

Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas 2024





Fecha de edición: 2023

Alfonso Lario/Xaloc

Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas

2023





Agradecimientos

Para la elaboración de este documento se ha contado con el asesoramiento, aportaciones y comentarios de numerosos investigadores y especialistas en diferentes campos de estudio y conservación de las tortugas marinas:

Marta Pascual (Universitat de Barcelona), Oriol Fuentes (CRAM), Lucía Garrido (CRAM), Silvia Giralt (Fundación para la Conservación y Recuperación de Animales Marinos, CRAM), Xisca Pujol (Fundación Palma Aquarium), Ana Liria (ADS Biodiversidad), Verónica Núñez (Aquarium Cap Blanc-CREM), Juan Antonio Camiñas (Asociación Herpetológica Española), Fernando Escribano (Junta de Andalucía), María Soledad Vivas (Junta de Andalucía), Ricard Casanovas (Generalitat de Catalunya), Aida Tarragó (Generalitat de Catalunya), Rogelio Herrera (Gobierno de Canarias), Juan Barrios (Gobierno de Canarias), Ana Bella Calero (Cabildo de Fuerteventura), Iván Ramos (Gobierno Illes Balears), Jorge Enrique Moreno (Gobierno Illes Balears), Guillem Torrilla (COFIB), Juan Jiménez (Generalitat Valenciana), Juan Eymar (Generalitat Valenciana), Vicente Marco (Fundación Oceanogràfic), Carles Gago (Xaloc), Ohiana Revuelta (Universitat de València), Alfredo López (CEMMA), Emilio Aledo (Región de Murcia) y Eva Morón (Equinac).

Además de todos ellos, deseamos hacer mención especial a las siguientes personas por su dedicada colaboración en la redacción de este documento:

- Eduardo Belda (Universitat Politècnica de València).
- Luis Cardona (Universitat de Barcelona).
- Carles Carreras (Universitat de Barcelona).
- José Luis Crespo (Fundación Oceanogràfic).
- Jesús Tomás (Universitat de València).
- José Eugenio Montes (Junta de Andalucía).
- Fernando Escribano (Región de Murcia).
- Nuria Varo (Cetacean and Marine Research Institute of the Canary Islands, CEAMAR).

Contenido

Introducción.....	11
Justificación	12
Antecedentes.....	12
Objetivos.....	14
Destinatarios.....	15
Legislación y estado de conservación	16
Ciclo de vida y biología reproductiva de las tortugas marinas	19
Amenazas de las tortugas marinas	24
Registros de anidación de tortugas marinas.....	27
Referencias.....	31
Manual práctico para la gestión de la nidificación de tortugas marinas en el litoral español	37
Cómo utilizar el manual práctico.....	38
H1. Calendario de acciones para la gestión de eventos de nidificación	43
H2. Árboles de decisiones	46
Árbol de decisiones n.º 1. Actuación para la gestión de un evento de anidación.....	47
Árbol de decisiones n.º 2. Gestión del nido	50



H3. Pautas de actuación para la gestión	52
a. Detección de eventos de anidación	52
b. Gestión de hembras nidificantes	53
c. Gestión de rastros	56
d. Gestión de nidos	60
e. Gestión de neonatos en la playa	67
H4. Protocolos de actuación.....	73
Protocolo n.º 1. Identificación de especies	75
Protocolo n.º 2. Retención de hembras y crías	79
Protocolo n.º 3. Identificación de individuos	86
Protocolo n.º 4. Biometría y características de la hembra	96
Protocolo n.º 5. Evaluación del estado de salud de la tortuga.....	100
Protocolo n.º 6. Evaluación del estado reproductor de la hembra.....	103
Protocolo n.º 7. Toma de muestras	107
Protocolo n.º 8. Colocación de dispositivos de seguimiento satelital.....	116
Protocolo n.º 9. Manejo durante el traslado de hembras y crías	124
Protocolo n.º 10. Prospecciones diurnas y nocturnas de playas.....	130
Protocolo n.º 11. Prospecciones de playas con dron	136
Protocolo n.º 12. Identificación e interpretación de rastros de hembras nidificantes.....	141



Protocolo n.º 13. Localización del nido	146
Protocolo n.º 14. Toma de decisiones para la incubación del nido.....	154
Protocolo n.º 15. Evaluación del lugar de puesta.....	160
Protocolo n.º 16. Reubicación de puestas	166
Protocolo n.º 17. Seguimiento de la temperatura de incubación y estado del nido.....	173
Protocolo n.º 18. Calendario de eclosión	181
Protocolo n.º 19. Protección del nido en playa	185
Protocolo n.º 20. Técnicas de mitigación de las condiciones ambientales adversas para la incubación en playa	190
Protocolo n.º 21. Incubación artificial.....	197
Protocolo n.º 22. Identificación de emergencias	205
Protocolo n.º 23. Manejo de crías	211
Protocolo n.º 24. Liberación de crías	216
Protocolo n.º 25. Sexado de crías.....	221
Protocolo n.º 26. Exhumación de nido	232
Protocolo n.º 27. Cálculo de la tasa mínima de desarrollo embrionario, éxito de eclosión y éxito de emergencia del nido.....	237
Protocolo n.º 28. <i>Headstarting</i> (cría en cautividad)	245
Protocolo n.º 29. Estudio de viabilidad de las playas para la incubación..	254



Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas

Protocolo n.º 30. Campaña de información y divulgación	262
Protocolo n.º 31. Formación.....	266
Protocolo n.º 32. Protocolo para la ciudadanía.....	269
Protocolo n.º 33. Gestión de alertas.....	274
H5. Fichas estandarizadas	278
Ficha estandarizada n.º 1. Rastro.....	279
Ficha estandarizada n.º 2. Hembra nidificante.....	281
Ficha estandarizada n.º 3. Nido.....	283
Ficha estandarizada n.º 4. Toma de muestras	285
Ficha estandarizada n.º 5. Seguimiento del nido	289
Ficha estandarizada n.º 6. Emergencias	291
Ficha estandarizada n.º 7. Prospección de playas.....	293
Ficha estandarizada n.º 8. Prospección de playas con dron	295
Ficha estandarizada n.º 9. Exhumación de nido	297
Ficha estandarizada n.º 10. Seguimiento incubación en incubadora	299
Ficha estandarizada n.º 11. Seguimiento eclosiones en incubadora.....	301
Recomendaciones para la adaptación a nivel autonómico	303



