

MONOGRAFÍAS DE LA ASOCIACIÓN CHELONIA
Volumen II



Tortugas marinas
de la Comunidad Valenciana:
conservación y manejo clínico

*M. Merchán (Ed.), S. Bitón, J. Tomás,
A. Martínez-Silvestre, M. Parga y M. Aguilar*



Capítulo 5. La recuperación clínica de las tortugas marinas

Albert Martínez-Silvestre¹ y Mariluz Parga López²

¹ Centro de Recuperación de Anfibios y Reptiles de Catalunya (CRARC).

C/ Santa Clara s/n. 08783 Masquefa Barcelona.

² SUBMON.

C/ Rabassa 49-51, local 1. 08024 Barcelona.

El estudio de la patología de las tortugas marinas ha estado representado desde mediados del siglo XX por una continua formación, recopilación de datos y aportación de trabajos publicados sobre el tema. El número de capturas creciente, la mayor sensibilidad en la conservación de las especies y las instalaciones de cría en cautividad han llevado a un gran avance en los conocimientos de patología y clínica de las especies más comunes, como *Caretta caretta* o *Chelonia mydas*. En otras especies, como *Eretmochelys imbricata* o *Dermochelys coriacea*, los avances en patología no son tan evidentes, pero sí las descripciones de fisiología y de parasitología, así como de estrategias de atención en varamientos. Los estudios de estas especies, además, han permitido monitorizar el estado de conservación de los mares donde habitan, siendo especies bioindicadoras de los grados de contaminación o de presencia/ausencia de recursos alimentarios o de áreas vírgenes o tranquilas donde nidificar. El conocimiento de la patología de estas especies, por tanto, es de una gran ayuda a la hora de establecer medidas de gestión de los ecosistemas marinos.

En este capítulo se tratan prácticamente todas las lesiones clínicas descritas en las especies de tortugas marinas. Se desarrollan de manera extensa las más comunes en la gestión de un centro de acogida, un acuario o un Zoo, y se comentan brevemente el resto de patologías que no son tan comunes en el rescate directo de tortugas, pero que pueden ser igualmente importantes en centros de investigación y universidades.

Manipulación y transporte

Durante la manipulación de cualquier animal, incluidas las tortugas marinas, hay que minimizar el estrés causado al individuo, así como los riesgos de lesión tanto del animal como del manipulador. El estrés agudo en las capturas ha sido descrito en *Caretta caretta*, elevando considerablemente los niveles de corticosterona y predisponiendo al animal a inmunodepresión (Gregory *et al.*, 1994; 1996).

Lo primero que hay que conocer son los peligros que representa la manipulación de tortugas marinas. Habrá que tener cuidado principalmente con el pico de estos animales, de bordes afilados, aserrados en algunas especies, y de potente mordedura. También con las aletas pueden inflingirnos algún daño al chocarlas contra nuestro cuerpo, especialmente los ejemplares de mayor tamaño, o al engancharnos con las uñas. Para relajar al animal y que no aletee tanto, ni intente morder, se pueden cubrir los ojos con un paño húmedo, siempre dejando las narinas libres.

La manera más adecuada de sostener al animal fuera del agua depende del tamaño del mismo, y del número de manipuladores. Si el animal es pequeño, puede ser manipulado por una sola persona. Para que el animal se mantenga lo más tranquilo posible, se colocará un antebrazo detrás de las aletas delanteras, de forma que el plastrón descansa sobre el mismo, sosteniendo la mayor parte del peso. La mano del otro brazo sujeta el borde caudal del caparazón, controlando los movimientos bruscos que el animal pueda hacer. Cuando el tamaño del individuo obliga a que la manipulación se realice entre dos personas, el manipulador con más experiencia sujeta al animal como se ha explicado, y el ayudante, situado frente a él, ayuda a sostener parte del peso introduciendo sus antebrazos bajo el plastrón del animal. Si se trata de una manipulación muy rápida, por ejemplo para pasar al animal de una caja a otra, y hemos confirmado que no existen fracturas o fisuras en el caparazón y plastrón del animal, es suficiente con sujetar al animal por los laterales del caparazón con ambas manos, o por los bordes anterior y posterior. En el caso de ejemplares adultos, de mucho peso, lo ideal es utilizar una camilla para repartir mejor el peso.

En cualquier caso, se deberá evitar en todo momento manipular al animal únicamente por sus extremidades, ya que las articulaciones en estas especies son muy laxas, produciéndose lesiones con mucha facilidad. Igualmente, habrá que evitar colocar al animal en decúbito supino (sobre su dorso) a no ser que sea absolutamente necesario para alguna exploración o tratamiento. En esta posición, y al carecer estos animales de diafragma, los pulmones son comprimidos por las vísceras de la cavidad celómica, reduciendo la capacidad respiratoria del individuo. Además se pueden provocar torsiones gastro-intestinales que serían mortales (Walsh, 2000). Siempre que se gire una tortuga, después se ha de recolocar invirtiendo el giro inicial, para evitar así una torsión por giro completo.

Para el transporte se pueden utilizar cajas de diferentes materiales, con el tamaño justo para que el animal entre cómodamente, sin poder girarse dentro de la caja, y con una altura tal que la tortuga no pueda salir de ella. Para mantener la humedad del animal, es conveniente poner algo de agua dentro de la caja. Si el animal está muy débil, se pondrá un dedo de agua, de forma que ésta no le llegue a las narinas, o se cubrirá el fondo con un colchón mojado para proteger de abrasiones el plastrón de la tortuga. Si el animal está activo y fuerte, se puede llenar la caja con más agua, de forma que el animal se mantenga mojado y más tranquilo durante el trayecto. Ya que, como reptiles, las tortugas marinas dependen completamente de la temperatura ambiente, durante el trayecto es necesario ir controlándola, para que no sea excesivamente alta en verano o muy baja en invierno.

Primeros auxilios

¿Animal vivo o muerto? El primer problema a la hora de atender una tortuga marina muy débil puede ser algo en principio tan sencillo como saber distinguir si el animal está vivo o muerto. Las tortugas marinas tienen un metabolismo muy lento (Wallace, 2008), pudiendo estar mucho tiempo sin respirar. Además, para detectar el corazón son necesarios aparatos específicos (por ejemplo, un “doppler”). En situaciones de bajas temperaturas, o si sufren un proceso patológico crónico debilitante, el animal entra en una especie de coma, no respondiendo a estímulos externos o haciéndolo de forma casi imperceptible. Hay una serie de

reflejos que se pueden examinar, como el reflejo ocular, reflejo palpebral, reflejo pupilar o reflejo de retirada al pinchar las extremidades, la cola o el cuello. Aún así, en animales débiles o agonizantes, estos reflejos muchas veces son imperceptibles o absolutamente inexistentes, por lo que la falta de reflejos no puede interpretarse como que el animal esté muerto. Quizás la respuesta que más tarda en desaparecer, según la experiencia de los autores, es la siguiente: colocando a la tortuga en su posición natural sobre un sustrato liso y duro (una mesa, un suelo de cemento), levantamos sus aletas delanteras unos centímetros y las dejamos caer repentinamente. Al tocar el suelo, se puede ver un movimiento leve y rápido hacia atrás, que disminuye a medida que repetimos la prueba. Si el animal está muy debilitado este movimiento disminuye y se ralentiza, pero tarda mucho en desaparecer completamente. Para confirmar que efectivamente una tortuga está muerta, los autores recomiendan esperar a que comience el *rigor mortis* en la boca, lo que en tortugas marinas tarda alrededor de media hora desde la muerte. Al abrir el pico a un animal muy debilitado, éste se abre sin ofrecer casi resistencia a la manipulación. Sin embargo, una vez se instaura el *rigor*, la rigidez del pico se hace evidente, siendo cada vez más difícil poder abrir la boca. Se han dado casos de tortugas que parecían muertas y, tras horas de reanimación, han comenzado a responder. Así, en el caso de no estar seguros, se recomienda continuar las acciones de reanimación del animal, hasta que comience a moverse/respirar, o detectemos la instauración del *rigor mortis*.

Primera asistencia en playa o puerto

Si una tortuga aparece varada en la playa, flotando cerca de la costa, o la ha acercado un pescador al puerto, es importante controlar al público que se encuentre en la zona, de forma que nadie toque al animal. Se sacará al animal del agua y, si es posible, se colocará en una caja con un dedo de agua (sin cubrir las narinas), humedeciendo el caparazón y la cabeza de forma regular, hasta que se pueda trasladar al animal a un centro de recuperación. Se puede utilizar agua dulce o salada para humedecer a una tortuga marina. En temporada de verano se protegerá al animal del sol, y si es invierno, se intentará colocar en un lugar templado para que vaya aumentando su temperatura corporal gradualmente (hasta unos 20-22° C). Si no hay disponible una caja, se puede situar al animal dentro de una habitación, mirando hacia una esquina y con un trapo húmedo sobre la cabeza, reduciendo así su estrés y sus movimientos.

Si no hay otra opción, se puede mantener al animal en la orilla, manteniéndolo húmedo sin que el agua le cubra las narinas. Las técnicas de manipulación y transporte ya se han explicado en el apartado anterior.

Ya en la playa o puerto, se puede realizar un examen físico rápido del animal, observando si hay heridas, fracturas o lesiones por interacción pesquera. Si existiera alguna lesión, se puede realizar un primer tratamiento antes de llegar al centro de recuperación (Phelan, 2006), siempre teniendo la precaución de no acercarse mucho a la boca del animal.

En el caso de heridas, si éstas se encuentran en las extremidades o el cuello, se pueden lavar con agua y jabón o con algún desinfectante del tipo de la povidona iodada o la clorhexidina. Sin embargo, si la herida se encuentra en el caparazón o sobre la cabeza, o si va acompañada de una fractura, lo más indicado es cubrirla con gasas algo húmedas y no limpiarla, ya que podría tener comunicación con estructuras internas, como los pulmones.

En algunos casos se pueden observar trozos de sedal estrangulando una extremidad. En estos casos se puede proceder a cortar estos hilos con mucho cuidado, sólo en el caso de que sean muy visibles. Si están hundidos en la inflamación de la extremidad, lo mejor es no hacer nada hasta que el animal llegue al centro de recuperación. Si hay un sedal saliendo por la boca de la tortuga, no se debe tirar nunca del mismo. Es mejor dejarlo para facilitar al veterinario el examen posterior, cortándolo si es muy largo para que el animal no pueda enredarse en él. En algunos casos, los autores han visto que personas con muy buenas intenciones han atado el sedal que salía por la boca de la tortuga a una aleta anterior, para evitar que el sedal fuera tragado por el animal y se perdiera. Con esto sólo consigue que el animal, al aletear, se clave el anzuelo aún más en su sistema gastro-intestinal, aumentando los daños en el mismo.

Si se observa un anzuelo clavado en la boca de la tortuga, es mejor no intentar extraerlo, a no ser que se tenga una amplia experiencia en la manipulación de tortugas y el anzuelo esté muy suelto. Hay que tener en cuenta que cualquier manipulación alrededor de la boca conlleva un grave riesgo de mordedura si no se tiene mucho cuidado. Además, el anzuelo podría estar clavado cerca de estructuras importantes, con lo que la manipulación podría causar lesiones graves al animal.

En el caso de animales petroleados, lo mejor es hacerlos llegar al centro de recuperación lo antes posible. Se pueden ir limpiando los ojos y las narinas con jabón neutro o aceite vegetal, vigilando que el animal no ingiera el aceite, ya que aumentaría la capacidad de absorción del petróleo al organismo desde el sistema digestivo (Mader, 2006).

A veces, los pescadores de redes (por ejemplo, arrastre o trasmallo) pueden traer animales capturados accidentalmente con síntomas de ahogamiento. Son animales que están muy débiles, y muchas veces no respiran, o lo hacen con mucha dificultad. En estos casos conviene comenzar inmediatamente las técnicas de reanimación, que se repetirán hasta que el animal responda y comience a respirar por sí solo. Esto puede tardar horas en suceder, por lo que se recomienda tener mucha paciencia y no desistir hasta que no se confirme que el animal ha muerto. Si es invierno se intentará mantener al animal en un lugar cálido, de alrededor de 20-22°C, con el fin de aumentar su temperatura corporal y por tanto su metabolismo. El masaje pulmonar se puede hacer de la siguiente manera: el animal en su posición natural se coloca en un plano inclinado con el cuarto trasero elevado, de forma que los pulmones (pegados al dorso del caparazón) queden algo elevados en relación a la cabeza. Se recogen las extremidades anteriores en su posición natural a ambos lados del caparazón y se realizan una serie de compresiones rápidas y cortas de la articulación de “la muñeca” (en realidad, la articulación humero-radio-cubital) contra el propio cuerpo del animal, a ambos lados del cuello. De esta forma se presionan los pulmones, facilitando la salida del agua por gravedad, a la vez que se comprime el corazón. Tras completar unas 5 presiones, se extienden las aletas delanteras por delante de la cabeza del animal, facilitando así la expansión de los pulmones. Se repite esta acción tantas veces como sea necesario hasta que el animal responda. Si tenemos un ambú (balón auto-inflable que se utiliza en la asistencia respiratoria, y que se puede conectar a un tubo endo-traqueal), se puede parar el masaje cada pocos minutos para insuflar aire en los pulmones tras intubar al animal.

Fluidoterapia: En caso de tortugas recuperadas tras varios días de varamiento, o con síntomas de ahogo, es frecuente que el animal sufra graves síntomas de deshidratación e hipoglucemia. Para ello debe recurrirse a la analítica sanguínea, pudiéndose realizar una determinación del hematocrito, además de la glucosa por tiras reactivas. En ese caso se procede a una fluidoterapia (intracelómica, intravenosa o intraósea; Krum, 1977) de suero dextrosado al 5 %

a razón del 2 a 5 % del peso del animal. Si conviene mantener a la tortuga con alimentación enteral (por sonda esofágica), se puede realizar de 2 a 3 veces al día hasta que muestre síntomas de mejoría y recuperación, tanto física como analítica. Sin embargo, el elevado grado de estrés que sufren algunas tortugas al realizarse el sondaje hace que esta práctica se reduzca a una vez al día en la mayoría de los casos.

Alojamiento: Durante el mantenimiento en cautividad las tortugas se instalan en tanques con agua salada recuperada del mar o fabricada a partir de un 35 % de salinidad. En estos tanques, la concentración de ciertos solutos puede perjudicar la salud del animal. Por ejemplo, una concentración de clorina superior a 1.0 ppm provoca una irritación en los ojos de las tortugas. El agua destinada a albergar tortugas debe ser filtrada o renovada diariamente. Por otro lado, las tortugas cautivas durante tiempo están predispuestas a sufrir infecciones con más facilidad que en estado libre. El uso de antibióticos sistémicos de amplio espectro es una recomendación a aplicar.

Exploración

Una vez en el centro de recuperación, se procede al marcaje y a un examen clínico completo del animal. El marcaje ideal en centros de recuperación es mediante microchip. El microchip se introduce subcutáneo en el área cráneo-dorsal del cuello. Durante la estancia en cautividad es un sistema útil de identificación. El problema reside en que si el animal se libera, este sistema no permite su lectura a distancia y tampoco se sabe si una tortuga está marcada o no hasta que no se captura y se le pasa el lector de microchips. Existen estudios acerca del grado de perdurabilidad a corto plazo, que no aseguran que el microchip persista durante muchos años en el animal, o que realice migraciones subcutáneas a través del tejido graso (Godley *et al.*, 1999).

La otra opción de marcaje más utilizada es el marcaje externo mediante crotal metálico en las aletas del animal. Estos crotales se colocan en el borde caudal de las aletas delanteras o traseras, siempre cerca del cuerpo. Existe un debate sobre si es preferible colocar los crotales a

través de las placas, o entre ellas, y aún no hay una respuesta definitiva al respecto. Tras desinfectar la zona y el crotal, la punta del crotal se inserta completamente a través de la piel de la aleta, y con un aplicador especial se termina de cerrar, de forma que el crotal no pueda volver a abrirse. Estos crotales se pueden ver con facilidad a distancia, y sobre su superficie llevan escritos un número de identificación del animal, así como un teléfono o dirección donde avisar del hallazgo del animal. Sin embargo, se corroen en pocos años en el agua del mar. Además, si no se colocan correctamente, o se ponen en animales muy pequeños, pueden influir en la natación del animal. También pueden facilitar el enganche en redes o sedales, sobre todo los crotales de aletas delanteras. Para una información más en profundidad sobre el marcaje de tortugas marinas los autores recomiendan la lectura de Balazs (2000) y Eckert y Beggs (2004).

