISTS), Las Vegas, Nevada, Estados Unidos
- Fichi, G., Cardeti, G., Cersini, A., Mancusi, C., Guarducci, M., Di Guardo, G., y Terracciano, G. (2016). Bacterial and viral pathogens detected in sea turtles stranded along the coast of Tuscany, Italy. *Veterinary microbiology*, 185, 56–61. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2016.02.003>
- Fishman, C., Caverly Rae, J.M., Posobiec, L.M., Laffan, S.B., Lerman, S.A., Pearson, N., Janmohamed, S., Dumont, E., Nunn-Floyd, D., y Stanislaus, D.J. (2022). Novel Bacterial Topoisomerase Inhibitor Gepotidacin Demonstrates Absence of Fluoroquinolone-Like Arthropathy in Juvenile Rats. *Antimicrobial agents and chemotherapy*, 66(11), e0048322. <https://doi.org/10.1128/aac.00483-22>
- Flint, M., Patterson-Kane, J.C., Limpus, C.J., y Mills, P.C. (2010). Health surveillance of stranded green turtles in southern Queensland, Australia (2006-2009): an epidemiological analysis of causes of disease and mortality. *EcoHealth*, 7(1), 135–145. <https://doi.org/10.1007/s10393-010-0300-7>
- Flint, M., Patterson-Kane, J.C., Limpus, C.J., Work, T.M., Blair, D., y Mills, P.C. (2009). Postmortem diagnostic investigation of disease in free-ranging marine turtle populations: a review of common pathologic findings and protocols. *Journal of veterinary diagnostic investigation*, 21(6), 733–759. <https://doi.org/10.1177/104063870902100601>
- Flint, M., Patterson-Kane, J., Mills, P.C., y Limpus, C.J. (2009). *A veterinarian's guide for sea turtle post mortem examination and histological investigation* [Research Report, Universidad de Queensland]. School of Veterinary

Publications.

<https://espace.library.uq.edu.au/view/UQ:220607>

- Foley, A.M., Stacy, B.A., Hardy, R.F., Shea, C.P., Mich, K.E., y Schroeder, B.A. (2019). Characterizing Watercraft-Related Mortality of Sea Turtles in Florida. *The Journal of Wildlife Management*, 83(5), 1057–1072. <https://doi.org/10.1002/jwmg.21665>
- Foti, M., Giacobello, C., Bottari, T., Fisichella, V., Rinaldo, D., y Mammina, C. (2009). Antibiotic Resistance of Gram Negatives isolates from loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) in the central Mediterranean Sea. *Marine pollution bulletin*, 58(9), 1363–1366. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2009.04.020>
- Frazier, J. (2003). Prehistoric and ancient historic interactions between humans and marine turtles. En P.L Lutz, J.A. Musick, y J. Wyneken (Eds.), *The Biology of Sea Turtles* (vol. II, pp. 1-38). CRC Press
- Franchini, D., Valastro, C., Ciccarelli, S., Caprio, F., Lenoci, D., y Di Bello, A. (2018). ULTRASONOGRAPHIC DETECTION OF INGESTED FISHING LINES IN LOGGERHEADS (*CARETTA CARETTA*). *Journal of wildlife diseases*, 54(4), 680–690. <https://doi.org/10.7589/2017-12-302>
- Franchini, D., Valastro, C., Ciccarelli, S., Trerotoli, P., Paci, S., Caprio, F., Salvemini, P., Lucchetti, A., y Di Bello, A. (2021). Analysis of risk factors associated with gas embolism and evaluation of predictors of mortality in 482 loggerhead sea turtles. *Scientific reports*, 11(1), 22693. <https://doi.org/10.1038/s41598-021-02017-4>
- Friedrichs, K.R., Harr, K.E., Freeman, K.P., Szladovits, B., Walton, R.M., Barnhart, K.F., Blanco-Chavez, J., y American Society for Veterinary Clinical Pathology (2012). ASVCP reference interval guidelines: determination of de novo

reference intervals in veterinary species and other related topics. *Veterinary clinical pathology*, 41(4), 441–453. <https://doi.org/10.1111/vcp.12006>

Fukumoto, H., Sato, Y., Hasegawa, H., Saeki, H., y Katano, H. (2015). Development of a new real-time PCR system for simultaneous detection of bacteria and fungi in pathological samples. *International journal of clinical and experimental pathology*, 8(11), 15479–15488

Garcês. A. (2022). The importance of Wildlife Rehabilitation Center in the conservation of wild species. *International Journal of Advanced Multidisciplinary Research and Studies*, 2(6), 1094-1099. <https://doi.org/10.62225/2583049X>

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

Ghyoot, M., Dubois, P. y Jangoux, M. (1994). The venom apparatus of the globiferous pedicellariae of the toxopneustid *Sphaerechinus granularis* (Echinodermata, Echinoida): Fine structure and mechanism of venom discharge. *Zoomorphology*, 114, 73–82. <https://doi.org/10.1007/BF00396641>

Gibbons, P.M. (9-13 de septiembre de 2009). *Critical Care Nutrition and Fluid Therapy in Reptiles* [Proceeding]. Annual International Veterinary Emergency & Critical Care Symposium, Chicago, Illinois, Estados Unidos. <https://doi.org/10.1111/j.1476-4431.2009.00456.x>

Gibbons, P.M. (2014). Therapeutics. En D.R. Mader y S.J. Divers (Eds.), *Current Therapy in Reptiles Medicine & Surgery* (pp. 57-69). Elsevier Saunders

Glazebrook, J.S., Campbell, R.S.F. y Thomas, A.D. (1993) Studies on an ulcerative stomatitis-obstructive rhinitis-pneumonia disease complex in hatchling and

juvenile sea turtles *Chelonia mydas* and *Caretta caretta*. *Diseases of Aquatic Organisms*, 16(2), 133-147

Gleason, F.H., Allerstorfer, M., y Lilje, O. (2020). Newly emerging diseases of marine turtles, especially sea turtle egg fusariosis (SEFT), caused by species in the *Fusarium solani* complex (FSSC). *Mycology*, 11(3), 184–194.
<https://doi.org/10.1080/21501203.2019.1710303>

Goldberg, D.W., Alcala, M.M., Nóbrega, D.F., Sellera, F.P., Foncesca, S., Ferreira Neto, J.S., Nogueira, D.B., y Heinemann, M.B. (2023). *Mycobacterium gordonae* infection in a free-ranging green turtle (*Chelonia mydas*), Brazil. *Frontiers in Marine Science*, 10, 1-6.
<https://doi.org/10.3389/fmars.2023.1197731>

Goldberg, D.W., Cegoni, C.T., Rogério, D.W., Wanderline, J., Paes e Lima, E., Silveira, R.L., Jerdy, H., y Queiróz de Carvalho, E.C. (2016). Fatal *Citrobacter Coelomitis* in a Juvenile Green Turtle (*Chelonia mydas*): A Case Report. *Marine Turtle Newsletter*, 150, 10-13

Goldberg, D.W., Fernandes, M.R., Sellera, F.P., Costa, D.G.C., Loureiro Bracarense, A.P., y Lincopan, N. (2019). Genetic background of CTX-M-15-producing *Enterobacter hormaechei* ST114 and *Citrobacter freundii* ST265 co-infecting a free-living green turtle (*Chelonia mydas*). *Zoonoses and public health*, 66(5), 540–545. <https://doi.org/10.1111/zph.12572>

González-Paredes, D., Fernández-Maldonado, C., Gronodona, M., Martínez-Valverde, R., y Marco, A (2021). The westernmost nest of a loggerhead sea turtle, *Caretta caretta* (Linnaeus 1758), registered in the Mediterranean Basin (Testudines, Cheloniidae). *Herpetology Notes*, 14, 907-912

- Greeff-Laubscher, M.R., y Jacobs, K. (2022). *Fusarium* species isolated from post-hatchling loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) in South Africa. *Scientific reports*, 12(1), 5874. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-06840-1>
- Greene, W., Chan, B., Bromage, E., Grose, J.H., Walsh, C., Kortright, K., Forrest, S., Perry, G., Byrd, L., y Stamper, M.A. (2021). The Use of Bacteriophages and Immunological Monitoring for the Treatment of a Case of Chronic Septicemic Cutaneous Ulcerative Disease in a Loggerhead Sea Turtle *Caretta caretta*. *Journal of aquatic animal health*, 33(3), 139–154. <https://doi.org/10.1002/aah.10130>
- Greer, L.L., Strandberg, J.D., y Whitaker, B.R. (2003). *Mycobacterium chelonae* osteoarthritis in a Kemp's ridley sea turtle (*Lepidochelys kempii*). *Journal of wildlife diseases*, 39(3), 736–741. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-39.3.736>
- Grupo de Rehabilitación de la Fauna Autóctona y su Hábitat. (3 de abril de 2017). *Proyecto Monachus: reintroducción del buitre negro en el Sistema Ibérico*. <https://grefa.org/proyectosgrefa/proyecto-monachus-sistema-%C3%ADberico.html>
- Guarino, F.M., Di Nocera, F., Pollaro, F., Galiero, G., Iaccarino, D., Iovino, D., Mezzasalma, M., Petraccioli, A., Odierna, G., y Maio, N. (2020). Skeletochronology, age at maturity and cause of mortality of loggerhead sea turtles *Caretta caretta* stranded along the beaches of Campania (south-western Italy, western Mediterranean Sea). *Herpetozoa*, 33, 39-51. <https://doi.org/10.3897/herpetozoa.33.e47543>
- Guilford, W.G. (1990). Upper Gastrointestinal Endoscopy. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 20(5), 1209-1227. [https://doi.org/10.1016/S0195-5616\(90\)50301-0](https://doi.org/10.1016/S0195-5616(90)50301-0)