Anexos 305

Anexo I. Listado de especialistas nacionales de referencia involucrados en la gestión de la anidación de tortugas marinas en la costa española.....	306
Anexo II. Listado de entidades con programas de <i>headstarting</i>	312
Anexo III. Guías de identificación	313
Guía n.º 1. Identificación de especies de tortugas marinas.....	313
Guía n.º 2. Identificación de estados embrionarios	326
Anexo IV. Materiales adicionales para la incubación artificial	330
Guía n.º 3. Regímenes de temperatura para la incubación artificial....	330
Guía n.º 4. Recomendaciones para incubadoras	335





Introducción



Justificación

Antecedentes

Existen **7 especies de tortugas marinas**: la tortuga lora (*Lepidochelys kempii*), la tortuga plana (*Natator depressus*), la tortuga olivácea (*Lepidochelys olivacea*), la tortuga carey (*Eretmochelys imbricata*), la tortuga laúd (*Dermodochelys coriacea*), la tortuga verde (*Chelonia mydas*) y la tortuga común (*Caretta caretta*). **Las últimas 3 especies se encuentran regularmente en el Mediterráneo**, siendo la tortuga laúd la menos común y no nidificante y la tortuga verde la segunda más frecuente, que además suele anidar en la cuenca oriental¹. Sin embargo, en el Mediterráneo español la tortuga laúd es la segunda especie más abundante y, aunque no nidifica, suele encontrarse en fase adulta.

La tortuga común, careta, boba o cabezona (*Caretta caretta*) es la **especie más común** en el Mediterráneo, con poblaciones nidificantes estables en la cuenca oriental (principalmente Grecia, Turquía y Chipre)^{2,3,4}. No obstante, en los últimos años se ha registrado un aumento de **eventos esporádicos de anidación en el Mediterráneo occidental**, principalmente en Italia^{5,6,7,8}, España^{9,10,11,12,13,14,15,16,17}, Francia^{18,19}, Túnez²⁰ y Argelia²¹, y se están realizando investigaciones para comprender el origen de estos nidos. Una de las principales hipótesis que se maneja a nivel científico es que estos nidos puedan corresponder a puestas de **hembras reproductoras primerizas** que han madurado sexualmente en zonas de alimentación de juveniles cercanas al litoral. Como consecuencia del aumento de temperatura global debido al cambio climático^{22,23,24,25,26}, gran parte del litoral del Mediterráneo occidental actualmente alberga condiciones térmicas adecuadas para la reproducción e incubación de puestas de



tortugas marinas. **Este hecho podría haber afectado al comportamiento reproductor de las hembras reproductoras primerizas** alterando su filopatría natal, provocando que estas no migren a las zonas de anidación de origen a realizar las puestas. No obstante, no puede descartarse que también puedan estar interviniendo otros factores como el **azar**, **errores** en el comportamiento migratorio, responder a una **selección deliberada** de estas playas para desovar o simplemente podría tratarse de **individuos dispersantes** que buscan nuevas zonas de reproducción, ampliando así su distribución^{9,27}. En cualquier caso, estos eventos se pueden considerar dispersivos y pueden llegar a originar **nuevas colonias** de anidación en respuesta a cambios globales, en especial al cambio climático^{9,28,29}.

Al ser una especie que depende de la temperatura de incubación para la determinación del sexo²⁹, es **especialmente vulnerable al aumento de las temperaturas**^{29,30,31,32}. De hecho, se está dando una feminización importante de las poblaciones^{23,33,34,35}, ya que cuánto más alta es la temperatura de incubación, más hembras se producen^{29,30}. No obstante, este aumento de las temperaturas está influyendo en que la especie se reproduzca y anide en latitudes más altas, donde es posible que, a medio o largo plazo, se produzcan **razones de sexo más favorables** para la supervivencia de la especie.

En España, la detección de estos eventos se produce en la costa mediterránea, comprendiendo desde las playas del **Mar de Alborán (Málaga)**¹⁵ **hasta la mitad sur de la provincia de Girona**⁹ e incluyendo el **archipiélago balear**, ya que es en esta región de costa donde se presentan las condiciones térmicas adecuadas, tanto de la temperatura superficial del agua del mar como de la arena, para que pueda producirse la maduración sexual, cópula y la incubación de las puestas. No obstante, no se puede descartar que, ante un escenario de aumento de temperatura debido al cambio climático, a medio o largo plazo, **la anida-**



ción pudiera extenderse también a otras regiones de la costa atlántica española. A partir del año 2014 los eventos de anidación de tortuga común en el litoral español **han ido aumentando de forma exponencial**, sugiriendo que nos encontramos en el inicio de una **colonización de la costa española** por parte de esta especie⁹. Además, los datos sugieren que el **número de eventos de anidación reales puede ser superior al registrado** debido a: fallos en la canalización de la información al reportar eventos de anidación hacia las entidades gestoras, la falta de información sobre el protocolo de actuación de la ciudadanía, así como por la falta de conocimiento sobre la biología reproductiva de las tortugas por parte del personal gestor en algunas regiones.

Debido a que los episodios de anidación en nuestras costas son **eventos recientes**, existe **poca preparación** para su correcta identificación y consecuente gestión. Por lo tanto, es imprescindible la **recopilación de información** y **creación de nuevos conocimientos** para que las administraciones y agentes implicados dispongan de suficiente información técnica, experiencia y personal adecuadamente formado para gestionar estos eventos. Esto se puede llevar a cabo mediante la elaboración y aplicación de **protocolos de actuación** que recojan la información y experiencia de actuaciones exitosas previas. De esta manera, se podrían lograr unas **mejores prácticas estandarizadas de gestión** en todas las regiones con eventos de anidación, con el fin de garantizar el éxito de estos eventos y mejorar la supervivencia de las puestas y neonatos, así como la protección de las hembras implicadas.