La exploración clínica por métodos directos es bastante limitada debido a que la mayor parte del cuerpo está cubierto por el caparazón o el plastrón. Así, únicamente se pueden examinar las extremidades, la cabeza (ojos, boca, narinas) y la cloaca. Siempre hay que tener en cuenta que el hecho de encontrar una lesión en una parte del cuerpo no significa que no haya más en otras partes. Por lo tanto, y como con cualquier otra especie, se recomienda llevar a cabo un examen minucioso y sistemático, sin olvidar nada.

Cabeza: se comprobará si existen heridas o fracturas en la cabeza, los ojos o la boca, así como cuerpos extraños (sedales, anzuelos). Para abrir la boca de una tortuga marina, siempre con mucho cuidado, basta con sujetar la parte superior del pico, colocando los dedos índice y pulgar a ambos lados de las narinas. Esto provoca una respuesta refleja de apertura de la boca en la mayoría de las tortugas. Entonces se aprovecha para introducir un abrebocas de plástico fuerte, metal o madera, con el fin de mantener la boca abierta para permitir una buena exploración.

Extremidades: se examinarán bien las aletas en busca de heridas, fracturas o restos de sedal. Aunque las heridas se ven con facilidad, las fracturas cerradas suelen necesitar una buena palpación para detectarse, a veces teniendo que comparar ambas extremidades. Ayuda observar cómo se desenvuelve el animal sobre el suelo, y cómo mueve las aletas en un tanque con agua. Las lesiones por sedales son fáciles de observar, pero a veces es muy complicado

confirmar si aún hay restos de sedal en la lesión. En la zona de las aletas delanteras y el cuello es donde se puede determinar en grado de nutrición del animal (si está gordo o delgado), aunque hace falta experiencia y haber visto varios animales antes para estar seguro, a no ser que esté muy gordo, o completamente emaciado.

Caparazón y plastrón: en el caparazón y el plastrón buscaremos heridas y fracturas. Es conveniente palpar bien ambas estructuras, y limpiar áreas con tejido necrótico, ya que bajo lesiones aparentemente superficiales puede haber heridas profundas, infecciones o fracturas. En el plastrón es frecuente que aparezcan pequeñas úlceras superficiales, debidas al rozamiento del plastrón sobre el suelo (si el animal ha llegado de un barco pesquero) o con el fondo del tanque (si tiene poca profundidad o un fondo de material abrasivo). Muchas de estas erosiones pueden contaminarse con bacterias u hongos (Cabañes *et al.*, 1997).

Cloaca: Se confirmará que no salen cuerpos extraños por la cloaca, como trozos de sedal o plásticos. En el caso de animales debilitados que llegan en invierno, se puede colocar un termómetro en la cloaca (introduciéndolo en dirección craneo-dorsal, y hacia el lateral izquierdo), que registre el rango de temperaturas que puede presentar un reptil (al menos entre 10 y 30°C), para conocer la temperatura del animal e ir aumentándola de forma gradual. Habrá que llegar hasta los 22-24° C.

Grado de hidratación: En general es complicado conocer el grado de hidratación de una tortuga marina, y se recomienda realizar un análisis de sangre para confirmarlo. La piel de los reptiles no es elástica como en mamíferos, por lo que la prueba del pellizco no es efectiva, a no ser que el animal esté severamente deshidratado. Los ojos pueden ser indicadores del grado de hidratación: mientras en animales sanos suelen ser saltones, en animales deshidratados están más hundidos. En cualquier caso, es necesario haber visto muchos animales antes, y aún así es complicado saber el grado de deshidratación a no ser que el caso sea muy severo. En general, y ya que estos animales extraen el agua del alimento, los autores consideran que un animal desnutrido está también deshidratado. Para confirmarlo, es necesario extraer una muestra de sangre y hacer un examen hematológico.

Normalmente, para complementar las limitaciones de la exploración directa, se emplean otros métodos complementarios, principalmente el análisis sanguíneo y la radiología (Mader, 2006). El análisis sanguíneo, incluyendo hematología y bioquímica, es una técnica sencilla, relativamente barata, que nos permite obtener mucha información del animal (Swimmer, 2000; Deem, 2006; Valdivia, 2006; Casal, 2007; Santoro, 2007). Por ejemplo, podemos confirmar el grado de hidratación del animal, y saber si tiene anemia, altos niveles de estrés, algún tipo de infección aguda o crónica, o hemoparásitos. La bioquímica nos permite valorar el estado de nutrición e hidratación del animal, así como el funcionamiento general de sus órganos internos, como el hígado o el riñón. Más adelante se exponen datos fisiológicos actualizados para *Caretta caretta*. La radiología (DiBello, 2006; Valente *et al.*, 2006; Valente *et al.*, 2007) es otra técnica muy utilizada cuando se trabaja con tortugas marinas, ya que es fácil de realizar e interpretar, además de relativamente económica. Se utiliza principalmente para buscar fracturas, cuerpos extraños (por ejemplo anzuelos) en el sistema gastro-intestinal, o para examinar los pulmones.

Intervención clínica

La intervención del clínico veterinario en tortugas marinas, acostumbrado a dar el máximo valor al animal como paciente, debe centrarse en un aspecto esencial: la recuperación de especies se basa en la salvaguardia de las poblaciones, no de individuos aislados. Así pues, la clínica de tortugas marinas salvajes ha de ser práctica, útil, barata, sin necesidad de gran aparataje y con resultados rápidos y efectivos. Todo lo que excede este concepto ya no es recuperación, sino investigación. Seguidamente se consideran los aspectos más relevantes de la recuperación clínica:

Diagnóstico

En el diagnóstico de patologías de tortugas pescadas o varadas se consideran fundamentales los siguientes métodos:

Exploración física: Permite la localización, número y grado preliminar de lesiones por anzuelos ingeridos, estado nutricional, parasitismo por bivalvos, cangrejos, etc. Lesiones por colisión con embarcaciones o hélices, heridas, isquemia por cables o cuerdas enrolladas e impregnaciones por tóxicos. En la exploración física el clínico puede también ayudarse de aparatos especiales como otoscopios, endoscopios u oftalmoscopios. Recientemente se están describiendo los accesos endoscópicos que permiten una mejor exploración y detección de lesiones que pueden pasar desapercibidas en las radiografías, como los granulomas pulmonares (Hernández Divers, 2002).

Exploración hematológica: Permite averiguar el grado de lesiones internas, anemia, función hepática, función renal, lesión muscular, hemoparásitos, función esplénica, estado inmunitario, estado reproductivo (hembra grávida/joven/adulta, macho joven /adulto, etc.), estado nutritivo y estado de hidratación, entre otros.

Los valores normales ya establecidos para tortugas marinas se indican en la tabla siguiente (*Caretta caretta*, según Gelli *et al.*, 2004); (*Chelonia mydas* según Bolten y Bjordnal, 1992); (*Lepidochelys kempii* según Innis *et al.*, 2008); (*Dermochelys coriacea* según Deem *et al.*, 2006).

<i>Caretta caretta</i> (Gelli, 2004) n=35	
PARÁMETROS HEMATOLÓGICOS	MEDIA
Hematocrito (%)	29.8
Recuento Total de Eritrocitos (10 ⁶ células/ul)	1.3
Recuento Total de Leucocitos (10 ³ células/ul)	3.9
BIOQUÍMICA SANGUÍNEA	
Calcio (mg/dl)	6.33
Fósforo (mg/dl)	8.04
Glucosa (mg/dl)	109.29
AST (UI/l)	468
ALT (U/L)	13.32
Fosfatasa Alcalina (U/L)	59.53
Creatin Quinasa (U/L)	3703.89
LDH (UI/l)	461.321
Colesterol (mg/dl)	76.79
Ácido úrico (mg/dl)	5.83
Urea (mg/dl)	19.24
Triglicéridos (mg/dl)	53.26
Bilirrubina total (mg/dl)	0.05
Proteínas totales (g/dl)	4.28
Albúmina	1.07
Creatinina (mg/dl)	0.04
GGT (U/L)	1.11

<i>Chelonia mydas</i> (Bolten y Bjordnal, 1992) n=100 juveniles	
PARÁMETROS HEMATOLÓGICOS	MEDIA
Hematocrito (%)	35.2
BIOQUÍMICA SANGUÍNEA	
Sodio (meq/dl)	172
Potasio (meq/dl)	5.3
Cloro (meq/dl)	113
CO2 (meq/l)	14
Calcio (mg/dl)	9.1
Fósforo (mg/dl)	6.7
Glucosa (mg/dl)	114
AST (UI/l)	178
ALT (U/L)	6
Fosfatasa Alcalina (U/L)	43
LDH (UI/l)	135
Colesterol (mg/dl)	217
Ácido úrico (mg/dl)	1.5
Urea (mg/dl)	7
Triglicéridos (mg/dl)	172
Bilirrubina total (mg/dl)	0.1
Proteínas totales (g/dl)	5.1
Albúmina (g/dl)	1.5
Globulina (g/dl)	3.6
Creatinina (mg/dl)	0.5
Hierro (mcg/dl)	55

Lepidochelys kempii
(Innis *et al.*, 2008) n=26

PARÁMETROS HEMATOLÓGICOS	MEDIA
Hematocrito (%)	33
Recuento Total de Leucocitos (10 ³ células/ul)	11.2
Heterófilos (10 ³ células/ul)	7.6
Linfocitos (10 ³ células/ul)	3.1
Basófilos (10 ³ células/ul)	0.03
Monocitos (10 ³ células/ul)	0.5
Eosinófilos (10 ³ células/ul)	0.03
BIOQUÍMICA SANGUÍNEA	
Sodio (meq/dl)	155
Potasio (meq/dl)	3.2
Cloro (meq/dl)	117
CO ₂ (meq/l)	25
Calcio (mg/dl)	6.6
Fósforo (mg/dl)	7.4
Glucosa (mg/dl)	141
AST (UI/l)	610
ALT (U/L)	26
Fosfatasa Alcalina (U/L)	285
CPK (IU/L)	21979
LDH (UI/l)	5694
GGT (U/L)	3
Creatinina (mg/dl)	0.25
Colesterol (mg/dl)	334
Ácido úrico (mg/dl)	3.7
Urea (mg/dl)	33
Bilirrubina total (mg/dl)	0.03
Proteínas totales (g/dl)	2.6
Albumina (g/dl)	1.0
Globulina (g/dl)	1.7

<i>Dermochelys coriacea</i> (Deem <i>et al.</i> , 2006) n=10	
PARÁMETROS HEMATOLÓGICOS	MEDIA
Hematocrito (%)	36
Recuento Total de Eritrocitos (10 ⁶ células/ul)	3.81
Recuento Total de Leucocitos (10 ³ células/ul)	4.5
Heterófilos (10 ³ células/ul)	2.4
Linfocitos (10 ³ células/ul)	1.6
Basófilos (10 ³ células/ul)	0
Monocitos (10 ³ células/ul)	0.2
Eosinófilos (10 ³ células/ul)	0.1
BIOQUÍMICA SANGUÍNEA	
Sodio (mmol/dl)	138
Potasio (mmol/dl)	4
CO ₂ (mmol/l)	23
Calcio (mg/dl)	8
Fósforo (mg/dl)	11
Glucosa (mg/dl)	84
AST (UI/l)	160
ALT (U/L)	4
CPK (IU/L)	884
LDH (UI/l)	1716
GGT (U/L)	12
Colesterol (mg/dl)	390
Ácido úrico (mg/dl)	0.2
Urea nitrógeno (mmol/L)	1.07
Triglicéridos (mg/dl)	410
Amilasa (U/L)	680
Proteínas totales (g/l)	46
Lipasa (U/L)	2
Creatinina (mg/dl)	26.52

Exploración radiológica: Permite la localización de lesiones óseas, anzuelos alojados en distintos puntos del digestivo, ingestión de otros cuerpos extraños, anomalías viscerales, neumonía, etc. (Valente *et al.*, 2006). Pueden realizarse también exploraciones con papillas de contraste a fin de conocer la naturaleza de las anomalías del tránsito (DiBello *et al.*, 2006).

Exploración citológica/histológica: Permite conocer la naturaleza de ciertas lesiones (inflamatoria bacteriana, vírica, fúngica, neoplásica, metabólica, alérgica) en enfermedades que afectan con debilitamiento de los animales. Las muestras se consiguen por impronta, raspado, aspiración, biopsia o durante cirugías (Torrent *et al.*, 2002).

Todos estos sistemas de evaluación ayudan a establecer un diagnóstico preciso del animal por recuperar. Posteriormente se decide la terapia a seguir, la duración de la misma, el momento de liberación y el sistema de marcaje que se utilizará.

Vías de administración

A continuación se explican las vías más comunes de administración de medicamentos o fluidos, y de toma de muestras.

Vía oral

La vía oral se suele utilizar para administrar medicamentos líquidos o papillas nutritivas a animales anoréxicos, o para administrar medicamentos en forma de cápsulas o pastillas.

La administración de líquidos se hace mediante intubación gástrica (Eckert, 2000), utilizando un tubo flexible para alimentación de perros, con el final romo, lubricado. Antes de comenzar, mediremos la distancia desde la punta del pico de la tortuga hasta su estómago, en el centro del caparazón, marcando el tubo. También llenaremos el tubo de agua o papilla, para no introducir aire dentro del estómago del animal, y el resto lo tendremos preparado dentro de jeringas. La tortuga se coloca sobre un plano inclinado de unos 45°, de forma que la boca

esté más alta que el estómago. Se mantiene la boca del animal abierta con un abrebocas, y se introduce el tubo lenta, pero firmemente. El único obstáculo que encontraremos será la curva cerrada que dibuja el esófago hacia la izquierda justo al entrar bajo el caparazón y desembocar en el estómago, y que habrá que superar para reducir las posibilidades de regurgitación. Una vez en el estómago, se comienza a introducir la papilla, siempre vigilando la boca de la tortuga por si hay regurgitación, momento en el que hay que cesar de administrar la papilla. Una vez terminado, se extrae el tubo, se quita el abrebocas, y se mantiene al animal unos minutos sobre el plano inclinado, para asegurarse de que no regurgita. Tras unos 10-15 minutos se puede devolver al animal al agua. La cantidad de papilla a administrar en cada intubación es de entre el 0.5% y el 3% del peso de la tortuga. Cuando se administren medicamentos, se recomienda hacerlo antes de la papilla para asegurarse de que, si el animal regurgita, no elimine el medicamento.

Para administrar pastillas a un animal que ya come, lo más sencillo es utilizar la comida. Por ejemplo, se pueden introducir las pastillas fácilmente en las agallas de cualquier pescado, o dentro del cuerpo de un calamar. Normalmente se ofrece el pescado medicado antes que otros no medicados, para confirmar que el animal se lo come. Es recomendable quedarse alrededor del tanque para confirmar que el animal se ha comido el pescado medicado y que no ha escupido la pastilla.

Vía subcutánea

La vía subcutánea se usa con muy poca frecuencia para administrar fluidos en tortugas marinas, ya que existen otras vías más adecuadas y efectivas. Se utiliza para administrar algunos medicamentos, y para colocar los microchips. La mejor localización para una inyección subcutánea es la zona dorso-lateral del cuello, con mucha piel, introduciendo la aguja siempre en dirección lateral (y no medial). En tortugas marinas, incapaces de retractar el cuello bajo el caparazón, es una técnica muy sencilla.

Vía intramuscular

Los autores prefieren aplicar las inyecciones intramusculares en los músculos tríceps e ilio-tibial, en el aspecto craneal del húmero y del fémur, respectivamente. Con una mano se puede localizar y fijar el músculo sin dificultad, mientras se inyecta con la otra. Hay que tener en cuenta, sin embargo, que en algunos reptiles existe el llamado sistema porto-renal, mediante el cual un medicamento administrado en la región caudal puede llegar directamente al riñón y ser eliminado inmediatamente sin ser metabolizado. Aún hay discusión entre los científicos sobre la importancia real de los efectos de este sistema porto-renal. Por ejemplo, su existencia se ha demostrado en iguanas (*Iguana iguana*) (Benson y Forrest, 1999) y ha sido descartada en tortugas de caja (*Terrapene carolina*) (Bonner, 2000) y en pitones (*Morelia spilota*) (Holz *et al.*, 2002), pero ante la duda con las tortugas marinas se recomienda ejercer prudencia y administrar los medicamentos siempre en la mitad craneal del animal, especialmente si se trata de sustancias nefrotóxicas.