- Gunawan, I.W.N.F., Maslim, A.L., Adnyana, I.B.W., Dharmayudha, A.A.G.O., y Sudimartini, L.M. (2020). The Differences of Ultrasonography Imaging Between Green Turtles (*Chelonia mydas*) and Olive Ridley Turtles (*Lepidochelys olivacea*) in Bali. *Jurnal Veteriner*, 21(1), 124-135
- Guo, Y., Chen, H., Liu, P., Wang, F., Li, L., Ye, M., Zhao, W., y Chen, J. (2022). Microbial composition of carapace, feces, and water column in captive juvenile green sea turtles with carapacial ulcers. *Frontiers in veterinary science*, 9, 1039519. <https://doi.org/10.3389/fvets.2022.1039519>
- Harms, C.A., Cranston, E.A., Papich, M.G., Rodriguez, M.X., Higgins, B.M., y Flanagan, J.P. (2011). Pharmacokinetics of Clindamycin in Loggerhead Sea Turtles (*Caretta caretta*) after a Single Intravenous, Intramuscular, or Oral Dose. *Journal of Herpetological Medicine and Surgery*, 21(4), 113-119. <https://doi.org/10.5818/1529-9651-21.4.113>
- Harms, C.A., Mallo, K.M., Ross, P.M., y Segars, A. (2003). Venous blood gases and lactates of wild loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) following two capture techniques. *Journal of wildlife diseases*, 39(2), 366–374. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-39.2.366>
- Harms, C.A., Papich, M.G., Stamper, M.A., Ross, P.M., Rodriguez, M.X., y Hohn, A.A. (2004). Pharmacokinetics of oxytetracycline in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) after single intravenous and intramuscular injections. *Journal of zoo and wildlife medicine*, 35(4), 477–488. <https://doi.org/10.1638/03-083>
- Heck, J., MacKenzie, D.S., Rostal, D., Medler, K., y Owens, D. (1997). Estrogen Induction of Plasma Vitellogenin in the Kemp's Ridley Sea Turtle (*Lepidochelys kempî*). *General and Comparative Endocrinology*, 107(2), 280-288. <https://doi.org/10.1006/gcen.1997.6930>

- Herbst, L.H., y Jacobson, E.R. (2003). Practical Approaches for Studying Sea Turtle Health and Disease. En P.L Lutz, J.A. Musick, y J. Wyneken (Eds.), *The Biology of Sea Turtles* (vol. II, pp. 385-410). CRC Press
- Herbst, L.H., Lenz, J., Van Doorslaer, K., Chen, Z., Stacy, B.A., Wellehan, J.F., Jr, Manire, C.A., y Burk, R.D. (2009). Genomic characterization of two novel reptilian papillomaviruses, *Chelonia mydas* papillomavirus 1 and *Caretta caretta* papillomavirus 1. *Virology*, 383(1), 131–135.
<https://doi.org/10.1016/j.virol.2008.09.022>
- Hernández, J.C., Clemente, S., Tuya, F., Pérez-Ruzafa, A., Sangil, C., Moro-Abad, L., y Bacallado-Aránega, J.J. (2013). Echinoderms of the Canary Islands, Spain. En J.J. Alvarado y F.A. Solís-Marín (Eds.), *Echinoderm research and diversity in Latin America* (pp. 471-510). Springer Berlin, Heidelberg.
<https://doi.org/10.1007/978-3-642-20051-9>
- Hirokawa, K., Innis, C., Solano, M., Webber III, E.S. (2-7 de mayo de 2009). *A Case of Degenerative Joint Disease and Mycobacteriosis in a Kemp's Ridley Sea Turtle (Lepidochelys kempii)* [Case Report]. Annual Conference of the International Association for Aquatic Animal Medicine, San Antonio, Texas, Estados Unidos
- Hochleithner, C., y Holland, M. (2014). Ultrasonography. En D.R. Mader y S.J. Divers (Eds.), *Current Therapy in Reptiles Medicine & Surgery* (pp. 106-127). Elsevier Saunders
- Hochscheid, S., Maffucci, F., Abella, E., Bradai, M.N., Camedda, A., Carreras, C., Claro, F., Andrea de Lucia, G., Jribi, I., Mancusi, C., Marco, A., Marrone, N., Papetti, L., Revuelta, O., Urso, S., y Tomás, J. (2022). Nesting range expansion of loggerhead turtles in the Mediterranean: Phenology, spatial

- distribution, and conservation implications. *Global Ecology and Conservation*, 38, 154-159. <https://doi.org/10.1016/j.gecco.2022.e02194>
- Homer, B. L., Jacobson, E.R., Schumacher, J., y Scherba, G. (1994). Chlamydiosis in mariculture-reared green sea turtles (*Chelonia mydas*). *Veterinary pathology*, 31(1), 1–7. <https://doi.org/10.1177/030098589403100>
- Horgan, M.D., Alexander, A.B., Innis, C., Stacy, B.A., Gai, J.J., Pesavento, P.A., Highland, M.A., Liguori, B.L., Norton, T.M., Wellehan, J.F.X., y Ossiboff, R.J. (2022). PULMONARY AND COELOMIC MYCOSES DUE TO *METARHIZIUM* AND *BEAUVERIA* SPECIES IN REPTILES. *Journal of zoo and wildlife*, 53(3), 605–612. <https://doi.org/10.1638/2021-0081>
- Horn, P.S., Feng, L., Li, Y., y Pesce, A.J. (2001). Effect of outliers and nonhealthy individuals on reference interval estimation. *Clinical chemistry*, 47(12), 2137–2145.
- Hruba, H., Abdelsalam, E.E.E., Anisimov, N., Bandouchova, H., Havelkova, B., Heger, T., Kanova, M., Kovacova, V., Nemcova, M., Piacek, V., Sedlackova, J., Vitula, F., y Pikula, J. (2019). Reproductive toxicity of fluoroquinolones in birds. *BMC veterinary research*, 15(1), 209. <https://doi.org/10.1186/s12917-019-1957-y>
- Innis, C.J. (2019). Medical Management and Rehabilitation of Sea Turtles. En S.J. Divers y S.J. Stahl (Eds.). *Mader's Reptiles and Amphibian Medicine and Surgery* (3ª ed., pp. 1382-1388). Elsevier
- Innis, C.J., Braverman, H., Cavin, J.M., Ceresia, M.L., Baden, L.R., Kuhn, D.M., Frasca, S. Jr., McGowan, J.P., Hirokawa, K., Weber, E.S., 3rd, Stacy, B., y Merigo, C. (2014). Diagnosis and management of *Enterococcus* spp infections during rehabilitation of cold-stunned Kemp's ridley turtles (*Lepidochelys kempii*): 50

cases (2006-2012). *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 245(3), 315–323. <https://doi.org/10.2460/javma.245.3.315>

Innis, C.J., Ceresia, M.L., Merigo, C., Scott Weber, E., 3rd, y Papich, M.G. (2012). Single-dose pharmacokinetics of ceftazidime and fluconazole during concurrent clinical use in cold-stunned Kemp's ridley turtles (*Lepidochelys kempii*). *Journal of veterinary pharmacology and therapeutics*, 35(1), 82–89. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2885.2011.01290.x>

Innis, C.J., Frasca Jr, S. (2017). Bacterial and Fungal Diseases. En C.A. Manire, T.M. Norton, B.A. Stacy, C.J. Innis, y C.A. Harms (Eds.), *Sea turtle health and rehabilitation* (pp 779-790). J. Ross Publishing

Innis, C.J., Harms, C.A., Manire, C.A. (2017). Therapeutics. En C.A. Manire, T.M. Norton, B.A. Stacy, C.J. Innis, y C.A. Harms (Eds.), *Sea turtle health and rehabilitation* (pp 497-526). J. Ross Publishing

Innis, C.J., Merigo, C., Cavin, J.M., Hunt, K., Dodge, K.L., y Lutcavage, M. (2014). Serial assessment of the physiological status of leatherback turtles (*Dermochelys coriacea*) during direct capture events in the northwestern Atlantic Ocean: comparison of post-capture and pre-release data. *Conservation physiology*, 2(1), cou048. <https://doi.org/10.1093/conphys/cou048>

Innis, C., Merigo, C., Dodge, K., Tlusty, M., Dodge, M., Sharp, B., Myers, A., McIntosh, A., Wunn, D., Perkins, C., Herdt, T.H., Norton, T., y Lutcavage, M. (2010). Health Evaluation of Leatherback Turtles (*Dermochelys coriacea*) in the Northwestern Atlantic During Direct Capture and Fisheries Gear Disentanglement. *Chelonian Conservation and Biology*, 9(2), 205-222. <https://doi.org/10.2744/CCB-0838.1>