Objetivos

El objetivo principal de este documento es **garantizar una correcta atención y gestión de los eventos de anidación de tortuga común** en las costas españolas a través de la



elaboración de un protocolo estandarizado de atención de estos episodios. La existencia y divulgación del protocolo pretende intensificar la atención a la anidación de las tortugas marinas, para aumentar la detección de eventos, y reducir el número de nidos que no son detectados a tiempo, con los consiguientes daños que pueden sufrir.

Asimismo, dado que los episodios de anidación de la especie en nuestras costas son eventos muy recientes, la **recogida de datos científicos** se considera también un objetivo de este protocolo. Éstos servirán para conocer la **evolución del proceso de colonización** de las costas españolas y ayudar en la **mejora de la gestión de estos eventos**, ya que la estandarización de protocolos permitirá la comparación de resultados y realizar un análisis más riguroso del fenómeno.

El presente documento estandariza los **protocolos de actuación regionales** existentes para los eventos de anidación y establece unos criterios mínimos comunes que sirven de punto de partida para las diferentes administraciones regionales implicadas en la atención de estos episodios.

Destinatarios

- Gestores y técnicos de las administraciones públicas.
- Universidades y centros de investigación.
- Centros públicos y privados de recuperación de fauna marina.
- Entidades ecologistas y/o ambientales con participación activa en la gestión de eventos de nidificación.



Adicionalmente, en determinadas circunstancias y bajo supervisión de personal especialista en tortugas marinas autorizado por la administración competente, pueden ser también **colectivos susceptibles de usar dicho protocolo:**

- Asociaciones ambientales sin ánimos de lucro, dedicadas a la conservación.
- Profesionales que trabajan en las playas: empresas de limpieza y acondicionamiento, socorristas, cuerpos del orden y seguridad, etc.

Legislación y estado de conservación

A nivel internacional, **las seis especies presentes en aguas españolas** están incluidas en los Apéndices I “Especies migratorias en peligro” y II “Especies migratorias que deben ser objeto de acuerdos” de la **Convenio de Bonn** (Decisión 82/461/CEE del Consejo, de 24 de junio de 1982, relativa a la celebración del Convenio sobre la conservación de las especies migratorias de la fauna silvestre). Estas seis especies quedan recogidas también en el Apéndice I de la **Convenio CITES** (Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestres). En relación a los convenios regionales de protección del medio marino de los que España es Parte Contratante, el **Convenio OSPAR** (Convenio para la Protección del medio ambiente marino del Atlántico nordeste), que en España se aplica a la DMNATL y a la DMSATL, incluye a las tortugas común y laúd en su lista de especies amenazadas y/o en declive. En cuanto al **Convenio de Barcelona** (Decisión 77/585/CEE del Consejo, de 25 de julio de 1997, relativa a la celebración del **Convenio para la protección del mar Mediterráneo contra la contaminación**), a excepción de la tortuga olivácea, las otras cinco especies se encuentran incluidas en el anexo II





Adolfo Marco/EBD-CSIC.

“Lista de especies en peligro o amenazadas” de su Protocolo sobre Zonas Especialmente Protegidas y la Diversidad Biológica en el Mediterráneo.

A nivel europeo, la **Directiva Hábitats** (Directiva 92/43/CEE del Consejo, de 21 de mayo de 1992, relativa a la conservación de los hábitats naturales y de la fauna y flora silvestres) considera a cinco de las seis especies de tortugas marinas presentes en aguas españolas,



Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas

con la excepción de la tortuga olivácea, como **especies de interés comunitario** y las incluye en el Anexo IV “Especies animales y vegetales de interés comunitario que requieren una protección estricta”. Además, **las tortugas común y verde** se encuentran también incluidas en el **Anexo II** “Especies animales y vegetales de interés comunitario para cuya conservación es necesario designar Zonas Especiales de Conservación”. **Estas dos especies son consideradas prioritarias, por lo que su conservación supone una especial responsabilidad para los Estados miembros.** A su vez, estas mismas cinco especies se encuentran recogidas en el Anexo II “Fauna estrictamente protegida” del **Convenio de Berna** (Decisión del Consejo, de 3 de diciembre de 1981, referente a la celebración del convenio relativo a la conservación de la vida silvestre y del medio natural de Europa).

A nivel nacional, la Ley 42/2007, de 13 de diciembre, del **Patrimonio Natural y de la Biodiversidad** establece en su Título III las consideraciones relativas a la conservación de la biodiversidad; y crea, en su artículo 56, el Listado de Especies Silvestres en Régimen de Protección Especial (LESRPE), que se desarrolla mediante el Real Decreto 139/2011, de 4 de febrero, para el desarrollo del Listado de Especies Silvestres en Régimen de Protección Especial y del Catálogo Español de Especies Amenazadas.

Las seis especies de tortugas marinas presentes en aguas españolas (todas a excepción de la tortuga plana) están incluidas en el **Listado de Especies Silvestres en Régimen de Protección Especial** (LESRPE, Real Decreto 139/2011, de 4 de febrero). La tortuga común se encuentra además incluida como “vulnerable” en el **Catálogo Español de Especies Amenazadas** (CEEA).



Ciclo de vida y biología reproductiva de las tortugas marinas

Las características propias del ciclo de vida y biología reproductiva de las tortugas marinas hacen de ellas **especies especialmente vulnerables a las condiciones sociales y ambientales actuales** debido a su tardía madurez sexual, ausencia de cuidado parental de las crías, largas migraciones, cambios de hábitat ontogénicos, una baja supervivencia de los neonatos por depredación natural y su elevada filopatría natal. Además, son reptiles poiquilotermos, su reproducción es estacional, presentan ciclos de migración reproductora y determinación sexual por la temperatura de incubación; con lo cual, **el cambio climático actual les condiciona** tanto a su fisiología y reproducción, como a la proporción de machos y hembras producidos en las playas de nidificación.

Actualmente, en la costa española **solo se han registrado nidos de tortuga común**, aunque no puede descartarse que en un futuro pudieran nidificar otras especies. Por ello, a continuación, se presenta un listado de consideraciones generales sobre la biología reproductiva específica para la tortuga común, y se recomienda consultar la *Enciclopedia de Vertebrados Ibéricos* en la que se definen las peculiaridades reproductivas de otras especies de tortuga marina presentes en aguas españolas:

<http://www.vertebradosibericos.org/reptiles/listareptiles.html>.