Vía intracelómica

Se recurre a la administración intracelómica con frecuencia en tortugas marinas para administrar fluidos en animales muy deshidratados con vasoconstricción periférica. Es una vía sencilla de utilizar, que da una alternativa cuando no es posible acceder a la vía intravenosa. Con el animal sobre una mesa, se extiende una extremidad posterior en dirección caudal, accediendo al pliegue inguinal situado justo delante de la extremidad. Dividiendo esta área con una línea horizontal imaginaria en una zona dorsal y otra ventral, se introduce la aguja en el medio de la mitad ventral, dirigiéndola hacia el centro del animal, con el fin de no tocar el riñón o los pulmones. Se puede introducir un bolo de fluidos a temperatura ambiente para que se vayan absorbiendo. Sin embargo, algunos autores afirman que la absorción desde la cavidad celómica es extremadamente lenta, sobre todo si el animal está deshidratado y con vasoconstricción, por lo que no recomiendan esta vía (Whitaker y Krum, 1999). Ante el debate, los autores dan preferencia a la vía intravenosa.

Vía intravenosa

El lugar recomendado para extracciones sanguíneas o administración intravenosa de fluidos son las venas yugulares externas (Wyneken, 2001). Son dos vasos sanguíneos amplios, que corren a ambos lados de la línea dorso-medial del cuello, inmediatamente ventrales y algo laterales a los músculos cervicales. Con el cuello del animal completamente extendido y recto, inclinado ventralmente, se inserta la aguja en la posición de las 11h o la 1h (considerando la línea dorso-media del cuello las 12h) perpendicular a la piel, pero con una ligera inclinación caudal. Se comienza a ejercer una ligera presión negativa en cuanto la aguja penetra la piel, y se sigue avanzando hasta que se encuentra la vena. Si no sale sangre, habrá que redirigir la aguja con pequeños movimientos. Aunque la punción es ciega, ya que los vasos no se ven, es relativamente sencilla. Facilita la maniobra que el animal está ligeramente inclinado hacia delante, de forma que los vasos se llenen de sangre. Esto también evita que la muestra se contamine con linfa, algo que sucede a menudo, y que afecta enormemente al análisis sanguíneo.

Instalaciones básicas para mantener tortugas marinas

Las instalaciones para mantener tortugas marinas en recuperación pueden ser relativamente sencillas, ya que son animales tremendamente resistentes, y no necesitan de cuidados muy específicos. Sin embargo hay que tener en cuenta algunas consideraciones (Eckert, 2000; Bentivegna, 2004):

Los animales en recuperación deben permanecer siempre en tanques individualizados, con el fin de evitar la transmisión de enfermedades entre individuos de diferentes procedencias. Para ello, los circuitos de agua también deberían estar completamente separados. Antes de introducir un animal nuevo en un tanque, hay que limpiar bien el tanque con algún desinfectante, y aclararlo con abundante agua. También hay que tener en cuenta la agresividad de las tortugas marinas cuando se les mantiene con otros individuos en tanques pequeños, sin lugares para esconderse. Por ello, si es necesario juntar animales, se recomienda siempre

hacerlo en recintos amplios, y estar vigilante los primeros dos días para intervenir en el caso de peleas.

Aunque no es esencial, como en otros animales marinos, conviene mantener las tortugas marinas en agua salada. A la llegada del animal al centro, si sufre deshidratación, las primeras horas lo mantendremos en agua dulce, lo que favorece su rehidratación y la eliminación de ectoparásitos. Después, gradualmente, iremos aumentando la salinidad del agua hasta igualar la salinidad del mar. Si en un momento dado es imposible acceder a agua salada o crearla, aunque no es lo recomendable, estos animales pueden mantenerse pocos días en agua dulce, sin que esto aparentemente afecte de forma severa a sus glándulas de la sal. Se puede observar que aumenta la secreción de estas glándulas, produciéndose una capa de mucus sobre el ojo, pero esto es transitorio y se resuelve sin problema al aumentar la salinidad.

Es importante mantener una buena calidad del agua, renovándola con frecuencia. Hay que tener en cuenta que los tanques de los centros de recuperación de tortugas suelen ser de pequeño tamaño, para facilitar el acceso a los animales y su observación. El escaso volumen de agua, unido al hecho de que las tortugas se alimentan y defecan en el tanque, hace que las aguas se ensucien con mucha facilidad. Esto da lugar a infecciones secundarias bacterianas o fúngicas (Sadove *et al.*, 1998).

La temperatura del agua durante el proceso de recuperación no debería bajar nunca de 20-22° C, pudiendo alcanzar los 25-28° C. Temperaturas más altas comienzan a ser excesivas y causan estrés térmico en el animal. Temperaturas inferiores a los 20° C disminuyen el metabolismo de las tortugas, con lo que su respuesta al tratamiento disminuye, haciéndose más vulnerable además a patologías secundarias (Sadove *et al.*, 1998). Aunque en invierno se mantienen los animales bajo cubierto para mantener las temperaturas, en verano es conveniente que las tortugas tengan acceso a la luz del sol, para recibir la luz ultravioleta esencial para el metabolismo del calcio. En el Mediterráneo español estar expuesto al sol directo en verano puede provocar un aumento excesivo de las temperaturas, por lo que se puede cubrir la zona de animales con una tela de sombreo suficientemente tupida para producir sombra, pero que permita que algunos rayos de sol atraviesen la trama. Si no se

cuenta con instalaciones exteriores, se pueden colocar bombillas de luz ultravioleta sobre los tanques de las tortugas, siempre teniendo en cuenta que el rango de acción de estas bombillas es de alrededor de 50cm, y que hay que cambiarlas con una frecuencia de unos seis meses, dependiendo del fabricante.

En cuanto a alimentación, las tortugas bobas son animales oportunistas, por lo que es conveniente alimentarlas con una gran variedad de pescado, crustáceos y moluscos, con el fin de conseguir una dieta lo más equilibrada posible (Fontaine y Williams, 1997). La comida se puede mantener congelada, descongelándola el día anterior a su utilización en un frigorífico, y descartando el pescado descongelado que no se haya utilizado ese día. Nunca descongelar el pescado con agua caliente, o al sol, ya que se pueden producir crecimientos importantes de microorganismos. También se comercializan gelatinas para tortugas marinas, utilizadas principalmente en acuarios. Son más equilibradas y fáciles de mantener y preparar, pero también más costosas. Si el animal come bien, se lanzará el pescado al tanque y se dejará al animal solo para comer, de forma que no relacione la comida con los humanos. Si el animal no come bien, se puede sujetar un pescado en el agua del tanque, agitándolo para llamar la atención de la tortuga. Si esto no funciona, la forma más conveniente de forzar a una tortuga a comer pescado es la siguiente: con el animal en el tanque, una persona lo sujeta con suavidad por ambos lados del caparazón, de forma que sólo la cabeza salga del agua. La segunda persona coloca los dedos a ambos lados de las narinas (como se explica en “vía oral”), y cuando la tortuga abre la boca introduce rápidamente el pescado en ella. En ese momento ambas personas dejan libre a la tortuga, de forma que pueda sumergirse y tragar el pescado. Normalmente, tras pocos intentos el animal comienza a alimentarse por sí solo.

A veces es necesario mantener a una tortuga fuera del agua, por ejemplo porque está demasiado débil, o porque tiene una herida o fractura que no debe contaminarse. Para ello se puede adecuar un tanque vacío sin mucha complicación: el fondo se cubre con un colchón impermeable, sobre el que se coloca al animal, evitándose lesiones del plastrón. Para mantener un grado de humedad, se instala algún dispositivo que permita una ligera pero constante ducha de agua sobre la tortuga. El agua cae sobre el animal y el colchón, hasta el fondo del tanque, por donde se escurre hacia una caja con una bomba que lleva de nuevo el agua hasta la ducha.

En esta caja se pueden colocar unos calentadores que mantengan el agua a una temperatura constante. Los autores del sistema han mantenido tortugas marinas así durante cuatro semanas sin grandes problemas.

Patología y enfermedades de las tortugas marinas.

Mortalidad natural

Se trata de un factor siempre presente en la biología de estas especies. Tan sólo en el momento en que se rompe el equilibrio entre la mortalidad natural y la renovación de poblaciones mediante la correcta reproducción, éste puede ser un factor que afecte a su conservación.

Una causa de mortalidad menor, aunque importante, es el ataque de depredadores marinos (tiburones e incluso orcas, no tan frecuentes en el Mediterráneo pero sí abundantes en otros mares) y terrestres en las fases ligadas a su reproducción, momentos de máxima vulnerabilidad de estas especies (Raja Sekhar y Subba Rao, 1993; Tröeng, 2000).

Otros factores aún en investigación incluyen las enfermedades infecciosas (la mayoría descritas en explotaciones cautivas de estos animales), parasitarias o mixtas (Raidal *et al.*, 1998; Greer *et al.*, 2003); inundación o erosión de las playas de cría, lluvias violentas que alteran los lugares de nidificación y las puestas, o estrés térmico (la hipotermia se ha descrito como causante de mortalidad embrionaria y no eclosión de los huevos).

La depredación de los huevos se debe principalmente a pequeños mamíferos, cangrejos y aves. Las crías son atacadas por artrópodos, algunos mamíferos carnívoros como jaguares, y córvidos y buitres (Tröeng, 2000). Recientemente se ha visto una relación entre la selección del lugar de puesta y las posibilidades de depredación de los huevos por varanos en playas australianas (Blamires *et al.*, 2003). Otros factores naturales, como los meteorológicos, causan también una cierta mortalidad, aunque no se puede considerar alarmante dado que siempre ha estado presente en la biología de estas especies.

Las enfermedades observadas en quelonios marinos de vida libre son muy pocas en comparación con las descritas para quelonios terrestres o acuáticos continentales. El motivo principal es que, en comparación, existen muy pocas instalaciones de estas especies en cautividad, y que es muy complicada la captura de animales salvajes enfermos. Así pues, las enfermedades que se han descrito son en su mayoría ligadas a granjas de cría, centros de recuperación, zoos y varamientos de animales salvajes. Las capturas de estos animales y posterior suelta a la naturaleza permiten la realización de estudios de sumo interés para el conocimiento de su fisiología, biología o patología y también para su conservación.

Mortalidad no natural

1. Ingestión de anzuelos

Los problemas relacionados con la pesca accidental por palangre son sin duda la causa más frecuente de admisión de tortugas marinas en los centros de recuperación del Mediterráneo español. Esto sucede en la temporada de pesca por palangre, en los meses de primavera y verano, cuando confluyen en el Mediterráneo occidental grandes concentraciones de tortugas bobas con la flota de palangre española. Se ha calculado que anualmente se pescan una mediana de más de 20.000 tortugas en la costa mediterránea española (Camiñas *et al.*, 2001; Mejuto *et al.* 2006). Habitualmente las tortugas afectadas se liberan al mar con el anzuelo en su interior. Se supone que entre el 20 y el 66,6% de los animales afectados mueren posteriormente (Aguilar *et al.*, 1995; Chaloupka *et al.*, 2004; Casale *et al.*, 2007). El resto expulsa el anzuelo o lo mantiene en su interior durante mucho tiempo. Así, a la llegada de cualquier tortuga marina al centro siempre se deberá confirmar la existencia de algún anzuelo o de sedal en cualquier punto del sistema digestivo.

No todos los animales con anzuelos en su interior tienen un mismo tipo de lesiones, incluso algunos han llegado a eliminarlos con el tiempo. La mayoría de animales analizados hasta ahora tienen lesiones en la cavidad bucal (perforación de la pared esofágica que puede penetrar profundamente en el cráneo), esófago y estómago. Debido a la disposición anatómica de estas últimas vísceras las perforaciones en ellas pueden afectar a los pulmones,

hígado o corazón (Valente *et al.*, 2007). Además, las heridas que provocan los anzuelos en el tracto digestivo rápidamente se contaminan y provocan infecciones secundarias muy graves para el animal.

En la exploración directa muchas veces se observa un trozo de sedal saliendo por la boca, que sugiere que hay un anzuelo clavado en algún punto. Otra veces no existe sedal, pero sí un anzuelo que puede verse en la exploración cuidadosa de la boca y la zona proximal del esófago. En los casos en que no se observe sedal ni anzuelo, laceraciones en las comisuras del pico pueden indicarnos que el animal ha interactuado con un arte de pesca de palangre. Estas laceraciones se las produce el mismo animal cuando intenta liberarse del palangre una vez capturado. Lo indicado en cualquier caso es realizar una radiografía del cuerpo entero del animal, para confirmar la ausencia o presencia de anzuelos, y la localización exacta de los mismos. Tampoco hay que olvidar nunca explorar la zona de la cloaca, para confirmar si hay un sedal saliendo por ella. Una vez que se ha confirmado la presencia de un anzuelo (o más) en el sistema digestivo de la tortuga, se procede a actuar en función del estado general del animal y de la localización del anzuelo.

La extracción de los anzuelos alojados en el esófago se realiza quirúrgicamente en centros de recuperación de fauna mediante un acceso quirúrgico especial (esofagotomía), dada la compleja naturaleza del esófago de estos animales (Hyland, 2002; Moraes-Neto *et al.*, 2003). Está formado por un tapizado que va desde la boca al estómago de papilas córneas con un extremo agudo mirando hacia el estómago, factor que dificulta la extracción oral de cualquier objeto. Estas papilas son distintas en cada especie de tortuga en función de la dieta y hábitos alimentarios de la misma. La tortuga debe ser mantenida en instalaciones adecuadas durante el postoperatorio para permitir una correcta adaptación y reinserción en su medio. El animal se suele liberar al poco tiempo de confirmar su completa recuperación clínica.

Los procedimientos de actuación son distintos dependiendo del grado de lesión creado:

Cuando el anzuelo está clavado en la boca, su extracción es muy sencilla; no hace falta siquiera anestesia si el anzuelo se encuentra muy superficial. Si la muerte no está clavada, el

anzuelo puede ser extraído fácilmente con ayuda de unas pinzas. En cambio, si la muerte está clavada, lo indicado es clavar más el anzuelo de forma controlada, para que la punta y la muerte salgan por un punto nuevo. Con unas cizallas fuertes se cortan la punta y la muerte, y el resto del anzuelo se extrae de forma retrógrada por donde se clavó. En cualquier caso, si se manipula un anzuelo en la boca de una tortuga, habrá que tener extremado cuidado con la glotis (dos labios que controlan la entrada a la traquea). Cualquier pequeña lesión en uno de estos labios puede hacer que éste no cierre bien, permitiendo que el agua pase a la traquea cuando el animal se sumerja, provocando una neumonía por aspiración.

Los anzuelos ubicados en el esófago proximal se extraen de la misma forma que los de la boca, sin necesidad de cirugía (Parga *et al.*, 2004). Con el animal sedado profundamente, se mantiene la boca abierta y el cuello extendido, de forma que se pueda acceder al anzuelo dentro del esófago. La pared del esófago en tortugas marinas es muy resistente, con una capa muscular muy gruesa, por lo que permite una manipulación más agresiva que en otras especies sin consecuencias para el animal. También es una estructura muy flexible, lo que permite prolapsar parte del esófago hasta la boca sin problemas. Así sujetando el sedal o la caña del anzuelo con unas pinzas, y ejerciendo una fuerza firme y constante sin movimientos bruscos, se puede ir tirando del anzuelo hacia la boca para facilitar el acceso al mismo. De nuevo se clava el anzuelo en la pared del esófago, de forma que la punta y la muerte aparezcan por un nuevo agujero. Tras fijar un cabo alrededor de la muerte para tenerla controlada con una mano, y sujetando la caña del anzuelo con unas pinzas, una segunda persona corta el anzuelo por el extremo más accesible, ya sea la caña o bajo la muerte. Así, el anzuelo puede ser extraído sin dificultad en dos pedazos. Al no realizarse ninguna cirugía, el animal está comiendo en uno o dos días, y está preparado para ser liberado en pocos días.

En ocasiones el anzuelo puede ser extraído por vía oral mediante la aplicación de técnicas endoscópicas adaptadas especialmente a estas especies (Alegre, com. pers.). Se precisa el uso de anestesia total e introducción de un aparato en la cavidad oral, lo que dificulta su aplicación en animales de menos de 15 kg. Mediante un tubo de metacrilato se extrae el anzuelo, evitando que se clave nuevamente en las papilas córneas esofágicas. Este sistema permite retirar el anzuelo oralmente, con menor tiempo de anestesia y una recuperación más rápida (24 a 48 h).