- Innis, C.J., McGowan, J.P., y Burgess, E.A. (2019). Cold-Stunned Loggerhead Sea Turtles (*Caretta caretta*): Initial vs. Convalescent Physiologic Status and Physiologic Findings Associated with Death. *Journal of Herpetological Medicine and Surgery*, 29(3-4), 105-112. <https://doi.org/10.5818/19-06-204.1>
- Innis, C. J., Ravich, J. B., Tlusty, M. F., Hoge, M. S., Wunn, D. S., Boerner-Neville, L. B., Merigo, C., y 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. <https://doi.org/10.2460/javma.235.4.426>
- Innis, C.J., Tlusty, M., Merigo, C., y Weber, E.S. (2007). Metabolic and respiratory status of cold-stunned Kemp's ridley sea turtles (*Lepidochelys kempii*). *Journal of comparative physiology. B, Biochemical, systemic, and environmental physiology*, 177(6), 623–630. <https://doi.org/10.1007/s00360-007-0160-9>
- International Union for Conservation of Nature. (2022). *Flatback*. <https://www.iucnredlist.org/species/14363/210612474#errata>
- Jacobson, E.R., Gaskin, J.M., Roelke, M., Greiner, E.C., y Allen, J. (1986). Conjunctivitis, tracheitis, and pneumonia associated with herpesvirus infection in green sea turtles. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 189(9), 1020–1023
- Jacobson, E., Gronwall, R., Maxwell, L., Merrit, K., y Harman, G. (2005). Plasma concentrations of enrofloxacin after single-dose oral administration in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). *Journal of zoo and wildlife medicine*, 36(4), 628–634. <https://doi.org/10.1638/04093.1>

- Jacobson, E.R., Harman, G.R., Maxwell, L.K., y Laille, E.J. (2003). Plasma concentrations of praziquantel after oral administration of single and multiple doses in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). *American journal of veterinary research*, 64(3), 304–309. <https://doi.org/10.2460/ajvr.2003.64.304>
- Johnson, R.A, y Autran de Morais, H. (2006). Respiratory acid-base disorders. En S.P. DiBartola (Ed.), *Fluid, Electrolyte, and Acid-Base Disorders in Small Animal Practice* (3ª ed., pp 283-296). Saunders Elsevier
- Jones, K., Ariel, E., Burgess, G., y Read, M. (2016). A review of fibropapillomatosis in Green turtles (*Chelonia mydas*). *Veterinary journal*, 212, 48–57. <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2015.10.041>
- Kaclíková, E., Krascenicsová, K., Pangallo, D., y Kuchta, T. (2005). Detection and quantification of *Citrobacter freundii* and *C. braakii* by 5'-nuclease polymerase chain reaction. *Current microbiology*, 51(4), 229–232. <https://doi.org/10.1007/s00284-005-4528-3>
- Kaleel, K.L., Secoura, P.L., Muñoz-Pérez, J.P., Alarcón-Ruales, D., Vallejo, F., Miranda, C., Lewbart, G.A., Townsend, K., y Vaden, S.L. (2023). Endoscopy and rectal enema for fecal collection in wild sea turtles (*Chelonia mydas*, *Eretmochelys imbricata*) in a field setting. *Zoo biology*, 1-6. <https://doi.org/10.1002/zoo.21805b>
- Keller, K.A., Innis, C.J., Tlusty, M.F., Kennedy, A.E., Bean, S.B., Cavin, J.M., y Merigo, C. (2012). Metabolic and respiratory derangements associated with death in cold-stunned Kemp's ridley turtles (*Lepidochelys kempii*): 32 cases (2005-2009). *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 240(3), 317–323. <https://doi.org/10.2460/javma.240.3.317>

- Kuschke S. G. (2022). What lives on and in the sea turtle? A literature review of sea turtle bacterial microbiota. *Animal microbiome*, 4(1), 52. <https://doi.org/10.1186/s42523-022-00202-y>
- Lackovich, J.K., Brown, D.R., Homer, B.L., Garber, R.L., Mader, D.R., Moretti, R.H., Patterson, A.D., Herbst, L.H., Oros, J., Jacobson, E.R., Curry, S.S., y Klein, P.A. (1999). Association of herpesvirus with fibropapillomatosis of the green turtle *Chelonia mydas* and the loggerhead turtle *Caretta caretta* in Florida. *Diseases of aquatic organisms*, 37(2), 89–97. <https://doi.org/10.3354/dao037089>
- Lai, O.R., Di Bello, A., Soloperto, S., Freggi, D., Marzano, G., Cavaliere, L., y Crescenzo, G. (2015). Pharmacokinetic behavior of meloxicam in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) after intramuscular and intravenous administration. *Journal of wildlife diseases*, 51(2), 509–512. <https://doi.org/10.7589/2014-03-069>
- Lai, O.R., Marín, P., Laricchiuta, P., Marzano, G., Crescenzo, G., y Escudero, E. (2009). Pharmacokinetics of marbofloxacin in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) after single intravenous and intramuscular doses. *Journal of zoo and wildlife medicine*, 40(3), 501–507. <https://doi.org/10.1638/2008-0210.1>
- Lewbart, G.A., Hirschfeld, M., Denking, J., Vasco, K., Guevara, N., García, J., Muñoz, J., y Lohmann, K.J. (2014). Blood gases, biochemistry, and hematology of Galapagos green turtles (*Chelonia mydas*). *PloS one*, 9(5), e96487. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0096487>
- Liria, A. (15 y 16 de diciembre de 2016). *Programa de Ampliación del Hábitat reproductor de la tortuga boba (Caretta caretta) en la Macaronesia* [Ponencia]. Conferencia Atlántica de Medio Ambiente, Fuerteventura, Canarias, España.

- Liria, A., Fariñas, A., Ostiategui, P., y Usategui, A. (2021). *Protocolo de actuación frente a varamientos de tortugas marinas en Canarias*. En A. Álvarez (Ed.). Gobierno de Canarias. Fondos FEDER. ISBN: 978-84-09-32808-6. https://www.gobiernodecanarias.org/medioambiente/descargas/Cofinanciacion-europea/REDPROMAR_MATERIALES_FEDER/TORTUGAS-20.SEPT.2021-VERSION-DIGITAL.pdf
- López-Mendilaharsu, M., Giffoni, B., Monteiro, D., Prosdocimi, L., Vélez-Rubio, G., Fallabrino, A., Estrades, A., Santana dos Santos, A., Lara, P.H., Pires, T., Tiwari, M., Bolten, A.B., y Marcovaldi, M.A. (2020) Multiple-threats analysis for loggerhead sea turtles in the southwest Atlantic Ocean. *Endangered Species Research*, 41, 183-196. <https://doi.org/10.3354/esr01025>
- Mader, D.R. (2006). Medical Care of Seaturtles. En S.J. Divers, y D.R. Mader (Eds.). *Reptile Medicine and Surgery* (2ª ed, pp 977-1000). Elsevier Saunders
- Mader, D.R., y Rudloff, E. (2006). Emergency and Critical Care. En S.J. Divers, y D.R. Mader (Eds.). *Reptile Medicine and Surgery* (2ª ed, pp 533-548). Elsevier Saunders
- Mallo, K.M., Harms, C.A., Lewbart, G.A., y Papich, M.G. (2002). Pharmacokinetics of fluconazole in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) after single intravenous and subcutaneous injections, and multiple subcutaneous injections. *Journal of zoo and wildlife medicine*, 33(1), 29–35. [https://doi.org/10.1638/1042-7260\(2002\)033\[0029:POFILS\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1638/1042-7260(2002)033[0029:POFILS]2.0.CO;2)
- Margaritoulis, D., Argano, R., Baran, I., Bentivegna, F., Bradai, M.N., Camiñas, J.A., Casale, P., De Metrio, G., Demetropoulos, A., Gerosa, G., Godley, B.J., Haddoud, D.A., Houghton, J., Laurent, L. y Lazar, B. (2003). Loggerhead Turtles in the Mediterranean: Present Knowledge and Conservation

Perspectives. En A. B. Bolten y B. E. Witherington (Eds.), *Loggerhead Sea Turtles* (pp. 175-198). Smithsonian Books

Marín, P., Lai, O.R., Laricchiuta, P., Marzano, G., Di Bello, A., Cárceles, C.M., y Crescenzo, G. (2009). Pharmacokinetics of marbofloxacin after a single oral dose to loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). *Research in veterinary science*, 87(2), 284–286. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2009.03.012>

Marschang, R.E. (2010). Loggerhead Genital-Respiratory Herpesvirus. En J. Kaandorp (Ed.), *Transmissible Diseases Handbook* (4ª ed). European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians

Marsh, A. J., Chandrashekhar, K., Ng, S., Roach, J., Magness, S. T., & Azcarate-Peril, M. A. (2020). Genome Sequence of *Citrobacter freundii* AMC0703, Isolated from the Intestinal Lumen of an 11-Year-Old Organ Donor. *Microbiology resource announcements*, 9(46), e00994-20. <https://doi.org/10.1128/MRA.00994-20>

Martínez-Jiménez, D., y Hernandez-Divers, S.J. (2007). Emergency care of reptiles. *The veterinary clinics of North America. Exotic animal practice*, 10(2), 557–585. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2007.02.003>

Mashkour, N. (2019). *Sea turtles disease risk análisis and Discovery of the first Australian green turtle (Chelonia mydas) papillomavirus* [Tesis de Doctorado, James Cook University]. Research Noline – James Cook University. <https://doi.org/10.25903/5ef1605e39520>

Mashkour, N., Jones, K., Kophamel, S., Hipolito, T., Ahasan, S., Walker, G., Jakob-Hoff, R., Whittaker, M., Hamann, M., Bell, I., Elliman, J., Owens, L., Saladin, C., Crespo-Picazo, J.L., Gardner, B., Loganathan, A.L., Bowater, R., Young, E., Robinson, D., Baverstock, W., ... y Ariel, E. (2020). Disease risk analysis

in sea turtles: A baseline study to inform conservation efforts. *PLoS one*, 15(10), e0230760. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0230760>

Mashkour, N., Jones, K., Wirth, W., Burgess, G., y Ariel, E. (2021). The Concurrent Detection of Chelonid Alphaherpesvirus 5 and *Chelonia mydas* Papillomavirus 1 in Tumoured and Non-Tumoured Green Turtles. *Animals*, 11(3), 697. <https://doi.org/10.3390/ani11030697>

Mashkour, N., Maclaine, A., Burgess, G.W., y Ariel, E. (2018). Discovery of an Australian *Chelonia mydas* papillomavirus via green turtle primary cell culture and qPCR. *Journal of virological methods*, 258, 13–23. <https://doi.org/10.1016/j.jviromet.2018.04.004>

Maślanka, T., Jaroszewski, J.J., y Chrostowska, M. (2004). Pathogenesis of quinolone-induced arthropathy: a review of hypotheses. *Polish journal of veterinary sciences*, 7(4), 323–331.