Consideraciones generales para la tortuga común

- En general, los **juveniles** de una misma unidad de manejo regional (RMU) suelen utilizar **zonas de alimentación propias** alejadas de las áreas de nidificación, así como de las áreas de alimentación de adultos.
- Se estima que las tortugas marinas alcanzan la **madurez sexual** de forma tardía, alrededor de los **15-35 años**.
- Generalmente, las **cópulas** suelen producirse **delante de las playas de nidificación**, aunque también pueden producirse en zonas de alimentación o durante las rutas migratorias. Se inician dos meses antes y terminan al inicio del periodo de puesta. Se estima que la temporada de nidificación puede iniciarse cuando la **temperatura superficial del agua alcanza los 21 °C** en las zonas de cópula, aunque la **detección de nidos** suele producirse a partir de temperaturas superficiales del agua de **alrededor de 23-24 °C**.
- Una hembra puede realizar de **3 a 7 puestas** en una temporada de nidificación, en **intervalos de 15 días** aproximadamente.
- El intervalo de nidificación y migración reproductora de las hembras suele ser **cada dos años** (normalmente en un rango de 1 a 3 años), aunque dependiendo de su alimentación y otros factores ambientales, este periodo de nidificación entre temporadas de puesta puede ser muy variable.
- **Fuera de la temporada de reproducción**, los adultos se encuentran en zonas de alimentación o realizando rutas migratorias entre éstas y las áreas de puesta.
- La anidación de las tortugas marinas y emergencia de las crías suele producirse **de noche**. Excepcionalmente también puede darse al **atardecer** o al **amanecer**.
- En términos generales, **el proceso de nidificación completo suele durar alrededor de 2 horas aproximadamente**, siendo éste el tiempo que puede encontrarse la hem-



bra en la playa. Cuando las tortugas no encuentran un lugar adecuado, **pueden permanecer más tiempo** en la playa de manera excepcional. Y en algunos casos, si se sienten amenazadas por factores externos, como la presencia humana, también pueden producirse **procesos de nidificación más cortos** de 2 horas.

- El **éxito** de puesta de una hembra **depende de factores** como que encuentre las condiciones **ambientales** y **físicas** de la playa que permitan la construcción del nido, o que la tortuga **abandone la puesta porque perciba amenazas** por molestias humanas o de animales.
- La emergencia de las crías se produce **entre los 45 y 70 días** de incubación en función de la temperatura de incubación, y puede producirse **en una o varias noches consecutivas** (alrededor de 4-5 noches de forma habitual).
- Las tortugas marinas presentan **determinación sexual dependiente de la temperatura**, con lo cual, en función de la temperatura de incubación nacerán más hembras o más machos. En el Mediterráneo, la **temperatura pivotal**, es decir, aquella que produce un 50% de machos y un 50% de hembras, para la tortuga común es **29,3 °C** (Mrosovsky *et al.* 2002).
- El **rango de temperatura para la viabilidad de los nidos es de 25 a 34 °C**, siempre y cuando la temperatura no se mantenga de forma constante **por debajo de los 26 °C ni por encima de los 32,5 °C** durante periodos largos de incubación.
- Durante la incubación se produce calor metabólico debido al desarrollo de los embriones. Esto puede aumentar la temperatura del nido respecto a la temperatura de la arena entre 0,5 y 3 °C en función del número de huevos en desarrollo dentro del nido.

A continuación, se muestra un esquema del ciclo de vida, así como del proceso de anidación y la emergencia de los neonatos:





Figura 1. Infografía del ciclo de vida de la tortuga común. Fuente: Caretta a la Vista! CT BETA (UVic-UCC).



01 Salida del mar



06 Tapado del nido



11 Inicio de las emergencias



02 Selección del lugar de puesta



07 Camuflaje del nido



12 Emergencia masiva



03 Preparación de la precámara



08 Regreso al mar



13 Carrera hacia el mar



04 Excavación del nido



09 45-70 días después
Cráter en la superficie de la arena



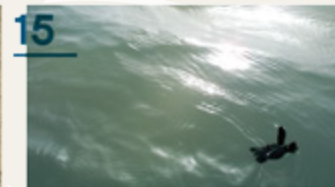
14 Entrada al mar



05 Ovoposición



10 Eclosión (a la profundidad
de incubación)



15 Frenesí natatorio

Figura 2. Proceso de anidación y emergencia de neonatos de tortuga común. Fuente: Caretta a la Vista! CT BETA (UVic-UCC).

Amenazas de las tortugas marinas

Todas las especies de tortugas marinas se encuentran amenazadas, tanto en tierra como en mar, por múltiples factores derivados de la **acción humana** (contaminación, pérdida y alteración de hábitats, consumo de tortugas y huevos, pesca accidental, colisiones, etc.). La interacción con la **pesca industrial** se considera la mayor amenaza para las tortugas marinas.