Los anzuelos clavados en el esófago distal no son accesibles desde la boca, y por lo tanto requieren de cirugía para su extracción, la esofagotomía. La endoscopia en estos casos no es muy útil, ya que los anzuelos de palangre son demasiado grandes como para ser cortados por material de endoscopia, y la muerte suele estar clavada demasiado profunda como para extraer el anzuelo de forma retrógrada. Afortunadamente estos casos suelen ser muy poco frecuentes. Tras anestesiarse al animal (Chittick, 2002), se le coloca en decúbito supino sobre la mesa, con el cuello y la cabeza fuera de la misma, de forma que caigan ligeramente y se extienda bien el esófago. Se prepara y desinfecta el área de la base del cuello en su porción inmediatamente anterior al plastrón, donde se realiza la incisión, perpendicular al plastrón. Tras atravesar una capa de grasa, y otra muy fina de músculo, se accede al esófago rápidamente, estructura muy fácil de identificar por su robustez. Se realiza una incisión lo suficientemente amplia para acceder al interior del esófago y buscar el anzuelo. Una vez localizado, se extrae como se ha explicado en los casos anteriores. Tras la extracción, se procede a suturar la pared del esófago, y cada capa que hemos abierto. Como en todos los reptiles, debido a que su piel tiende a invertirse cuando es cortada, se recomienda utilizar siempre en la piel una sutura evertora, pudiéndose aplicar después una película de pegamento quirúrgico sobre la herida para protegerla del agua. Se recomienda la administración de analgésicos anti-inflamatorios durante unos días tras la operación, así como un periodo de antibioterapia si la operación no se ha realizado en condiciones absolutamente estériles. También es preferible mantener al animal en ayunas durante una semana, intubándola si está muy débil, comenzando después la alimentación con calamar u otro tipo de alimentos más “limpios” y con menos probabilidad de contaminar la zona operada del esófago. Tras una operación de este tipo se mantiene al animal en observación de cuatro a seis semanas, hasta que se pueden quitar los puntos de sutura de la piel.

Es extremadamente raro encontrar anzuelos localizados en estómago o intestino. El esófago de las tortugas dibuja una “S” muy pronunciada antes de su entrada al estómago, por lo que los anzuelos ingeridos suelen clavarse antes de llegar al estómago. Una vez en esta zona, los anzuelos ya no suelen clavarse (a no ser que se haya tirado del sedal antes de conocer la localización del anzuelo), sino que transitan por el sistema digestivo y son expulsado con las heces tras unos días. Por esta razón, si en la radiografía se aprecia un anzuelo que ha pasado al

estómago y a los intestinos, y el animal está en buen estado físico, lo indicado es mantenerlo en observación durante un tiempo, hasta que el anzuelo sea expulsado.

Muchas veces fruto del desconocimiento, cuando los pescadores de palangre capturan accidentalmente una tortuga, cortan el sedal desde la cubierta del barco para liberar al animal. Así, el animal se va con un anzuelo clavado, con varios metros de sedal. En algunos casos este sedal se enrollará alrededor de una extremidad, estrangulándola. Sin embargo, en la mayoría de los casos, el sedal es ingerido por la tortuga, provocando el mortal “síndrome de acordeón” (Valente, 2007). Esto sucede cuando, con el anzuelo clavado en algún punto del sistema digestivo, el sedal transita por el mismo llegando a la cloaca y saliendo por ella. El sedal entonces se va tensionando, provocando ulceraciones graves en el estómago e intestinos, que se pliegan alrededor del sedal. Estas ulceraciones crónicas se van necrosando, hasta provocar perforación de las paredes y peritonitis. Estos animales suelen llegar en unas condiciones extremas, completamente deshidratados y emaciados, y muchas veces con problemas metabólicos severos, infecciones generales y fallo sistémico. En estos casos está indicada la eutanasia del animal, ya que suelen estar demasiado débiles como para soportar la anestesia y una cirugía tan invasiva requerida para poder tratarlos. Si el proceso no está tan avanzado, y el animal puede ser mínimamente estabilizado, se puede intentar llevar a cabo una cirugía con el fin de acceder al sedal a través de varios puntos del intestino, y cortarlo para evitar su tensión (DiBello *et al.*, 2006b). Para ello hay que acceder a la cavidad celómica a través de las dos ventanas inguinales (justo craneales a las extremidades posteriores) y las dos ventanas axilares (caudales a las extremidades anteriores). Esta cirugía es muy complicada, y se recomienda que sea llevada a cabo únicamente por un veterinario-cirujano con experiencia, con el fin de reducir tanto el tiempo de cirugía como las posibles complicaciones relacionadas con el procedimiento. Aún así, las probabilidades de éxito son muy reducidas. En algunos casos puede existir un sedal en tránsito sin anzuelo clavado. Las lesiones que causan estos sedales son las de un “efecto acordeón”, pero menos severas, y al no haber un anzuelo se resuelven cuando el sedal ha transitado y es eliminado. El animal se presenta deshidratado, emaciado, y con un severo síndrome de malabsorción con pérdida de proteína. Si se dispone de los medios técnicos necesarios, se puede llevar a cabo una cirugía para cortar el sedal en tránsito a diferentes niveles del intestino. Si no, habrá que realizar un tratamiento sintomático y de

soporte al animal hasta que expulse el sedal y se recupere completamente, lo cual puede tardar meses.

2. Estrangulación de extremidades

Con frecuencia las tortugas se enredan en redes que van a la deriva o caen apresadas en redes de barcos de pesca durante el faenado. En este último caso las redes que atrapan a la tortuga se cortan y se suelta el animal al mar con las cuerdas incluidas. Las cuerdas que no se desprenden del animal quedan unidas generalmente en las patas delanteras o cuello. La estrangulación compromete la vascularización de la extremidad afectada en la porción distal a la misma, provocando primero isquemia y edema, y más tarde gangrena e infección, que puede extenderse al resto del cuerpo del animal. Además, los hilos se van enterrando en los tejidos blandos, cortando ligamentos y músculos hasta llegar al hueso, provocando finalmente la amputación completa de la aleta. Los autores han visto tortugas con aletas recién amputadas por procesos de estrangulamiento, sin haber sufrido ningún problema secundario, como infecciones generales. Sin embargo, si este tipo de lesiones se produce en el cuello del animal, conduce a una muerte inmediata.

Con relativa frecuencia llegan tortugas al centro de recuperación con extremidades estranguladas, o prácticamente amputadas. Cuando el animal es admitido con un estrangulamiento de la extremidad puede ser que aún lleve la red o sedal enredados, o que ya se haya soltado. En cualquier caso, es necesario hacer un buen examen de las laceraciones causadas, para confirmar la completa ausencia de material que pueda seguir estrangulando la zona, algo que no siempre es sencillo. En estos casos, siempre es recomendable realizar un análisis sanguíneo para valorar el estado general del animal, así como una radiografía para conocer la afectación exacta de tejidos blandos y huesos de la extremidad lesionada.

Si la estrangulación es parcial o reciente, se observa una incisión más o menos profunda alrededor de la extremidad, y su porción distal muy inflamada y edematosa. Tras extraer todo resto de material, se limpian bien las heridas causadas, retirando el tejido necrosado, y se trata al animal con anti-inflamatorios (en las primeras horas se recomienda administrar esteroides para controlar los efectos de las toxinas liberadas), diuréticos y antibióticos. También es

conveniente hidratar al animal para diluir los tóxicos que entrarán repentinamente en el organismo desde la extremidad afectada al haber eliminado la estrangulación.

En casos más avanzados, cuando la estrangulación ya ha llegado hasta el hueso y la aleta sufre gangrena, está indicada la amputación. La amputación de una aleta no supone ningún problema para la vuelta al estado salvaje de una tortuga marina. Estos animales se acostumbran fácilmente a nadar sin una aleta, compensándolo sin problema con las otras tres. Como no son cazadores, no les es esencial poder nadar con rapidez, aunque pueden estar en desventaja a la hora de enfrentarse a corrientes fuertes, o de escapar de posibles depredadores. La falta de una extremidad sí es una desventaja clara, pero no un impedimento, a la hora de reproducirse, en función del sexo del animal y de la aleta amputada. Los machos utilizan sus aletas delanteras para sujetar a las hembras mientras copulan con ellas, y las hembras necesitan sus extremidades posteriores para excavar el nido donde poner sus huevos. Sin embargo, se han observado tortugas marinas con sólo tres aletas en estado salvaje, llevando a cabo estas actividades con mayor o menor facilidad.

3. *Animales abogados*

No es raro que las tortugas marinas queden atrapadas en redes de trasmallo o de arrastre, no pudiendo salir a la superficie a respirar. Si la tortuga lleva poco tiempo enredada cuando el pescador retira la red, el animal suele estar en buen estado, pudiendo ser liberado inmediatamente. Sin embargo, si el animal lleva varias horas bajo la superficie, cuando el pescador lo encuentra, éste ya se encuentra muy debilitado y con agua en los pulmones. Normalmente está inactivo, no responde a estímulos externos y no respira, o lo hace muy débilmente. Estos son los casos donde es difícil distinguir si una tortuga está viva o muerta. Ante la duda, se recomienda comenzar las técnicas de reanimación inmediatamente, y mantenerlas hasta que confirmemos que el animal ha muerto (por el establecimiento del *rigor mortis* en la boca). Habrá que llegar al centro de recuperación lo antes posible, donde se intubará al animal y se ventilará con oxígeno. También se le administrará una dosis intravenosa de choque de un esteroide de acción rápida, todo esto sin interrumpir las maniobras de reanimación. Además, si la temperatura ambiente es baja, se irá aumentando

gradualmente para acelerar el metabolismo de la tortuga y mejorar su respuesta al tratamiento. Los autores han llegado a estar 12 horas reanimando a una tortuga antes de que ésta volviera a respirar de forma autónoma. Una vez superada esta fase de emergencia, será necesario mantener al animal en observación durante varios días, mientras se trata con antibióticos. Conviene realizar una radiografía de control a la llegada del animal, con radiografías de seguimiento cada 10 días para confirmar la recuperación completa del animal.

4. *Traumatismos*

Heridas diversas

Dentro de la mortalidad por heridas se incluyen también los choques con embarcaciones, hélices de motoras y buques o golpes realizados por pescadores. La atención clínica de estos animales es distinta según el caso y la gravedad de la lesión. Pueden variar desde leves hematomas hasta amputaciones severas. Continuamente se aportan datos que permiten solucionar casos de heridas de un modo rápido y eficaz para poder devolver estos animales al mar (Calabuig y Zaera, 1998; Calabuig, 1999).

Los traumatismos en tortugas marinas suelen deberse a colisiones con embarcaciones o con sus hélices (Parga *et al.*, 2005). También cuando son capturadas accidentalmente por redes de arrastre, al abrirse la red sobre cubierta, dejando caer todo su contenido desde una altura considerable. Estos traumatismos pueden provocar heridas, fáciles de tratar, o fracturas más o menos complicadas que necesitarán años de cuidados.

Las heridas se tratan como en cualquier otra especie, con la salvedad de que se tienen que proteger del agua. Así, se realizarán lavados periódicos de la zona afectada, retirando cualquier rastro de tejido necrosado, y con cuidado de no afectar a tejidos importantes subyacentes si la herida es profunda y se encuentra, por ejemplo, en la cabeza. Después, y en función de las preferencias del veterinario, se puede cubrir la zona con una pomada antibiótica o cicatrizante que aguante bien en el agua. Para proteger la zona y poder mantener al animal en su tanque, y para mantener la pomada en su sitio más tiempo, los autores han utilizado lanolina anhidra, cubriendo e impermeabilizando con ella toda la zona afectada. Si las

temperaturas no son muy altas, la lanolina llega a mantenerse en su sitio varios días. Otra opción es utilizar silicona, también probada con éxito en tortugas. Al utilizar estas sustancias habrá que tener cuidado de que nunca toquen los tejidos heridos, por lo que habrá que cubrirlos antes con alguna pomada.

Las fracturas por colisiones o hélices suelen producirse en el caparazón, produciendo fracturas extensas, con depresión o ausencia de fragmentos de caparazón. Más ocasionalmente afectan al área cefálica (Tristan y Mader, 2000). En primer lugar, examinaremos la zona para saber el grado de afectación del tejido bajo la fractura. No hay que olvidar que inmediatamente ventrales al caparazón se encuentran los pulmones, por lo que habrá que tener el máximo cuidado durante la limpieza y retirada del material necrótico, para no alcanzarlos. Cualquier traumatismo en una tortuga salvaje se considera infectado, ya que probablemente hace varios días, o incluso semanas, que se produjo. Por ello, el tratamiento inicial es similar al de cualquier otra herida abierta, como ya se ha explicado en este apartado, realizando limpiezas periódicas agresivas para eliminar todo el tejido desvitalizado, incluidos fragmentos óseos, y aplicar pomada antibiótica. Si la fractura es inestable, se estabilizará con ayuda de puentes de resina epoxy y fibra de vidrio (Neiffer *et al.*, 1998), o de cerclajes de alambre ortopédico, placas de osteosíntesis (Calabuig y Zaera, 1998) o compuestos de goretex (Mader *et al.*, 1998), siempre dejando expuesta la zona lesionada para continuar con su limpieza. La aplicación de lanolina o silicona sobre la zona permite impermeabilizarla y mantener al animal en un tanque con agua sin problema. Está indicado comenzar un tratamiento con antibióticos, así como administrar anti-inflamatorios analgésicos durante los primeros días. Una vez que la zona de fractura está limpia y sin tejido necrótico, y comienza a formarse un tejido de granulación sano, se mantendrá al animal en observación, esperando a que la herida y la fractura se resuelvan, lo que puede tardar meses o incluso años.

5. Ingestión de objetos extraños

Contaminación marina ingerible

Prácticamente todas las tortugas salvajes que son admitidas en un centro de recuperación presentan cuerpos extraños en su sistema digestivo, normalmente basura que encuentran

flotando en el agua (Tomás, 2002). Estos animales tienen una tendencia natural a morder o capturar objetos que flotan en la superficie del mar. Este hecho puede comportar la ingestión de materiales ajenos a la dieta normal como plásticos, alquitranes, gomas, etc. A partir de necropsias realizadas en *Caretta caretta* en la Facultad de Veterinaria de la Universidad Autónoma de Barcelona, se pudo constatar la presencia en el aparato digestivo de tapones de plástico, envoltorios de productos de alimentación, restos de redes de pesca y objetos de formas diversas (espirales, amorfos, etc.). Algunos de los objetos ingeridos pueden ser causa de intoxicaciones a largo plazo (Tomás *et al.*, 2002). Sin embargo, se ha descrito cierta tolerancia a la ingestión y tolerancia a medusas tóxicas formadoras de enjambres que entran a formar parte de la dieta en tortugas bobas juveniles (Castillo *et al.*, 2007). La confusión con medusas hace que las tortugas consuman plásticos flotantes indigeribles.

Por lo general, estos objetos extraños no dan problemas en las tortugas, siendo expulsados de forma espontánea por el animal en heces. Sin embargo, si el animal llega deshidratado y debilitado, pueden llegar a formar compactaciones de las heces en el intestino (Venizelos y Smith, 1997; McCauley y Bjorndal, 1999), que se suelen resolver con una buena hidratación del animal, y alimentación normal. Es útil saber que el tiempo de tránsito gastro-intestinal de una tortuga boba juvenil sana a temperatura ambiente de unos 20° C es alrededor de dos semanas (Valente *et al.*, 2007). Así, no debemos preocuparnos cuando una tortuga admitida en el centro, y que probablemente lleva días sin comer antes de su llegada, esté varios días sin defecar. En contadas ocasiones sí aparecen obstrucciones gastro-intestinales, causadas por objetos de mayor tamaño, como bolsas de plástico. En estos casos es muy útil la endoscopia, que permite llegar a la obstrucción desde la boca y eliminarla sin necesidad de cirugía.

6. Problemas de flotabilidad

Las alteraciones de flotabilidad en tortugas se dan con frecuencia, bien de forma temporal o permanente, y pueden aparecer debido a una gran variedad de razones. Su diagnóstico y tratamiento suelen ser un desafío para el veterinario del centro. Algunas causas frecuentes son las siguientes (aunque probablemente haya muchas otras):

6.1. Causas relacionadas con el sistema digestivo: que causen una acumulación de gas en el estómago o los intestinos:

- Síndromes de malabsorción, con una ralentización del movimiento peristáltico de los intestinos y aumento de la fermentación, con lo que se acumula gas en el intestino.
- Gastritis o enteritis severa.
- Obstrucción del estómago o intestinos.
- Torsión gastro-intestinal.
- Vólvulos o invaginaciones del intestino.