Mastrostefano, A., Frasca Jr, S., Stacy, B., Wickers, B.L., Wiederhold, N.P., Cañete-Gibas, C.F., Stacy, N., Beck, S., Tuxbury, K., Joblon, M.J., Cavin, J., Webber, S., e Innis, C.J. (2023). Clinical Observations, Identification, and Antimicrobial Susceptibility of Fungi Isolated from Sea Turtles with Histologically Confirmed Mycotic Infections: 20 Cases, 2005-2020 [Manuscrito presentado para su publicación]. *Journal of Herpetological Medicine and Surgery*. <https://doi.org/10.5818/JHMS-D-23-00007>

McNally, K.L., Mott, C.R., Guertin, J.R., Gorham, J.C., e Innis, C.J. (2020). Venous blood gas and biochemical analysis of wild captured green turtles (*Chelonia mydas*) and Kemp's ridley turtles (*Lepidochelys kempii*) from the Gulf of Mexico. *PLoS one*, 15(8), e0237596. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0237596>

- Michell, A.R., Bywater, R.J., Clarke, K.W., Hall, L.W., y Waterman, A.E. (1989). Clinical and laboratory assessment of deficits and disturbances. En A.R. Michell, R.J. Bywater, K.W. Clarke, L.W. Hall, y A.E. Waterman (Eds.), *Veterinary Fluid Therapy* (pp. 55-103). Oxford: Blackwell Scientific Publications
- Miller, E.A. (2012). Definitions of commonly used terms. *Minimum Standards for Wildlife Rehabilitation* (4ª ed., pp. ix). National Wildlife Rehabilitators Association (NWRA) e International Wildlife Rehabilitation Council (IWRC). <https://theiwrc.org/wp-content/uploads/2011/05/Standards-4th-Ed-2012-final.pdf>
- Mitchell, M.A. (2006). Therapeutics. En S.J. Divers, y D.R. Mader (Eds.). *Reptile Medicine and Surgery* (2ª ed, pp 631-664). Elsevier Saunders
- Moeller, K.T., Butler, M.W., y Denardo, D.F. (2013). The effect of hydration state and energy balance on innate immunity of a desert reptile. *Frontiers in zoology*, 10(1), 23. <https://doi.org/10.1186/1742-9994-10-23>
- Montali, R.J., Bush, M., y Smeller, J.M. (1979). The pathology of nephrotoxicity of gentamicin in snakes. A model for reptilian gout. *Veterinary pathology*, 16(1), 108–115. <https://doi.org/10.1177/030098587901600111>
- Monteiro, D.S., Estima, S.C., Gandra, T.B.R., Silva, A.P., Bugoni, L., Swimmer, Y., Seminoff, J.A., y Secchi, E.R. (2016). Long-term spatial and temporal patterns of sea turtle strandings in southern Brazil. *Marine Biology*, 163 (12), 1-19 <https://doi.org/10.1007/s00227-016-3018-4>
- Monzón-Argüello, C., Cardona, L., Calabuig, P., Camacho, M., Crespo-Picazo, J. L., García-Párraga, D., Mayans, S., Luzardo, O. P., Orós, J., y Varo-Cruz, N. (2018). Supplemental feeding and other anthropogenic threats to green turtles (*Chelonia mydas*) in the Canary Islands. *The Science of the total*

<https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2017.10.126>

- Monzón-Argüello, A., y Varo-Cruz, N. (2020). *Canary Islands (Spain)*. En C.K. Kouerey Oliwina, S. Honarvar, A. Girard, y P. Casale. (Eds.). *Sea Turtles in the West Africa/East Atlantic Region*. MTSG Annual Regional Report 2020. Report of the IUCN-SCC Marine Turtle Specialist Group. IUCN- MTSG
- Mortimer, J.A., y Donnelly, M. (2008). *Hawksbill Turtle*. International Union for Conservation of Nature. <https://www.iucnredlist.org/species/8005/12881238>
- Muramoto, C., Cardoso-Brito, V., Raposo, A.C., Pires, T.T., y Oriá, A.P. (2020). Ocular ultrasonography of sea turtles. *Acta Veterinaria Scandinavica*, 62(1), 52. <https://doi.org/10.1186/s13028-020-00551-1>
- Muñoz-Pérez, J.P., Lewbart, G.A., Hirschfeld, M., Alarcón-Ruales, D., Denking, J., Castañeda, J.G., García, J., y Lohmann, K.J. (2017). Blood gases, biochemistry and haematology of Galápagos hawksbill turtles (*Eretmochelys imbricata*). *Conservation physiology*, 5(1), cox028. <https://doi.org/10.1093/conphys/cox028>
- Nakagawa, H., Tanigawa, T., Tomita, K., Tomihara, Y., Araki, Y., y Tachikawa, E. (2003). Recent Studies on the Pathological Effects of Purified Sea Urchin Toxins. *Journal of Toxicology*, 22(4), 633-649. <https://doi.org/10.1081/TXR-120026918>
- Nardini, G., Florio, D., Di Girolamo, N., Gustinelli, A., Quaglio, F., Fiorentini, L., Leopardi, S., y Fioravanti, M.L. (2014). Disseminated mycobacteriosis in a stranded loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). *Journal of zoo and wildlife medicine*, 45(2), 357–360. <https://doi.org/10.1638/2013-0252R1.1>

- Nardini G, Maffucci F, Di Girolamo N, Bentivegna F, Barbarossa A, Cagnardi P, Leopardi S, y Zaghini A. (2015). Update on the pharmacokinetic profile of marbofloxacin in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) after intravenous and intramuscular injection. *Veterinaria*, 15(5), 53-58
- Nation, P.N. (s.f). *THE NECROPSY IN VETERINARY MEDICINE: A MANUAL FOR ALBERTA PRACTITIONERS AND RVTS* [Manual, Universidad de Alberta]
- Nave, S., Freitas, P., y Abrantes, F. (2001). Coastal upwelling in the Canary Island region: spatial variability reflected by the surface sediment diatom record. *Marine Micropaleontology*, 42 (1-2), 1-23. [https://doi.org/10.1016/S0377-8398\(01\)00008-1](https://doi.org/10.1016/S0377-8398(01)00008-1)
- Ng, T.F., Manire, C., Borrowman, K., Langer, T., Ehrhart, L., y Breitbart, M. (2009). Discovery of a novel single-stranded DNA virus from a sea turtle fibropapilloma by using viral metagenomics. *Journal of virology*, 83(6), 2500–2509. <https://doi.org/10.1128/jvi.01946-08>
- Norton, T.M. (2005). Chelonian Emergency and Critical Care. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine, Journal of Exotic Pet Medicine*, 14(2), 106-130. <https://doi.org/10.1053/j.saep.2005.04.005>
- Norton, T.M., Clauss, T., Sommer, R., Stowell, S., Kaylor, M., Thistle, C., y Cox, S. (2021). PHARMACOKINETIC BEHAVIOR OF MELOXICAM IN LOGGERHEAD (*CARETTA CARETTA*), KEMP'S RIDLEY (*LEPIDOCHELYS KEMPII*), AND GREEN (*CHELONIA MYDAS*) SEA TURTLES AFTER SUBCUTANEOUS ADMINISTRATION. *Journal of zoo and wildlife medicine*, 52(1), 295–299. <https://doi.org/10.1638/2019-0143>
- Norton, T.M., Clauss, T., Overmeyer, R., Stowell, S., Kaylor, M., y Cox, S. (2021). Multi-Injection Pharmacokinetics of Meloxicam in Kemp's Ridley (*Lepidochelys*

kempii) and Green (*Chelonia mydas*) Sea Turtles after Subcutaneous Administration. *Animals*, 11(12), 3522. <https://doi.org/10.3390/ani11123522>

Norton, T.M., Cox, S., Nelson, S.E., Jr, Kaylor, M., Thomas, R., Hupp, A., y Sladky, K.K. (2015). PHARMACOKINETICS OF TRAMADOL AND O-DESMETHYLTRAMADOL IN LOGGERHEAD SEA TURTLES (*CARETTA CARETTA*). *Journal of zoo and wildlife medicine*, 46(2), 262–265. <https://doi.org/10.1638/2014-0158R1.1>

Norton, T.M., Kopersky, M.E. (2017). Rehabilitation: Past, Present, and Future. En C.A. Manire, T.M. Norton, B.A. Stacy, C.J. Innis, y C.A. Harms (Eds.), *Sea turtle health and rehabilitation* (pp 25-42). J. Ross Publishing