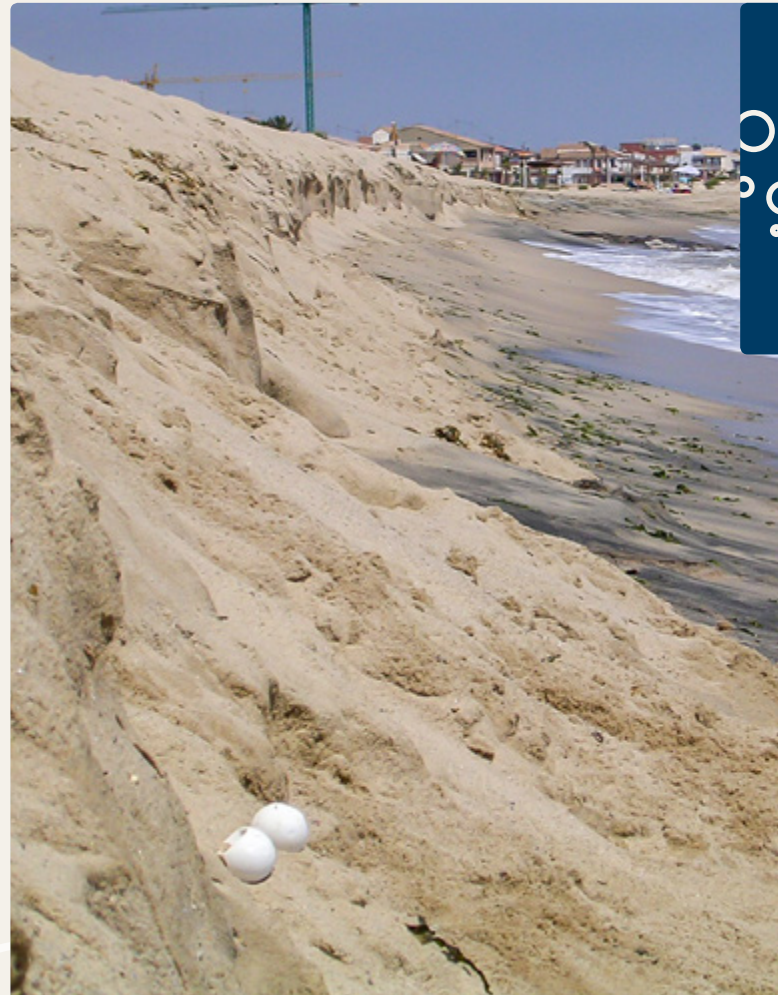
Las **principales amenazas** que afectan a la nidificación son:

- **Desarrollo costero:**
 - Urbanización de zonas dunares.
 - Contaminación lumínica.
 - Pérdida de hábitat de nidificación.
 - Pérdida de zonas de dunas.
 - Playas artificiales con sustratos no adecuados para la incubación.
- **Actividades humanas en la playa:**
 - Molestias directas a las hembras nidificantes (luces, flashes, manipulación, ruido, etc.).
 - Limpieza y acondicionamiento de playas con tractores rastrillo, otros vehículos o herramientas.
 - Alta presencia humana por el uso intensivo de las playas como lugar recreativo (restauración, zonas de deporte, festivales de música, etc.).
 - Tránsito de vehículos por la playa.
 - Mobiliario de playa.



- **Contaminación por:**
 - Residuos plásticos de distinto tamaño.
 - Residuos sólidos no plásticos.
 - Vertidos tóxicos.
 - Aguas residuales.
 - Microorganismos patógenos.
- **Depredación** por animales asilvestrados o de compañía (perros, gatos, jabalíes, zorros, ratas, cangrejos, insectos, aves, etc.).
- **Expolio del nido:**
 - Por vandalismo.
 - Por consumo humano.
- **Cambios globales:**
 - Elevación del nivel del mar.
 - Erosión y pérdida de playas.
 - Elevación de temperaturas.
 - Aumento de frecuencia de precipitaciones extremas.

A continuación, se muestran las amenazas generales que afectan a las tortugas marinas:



Nido descubierto por el oleaje en Puzol (Valencia).
Jesús Tomás/Universitat de València.

AMENAZAS GLOBALES

EN EL MAR

CAPTURA ILEGAL



RED Y ANZUELO



DEPREDADORES



COLISIONES
CON BUQUES



DESECHOS
QUÍMICOS



DESECHOS
SÓLIDOS

EN LA PLAYA

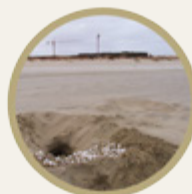
DESARROLLO
COSTERO



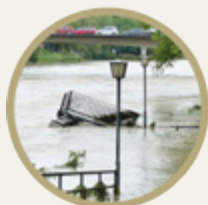
ILUMINACIÓN
DE COSTA



PÉRDIDA DE HÁBITAT
DE ANIDACIÓN



CONTAMINACIÓN



CAMBIO
CLIMÁTICO



MOBILIARIO
DE PLAYA



DEPREDADORES



ACTIVIDADES
EN LA PLAYA

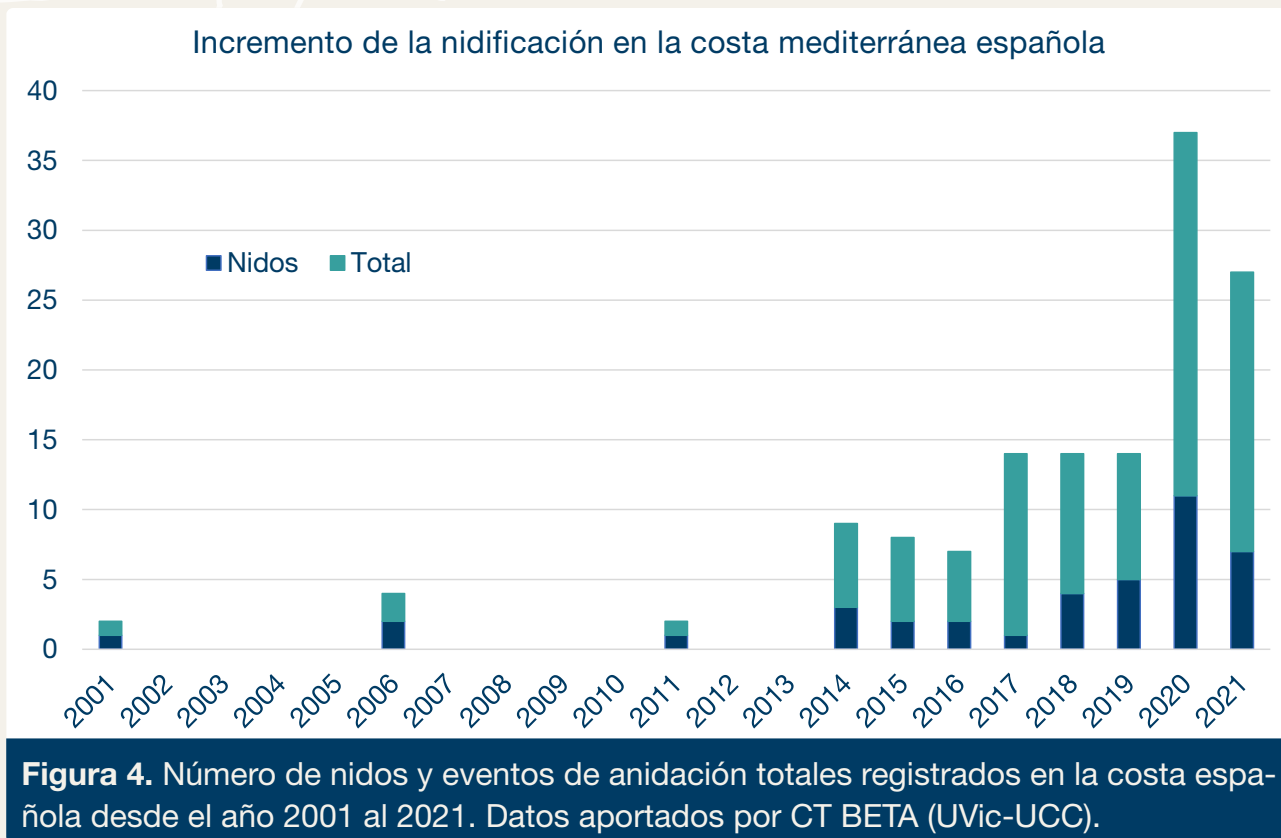
Figura 3. Amenazas globales de la tortuga común. Fuente: Caretta a la Vista! CT BETA (UVic-UCC).