6.2. Alteraciones relacionadas con los pulmones: que causen la aparición de aire en una zona inusual.

“Neumotórax”, debido a algún traumatismo o infección que provocan una perforación en el pulmón, permitiendo la salida de aire a la cavidad celómica.

La obstrucción de un bronquiolo, con la aparición de un bolsillo de aire retenido.

6.3. Cualquier tipo de infección celómica que produzca gas, que queda retenido en la cavidad.

6.4. Animales muy débiles, que no son capaces de sumergirse, y aparecen flotando en el mar.

Para realizar un diagnóstico será necesario hacer una buena exploración del animal, y llevar a cabo pruebas sanguíneas, radiológicas y de ecografía. En contadas ocasiones hará falta recurrir a otros métodos de diagnóstico por imagen más avanzados, no siempre disponibles, como la tomografía axial computerizada (TAC) o la resonancia magnética (Valente *et al.*, 2008). El estado general del animal, su actividad y forma de flotar, si está anoréxico, si defeca, la presencia de sonidos respiratorios, etc., pueden ser datos de gran ayuda para determinar el tipo de problema al que nos enfrentamos, igual que un análisis sanguíneo completo. También será necesario realizar radiografías de cuerpo entero del animal, con exposiciones dorso-ventral, lateral y cráneo-caudal, con el fin de confirmar la presencia de aire e identificar su posición exacta, identificar anomalías en el pulmón o ver cuerpos extraños en el digestivo, entre otras

cosas. El tratamiento dependerá completamente del diagnóstico y del resto de síntomas que presente el animal, por lo que no será discutido en este capítulo. Lamentablemente, en muchas ocasiones no se encuentra la causa de la flotabilidad positiva, basándose el tratamiento simplemente en antibióticos de amplio espectro y tratamiento de soporte. Para facilitar la natación y buceo de los animales afectados de flotabilidad positiva mientras se diagnostica y se resuelve el problema, lo cual puede llevar meses, en algunos centros se han utilizado cinturones plomados, que se colocan en el caparazón de la tortuga, de forma que anulan su flotabilidad positiva y le permiten bucear. (Maffuci *et al.*, 2009).

7. Animales petroleados

En estos casos, los contaminantes proceden generalmente de barcos que realizan limpiezas de fondo, de alquitranes industriales o de mareas negras. Las tortugas entran en contacto con ellos al salir a la superficie a respirar, termorregularse o, incluso, al realizar la puesta en playas afectadas.

Una tortuga petroleada, en general, no supone un desafío tan extremo como el caso de un ave petroleada. Su piel es más fuerte, por lo que no se ve tan afectada, y al carecer de plumas no se ve tan influenciada la impermeabilidad ni la capacidad de natación. Ya que las tortugas no tienen el comportamiento de acicalamiento tan propio de las aves, no hay tanto riesgo de ingestión. Además, su sistema respiratorio no es tan eficaz y sensible como el de un ave, por lo que los efectos respiratorios son mucho menores. Por último, las tortugas marinas no presentan tal nivel de estrés a la manipulación que pueda afectar a su supervivencia. Esto nos da un margen de acción mucho más amplio cuando tratamos a tortugas marinas petroleadas. Los principales problemas los producen la obturación de los orificios nasales, impregnación de las órbitas oculares o penetración en la cavidad bucal y posterior ingestión del mismo. La impregnación de crudos en el cuerpo del animal puede comportar problemas para la termorregulación o el correcto desplazamiento en profundidad (McArthur, 2004).

También se observan efectos del petróleo en las playas de nidificación. Los aceites vertidos al mar durante las faenas de limpieza de fondo o las mareas negras cuando llegan a las costas,

cubren gran parte de las zonas de nidificación y afectan a todos los niveles de la biología de las tortugas: las hembras no pueden poner los huevos o les cuesta encontrar un lugar adecuado, los huevos ya puestos no se incuban correctamente y las crías que salen quedan impregnadas y mueren (Hutchinson y Simmonds, 1991 y 1992).

El tratamiento, considerando que el animal no presente ningún otro problema y esté estable, pasa por limpiar de forma ordenada y metódica todo su cuerpo hasta eliminar cualquier resto de petróleo. Lo más indicado es comenzar en la cabeza y continuar en dirección caudal, sin olvidar ninguna zona. Siguiendo este orden, tanto en el lavado como en el aclarado, nos aseguraremos de que no se vuelvan a contaminar zonas ya limpias. Para el lavado se utilizará agua templada y jabón. Si hay zonas de petróleo muy denso, se puede diluir primero con aceites. Para prevenir la absorción del petróleo que haya podido ser ingerido, se recomienda administrar carbón activo oral (2-8 g/kg) cada día durante una semana. Tras el lavado, conviene mantener al animal en observación durante unas semanas, para confirmar que no existen efectos internos provocados por el petróleo, como anemia o alteraciones renales, realizando análisis hematológicos rutinarios durante ese tiempo.

Intoxicaciones por productos químicos de larga persistencia en el medio

1. *Organoclorados*

Desde hace algún tiempo se han realizado algunos estudios sobre los niveles de organoclorados en tejidos de tortugas marinas mediterráneas (Portelli y Bishop, 2000). Se trata de compuestos bioacumulables que se encuentran en mayor o menor cantidad en las tortugas, dependiendo de la especie de que se trate, el hábitat donde se desenvuelve y su posición en la escala trófica.

Los efectos de los pesticidas organoclorados en tortugas se han visto a distintos niveles:

Se ha observado mortalidad y malformaciones embrionarias en tortugas de agua dulce, como consecuencia de un excesivo nivel de organoclorados en los huevos. Las deformaciones

incluyen desaparición de uñas y ojos, caparzones anómalos, deformación craneal, extremidades anómalas, etc. (Portelli y Bishop, 2000; McArthur, 2004).

Se ha considerado la posibilidad de que los contaminantes marinos organoclorados puedan tener algún efecto en la aparición de enfermedades en las tortugas, aunque se conoce poco sobre este posible efecto. Los efectos demostrados incluyen alteraciones en los recuentos celulares y análisis bioquímicos sanguíneos (Innis *et al.*, 2008). Actualmente está en discusión el papel de estos compuestos en la aparición del Fibropapiloma de las tortugas verdes (“Green Turtle Fibropapilloma Disease” en inglés), enfermedad que está afectando a la población americana de *Chelonia mydas*. Esta enfermedad se otorga a la posible acción de un virus que se aprovecha del estado de inmunosupresión provocado por el efecto de los organoclorados. En otras tortugas, como las terrestres, las elevadas concentraciones de organoclorados están asociadas a infecciones oculares, nasales y óticas (Tangredi y Evans, 1997).

Los niveles encontrados en las tortugas marinas mediterráneas se corresponden al aroclor 1260, compuesto también identificado en otros animales marinos como los delfines aquejados de epidemias de morbillivirus a mediados de la década de los 90 (Guitard *et al.*, 1996). Las cantidades de los mismos (básicamente pp’DDD, pp’DDT, pp’DDE y los PCB’s formadores del Aroclor 1260) son muy inferiores a las encontradas en estos mamíferos marinos (Guitart *et al.*, 1999). Se discute también el posible efecto de las migraciones en la distribución de los contaminantes, al movilizarse el tejido graso durante los esfuerzos prolongados. Estos bajos valores obtenidos en las tortugas, unido a la falta de datos sobre estudios experimentales, no permiten conocer hasta qué punto pueden ser perjudiciales para las poblaciones del mediterráneo occidental.

2. Metales pesados

Se han medido los niveles de diferentes metales pesados en algunas ocasiones, encontrándose especialmente altas las concentraciones de mercurio, zinc, cadmio, cobre o plomo (Hutchinson y Simmonds, 1991) y sobre todo en especies como *Chelonia mydas* o *Caretta caretta* (Presti *et al.*, 1999). Algunos de estos metales pesados, como el mercurio, se han

detectado analizando su presencia en los escudos dorsales de las tortugas, donde se acumulan. Muchos de estos metales son inhibidores de enzimas o modificadores de la actividad de otras enzimas básicos para el desarrollo de reacciones metabólicas.

Los pocos datos que existen actualmente sobre los niveles tóxicos de estas sustancias en tortugas marinas dificultan su investigación. Aun y así, los efectos que se han podido observar en tortugas de agua dulce a partir de estudios *in vitro* son perforaciones intestinales y alteraciones renales o del desarrollo embrionario, entre otras (Borkowski, 1997; Portelli y Bishop, 2000).

Enfermedades infectocontagiosas

Enfermedades víricas

El “Grey patch disease” o enfermedad de las manchas grises, causado por un herpesvirus en explotaciones intensivas de tortugas marinas de la especie *Chelonia mydas*, se describió hace casi 30 años y desde entonces parece sólo limitado a granjas de cría. La enfermedad se da en animales jóvenes y cursa con la formación de pápulas y manchas grises en la piel de cabeza, axilas y extremidades. Los herpesvirus también han sido citados como causantes de conjuntivitis, traqueitis y neumonía en estas mismas tortugas (Origgi y Jacobson, 2000).

La “Enfermedad Fibropapilomatosa de las tortugas verdes” se cita principalmente en *Chelonia mydas* en libertad en costas americanas. Posteriormente se ha descrito también en *Caretta caretta* y en otros continentes. Tiene un origen multifactorial donde intervienen virus, parásitos y contaminantes marinos. Recientemente se ha descrito esta enfermedad en *Lepidochelys olivacea* y en *Natator depressus* capturadas en libertad, dato que alerta sobre la posibilidad de que afecte al resto de especies de tortugas marinas mundiales. Provoca graves proliferaciones en la piel, de aspecto de coliflor, que crecen afectando a las axilas, párpados, ojos o cara, aunque también se ven en el caparazón y cola (Manire *et al.*, 2008) y se han citado estas lesiones combinadas con fibromas viscerales en *Chelonia mydas* (Orós *et al.*, 1999).

Principalmente se aíslan papillomavirus de estas lesiones, aunque también se ha comprobado en distintos casos la participación de parásitos trematodos, bacterias y herpesvirus (Brown *et al.*, 1999). Los últimos estudios parecen demostrar que la presencia de herpesvirus es determinante (Lackovich *et al.*, 1999). El diagnóstico no sólo es histopatológico a partir de animales muertos, sino que también mediante biopsias y aplicaciones de técnicas de PCR se puede detectar con certeza la participación viral (Orós, 1999). El estado inmune de la tortuga parece ser un factor importante, que predispone a sufrir la enfermedad (Cray *et al.*, 2002).

Ninguna de estas dos enfermedades ha podido ser constatada de modo clínico en aguas mediterráneas españolas. Sin embargo, se ha demostrado su expansión a costas lejanas al punto de descripción inicial, como Senegal (Devaux, 2000) o en *Lepidochelys olivacea* de Nicaragua (Steiner *et al.*, 1998).

También se han detectado nuevas sospechas de enfermedades multifactoriales (virales y parasitarias) en animales libres, como la enfermedad de cuerpos de inclusión intraeritrocitarios de *Caretta caretta* en Madeira (Eiras *et al.*, 2000). Posteriormente, algunas de estas descripciones citológicas se ha visto que son restos celulares eritrocitarios fisiológicos en *Caretta caretta* y *Chelonia mydas*, sin repercusión patológica para el animal.

Enfermedades bacterianas

Son raras en tortugas marinas libres y mucho más frecuentes en las cautivas debido a la calidad de las aguas donde se mantienen. Se han observado abscesos, hepatitis, septicemias y procesos degenerativos causados por distintos géneros bacterianos como *Aeromonas*, *Enterobacter*, *Escherichia*, *Mycobacterium*, *Proteus*, *Pseudomonas*, *Salmonella*, *Serratia*, *Staphilococcus*, *Bacteroides*, *Pasteurella* o *Citrobacter*. Las lesiones correspondían a estomatitis, ulceraciones en el caparazón, infecciones locales en las extremidades y neumonías. Muchos de los aislamientos se realizan en ejemplares que han sido víctimas de anzuelos (Foti *et al.*, 2008), por lo que puede decirse que, aunque el animal supere el trauma provocado por el anzuelo, posteriormente puede sufrir procesos sépticos. Pueden encontrarse problemas bacterianos asociados a problemas parasitarios, como complicaciones de estos últimos. En *Dermochelys coriacea* se han aislado bacterias patógenas abundantes de la piel en estudios de necropsia

(Miller *et al.*, 2006). También en alteraciones digestivas se han aislado un mayor número de bacterias patógenas, como *Aerococcus viridans* a partir de cultivos de divertículos esofágicos (Torrent *et al.*, 2002).

Enfermedades fúngicas

No se describen prácticamente nunca enfermedades causadas por hongos en tortugas marinas. Las especies que se aíslan suelen ser contaminantes u oportunistas de una enfermedad preexistente como el “grey patch disease” de *Chelonia mydas*. De este modo se han citado *Sporotrichum*, *Cladosporium* o *Paecilomyces*. En *Caretta caretta* se han encontrado lesiones cutáneas provocadas por *Fusarium*, causando un proceso de hyalohyphomycosis (Cabañes *et al.*, 1997). Los tratamientos más comprobados en cuanto a su farmacocinética y tolerancia son el itraconazol (Manire *et al.*, 2003) que se ha probado por vía oral en *Lepidochelys kempii* cautivas, y el fluconazol (Mallo *et al.*, 2002), que se ha probado frente a *Aspergillus*, *Blastomices* y *Candida* en *Caretta caretta*.

Enfermedades parasitarias

Parásitos externos: Se observan ocasionalmente sanguijuelas del género *Ozobranchus*, así como ácaros (*Vatacarus ipoides*). En *Caretta caretta* se da frecuentemente la presencia de un cangrejo o dos cerca de la zona cloacal o bajo la cola. Estos artrópodos de la especie *Planes minutus* viven en la cola de estas tortugas alimentándose de sus residuos fecales. En otras ocasiones se observan barnaclas, percebes o lapas comensales del caparazón de ciertas tortugas. *Chelonibia testudinaria* es una de las especies más frecuentes de barnaclas comensales, aunque se han señalado otros géneros como *Conchoderma*, *Platylepas*, *Cylindrolepas*, *Stephanolepas* o *Stomatolepas*.

Parásitos internos: Muchísimas especies y géneros se han descrito en este caso en el aparato digestivo, respiratorio y circulatorio de tortugas marinas. La capacidad patogénica es muy discutible en la mayoría de casos y suelen ser agentes encontrados en inspecciones de rutina o durante necropsias. Los principales descritos son trematodos (*Lophotaspis vallei* de esófago,

Cymatocarpus de musculatura, *Rhytidodoides* en vesícula biliar o *Hapalotrema* en aparato digestivo), cestodos (*Ancistrocephalus*) y nematodos digestivos (del grupo de los áscaris como *Sulcascaris sulcata*, oxiuros como *Kathlania leptura* y cucullanoides como *Cucullanus carettae*) (Badillo y Raga, 1995; Gagno, 2006). Se han descrito parásitos spirúridos que afectan al sistema cardiovascular en *Chelonia mydas*, cuyas lesiones pueden complicarse con infecciones secundarias en las que pueden implicarse *Salmonella*, *Escherichia coli* o *Citrobacter freundii* (Raidal *et al.*, 1998). Las lesiones causadas por los parásitos cardiovasculares pueden llegar a ser graves, provocando disfunciones cardíacas (Gordon *et al.*, 1998). En estos casos se ha probado la eficacia del praziquantel como agente antiparasitario de elección (Adnyana *et al.*, 1997).

Neoplasias o tumores

El principal problema de este tipo lo representa el fibropapiloma de las tortugas verdes (*Chelonia mydas* y *Chelonia agassizii*), que se ha ido viendo a posteriori en otras especies, tal y como se ha descrito con anterioridad. Aparentemente causado por un virus (herpesvirus), se ha visto relacionado con otras causas predisponentes, como parásitos y contaminantes marinos. Cabe destacar que algunos parásitos ya se han demostrado como factores predisponentes de algunas neoplasias en reptiles, como los fibropapilomas en tortugas marinas (*Chelonia mydas*), con intensa parasitación de trematodos. También existen datos que relacionan cambios hematológicos de carácter citológico neoplásico en reacción a la presencia del fibropapiloma en tortugas de Hawaii (Work y Balazs, 1999), así como cambios bioquímicos sanguíneos en la misma especie en cautividad (Swimmer, 2000). Como se ha señalado en otros apartados, la presencia de este tumor está relacionado con el estado inmune de la tortuga afectada (Cray *et al.*, 2002), dato que también se ha demostrado con animales afectados de Hawaii (Work *et al.*, 2001).