Norton, T.M., y Walsh, M.T. (2012). Sea Turtle Rehabilitation. En R.E. Miller, y M.E. Fowler (Eds.), *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine* (vol. 7, pp. 239-246). Elsevier Saunders. <https://doi.org/10.1016/B978-1-4377-1986-4.00031-7>

Oliveira, M., Serrano, I., Santos, J.P., Bilocq, F., Pereira, N., Loureiro, NdeS., Tavares, L., Pirnay, J.P., y De Vos, D. (2017). Pseudomonas from wild free-living sea turtles in Príncipe Island, Gulf of Guinea. *Ecological Indicators*, 81, 260-264. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2017.06.005>

Orós, J., Arencibia, A., Fernández, L., y Jensen, H.E. (2004). Intestinal candidiasis in a loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*): an immunohistochemical study. *Veterinary journal*, 167(2), 202–207. [https://doi.org/10.1016/S1090-0233\(03\)00111-4](https://doi.org/10.1016/S1090-0233(03)00111-4)

Oros, J., Calabuig, P., Arencibia, A., Camacho, M., y Jensen, H. (2011). Systemic mycosis caused by *Trichophyton* spp. in an olive ridley sea turtle (*Lepidochelys olivacea*): an immunohistochemical study. *New Zealand*

<https://doi.org/10.1080/00480169.2011.552859>

- Orós, J., Calabuig, P., y Déniz, S. (2004). Digestive pathology of sea turtles stranded in the Canary Islands between 1993 and 2001. *The Veterinary record*, 155(6), 169–174. <https://doi.org/10.1136/vr.155.6.169>
- Orós, J., Camacho, M., Calabuig, P., y Arencibia, A. (2011). Salt gland adenitis as only cause of stranding of loggerhead sea turtles *Caretta caretta*. *Diseases of aquatic organisms*, 95(2), 163–166. <https://doi.org/10.3354/dao02351>
- Orós, J., Camacho, M., Calabuig, P., Rial-Berriel, C., Montesdeoca, N., Déniz, S., y Luzardo, O.P. (2021). Postmortem investigations on leatherback sea turtles (*Dermochelys coriacea*) stranded in the Canary Islands (Spain) (1998-2017): Evidence of anthropogenic impacts. *Marine pollution bulletin*, 167, 112340. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2021.112340>
- Orós, J., Delgado, C., Fernández, L., y Jensen, H.E. (2004). Pulmonary hyalohyphomycosis caused by *Fusarium* spp in a Kemp's ridley sea turtle (*Lepidochelys kempii*): an immunohistochemical study. *New Zealand veterinary journal*, 52(3), 150–152. <https://doi.org/10.1080/00480169.2004.36420>
- Orós, J., Montesdeoca, N., Camacho M., Arencibia, A., Calabuig, P. (2016). Causes of Stranding and Mortality, and Final Disposition of Loggerhead Sea Turtles (*Caretta caretta*) Admitted to a Wildlife Rehabilitation Center in Gran Canaria Island, Spain (1998-2014): A Long-Term Retrospective Study. *PloS one*, 11(2). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0149398>
- Orós, J., y Torrent, A. (2001). *Manual de Necropsia de Tortugas Marinas* (1ª ed.). Cabildo de Gran Canaria

- Orós, J., Torrent, A., Calabuig, P., y Déniz, S. (2005). Diseases and causes of mortality among sea turtles stranded in the Canary Islands, Spain (1998-2001). *Diseases of aquatic organisms*, 63(1), 13–24. <https://doi.org/10.3354/dao063013>
- Pace, A., Vicari, N., Rigamonti, S., Magnino, S., Borrelli, L., Dipineto, L., Fioretti, A., Hochscheid, S., Tavares, L., y Duarte, A. (2022). Detection of Chlamydial DNA from Mediterranean Loggerhead Sea Turtles in Southern Italy. *Animals*, 12(6), 715. <https://doi.org/10.3390/ani12060715>
- Page-Karjian, A., y Herbst, L.H. (2017). Viruses. En C.A. Manire, T.M. Norton, B.A. Stacy, C.J. Innis, y C.A. Harms (Eds.), *Sea turtle health and rehabilitation* (pp 751-778). J. Ross Publishing
- Paladino, F.V., y Morreale, S.J. (2001). Sea turtles. En J. H Steele (Ed.), *Encyclopedia of Ocean Sciences* (2ª ed., Vol. 5, pp. 212-219). Elsevier Ltd. <https://doi.org/10.1016/B978-012374473-9.00443-4>
- Parga, M.L. (2012). Hooks and sea turtles: a veterinarian's perspective. *Bulletin of Marine Science*, 88(3), 731-741. <https://doi.org/10.5343/bms.2011.1063>
- Parga, M.L., Crespo-Picazo, J. L., Monteiro, D., García-Párraga, D., Hernandez, J., Swimmer, Y., Paz, S., y Stacy, N.I. (2020). On-board study of gas embolism in marine turtles caught in bottom trawl fisheries in the Atlantic Ocean. *Scientific reports*, 10(1), 5561. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-62355-7>
- Parkinson L. (2023). Fluid Therapy in Exotic Animal Emergency and Critical Care. *The veterinary clinics of North America. Exotic animal practice*, 26(3), 623–645. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2023.05.004>

- Parkinson, L.A., y Mans, C. (2020). Evaluation of subcutaneously administered electrolyte solutions in experimentally dehydrated inland bearded dragons (*Pogona vitticeps*). *American journal of veterinary research*, 81(5), 437–441.
<https://doi.org/10.2460/ajvr.81.5.437>
- Parsons, E.C., Favaro, B., Aguirre, A.A., Bauer, A.L., Blight, L.K., Cigliano, J.A., Coleman, M.A., Côté, I.M., Draheim, M., Fletcher, S., Foley, M.M., Jefferson, R., Jones, M.C., Kelaher, B.P., Lundquist, C.J., McCarthy, J.B., Nelson, A., Patterson, K., Walsh, L., Wright, A.J., ... y Sutherland, W.J. (2014). Seventy-one important questions for the conservation of marine biodiversity. *Conservation biology*, 28(5), 1206–1214.
<https://doi.org/10.1111/cobi.12303>
- Paterson, J.E., Carstairs, S., y Davy C.M. (2021). Population-level effects of wildlife rehabilitation and release vary with life-history strategy. *Journal for Nature Conservation*, 61. <https://doi.org/10.1016/j.jnc.2021.125983>
- Petriz, O.A., y Son, T.T. (2019). Emergency and Critical Care. En S.J. Divers y S.J. Stahl (Eds.). *Mader's Reptiles and Amphibian Medicine and Surgery* (3ª ed., pp. 967-976). Elsevier
- Poapolathep, S., Chomcheun, T., Giorgi, M., Jualaong, S., Klangkaew, N., Phaochoosak, N., Udomkusonsri, P., Marin, P., y Poapolathep, A. (2021). Enrofloxacin and its major metabolite ciprofloxacin in green sea turtles (*Chelonia mydas*): An explorative pharmacokinetic study. *Journal of veterinary pharmacology and therapeutics*, 44(4), 575–582.
<https://doi.org/10.1111/jvp.12922>
- Pressler, B.M., Goodman, R.A., Harms, C.A., Hawkins, E.C., y Lewbart, G.A. (2003). Endoscopic evaluation of the esophagus and stomach in three loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) and a Malaysian giant turtle (*Orlitia*

borneensis). *Journal of zoo and wildlife medicine*, 34(1), 88-92.

[https://doi.org/10.1638/1042-](https://doi.org/10.1638/1042-7260(2003)34[0088:EEOTE]2.0.CO;2)

[7260\(2003\)34\[0088:EEOTE\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1638/1042-7260(2003)34[0088:EEOTE]2.0.CO;2)

Prezant, R.M. y Jarchow, J.L. (22-25 de octubre de 1997) *Lactated Fluid Use in Reptiles: Is There a Better Solution?* [Proceeding]. Annual Association of Reptile and Amphibian Veterinarians (ARAV) Conference, Houston, Texas, Estados Unidos

Pritchard, P.C.H. (1996). Evolutions, Phylogeny, and Current Status. En P.L. Lutz, y J.A. Musick (Eds.), *The Biology of Sea Turtles* (vol I, pp. 1-24). CRC Press

Pritchard, P.C.H., y Mortimer, J.A. (1999). *Taxonomy, External Morphology and Species Identification*. En K.L. Eckert, K.A. Bjorndal, F.A. AbreuGorbois y M. Donnelly (Eds.). *Research and Management Techniques for the Conservation of Sea Turtles*. IUCN/Species Survival Commission Marine Turtles Specialist Group Publication, 4, 31-48.

Rao, B.M., Sudhan, C., Vikas, Kumari, R., y Bedekar, M.K. (2020). Herpesvirus: An emerging threat to marine turtles. *Indian Journal of Geo Marine Sciences*, 49(4), 517-526

Raphael, B., Clark, C.H., y Hudson Jr, R. (1985). Plasma Concentration of Gentamicin in Turtles. *The Journal of Zoo Animal Medicine*, 4(16), 136-139.