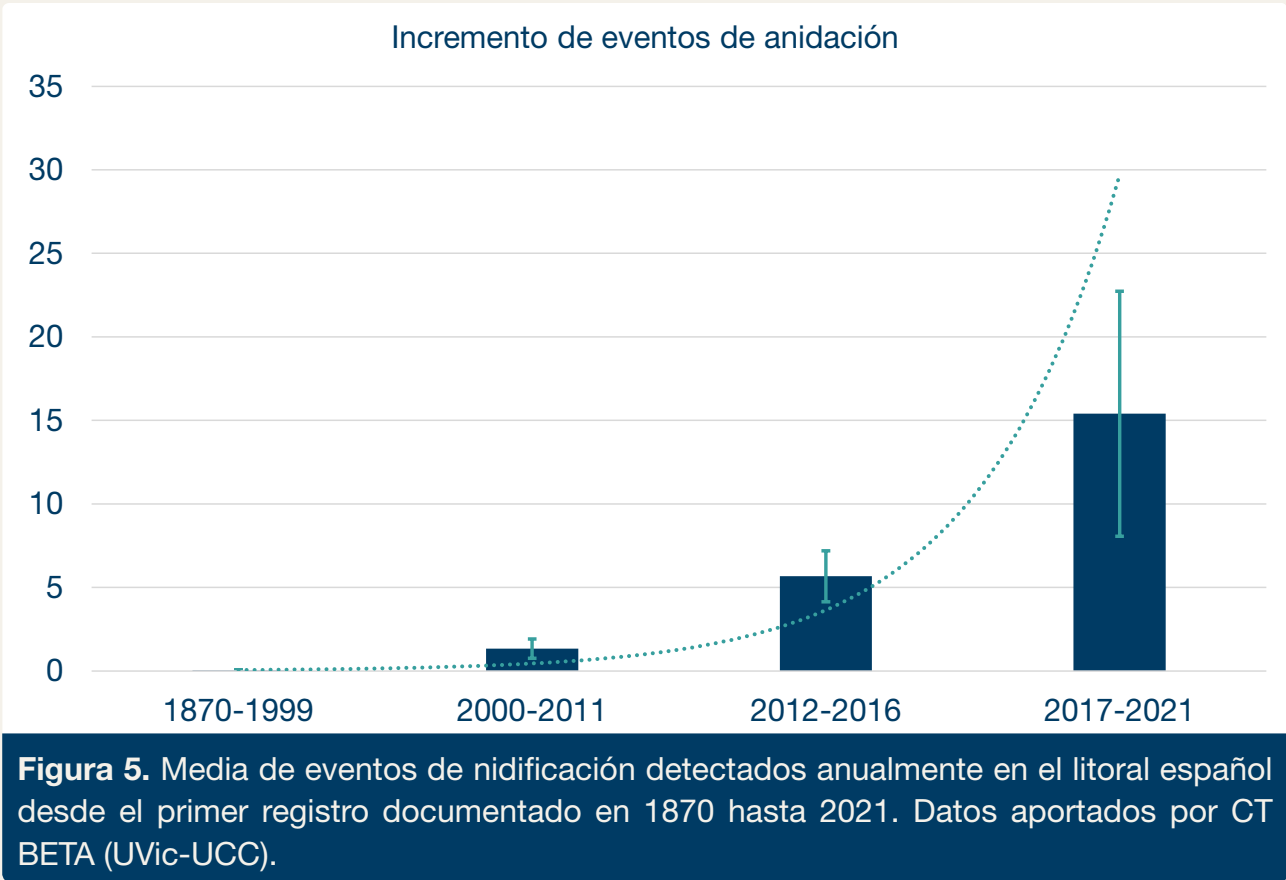
Registros de anidación de tortugas marinas

Los registros de anidación de tortuga común en el Mediterráneo español han sido **prácticamente inexistentes desde el año 1870 hasta el 2001**, ya que sólo están documentados tres episodios de anidación en más de un siglo: un registro de una cría (1870), un registro de un rastro (1972) y un registro de un embrión (1991).

En el año 2001, se documenta por primera vez una puesta de tortuga marina y desde entonces los registros de anidación en la costa española han sido más frecuentes y han aumentado (Figura 4). A partir del año 2000, los **registros de rastros, hembras nidificantes o crías en las playas** empezaron a mostrar una tendencia de **crecimiento exponencial** (Figura 5). Se espera que el número de eventos en España **siga aumentando en las próximas décadas**, haciendo necesaria la protección de la anidación en la costa española del Mediterráneo y, posiblemente, aguas atlánticas adyacentes.







Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas

A continuación, se muestra un mapa con la localización de los eventos de nidificación encontrados en la costa española hasta el año 2021.