Las otras neoplasias descritas se basan en hallazgos de necropsias o de animales procedentes de investigaciones. Se ha descrito un vólvulo intestinal asociado a una neoplasia de la musculatura lisa en *Chelonia mydas* (Helmick *et al.*, 2000). Se ha encontrado un linfoma linfoblástico multicéntrico en *Caretta caretta* (Orós *et al.*, 2001), así como carcinomas de células escamosas, entre otros tumores de frecuencia muy rara (Orós y Torrent, 2000).

Malformaciones congénitas

Las malformaciones descritas en tortugas marinas son escasas. Los casos más frecuentes observados tanto en libertad como en cautividad son las alteraciones del color como el albinismo y las alteraciones de la forma del caparazón como la cifosis, lordosis o escoliosis. En *Chelonia mydas* se han señalado incluso bifurcaciones axiales en embriones bicéfálicos (Diong *et al.*, 2003). En España se han encontrado anomalías del caparazón en *Chelonia mydas* del Delta del Ebro (Bertolero, 2000) y en *Caretta caretta* (Rivilla *et al.*, 2005). En ejemplares mantenidos en cautividad por espacios de tiempo muy prolongados, algunas de estas anomalías deben diferenciarse de enfermedades ligadas a problemas nutricionales o infecciosos antes de otorgarles un origen congénito. Estas malformaciones pueden degenerar con el crecimiento, llegando incluso a afectar a la conducción nerviosa en los animales afectados (Chrisman *et al.*, 1997).

BIBLIOGRAFÍA CITADA

- Aguilar, R., Mas, J. y Pastor, X. 1995. Impact of Spanish swordfish longline fisheries on the loggerhead sea turtle *Caretta caretta* population in the Western Mediterranean. In: *Proceedings of the 12th Annual Workshop on Sea Turtle Biology and Conservation*. Richardson JI, Richardson TH (compilers). NOAA Technical Memorandum NMFS-SEFSC-361, 274 p.
- Adnyana, W., Ladds, P. W. y Blair, D. 1997. Efficacy of praziquantel in the treatment of green sea turtles with spontaneous infection of cardiovascular flukes. *Australian Veterinary Journal* 75(6):405-407.
- Badillo, F. J. y Raga, J. A. 1995. Preliminary data about the helminth communities of the loggerhead Sea Turtle *Caretta caretta* (Linnaeus, 1758), in the western mediterranean. Pages 280-284 *in* Llorente, G.A., Montori, A., Carretero, M.A., Santos, X. editors. *Scientia Herpetologica*. AHE, Barcelona.
- Balazs, G. H. 2000. Factores a considerar en el mercado de tortugas marinas. In: *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Eckert KL, Bjorndal KA, Abreu-Grobois FA, Donnelly M (eds.). Grupo especialista en Tortugas marinas UICN/CSE. Publicación No.4.).
- Benson, K.G. y Forrest, L. 1999. Characterization of the renal portal system of the common green iguana (*Iguana iguana*) by digital subtraction imaging. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 30(2):235-241.
- Bentivegna, F. 2004. Guidelines to improve the involvement of marine rescue centres for marine turtles. RAC/SPA, Tunis, 48 pp.
- Bertolero, A. 2000. Tortuga verde, *Chelonia mydas*, con placas supranumerarias en el caparazón. *Boletín de la Asociación Herpetológica Española* 11(2):73-74.

- Blamires, S. J., Guinea, M. L. y Prince, R. I. T. 2003. Influence of nest site selection of predation of flatback sea turtle (*Natator depressus*) eggs by Varanid lizards in Northern Australia. *Chelonian Conservation and Biology* 4:557-563.
- Bolten A. B. y Bjorndal, K. A. 1992. Blood profiles for a wild population of green turtles (*Chelonia mydas*) in the southern bahamas: sizespecific and sexespecific relationships. *Jou Wild Dis* 28(3): 407413, 1992.
- Bonner, B. B. 2000. Chelonian therapeutics. *Veterinary Clinics of North America: Exotic animal practice*. 3(1):257-331.
- Borkowski, R. 1997. Lead poisoning and intestinal perforations ina snapping turtle (*Chelidra serpentina*) due to fishing ingestion. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 28(1): 109-113.
- Brown, D. R., Lackovich, J. K. y Klein, P. A. 1999. Further evidence for the absence of papillomaviruses from sea turtle fibropapillomas. *The Veterinary Record* 145: 616-617.
- Cabañes, F. J., Alonso, J. M., Castellá, G., Alegre, F., Domingo, M. y Pont, S. 1997. Cutaneous hyalohyphomycosis caused by *Fusarium solani* in a loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). *Journal of Clinical Microbiology* 1997;(Dec):3343-3345.
- Calabuig, P. 1999. Recuperación de tortugas marinas accidentadas en las islas canarias. Memoria de actividades realizadas en el centro de rehabilitación de fauna silvestre de Tafira. Año 1998. 1 edition. Cabildo de Gran Canaria, Tafira.
- Calabuig, P. y Zaera, J. P. 1998. Reparación de fractura de caparazón en *C.caretta* mediante placa de osteosíntesis y cerclaje. VII Congreso Internacional de Cirugía Veterinaria (SECIVE) Zaragoza:208.

- Camiñas, J. A., Valeiras, J., De la Serna, J. M. 2001. Spanish surface longline gear types and effects on marine turtles in the Western Mediterranean Sea. In: *Proceedings of the first Mediterranean Conference on Marine Turtles*. Rome. p: 88-93
- Casal, A. B. y Orós, J. 2007. Morphologic and cytochemical characteristics of blood cells of juvenile loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). *Research in Veterinary Science*. 82: 158-165.
- Casale, P., Freggi, D. y Rocco, M. 2007. 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.
- Castillo, J. J., Marco, A., Mons Checa, J. L., Quiñones, L. y Abella, E. 2007. Captura, ingestión y tolerancia a medusas tóxicas formadoras de enjambres por parte de tortugas bobas juveniles. *Boletín de la Asociación Herpetológica Española* 18, 77-82.
- Chaloupka, M., Parker, D. y Balazs, G. 2004. Modelling post-release mortality of loggerhead sea turtles exposed to the Hawaii-based pelagic longline fishery. *Marine Ecology Progress Series*. 280: 285-293.
- 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). *J. Am. Vet. Med. Ass.* 221(7): 1019-1025.
- Chrisman, C. L., Walsh, M., Meeks, J. C., Zurawka, H., LaRock, R., Herbst, L. y Schumacher, J. 1997. Neurologic examination of sea turtles. *Journal of American Veterinary Medicine Association* 211(8):1043-1047.
- Cray, C., Varella, R., Bossart, G. D. y Lutz, P. 2002. Altered in vitro immune responses in green turtles (*Chelonia mydas*) with fibropapillomatosis. *J. Zoo Wild. Med.* 33(1): 436-440.

- Deem, S. L., Dierenfeld, E., Sounguet, G. P., Alleman, R., Cray, C. y Poppenga, R. 2006. Blood values in free-ranging nesting leatherback sea turtles (*Dermochelys coriacea*) on the coast of the republic of Gabon. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 37 (4): 464-471.
- Devaux, B. 2000. La maladie des tortues marines s'étend au Sénégal. *La Tortue* 50-51:42-49.
- Di Bello, A., Valastro, C., Staffieri, F. y Crovace, A. 2006. Contrast radiography of the gastrointestinal tract in sea turtles. *Veterinary Radiology and Ultrasound* 47(4): 351-354.
- DiBello, A., Valastro, C., y Staffieri, F. 2006b. Surgical approach to the coelomic cavity through the axillary and inguinal regions in the sea turtles. *J. Am. Vet. Assoc.* 228: 922-925.
- Diong, C. H., Tan, L. K. A. y Leh, C. M. U. 2003. Axial bifurcation in a bicephalic *Chelonia mydas* embryo. *Chelonian Conservation and Biology* 4(3):725-727.
- Eckert, K. L. y Beggs, J. 2006. Marine turtle tagging: A manual of recommended practices. WIDECAST Technical Report No. 2. Beaufort, North Carolina. 40pp.
- Ecket, K. L., Bjorndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A. y Donnelly, M. (Eds.). 2000 *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo Especialista en Tortugas Marinas UICN/CSE. Publicación N. 4.
- Eiras, J. C., Dellinger, T., Davies, A. J., Costa, G. y Alves de Matos, A. P. 2000. Intraerythrocytic inclusion bodies in the loggerhead sea turtle, *Caretta caretta*, from Madeira. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom* 80:957-958.

- Fontaine, C. T. y Williams, T. D. 1997. Delayed feeding in neonatal kempí's ridley, *lepidochelys kempí*: a captive sea turtle management technique. *Chelonian Conservation and Biology* 2(4):573-576.
- Foti, M., Bottari, T., Coci, G., Daidone, A. y Pennisi, M. G. 2008. Enterobacteriaceae isolates in cloacal swabs from live-stranded internally-hooked loggerhead sea turtles, *Caretta caretta*, in the central mediterranean sea. *Journal of Herpetological Medicine and Surgery* 17:125-128.
- Gagno, S. 2006. Parasitologie des cheloniens helminthes: biologie , ecologie, pathologie. 1 edition. Volume 5. Editions SOPTOM.
- Gelli, D., Morgante, M., Ferrari, V., Mollo, A., Freggi, D. y Romagnoli, S. 2004.
- Hematologic, serum biochemical, and serum electrophoretic patterns in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). *Proceedings Association of Reptilian and Amphibian veterinarians* 11:149-152.
- Godley, B. J., Broderick, A. C. y Moraghan, S. 1999. Short-term effectiveness of Passive Integrated Transponder (PIT) tags used in the study of mediterranean marine turtles. *Chelonian Conservation and Biology* 3(3):477-479.
- Gordon, A. N., Kelly, W. R. y Cribb, T. H. 1998. Lesions caused by cardiovascular flukes (Digenea: Spirorochidae) in stranded Green Turtles (*Chelonia mydas*). *Veterinary Pathology* 35:21-30.
- Greer, L. L., Strandberg, J. D., Whitaker, B. R. 2003. Mycobacterium chelonae osteoarthritis in a Kemp's ridley sea turtle (*Lepidochelys kempí*). *Journal of Wildlife Diseases* 39:736-741.
- Gregory, L. F., Gross, T. S., Bolten, A. B., Bjordnal, K. A. y Guillette, L. J. 1996. Plasma corticosterone concentrations associated with acute captivity stress in wild loggerhead sea turtles. *General and Comparative endocrinology* 104:312-320.

- Gregory, L. F. 1994. Acute captivity stress in the loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). *Annual Sea Turtle Symposium* 14:49.
- Guitart, R., Guerrero, X., Martínez-Silvestre, A., Gutiérrez, J. M. y Mateo, R. 1996. Organochlorine residues in tissues of striped dolphins affected by the 1990 Mediterranean epizootic: relationships with the fatty acid composition. *Arch Environ Contam Toxicol* 30: 7983.
- Guitart, R., Martínez-Silvestre, A., Guerrero, X. y Mateo R. 1999. Comparative study on the fatty acid composition of two marine vertebrates: striped dolphins and loggerhead turtles. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B* 124:439-443.
- Helmick, K. E., Bennett, A., Ginn, P., Dimarco, N., Beaver, D. P. y Dennis, P. M. 2000. Intestinal volvulus and stricture associated with a leiomyoma in a green turtle (*Chelonia mydas*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 31(2):221-227.
- Hernández-Divers, S. 2002. Endoscopic diagnosis of pulmonary granulomas due to paecilomyces in a juvenile loggerhead sea turtle, *Caretta caretta*. *Proceedings Association of Reptilian and Amphibian veterinarians* 2002;9:3-5.
- Holz, P. H., Burger, J. P., Pasloske, K., Baker, R. y Young, S. 2002. Effect of injection site on carbenicillin pharmacokinetics in the carpet python, *Morelia spilota*. *Journal of Herpetological Medicine and Surgery* 12:12-16.
- Hutchinson, J. y Simmonds, M. 1991. A review of the effects of pollution on marine turtles. *Greenpeace ecotoxicology project* 1: 128.
- Hutchinson, J. y Simmonds, M. 1992. Escalation of threats to marine turtles. *Oryx*, 26(2): 95-102.
- Hyland, R. J. 2002. Surgical removal of a fish hook from the oesophagus of a turtle. *Australia Veterinary Journal* 1-2: 54-56.

- Innis, C. J., Tlusty, M., Weber, S. y Merigo, C. 2007. Temperature and pH correction of blood gas, acid base, and critical biochemical values of ectotherms: current trends and applications in cold-stunned Kemp's ridley sea turtles (*Lepidochelys kempii*). *Proceedings of the ARAV* 14: 3-4.
- Innis, C. J., Tlusty, M., Perkins, C., Holladay, S. D., Merigo, C. y Scott-Weber III, E. 2008. Trace metal and organochlorine pesticide concentrations in cold-stunned juvenile Kemp's ridley turtles (*Lepidochelys kempii*) from Cape Cod, Massachusetts. *Chelonian Conservation and Biology* 7: 230-239.
- Krum, H. 1977. Intraosseous fluid administration in sea turtles. *Proceedings of the ARAV* 1: 125.
- Lackovich, J. K., Brown, D. R., Homer, B. L., Garber, R. L., Mader, D. R., Moretti, R. H., Patterson, A. D., Herbst, L. H., Orós, 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: 89-97.
- Mader, D. R. (Ed). 2006. *Reptile Medicine and Surgery*. Saunders Elsevier, St. Louis, Missouri.
- Mader, D. R., Moretti, R. y Neuman, R. 1998. The use of a Goretex Mesh to repair a traumatic coelomic fistula in a juvenile green sea turtle, *Chelonia mydas*. *Proceedings A. A. Z. V. and A. A. W. V. Joint Conference* 5: 85-86.
- Maffucci, F., De Martino, G. y Bentivegna, F. 2009. The STJ: An adjustable buoyancy aid for sea turtles. *Proceedings of the 2nd Mediterranean Conference on Marine Turtles, Kemer, Turkey* 115.
- 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. *J. Zoo Wild. Med.* 33(1): 29-35.

Manire, C. A., Rhinehart, H. L., Pennick, G. J., Sutton, D. A., Hunter, R. P. y Rinaldi, M. G. 2003. Steady-state plasma concentrations of itraconazole after oral administration in Kemp's ridley sea turtles, *Lepidochelys kempii*. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 34: 171-178.

Manire, C. A., Stacy, B. A., Kinsel, M. J., Daniel, H. T., Anderson, E. T. y Welleham, J. F. X. 2008. Proliferative dermatitis in a loggerhead turtle, *Caretta caretta*, and a green turtle, *Chelonia mydas*, associated with novel papillomaviruses. *Veterinary microbiology* 130: 227-237.

Martínez-Silvestre, A. 1995. Determination of Contaminants (DDT's and PCB's) in *Caretta caretta* tissues of the Mediterranean Spanish. *International Congress of Chelonian Conservation* 1995.

McArthur, S. 2004. Problem-solving approach to conditions of marine turtles. 301-307 In McArthur, S., Wilkinson, P. M. y Meyer, J. (Eds.). *Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles*. Blackwell Publ., Oxford.

McCauley, S. J. y Bjorndal, K. A. 1999. Conservation implications of dietary dilution from debris ingestion: sublethal effects in post-hatchling loggerhead sea turtles. *Conservation Biology* 13: 925-929.

Mejuto, J., De la Serna, J. M., Valeiras, J., Camiñas, J. A., Ariz, J., Delgado, A., García-Cortés, B. y Ramos-Cartelle, A. 2006. Actuaciones en el marco de proyectos de investigación relacionadas con el estudio de las interacciones entre las pesquerías de túnidos y especies afines y las tortugas marinas. *Informe interno IEO*. 18 p.

Miller, D. A., Wyneken, J., Rajeev, S., Mader, D. R., Weege, J. y Baldwin, C. A. 2006. Loss in a group of leatherback sea turtle (*Dermochelys coriacea*) post-hatchlings: pathologic

findings and speculations on pathogenesis. *Proceedings Association of Reptilian and Amphibian veterinarians* 13: 16-18.