<https://doi.org/10.2307/20094769>

Rebell, G., Rywlin, A., y Haines, H. (1975). A herpesvirus-type agent associated with skin lesions of green sea turtles in aquaculture. *American journal of veterinary research*, 36(08), 1221–1224

- Reidarson, T.H., Jantsch, C.A., y Gendron, S.M. (1994). Medical Treatment for Multiple Foreign Objects in a Hawksbill Turtle (*Eretmochelys imbricata*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 25(1), 158–160
- Resolución MEPC. 134(53) de 2005 [International Marine Organization]. Designation of the Canary Islands as a Particularly Sensitive Sea Area. 22 de julio de 2005
- Rodríguez-Barreras, R., Durán, A., Lopéz-Morell, J., y Sabat, A.M. (2015) Effect of fish removal on the abundance and size structure of the sea urchin *Diadema antillarum*: A field experiment. *Marine Biology Research*, 11(10), 1100-1107. <https://doi.org/10.1080/17451000.2015.1064140>
- Rosenthal, K.L., y Mader, D.R. (2006). Bacterial Diseases. En S.J. Divers, y D.R. Mader (Eds.). *Reptile Medicine and Surgery* (2ª ed, pp 227-238). Elsevier Saunders
- Rostal, D.C., Robeck, T.R., Owens, D.W., y Kraemer, D.C. (1990). Ultrasound Imaging of Ovaries and Eggs in Kemp's Ridley Sea Turtles (*Lepidochelys kempi*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 21(1), 27-35
- Rostal, D., Robeck, T., Owens, D., Louis, E., y Kraemer, D. (7-11 de febrero de 1989). *Ultrasonic imaging of ovaries and eggs in sea turtles* [Poster]. Annual Symposium on Sea Turtle Biology and Conservation, Jekyll Island, Georgia, Estados Unidos
- Rudloff, E. (8-12 de enero de 2005). *Concepts in Fluid Therapy for the Sick Reptile* [Proceeding]. North American Veterinary Conference, Orlando, Florida, Estados Unidos
- Santoro, M., Hernández, G., y Caballero, M. (2006). Aerobic bacterial flora of nesting green turtles (*Chelonia mydas*) from Tortuguero National Park, Costa Rica. *Journal of zoo and wildlife medicine*, 37(4), 549–552. <https://doi.org/10.1638/05-118.1>

- Santoro, M., Hernández, G., Caballero, M., y García, F. (2008). Potential bacterial pathogens carried by nesting leatherback turtles (*Dermochelys coriacea*) in Costa Rica. *Chelonian Conservation and Biology*, 7(1), 104-108. <https://dx.doi.org/10.2744/CCB-0666.1>
- Sarmiento-Ramírez, J.M., Abella-Pérez, E., Phillott, A.D., Sim, J., van West, P., Martín, M.P., Marco, A., y Diéguez-Uribeondo, J. (2014). Global distribution of two fungal pathogens threatening endangered sea turtles. *PloS one*, 9(1), e85853. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0085853>
- Schofield, G., Dickson, L.C.D., Westover, L., Dujon, A.M., y Katselidis, K.A. (2021). COVID-19 disruption reveals mass-tourism pressure on nearshore sea turtle distributions and access to optimal breeding habitat. *Evolutionary applications*, 14(10), 2516–2526. <https://doi.org/10.1111/eva.13277>
- Schumacher, V.L., Mangold, B., Lenzycki, J., Hinckley, L., Sutton, D.A., y Frasca, S., Jr (2014). Occurrence of fruiting structures allows determination of *Purpureocillium lilacinum* as an inciting agent of pleuritis and pneumonia in a loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) by histopathologic correlation to culture. *Medical mycology case reports*, 6, 42–45. <https://doi.org/10.1016/j.mmcr.2014.07.007>
- Schumacher, J., Papendick, R., Herbst, L., y Jacobson, E.R. (1996). Volvulus of the Proximal Colon in a Hawksbill Turtle (*Eretmochelys imbricata*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 27(3), 386–391
- Seminoff, J.A. (2023). *Green turtle*. International Union for Conservation of Nature. <https://www.iucnredlist.org/species/4615/247654386>

- Sheppard-Brennand, H., Dworjanyn, S.A., y Poore, A.G.B. (2017). Global patterns in the effects of predator declines on sea urchins. *Ecography*, 40(9), 1029-1039. <https://doi.org/10.1111/ecog.02380>
- Silverstein, D., y Santoro-Beer, K. (2014). Intravenous fluid therapy. En D. Silverstein, y K. Hopper (Eds.), *Small Animal Critical Care Medicine* (pp.316-320). Saunders Elsevier
- Sladky, K.K. (2014). Analgesia. En D.R. Mader y S.J. Divers (Eds.), *Current Therapy in Reptiles Medicine & Surgery* (pp. 217-228). Elsevier Saunders
- Spadola, F., Barillaro, G., Morici, M., Nocera, A., y 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. <http://dx.doi.org/10.17221/68/2015-vetmed>
- Stabenau, E.K., y Heming, T.A. (1993). Determination of the constants of the Henderson-Hasselbalch equation, αCO_2 and pKa, in sea turtle plasma. *Journal of Experimental Biology*, 180(1), 311-314. <https://doi.org/10.1242/jeb.180.1.311>
- Stacy, N.I., e Innis. (2017). Clinical Pathology. En C.A. Manire, T.M. Norton, B.A. Stacy, C.J. Innis, y C.A. Harms (Eds.), *Sea turtle health and rehabilitation* (pp 147-208). J. Ross Publishing
- Stacy, B.A., Innis, C.J., Daoust, P.Y., Wyneken, J., Miller, M., Harris, H., James, M.C., Christiansen, E.F., y Foley, A. (2015). Solitary Large Intestinal Diverticulitis in Leatherback Turtles (*Dermochelys coriacea*). *Veterinary pathology*, 52(4), 712–715. <https://doi.org/10.1177/0300985814549211>
- Stacy, N.I., Innis, C.J., y Hernandez, J.A. (2013). Development and evaluation of three mortality prediction indices for cold-stunned Kemp's ridley sea turtles

(*Lepidochelys kempii*). *Conservation physiology*, 1(1), cot003.
<https://doi.org/10.1093/conphys/cot003>

Stacy, N.I., Lynch, J.M., Arendt, M.D., Avens, L., Braun McNeill, J., Cray, C., Day, R.D., Harms, C.A., Lee, A.M., Peden-Adams, M.M., Thorvalson, K., Segars, A.L., y 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), e0200355.
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0200355>

Stacy, N.I., Perrault, J.R., y Wood, L.D. (2023). Blood analytes of hawksbill sea turtles (*Eretmochelys imbricata*) from Florida waters: reference intervals and size-relevant correlations. *Frontiers in Ecology and Evolution*, 11.
<https://doi.org/10.3389/fevo.2023.1199688>

Stacy, B.A., Wellehan, J.F.X., Foley, A.M., Coberley, S.S., Herbst, L.H., Manire, C.A., Garner, M.M., Brookins, M.D., Childress, A.L., y Jacobson, E.R. (2008). Two herpesviruses associated with disease in wild Atlantic loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). *Veterinary Microbiology*, 126(1-3), 63-73.
<https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2007.07.002>

Stamper, M.A., Harms, C.A., y Lewbart, G.A. (2017). Environment/Water Quality/Biosecurity. En C.A. Manire, T.M. Norton, B.A. Stacy, C.J. Innis, y C.A. Harms (Eds.), *Sea turtle health and rehabilitation* (pp 43-62). J. Ross Publishing

Stamper, M.A., Papich, M.G., Lewbart, G.A., May, S.B., Plummer, D.D., y Stoskopf, M.K. (1999). Pharmacokinetics of ceftazidime in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) after single intravenous and intramuscular injections. *Journal of zoo and wildlife medicine*, 30(1), 32–35

- Stamper, M.A., Spicer, C.W., Neiffer, D.L., Mathews, K.S., y Fleming, G.J. (2009). Morbidity in a juvenile green sea turtle (*Chelonia mydas*) due to ocean-borne plastic. *Journal of zoo and wildlife medicine*, 40(1), 196–198. <https://doi.org/10.1638/2007-0101.1>
- Swimmer, Y., Campora, C.E., Mcnaughton, L., Musyl, M. y Parga, M. (2014). Post-release mortality estimates of loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) caught in pelagic longline fisheries based on satellite data and hooking location. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems*, 24(4), 498-510. <https://doi.org/10.1002/aqc.2396>
- Thompson, K.A., Papich, M.G., Higgins, B., Flanagan, J., Christiansen, E.F., y Harms, C. A. (2018). Ketoprofen pharmacokinetics of R- and S-isomers in juvenile loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) after single intravenous and single- and multidose intramuscular administration. *Journal of veterinary pharmacology and therapeutics*, 41(2), 340–348. <https://doi.org/10.1111/jvp.12460>
- Tomás, J., Aznar, F.J., y Raga, J.A. (2001). Feeding ecology of the loggerhead turtle *Caretta caretta* in the western Mediterranean. *Journal of Zoology*, 255(4), 525-532. <https://doi.org/10.1017/S0952836901001613>
- Tomás, J., Camiñas, J.A., Báez, J.C, Carreras, C., y Cardona, L. (2020). *Spain*. En P. Casale, S. Hochscheid, Y. Kaska y A. Panagopoulou (Eds.). *Sea turtles in the Mediterranean Region: MTSG Annual Regional Report 2020*. Report of the IUCN-SSC Marine Turtle Specialist Group. IUCN-MTSG
- Tomás, J., Gazo, M., Álvarez, C., Gozalbes, P., Perdiguero, D., Raga, J.A., y Alegre, F. (2008). Is the Spanish coast within the regular nesting range of the Mediterranean loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*)? *Journal of the Marine*

Biological Association of the United Kingdom, 88(7), 1509–1512.