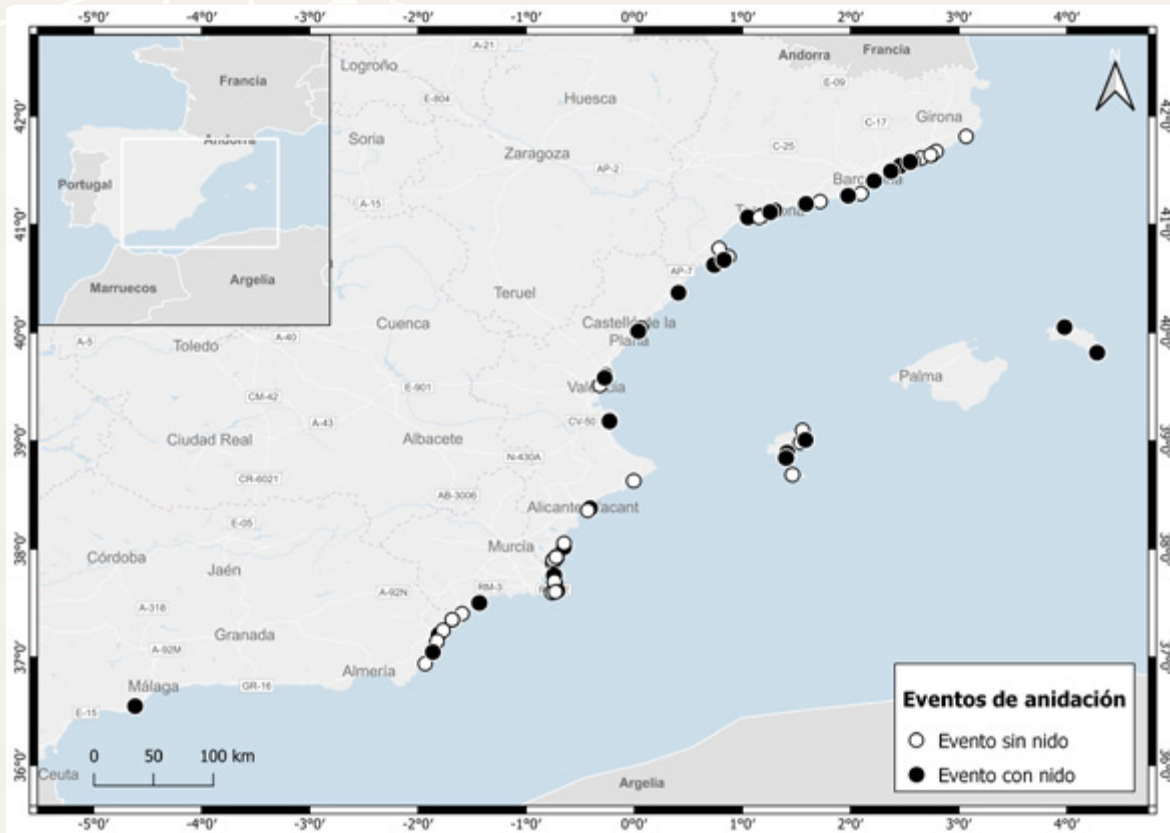


Figura 6. Representación gráfica de la distribución de nidos de tortuga común en las costas españolas hasta el año 2021. Datos aportados por CT BETA (UVic-UCC).

Referencias

1. Casale, P., Broderick, A. C., Camiñas, J. A., Cardona, L., Carreras, C., Demetropoulos, A., ... & Türkozan, O. (2018). Mediterranean Sea turtles: current knowledge and priorities for conservation and research. *Endangered Species Research*, 36, 229-267.
2. Margaritoulis, D., Argano, R., Baran, I., Bentivegna, F., Bradai, M. N., Camiñas, J. A., ... & Lazar, B. (2003). Loggerhead turtles in the Mediterranean: present knowledge and conservation perspectives. *Loggerhead Sea Turtles (editors: AB Bolten and BE Witherington)*. Smithsonian Institution Press, Washington, DC, USA, 175-198.
3. Durmuş SH, Ilgaz Ç, Özdemir A, Yerli SV (2011). Nesting Activity of Loggerhead Turtles (*Caretta caretta*) at Göksu Delta, Turkey during 2004 and 2008 nesting seasons. *Ecologia Balkanica*, 3, 95-106.
4. Demetropoulos, A., M. Hadjichristophorou, A. Pistentis, A. Mastrogiacomo, S. Demetropoulos (2015). *Report on the Turtle Conservation Project in 2015*, Eng., as submitted to the Department of Fisheries and Marine Research (DFMR) of Cyprus. Cyprus Wildlife Society (CWS). Nicosia, Cyprus. 34pp
5. Mingozi, T., Masciari, G., Paolillo, G., Pisani, B., Russo, M. & Massolo, A. (2007). Discovery of a regular nesting area of loggerhead turtle *Caretta caretta* in southern Italy: a new perspective for national conservation. *Biodiversity and Conservation*, 16, 3519– 3541.
6. Bentivegna, F., Treglia, G. & Hochscheid, S (2008). The first report of a loggerhead turtle *Caretta caretta* nest on the central Tyrrhenian coast (western Mediterranean). *Marine Biodiversity Records*, 1, 1–3.
7. Bentivegna, F., Rasotto, M.B., De Lucia, G.A., Esecchi, E., Massaro, G., Panzera, S.,

- Caputo, C., Carlino, P., Treglia, G., Hochscheid, S. (2010). Loggerhead turtle (*Caretta caretta*) nests at high latitudes in Italy: a call for vigilance in the Western Mediterranean. *Chelonian Conservation and Biology* 9(2): 283-289.
8. Casale, P., Palilla, G., Salemi, A., Napoli, A., Prinzi, M., Genco, L., Bonaviri, D., Mastrogriacomo, A., Oliverio, M., Lo Valvo, M. (2012). Exceptional Sea turtle nest records in 2011 suggest an underestimated nesting potential in Sicily (Italy). *Acta Herpetologica*, 7(1), 181-188.
 9. Carreras C, Pascual M, Tomás J, Marco A and others (2018). Sporadic nesting reveals long distance colonisation in the philopatric loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). *Scientific Reports*, 8, 1435.
 10. Salvador, A., Ledo, L., & Requena, R. (1974). *Guía de los anfibios y reptiles españoles*. Ministerio de Agricultura, Secretaría General Técnica, Servicio de Publicaciones Agrarias.
 11. Llorente, G. A., Carretero, M. A., Pascual, X., & Perez, A. (1992). New record of a nesting loggerhead turtle *Caretta caretta* in western Mediterranean. *British Herpetological Society Bulletin*, 42, 14-17.
 12. Tomás, J., Mons, J., Martín, J., Bellido, J. & Castillo, J. (2002). Study of the first reported nest of loggerhead sea turtle, *Caretta caretta*, in the Spanish Mediterranean coast. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 82(6), 1005-1007.
 13. Tomás, J., Gazo, M., Álvarez, C., Gozalbes, P., Perdiguero, D., Raga, J. & Alegre, F. (2008). Is the Spanish coast within the regular nesting range of the Mediterranean loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*)? *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 88(7), 1509-1512.