- Moraes-Neto, M., D'Amato, A. F., Dos Santos, A. S. y Godfrey, M. H. 2003. Retrieval of an esophageal foreign body (fish hook) using esophagostomy in an Olive ridley turtle, *Lepidochelys olivacea*. *Journal of Herpetological Medicine and Surgery* 13: 26-28.
- Neiffer, D. L., Marks, S. K., Klein, E. C. y Brady, N. J. 1998. Shell lesion management in two loggerhead sea turtles, *Caretta caretta*, with employment of PC-7 Epoxy Paste. *Bulletin of the Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians* 8 (4): 12-17.
- Origi, F.C., Jacobson, E.R., 2000. Diseases of the respiratory tract of chelonians. *Veterinary Clinics of North America: Exotic animal practice*. 3 (2): 537-550.
- Orós, J. 1999. Aplicación de nuevas técnicas en el diagnóstico de la fibropapilomatosis en tortugas marinas. *Boletín de la Asociación Herpetológica Española* 10: 43-46.
- Orós, J., Lackovich, J. K., Jacobson, E. R., Brown, D. R., Torrent, A., Tucker, S. y Klein, P. A. 1999. Fibropapilomas cutáneos y fibromas viscerales en una tortuga verde (*Chelonia mydas*). *Revista Española de Herpetología* 13:18-27.
- Orós, J. y Torrent, A. 2000. Unusual tumor in three Loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) stranded in the Canary Islands, Spain. *Marine Turtle Newsletter* 88: 6.
- Orós, J., Torrent, A., Espinosa de los Monteros, P., Calabuig, P., Deniz, S., Tucker, S. y Jacobson, E. R. 2001. Multicentric lymphoblastic lymphoma in a loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). *Veterinary Pathology* 38: 464-467.
- Parga, M. L. y Alegre, F. 2004. Ten years removing hooks from incidentally caught wild loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). In: *Scientific proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians, American Association of Wildlife Diseases and Wildlife Disease Association joint conference*, San Diego.

- Parga, M. L., Valente, A. L., Lavín, S., Alegre, F., Cuenca, R y Marco, I. 2005. Carapace trauma with hind limb paralysis in a loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). In: *Scientific Proceedings of the BVZS Spring Meeting*, Chester.
- Phelan, S. M. y Eckert, K. L. 2006. *Marine turtle trauma response procedures: A field guide*. Wider Caribbean Sea Turtle Conservation Network (WIDECAST) Technical Report 4. Beaufort, North Carolina.
- Portelli, M. J. y Bishop, C. A. 2000. Ecotoxicology of organic contaminants in Reptiles: A review of the concentrations and effects of organic contaminants in reptiles. 495-544 In Sparling, D. W., Bishop, C. A. (Eds.). *Ecotoxicology of Amphibians and Reptiles*. SETAC, Columbia.
- Presti, S. M., Hidalgo, A. R. S., Sollod, A. E. y Seminof, J. A. 1999. Mercury concentration in the scutes of Black sea turtles, *Chelonia mydas agassizii*, in the Gulf of California. *Chelonian Conservation and Biology* 3: 531-533.
- Raidal, S. R., Ohara, M., Hobbs, R. P. y Prince, R. 1998. Gram-negative bacterial infections and cardiovascular parasitism in Green sea turtles (*Chelonia mydas*). *Australian Veterinary Journal* 76: 415-417.
- Raja-Sekhar, P. S. y Subba-Rao, M. V. 1993. Conservation and management of the endangered Olive ridley sea turtle *Lepidochelys olivacea* (Eschscholtz) along the northern Andhra Pradesh coastline, India. *Journal of the British Chelonian Group* 3,5: 35-53.
- Rivilla, J. C., Alís, S., Alís, L. y Flores, L. 2005. Ejemplar de tortuga boba (*Caretta caretta*) con anomalías morfológicas en los escudos del espaldar. *Boletín Asociación Herpetológica Española* 15(2):98-99.
- Sadove, S. S., Pisciotta, R. y Di Giovanni, R. 1998. Assessment and initial treatment of cold-stunned sea turtles. *Chelonian Conservation and Biology* 3: 84-87.

- Santoro, M. y Meneses, A. 2007. Haematology and plasma chemistry of breeding Olive ridley sea turtles (*Lepidochelys olivacea*). *Veterinary Record* 161: 818-819.
- Steiner, T. M., Arauz-Vargas, R. y Martínez, P. 1998. First record of fibropapilloma on an Olive ridley turtle in Nicaragua. *Chelonian Conservation and Biology* 3: 105.
- Swimmer, J. Y. 2000. Biochemical responses to fibropapilloma and captivity in the Green turtle. *Journal Wildlife Diseases* 36: 102-110.
- Tangredi, B. P. y Evans, R. H. 1997. Organochloride pesticides associated with ocular, nasal or otic infection in the eastern box turtle (*Terrapene carolina carolina*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 28: 97-100.
- Tomás, J., Guitard, R., Mateo, R. y Raga, J. A. 2002. Marine debris ingestion in Loggerhead sea turtles, *Caretta caretta*, from the Western Mediterranean. *Marine Pollution Bulletin* 44:211-216.
- Torrent, A., Deniz, 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: 221-223.
- Tristan, T. y Mader, D. R. 2000. Head trauma in a Green sea turtle, *Chelonia mydas*. *Proceedings of the A. R. A. V.* 7: 133-134.
- Tröeng, S. 2000. Predation of Green (*Chelonia mydas*) and Leatherback (*Dermochelys coriacea*) turtles by jaguars (*Panthera onca*) at Tortuguero National Park, Costa Rica. *Chelonian Conservation and Biology* 3: 751-753.
- Valdivia, P. A., Zenteno-Savín, T., Gardner, S. C. y Aguirre, A. A. 2006. Basic oxidative stress metabolites in eastern Pacific green turtles (*Chelonia mydas agasizii*). *Comparative Biochemistry Physiology, Part C*. 146: 111-117.

- Valente, A. L., Cuenca, R., Parga, M. L., Lavín, S., Franch, M. y Marco Sánchez, I. 2006. Cervical and coelomic radiologic features of the Loggerhead sea turtle, *Caretta caretta*. *Canadian Journal of Veterinary Research* 70: 285-290.
- Valente, A. L., Cuenca, R., Zamora, M., Parga, M. L., Lavín, S., Alegre, F. y Marco Sánchez, I. 2008. Sectional anatomic and magnetic resonance imaging features of coelomic structures of Loggerhead sea turtles. *American Journal of Veterinary Research* 67: 1347-1353.
- Valente, A. L., Parga, M. L., Velarde, R., Marco Sánchez, I., Lavín, S. y Alegre, F. 2007. Fish-hook lesions in Loggerhead Sea Turtles. *Journal of Wildlife Diseases* 43: 737-741.
- Venizelos, L. y Smith, M. 1997. The impact of small garbage on the marine environment with emphasis on the Mediterranean marine turtle population. *Journal of the British Chelonia Group* 4: 41-48.
- Wallace, B. P. y Jones, T. T. 2008. What makes marine turtles go: a review of metabolic rates and their consequences. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 356: 8-24.
- Walsh, M. 2000. Rehabilitación de tortugas marinas. En Ecker, K. L., Bjordnal, K. A., Abreu-Grobols, F. A. y Donnelly, M. (Eds.) *Técnicas de investigación y manejo para la conservación de las tortugas marinas*. UICN: 232-238.
- Whitaker, B. R. y Krum, H. 1999. Medical management of Sea turtles in aquarium. *Zoo and Wild Animal Medicine: Current Therapy* 4: 217-231.
- Work, T. M. y Balazs, G. H. 1999. Relating tumor score to hematology in Green turtles with fibropapillomatosis in Hawaii. *Journal of Wildlife Diseases* 35: 804-807.
- Work, T. M., Rameyer, R. A., Balazs, G. H., Cray, C. y Chang, S. P. 2001. Immune status of freer ranging green turtle.

Láminas en color



Ejemplar adulto de tortuga boba *Caretta caretta*. Foto SUBMON.



Tortuga boba *Caretta caretta*; obsérvense las algas fijadas a su caparazón. Foto ALNITAK.



Vista dorsal de *Caretta caretta*. Foto ALNITAK.



Adulto de *Caretta caretta*. Foto ALNITAK.



Caretta caretta pasa gran parte de su tiempo nadando en superficie. Foto ALNITAK.



Es frecuente observar pequeños grupos de peces nadando alrededor de las tortugas marinas. Foto ALNITAK.



Liberación de hembra adulta de *Caretta caretta* en la playa de San Juan (Alicante), agosto de 2002.
Foto M. Ferrández.



Detalle de cabeza de un ejemplar de *Caretta caretta* procedente de Santa Pola (Alicante). Ingresado en el Centro de Recuperación de Fauna de Santa Faz el 8 de agosto de 2000. Foto M. Ferrández.



Hembra subadulta de *Caretta caretta*. Playa del Carabassi, Elche (Alicante), 28 de febrero de 2008.
Foto M. Ferrández.



Hembra subadulta de *Caretta caretta*. Playa del Carabassi, Elche (Alicante), 28 de febrero de 2008.
Foto M. Ferrández.



Ejemplar juvenil de *Caretta caretta* ingresado en el Centro de Recuperación de Santa Faz (Alicante) el 20 de enero de 2003, procedente de Guardamar (Alicante). Foto M. Ferrández.



Ejemplar juvenil de *Caretta caretta* ingresado en el Centro de Recuperación de Santa Faz (Alicante) el 20 de enero de 2003, procedente de Guardamar (Alicante). Foto M. Ferrández.



Ejemplar juvenil de *Caretta caretta* ingresado en el Centro de Recuperación de Santa Faz (Alicante) el 20 de enero de 2003, procedente de Guardamar (Alicante). Foto M. Ferrández.



Ejemplares juveniles de *Caretta caretta*, fotografiados en La Guajira (Colombia) en septiembre de 2009.
Foto M. Merchán/CHELONIA.



Ejemplar juvenil de *Caretta caretta*, fotografiado en La Guajira (Colombia) en septiembre de 2009.
Foto M. Merchán/CHELONIA.



Detalle de la cabeza de *Caretta caretta*, La Guajira (Colombia), septiembre de 2009.
Foto M. Merchán/CHELONIA.



Ejemplar adulto de *Chelonia mydas* fotografiado en La Guajira (Colombia), septiembre de 2009.
Foto M. Merchán/CHELONIA.



Vista ventral de neonato de *Caretta caretta*, fotografiado en La Guajira (Colombia) en septiembre de 2009.
Foto M. Merchán/CHELONIA.



Vista ventral de neonato de *Caretta caretta*, fotografiado en La Guajira (Colombia) en septiembre de 2009.
Foto M. Merchán/CHELONIA.



Ejemplar neonato de *Caretta caretta*, La Guajira (Colombia), septiembre de 2009.
Foto M. Merchán/CHELONIA.



Neonato de *Caretta caretta* en tanque de aclimatación, La Guajira (Colombia), septiembre de 2009.
Foto M. Merchán/CHELONIA.



Neonato de *Caretta caretta* en tanque de aclimatación, La Guajira (Colombia), septiembre de 2009.
Foto M. Merchán/CHELONIA.



Ejemplar adulto de *Lepidochelys olivacea* fotografiado en Zoo de la Casa de Campo de Madrid.
Foto C. Pérez-Muñiz.



Neonato de *Eretmochelys imbricata*. Isla Fuerte (Colombia), agosto de 2009.
Foto M. Merchán/CHELONIA.



Vista dorsal de adulto de *Eretmochelys imbricata*. La Guajira (Colombia), septiembre de 2009.
Foto M. Merchán/CHELONIA.



Vista dorsal de adulto de *Eretmochelys imbricata*. Individuo de la foto anterior.
Foto M. Merchán/CHELONIA.



Detalle de la cabeza, *Eretmochelys imbricata*. Foto M. Merchán/CHELONIA.



Vista dorsal de cabeza de *Chelonia mydas*, La Guajira (Colombia), septiembre de 2009.
Foto M. Merchán/CHELONIA.



Detalle de la región gular y extremo anterior del plastrón de *Chelonia mydas*, La Guajira (Colombia), septiembre de 2009. Foto M. Merchán/CHELONIA.



Plastrón de *Chelonia mydas*, La Guajira (Colombia), septiembre de 2009. Foto M. Merchán/CHELONIA.



Ejemplar adulto de *Dermochelys coriacea*, Uruguay. Foto KARUMBÉ.



Momento de la retirada de un decomiso de *Caretta caretta* congeladas para estudios postmortem en 1992 en la Universidad Autónoma de Barcelona. Foto A. Martínez-Silvestre.



54 ejemplares congelados de *Caretta caretta* decomisados en Barcelona en 1992 por tráfico ilegal. Foto A. Martínez-Silvestre.



Hembra adulta de *Caretta caretta* enmallada en un saco contenedor de rafia. Playa de El Campello (Alicante), 5 de septiembre de 2001. Foto M. Ferrández.



Hembra adulta de *Caretta caretta* en la playa de las Marinas, Denia (Alicante), 17 de junio de 2007.
Foto M. Ferrández.



Hembra adulta de *Caretta caretta* encontrada muerta en la playa de Urbanova, Elche (Alicante), 28 de mayo de 2008. Foto M. Ferrández.



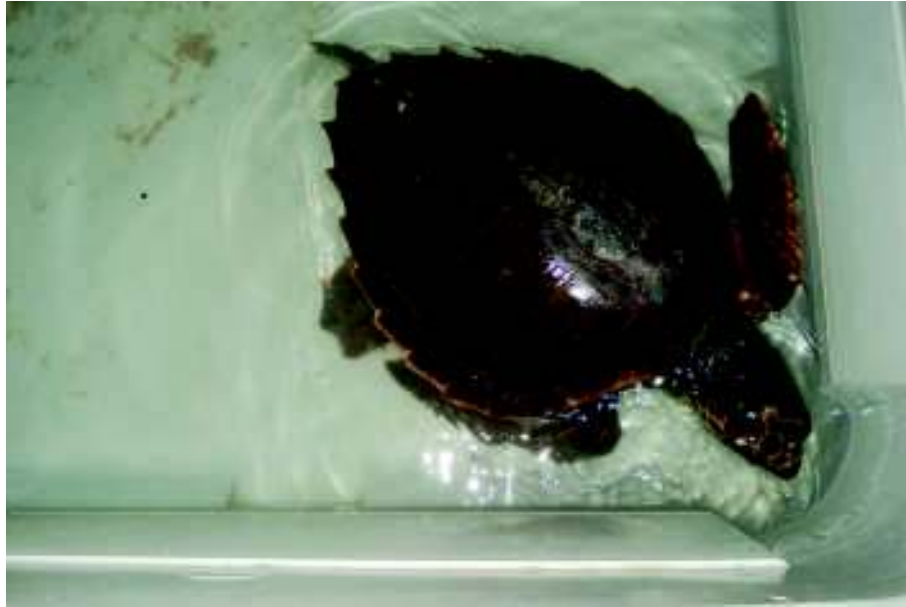
Hembra adulta de *Caretta caretta* encontrada muerta en la playa de Urbanova, Elche (Alicante), 28 de mayo de 2008. Foto M. Ferrández.



Juvenil de *Caretta caretta* hallado muerto en la Isla de Tabarca, 12 de mayo de 2006. Foto M. Ferrández.



Mariluz Parga, fotografiada con un ejemplar adulto de *Caretta caretta* a bordo de la embarcación "Toftevaag".
Foto SUBMON.



Hembra subadulta de *Caretta caretta*, playa del Carabassi, Elche (Alicante), 28 de febrero de 2009.
Foto M. Ferrández.



Reflejo vagal, *Caretta caretta*. Mar de Alborán, julio de 2008. Foto SUBMON.



Cubrir los ojos de la tortuga mientras ésta es manipulada disminuye considerablemente el estrés del animal. Foto SUBMON.



Ejemplar hembra de *Dermochelys coriacea*, hallado el 28 de enero de 2007 en la playa de Las Higueras, Pilar de la Horadada (Alicante). Foto M. Ferrández.



Detalle de las heridas producidas por malla plástica en la aleta de un ejemplar de *Dermochelys coriacea*. Enero de 2007, Alicante. Foto M. Ferrández.