<https://doi.org/10.1017/S0025315408001768>

Tomás, J., Mons, J.L., Martín, J.J., Bellido, J.J., y Castillo, J.J. (2002). Study of the first reported nest of loggerhead sea turtle, *Caretta caretta*, in the Spanish Mediterranean coast. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 82(6), 1005–1007.

<https://doi.org/10.1017/S0025315402006537>

Torrent, A., Déniz, S., Ruiz, A., Calabuig, P., Sicilia, J., y Orós, J. (2002). Esophageal diverticulum associated with *Aerococcus viridans* infection in a loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). *Journal of wildlife diseases*, 38(1), 221–223.

<https://doi.org/10.7589/0090-3558-38.1.221>

Tortosa, M. (2022). *Análisis de la ingestión de plásticos en juveniles de tortuga boba (Caretta caretta) varadas en Tenerife, Islas Canarias* [Máster Universitario en Biología Marina: Biodiversidad y Conservación, Universidad de La Laguna]. Repositorio Institucional - Universidad de La Laguna

Trocini, S., Pacioni, C., Warren, K., Butcher, J., y Robertson, I.D. (9-13 de agosto de 2008). *Wildlife disease passive surveillance: The potential role of wildlife rehabilitation centres* [Presentación], National Wildlife Rehabilitation Conference, Canberra, Australia

Trotta, A., Marinaro, M., Sposato, A., Galgano, M., Ciccarelli, S., Paci, S., y Corrente, M. (2021). Antimicrobial Resistance in Loggerhead Sea Turtles (*Caretta caretta*): A Comparison between Clinical and Commensal Bacterial Isolates. *Animals*, 11(8), 2435. <https://doi.org/10.3390/ani11082435>

- Tsai, M.A., Chang, C.C., y Li, T.H. (2019). Multiple-antibiotic resistance of *Enterococcus faecalis* in an endangered olive ridley sea turtle (*Lepidochelys olivacea*): A case report. *Indian Journal of Animal Research*
- Tuñón-González, M.J. (2001). Bases fisiológicas de la fluidoterapia. En J. Rejas-López, L.E. Fidalgo-Álvarez, A. Goicoa-Valdevira, y J.R. González-Montaña (Eds.), *Aplicaciones de Fluidos en Veterinaria* (pp. 7-32). Consulta de Difusión Veterinaria SL
- Turner, R.C., Innis, C.J., Stacy, B.A., Hernandez, J.A., Hill, R.C., Scott, K.C., Frasca, S. Jr, Garner, M.M., Burns, R.E., Arendt, M.D., Brisson, J., Norton, T.M., Williams, S.R., Kennedy, A., Alexander, A.B., y Stacy, N.I. (2021). Steatitis in Cold-Stunned Kemp's Ridley Sea Turtles (*Lepidochelys kempi*). *Animals*, 11(3), 898. <https://doi.org/10.3390/ani11030898>
- Tuya, F., Ortega-Borges, L., Rosario-Pinilla, A.B.D., y Haroun, R.J. (2006). Spatio-temporal variability in a key herbivore, the long-spined black sea urchin (*Diadema antillarum*, Echinodermata: Echinoidea) in the Canary Islands. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 86(4), 791–797. <https://doi.org/10.1017/S0025315406013713>
- Valente, A.L., Cuenca, R., Zamora, M., Parga, M.L., Lavin, S., Alegre, F., y Marco, I. (2007). Computed tomography of the vertebral column and coelomic structures in the normal loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). *Veterinary journal*, 174(2), 362–370. <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2006.08.018>
- Valente, A.L., Parga, M.L., Espada, Y., Lavin, S., Alegre, F., Marco, I., y Cuenca, R. (2007). Ultrasonographic imaging of loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). *The Veterinary record*, 161(7), 226–232. <https://doi.org/10.1136/vr.161.7.226>

- Valente, A.L., Parga, M.L., Velarde, R., Marco, I., Lavin, S., Alegre, F., y Cuenca, R. (2007). Fishhook lesions in loggerhead sea turtles. *Journal of wildlife diseases*, 43(4), 737–741. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-43.4.737>
- Van Houtan, K.S., Smith, C.M., Dailer, M.L., y Kawachi, M.S. (2014). Eutrophication and the dietary promotion of sea turtle tumors. *PeerJ*, 2(1), e602. <https://doi.org/10.7717/peerj.602>
- Varo-Cruz, N., Cejudo, D., Calabuig, P., Herrera, R., Urioste, J., y Monzón-Argüello, C. (2017). Records of the Hawksbill Sea Turtle (*Eretmochelys imbricata*) in the Canary Islands. *Marine Turtle Newsletter*, 154, 1-6
- Varo-Cruz, N., Monzón-Argüello, C., Calabuig, P., y Liria, A. (24 de marzo de 2015). *Tortuga olivácea- Lepidochelys olivácea (Eschscholysz, 1829)*. En A. Salvador, A. Marco (Eds.). Enciclopedia Virtual de los Vertebrados Españoles, Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid
- Vilaça, S.T., Piccinno, R., Rota-Stabelli, O., Gabrielli, M., Benazzo, A., Matschiner, M., Soares, L. S., Bolten, A.B., Bjorndal, K.A., y Bertorelle, G. (2021). Divergence and hybridization in sea turtles: Inferences from genome data show evidence of ancient gene flow between species. *Molecular ecology*, 30(23), 6178–6192. <https://doi.org/10.1111/mec.16113>
- Wallace, B.P., Avens, L., Braun-McNeill, J., y McClellan, C.M. (2009). The diet composition of immature loggerheads: Insights on trophic niche, growth rates, and fisheries interactions. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 373(1), 50-57. <https://doi.org/10.1016/j.jembe.2009.03.006>
- Wallace, B.P., Tiwari, M., y Girondot, M. (2013). *Leatherback Turtle*. International Union for Conservation of Nature. <https://www.iucnredlist.org/species/6494/43526147>

- Wang, W.L., Sun, P.L., Kao, C.F., Li, W.T., Cheng, I.J., y Yu, P.H. (2021). Disseminated Candidiasis and Candidemia Caused by *Candida palmioleophila* in a Green Sea Turtle (*Chelonia mydas*). *Animals*, 11(12), 3480. <https://doi.org/10.3390/ani11123480>
- Wibbels, T, y Bevan, E. (2019). *Kemp's Ridley*. International Union for Conservation of Nature. <https://www.iucnredlist.org/species/11533/155057916>
- Wiles, M., y Rand, T.G. (1987). Integumental ulcerative disease in a loggerhead turtle *Caretta caretta* al the Bermuda Aquarium: microbiology and histopathology. *Diseases of Aquatic Organisms*, 3(2), 85-90
- Wilkinson, R. (2004). Therapeutics. En S. McArthur, R. Wilkinson y J. Meyer (Eds), *Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles* (pp. 481-483). Blackwell Publishing
- Williams, S.R., Dennison, S., Dunnigan, B., Moore, B., Nicholson, J., Zagzebski, K., Ketten, D., Cramer, S., y Arruda, J. (2013). Diagnosis and management of intestinal partial obstruction in a loggerhead turtle (*Caretta caretta*). *Journal of zoo and wildlife medicine*, 44(2), 457–461. <https://doi.org/10.1638/2011-0179R1.1>
- Work, T.M., Balazs, G.H., Summers, T.M., Hapdei, J.R., y Tagarino, A.P. (2015). Causes of mortality in green turtles from Hawaii and the insular Pacific exclusive of fibropapillomatosis. *Diseases of aquatic organisms*, 115(2), 103–110. <https://doi.org/10.3354/dao02890>
- Work, T.M., Dagenais, J., Stacy, B.A., Ladner, J.T., Lorch, J.M., Balazs, G.H., Barquero-Calvo, E., Berlowski-Zier, B.M., Breeden, R., Corrales-Gómez, N., Gonzalez-Barrientos, R., Harris, H. S., Hernández-Mora, G., Herrera-Ulloa, Á., Hesami, S., Jones, T.T., Morales, J.A., Norton, T.M., Rameyer, R.A., Taylor,

D.R., y Waltzek, T.B. (2019). A novel host-adapted strain of Salmonella Typhimurium causes renal disease in olive ridley turtles (*Lepidochelys olivacea*) in the Pacific. *Scientific reports*, 9(1), 9313. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-45752-5>

Work, T.M., Dagenais, J., Weatherby, T.M., Balazs, G.H., y Ackermann, M. (2017). *In Vitro* Replication of Chelonid Herpesvirus 5 in Organotypic Skin Cultures from Hawaiian Green Turtles (*Chelonia mydas*). *Journal of virology*, 91(17), e00404-17. <https://doi.org/10.1128/JVI.00404-17>

Wyneken, J. (2001). The anatomy of sea turtles (D. Witherington, Illus.). *National Oceanic and Atmospheric Administration (NOAA) technical memorandum NMFS-SEFSC; 470*. Southeast Fisheries Science Center (U.S.)

Wyneken, J. (2014). Computed Tomography and Magnetic Resonance Imaging. En D.R. Mader y S.J. Divers (Eds.), *Current Therapy in Reptiles Medicine & Surgery* (pp. 93-106). Elsevier Saunders

Yabe, K., Satoh, H., Ishii, Y., Jindo, T., Sugawara, T., Furuhashi, K., Goryo, M., y Okada, K. (2004). Early pathophysiologic feature of arthropathy in juvenile dogs induced by ofloxacin, a quinolone antimicrobial agent. *Veterinary pathology*, 41(6), 673–681. <https://doi.org/10.1354/vp.41-6-673>

Zavala-Norzagaray, A.A., Aguirre, A.A., Velazquez-Roman, J., Flores-Villaseñor, H., León-Sicairos, N., Ley-Quiñonez, C.P., Hernández-Díaz, L.deJ., y Canizalez-Roman, A. (2015). Isolation, characterization, and antibiotic resistance of *Vibrio* spp. in sea turtles from Northwestern Mexico. *Frontiers in microbiology*, 6, 635. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2015.00635>

ABREVIACIONES



Fotografía de: L. Hedenborg

ABREVIACIONES

AEP

Asociación Española de Pediatría

AINEs

Antiinflamatorios no esteroideos

BUN

Nitrógeno ureico en sangre

CcPV-1

Papilomavirus 1 de Caretta caretta

CFPHV

Chelonid Fibropapilloma

Associated Virus

ChHV1

Herpesvirus Quelónido 1

ChHV5

Herpesvirus Quelónido 5

ChHV6

Herpesvirus Quelónido 6

CI

Intervalo de Confianza

CMI

Concentración Mínima Inhibitoria

CmPV-1

Papilomavirus 1 de Chelonia

mydas

DNA

Ácido desoxirribonucleico

EDTA

Ácido etilendiaminotetraacético

FEDER

Fondo Europeo de Desarrollo

Regional

GPDV

Grey Patch Disease Virus

GREFA

Grupo de Rehabilitación de la Fauna Autóctona y su Hábitat

IC

Intracelómico

IM

Intramuscular

IUCN

International Union for Conservation of Nature

IV

Intravenoso

LETV

Lung-eye-trachea virus

LGRV

Herpesvirus Genital-Respiratorio de Tortuga Boba

LOCV

Herpesvirus Orocutáneo de Tortuga Boba

MEPC

Marine Environment Protection Committee

MINECO

Ministerio de Economía, Comercio y Empresa

pCO₂

Presión parcial de dióxido de carbono

PO

Vía Oral

POTZ

Preferred Optimal Temperature Zone

pO₂

Presión parcial de oxígeno

RM

Resonancia Magnética

SC

Subcutáneo

SCL

Straight Carapace Lenght

STTV1

Sea Turtle Tornavirus 1

TC

Tomografía Computarizada

TWRC

Centro de Recuperación de Fauna

Silvestre de Tafira

UF

Universidad de Florida

ULPGC

Universidad de Las Palmas de

Gran Canaria

ANEXO I



MÉTRICAS DE LAS REVISTAS CIENTÍFICAS (JOURNAL CITATION REPORTS)

FRONTIERS IN VETERINARY SCIENCE (2022)

- Journal Impact Factor: 3.2
- Rank by Journal Impact Factor: **Q1** (12/144) (Veterinary Sciences)

PLOS ONE (2019)

- Journal Impact Factor: 2.74
- Rank by Journal Impact Factor: **Q2** (27/71) (Multidisciplinary Sciences)

VETERINARY PATHOLOGY (2024; últimos datos de 2022)

- Journal Impact Factor: 2.4
- Rank by Journal Impact Factor: **Q1** (29/144) (Veterinary Sciences)

AGRADECIMIENTOS



AGRADECIMIENTOS

Esta tesis es el resultado de años de trabajo y esfuerzo, en los que no he estado ni mucho menos sola. A pesar de que a muchos de ellos les he agradecido su ayuda a lo largo de este tiempo, quiero dedicarles un espacio, ya que sin todos ellos este trabajo no podría estar viendo hoy la luz.

En primer lugar, me gustaría mencionar al Ministerio para la Transformación Digital y de la Función Pública MINECO y la Comisión Europea y el Fondo Europeo de Desarrollo Regional (FEDER), que han financiado alguno de los artículos a través del proyecto nacional CGL2015-6984-R. Sin el apoyo de organismos nacionales e internacionales como estos puede llegar a ser difícil la realización de ensayos clínicos.

Seguidamente, gracias a todos los integrantes del Centro de Recuperación de Fauna Silvestre de Tafira y el Centro de Recuperación y Conservación de Tortugas Marinas de Fuerteventura. Sin el apoyo tanto de veterinarios, operarios y voluntarios, esto no habría sido posible. Quisiera agradecer su paciencia, su esfuerzo y su predisposición para incluir los procedimientos de estos estudios como parte de las labores diarias a nivel clínico, y la libertad con la que han compartido conmigo sus conocimientos. Aunque todos ellos han sido importantes, me gustaría destacar a Manolo, por todas las horas que hemos compartido en Taliarte y toda la ayuda y buen humor, y a Pascual, Ana Belén y Alejandro, sin ellos todo esto no habría podido salir adelante.

Una infinidad de gracias a María y Andrés por dejarme entrar en vuestra casa y por unos meses hacerme formar parte de vuestra familia. El realizar las prácticas con vosotros ha supuesto un antes y un después en mi carrera profesional y en mi vida personal. Pero no solo eso, la gente de la que os habéis rodeado es espectacular. Estefanía, te mereces una línea o dos por estos años de amistad y por ayudarme a crecer como veterinaria. Agradeceremos a todos los integrantes del Centro Veterinario Los Sauces, y de nuevo, María y Andrés, por la oportunidad, la acogida, las amistades y todo lo que habéis hecho por mí.

Me gustaría continuar mencionando a todos esos amigos que a lo largo de los años han caído en la trampa aquella de “si quieres este fin de semana te puedo enseñar las tortugas”, y cuando se esperaban una visita tranquila se han visto salpicados y aleteados para poder ayudarme a coger muestras a horas un tanto estrafalarias. Perdón por engañaros un poco y el olor a mar, y mil gracias por vuestra predisposición y vuestras risas.

Un millón de gracias a Alfre, Vane y Rafa, tres personas maravillosas que han estado ahí siempre, han leído, revisado, animado, escuchado frustraciones y consolado agobios. Contar con gente como vosotros hace que este tipo de caminos que una recorre en su vida, y que no siempre son llanos, sea algo mucho más fácil. Todos los que hemos pasado por una tesis conocemos los altibajos, el cansancio en algunos puntos de esta carrera de fondo, y que en ocasiones podemos llegar a dejar de lado otras facetas de

nuestra vida, y saber que cuando la situación es difícil tienes gente que está ahí para ti, es algo de valor incalculable.

A mi familia, especialmente a mis padres. Gracias por creer en mí. Desde el principio habéis confiado en que esto saldría bien. El día que os llamé diciendo “me han propuesto investigar tortugas marinas”, algo que un madrileño no escucha todos los días, recuerdo que la respuesta fue “si quieres hacerlo, adelante, nosotros estamos aquí para lo que sea”, y esa respuesta fue la base de que mi vida cambiase radicalmente y que estemos hoy aquí. Aunque muchas veces no entendieseis en qué gastaba mi tiempo y habéis vivido todo esto desde la distancia, saber que había un apoyo incondicional ha sido algo increíblemente importante.

Asimismo, infinitas gracias a una persona que ha estado a mi lado para todo desde el primer día. Ha madrugado conmigo para liberaciones o coger muestras, ha trasnochado mientras escribía, corregía o hacía cálculos, ha hecho viajes para coger material porque algo había fallado en el trabajo de campo, y mil cosas más. Pero no solo me has ayudado con la tesis, me has ayudado a mí. Me has cogido de la mano cuando estaba nerviosa, has celebrado conmigo cuando ha habido éxitos, me has secado las lágrimas en los momentos bajos, y me has animado cuando perdía la motivación. Gracias, Anto, no habría podido hacerlo sin ti.

Por último, y no por ello menos importante, mi tutor, el Dr. Jorge Orós Montón. Te dejo para el final porque no encuentro las palabras para expresar

lo mucho que ha significado todo esto para mí, lo mucho que has cambiado mi vida. Desde el primer día de carrera en septiembre de 2011, en el que te presentaste delante de una clase de 70 personas y comenzaste la mañana diciendo “buenos días, soy vuestro Decano, os daré clase de citología, y mi investigación se centra en tortugas marinas” (parafraseando). Ese día yo me giré al compañero que había conocido un día antes y le dije “este señor me va a dirigir el TFG”. Y así fue. Y después vino el trabajo de fin de máster, y luego me propusiste embarcarme contigo en este viaje.

Desde ese primer día quise aprender de tu especialidad, quise saber de patología, de citología, y, sobre todo, de tortugas. Puede que fuese tu (ligero) acento zaragozano, que con 18 años y recién salida del nido me recordaba a casa, o puede que fuese tu profesionalidad y lo que se nota que amas tu trabajo, pero algo hizo que me empezase a enamorar de esta especialidad y poco a poco, también de la investigación.

Gracias por incluirme en este mundo, por dejarme participar en esas primeras necropsias, por enseñarme el pensamiento crítico y aprender a preguntarme “por qué”, por la paciencia, por la profesionalidad y la cercanía a la vez. Gracias por confiar en mi y darme la posibilidad de realizar todo esto, ese ofrecimiento cambió por completo mi dirección profesional y personal (a quien esté leyendo esto y no me conozca, yo me iba a dedicar a ganadería).

Aunque algunos momentos hayan sido duros, los buenos momentos los superan con creces, y no cambiaría ninguno de ellos.

Gracias.