Detalle de herida en mandíbula de *Dermochelys coriacea* producida por una malla plástica. Enero de 2007, Alicante. Foto M. Ferrández.



Primeros cuidados realizados a un ejemplar de *Dermochelys coriacea* en el centro de Recuperación de Fauna de Santa Faz (Alicante), enero de 2007. Foto M. Ferrández.



Caretta caretta enganchada a línea de palangre. Foto M. Gazo/SUBMON.



Lepidochelys olivacea con anzuelo en la boca. Foto CIAT.



Chelonia mydas agassizii con anzuelo en la boca. Foto CIAT.



Modelo de anzuelos habitualmente utilizados en el palangre de superficie; a la izquierda blister 2335, a la derecha dos mustad 9202. Foto S. Bitón.



Anzuelo circular. Foto S. KARUMBÉ.



Modelo de anzuelo circular disponible en tiendas especializadas. Huelva, 2009. Foto S. Bitón.



Manipulado para apertura de boca en *Caretta caretta*. Foto SUBMON.



Anzuelo alojado en la boca. Foto CIAT.



Anzuelo alojado en esófago proximal. Foto CIAT.



Lesión en lengua provocada por anzuelo. Foto CIAT.



Lesión en lengua provocada por anzuelo. Foto CIAT.



Ejemplar con amputación de aleta y fractura de caparazón y cráneo, l'Oceanogràfic de Valencia.
Foto M. L. Parga.



Lesiones en caparazón por mordedura de tiburón. Foto CIAT.



Extracción de sangre a un ejemplar juvenil de *Caretta caretta*. Foto SUBMON.



Tortuga con restos de carburante en sus extremidades. Foto KARUMBÉ.



Procedimiento de limpieza de herida. Foto CIAT.



Necrosis de aleta de *Caretta caretta* producida por sedal. Santa Pola (Alicante), 8 de agosto de 2000.
Foto M. Ferrández.



Colocación de microchip en ejemplar adulto de *Caretta caretta*. Foto SUBMON.



Caretta caretta provista de dispositivo satelital. Foto SUBMON.



Ejemplar de *Caretta caretta* transportada por técnicos de la Generalitat Valenciana.
Foto J. Eymar/Conselleria de Medio Ambiente.



Cangrejo *Planes minutus* en cola de *Caretta caretta*. Foto J. Sánchez/SUBMON.



El biólogo Juan Eymar manipulando ejemplares recién nacidos de *Caretta caretta*. Granja de El Saler (Valencia).
Foto B. Albiach/Conselleria de Medio Ambiente.



Línea de palangre de superficie en un barco pesquero de Carboneras (Almería), abril de 2009.
Foto S. Bitón.



Maniobra en un barco arrastrero de Almería en el mar de Alborán, julio de 2008. Foto S. Bitón.



Arrastrero (izquierda) y palangrero (derecha) amarrados en el puerto de Ayamonte (Huelva), febrero de 2009. Foto S. Bitón.



Hembra adulta de *Caretta caretta* con heridas cicatrizadas de mordedura de tiburón. Fotografiada el 12 de marzo de 2008 en Torrevieja (Alicante). Foto M. Ferrández.



Marcado identificativo de ejemplares de *Caretta caretta*, Valencia. Foto J. Eymar/Conselleria de Medio Ambiente.



Marcado identificativo de ejemplares de *Caretta caretta*, Valencia. Foto J. Eymar/Conselleria de Medio Ambiente.



Transporte de ejemplares por parte de técnicos de la Generalitat Valenciana para su liberación en alta mar. Foto J. Eymar/Conselleria de Medio Ambiente.



Voluntarios y técnicos de la Generalitat Valenciana junto al nido de *Caretta caretta* en El Saler (Valencia). Foto J. Eymar/Conselleria de Medio Ambiente.



Ejemplar recién nacido de *Caretta caretta* en El Saler (Valencia). Foto B. Albiach/Conselleria de Medio Ambiente.



Ejemplar recién nacido de *Caretta caretta* en El Saler (Valencia). Foto B. Albiach/Conselleria de Medio Ambiente.



Ejemplar recién nacido de *Caretta caretta* en El Saler (Valencia). Foto B. Albiach/Conselleria de Medio Ambiente.



Ejemplar recién nacido de *Caretta caretta* en El Saler (Valencia). Foto B. Albiach/Conselleria de Medio Ambiente.



Ejemplar recién nacido de *Caretta caretta* en El Saler (Valencia). Foto B. Albiach/Conselleria de Medio Ambiente.



Ejemplares recién nacidos de *Caretta caretta* en El Saler (Valencia). Foto B. Albiach/Conselleria de Medio Ambiente.



Papilas esofágicas de *Dermochelys coriacea*. Foto A. Martínez-Silvestre.



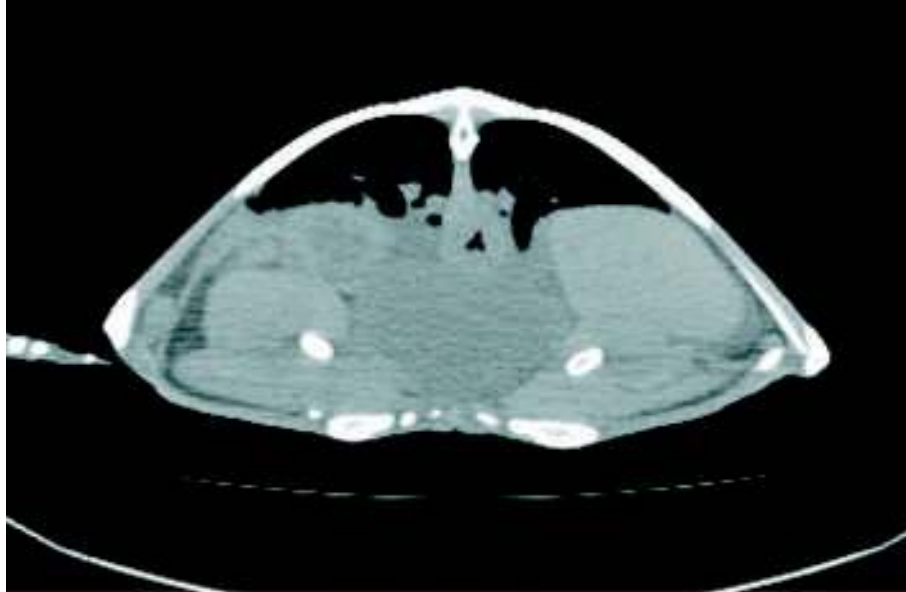
Detalle de la boca de un ejemplar adulto de *Dermochelys coriacea*. Foto M. Ferrández.



Lesiones en papilas esofágicas de *Caretta caretta*. Foto A. Martínez-Silvestre.



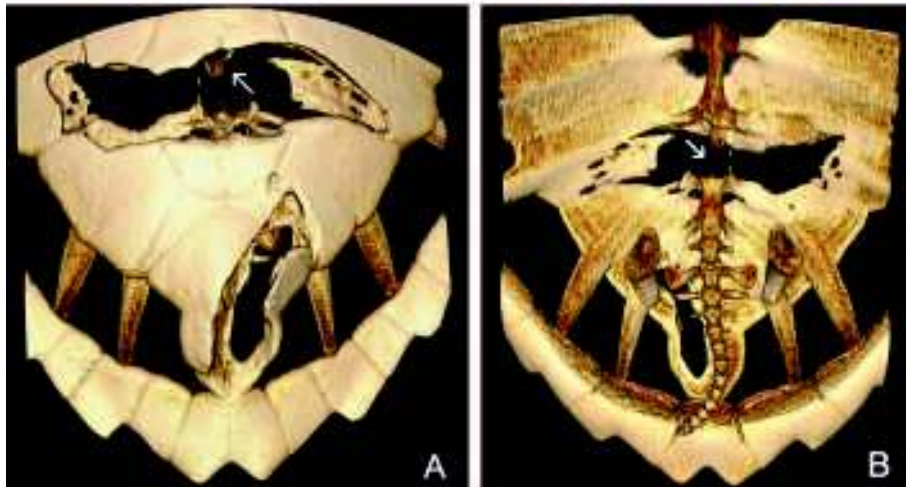
Corte transversal de *Caretta caretta*; se aprecian los órganos internos y la columna vertebral.
Foto A. Valente/SEFAS.



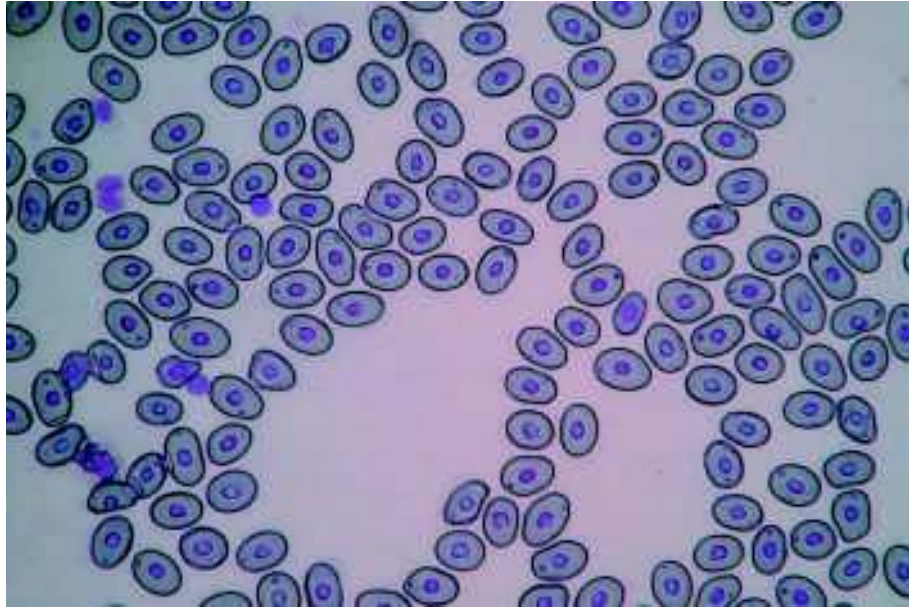
Resonancia magnética, *Caretta caretta*. Barcelona, 2006. Foto A. Valente/SEFAS.



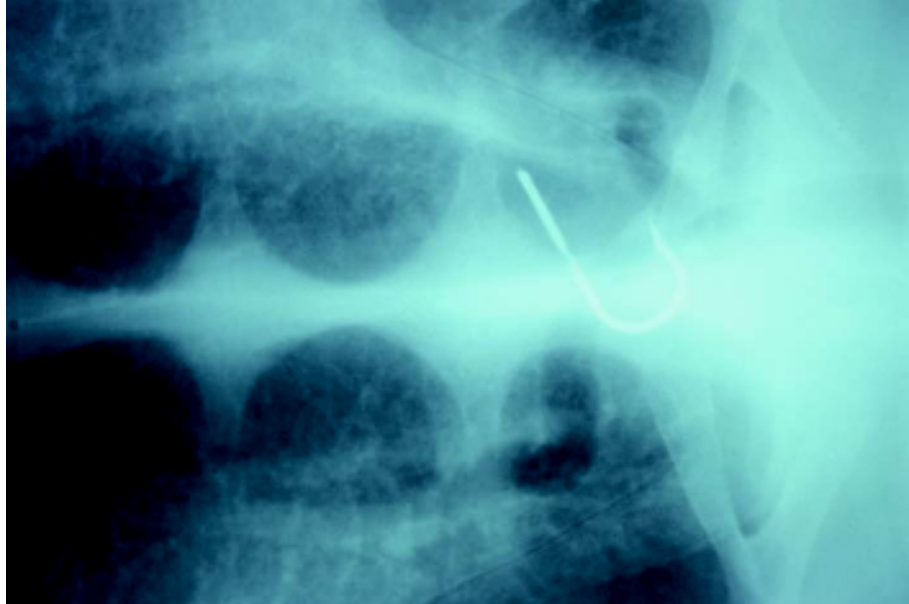
Radiografía de contraste en *Caretta caretta*. Foto M. L. Parga.



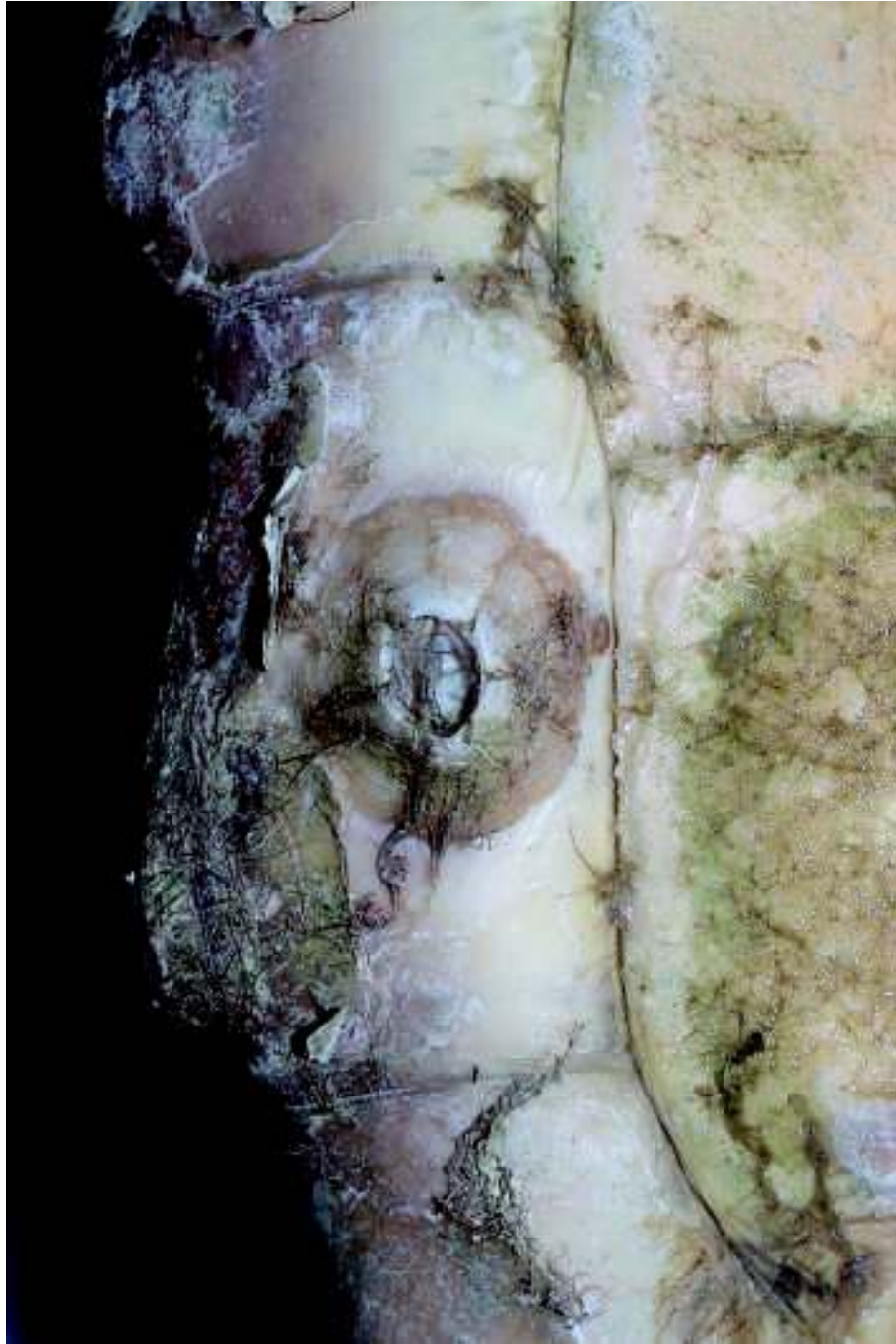
Reconstrucción en tres dimensiones de fractura en caparazón de *Caretta caretta*. Barcelona, 2006.
Foto A. Valente/SEFAS.



Glóbulos rojos con inclusiones intracitoplasmáticas. Foto SUBMON.



Radiografía de *Cavetta caretta*; se observa un anzuelo en el tubo digestivo del ejemplar.
Foto A. Martínez-Silvestre.



Crustáceo parásito en caparazón de *Caretta caretta*. Foto A. Martínez-Silvestre.



Percebes adheridos al plastrón de un juvenil de *Caretta caretta*. Foto SUBMON.



Fibropapiloma en *Chelonia mydas*. Foto KARUMBÉ.



Fibropapiloma en *Chelonia mydas*. Foto KARUMBÉ.