14. Societat Catalana d'Herpetologia (2011). Trobat un niu de *Caretta caretta* a la platja de Malgrat de Mar. *Herpetofull de la SCH*, 4, 5.
15. Gonzalez-Paredes, D., Fernández-Maldonado, C., Grondona, M., Martínez-Valverde, R., & Marco, A. (2021). The westernmost nest of a loggerhead sea turtle, *Caretta caretta* (Linnaeus 1758), registered in the Mediterranean Basin. *Herpetology Notes*, 14, 907-912.
16. Báez, J. C., Bellido, J. J., Real, R., Vargas, M., García, M. C., Moya, F., & Camiñas, J. A. (2020). Primer registro de nidificación de tortuga común (*Caretta caretta*) en el mar de Alborán: significado biológico e implicaciones del manejo en la conservación. *Boletín de la Asociación Herpetológica Española*, 31(2), 129-134.
17. Filella i Subirà, E. & Esteban Guinea, I. (1992). ¿Cría *Caretta caretta* en las costas Mediterráneo españolas? *Actas del II Congreso Luso Español y VI Congreso Español de Herpetología*, Granada, 24-27 de septiembre de 1992. Granada.
18. Delaugerre, M., & Cesarini, C. (2004). Confirmed nesting of the loggerhead turtle in Corsica. *Marine Turtle Newsletter*, 104(12).
19. Sénégas, J., Hochscheid, S., Groul, J., Lagarrigue, B., & Bentivegna, F. (2009). Discovery of the northernmost loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) nest. *Marine Biodiversity Records*, 2, E81.
20. Bradai, M.N., & Karaa, S. (2017). Première mention de la nidification de la tortue caouanne *Caretta caretta* sur la plage Zouaraa (Nord de la Tunisie). *Bull. Inst. Natn. Scien. Tech. Mer de Salammbô*, 44, 203-2006.
21. Benabdi, M., & Belmahi, A. E. (2020). First record of loggerhead turtle (*Caretta caretta*) nesting in the Algerian coast (southwestern Mediterranean). *Journal of the Black Sea/Mediterranean Environment*, 26(1), 100-105.



22. Witt, M. J., Hawkes, L. A., Godfrey, M. H., Godley, B. J., & Broderick, A. C. (2010). Predicting the impacts of climate change on a globally distributed species: the case of the loggerhead turtle. *Journal of Experimental Biology*, 213(6), 901-911.
23. Hawkes, L. A., Broderick, A. C., Godfrey, M. H., Godley, B. J. (2009) Climate change and marine turtles. *Endangered Species Research*, 7, 137-154.
24. Patel, S. H., Morreale, S. J., Saba, V. S., Panagopoulou, A., Margaritoulis, D., & Spotila, J. R. (2016). Climate impacts on sea turtle breeding phenology in Greece and associated foraging habitats in the wider Mediterranean region. *PLoS One*, 11(6), e0157170.
25. Pike, D. A. (2013). Climate influences the global distribution of sea turtle nesting. *Global Ecology and Biogeography*, 22(5), 555-566.
26. Pike, D.A. (2014) Forecasting the viability of sea turtle eggs in a warming world. *Global Change Biology*, 20(1), 7-15.
27. Kokko, H., & López-Sepulcre, A. (2006). From individual dispersal to species ranges: perspectives for a changing world. *Science*, 313(5788), 789-791.
28. Lockley, E. C., & Eizaguirre, C. (2021). Effects of global warming on species with temperature-dependent sex determination: Bridging the gap between empirical research and management. *Evolutionary Applications*, 14(10), 2361-2377.
29. Ackerman, R. A. (2017). The nest environment and the embryonic development of sea turtles. In *The biology of sea turtles* (pp. 83-106). CRC Press.
30. Mrosovsky, N., Kamel, S., Rees, A. F., & Margaritoulis, D. (2002). Pivotal temperature for loggerhead turtles (*Caretta caretta*) from Kyparissia Bay, Greece. *Canadian Journal of Zoology*, 80(12), 2118-2124.
31. Zbinden, J. A., Davy, C., Margaritoulis, D., & Arlettaz, R. (2007). Large spatial variation



- and female bias in the estimated sex ratio of loggerhead sea turtle hatchlings of a Mediterranean rookery. *Endangered Species Research*, 3(3), 305-312.
32. Mrosovsky, N., & Yntema, C. L. (1980). Temperature dependence of sexual differentiation in sea turtles: implications for conservation practices. *Biological Conservation*, 18(4), 271-280.
33. Glen, F., & Mrosovsky, N. (2004). Antigua revisited: the impact of climate change on sand and nest temperatures at a hawksbill turtle (*Eretmochelys imbricata*) nesting beach. *Global Change Biology*, 10(12), 2036-2045.
34. Jensen, M. P., Allen, C. D., Eguchi, T., Bell, I. P., LaCasella, E. L., Hilton, W. A., ... & Dutton, P. H. (2018). Environmental warming and feminization of one of the largest sea turtle populations in the world. *Current Biology*, 28(1), 154-159.
35. Monsinjon, J. R., Wyneken, J., Rusenko, K., López-Mendilaharsu, M., Lara, P., Santos, A., ... & Girondot, M. (2019). The climatic debt of loggerhead sea turtle populations in a warming world. *Ecological Indicators*, 107, 105657.







GOBIERNO
DE ESPAÑA

VICEPRESIDENCIA
TERCERA DEL GOBIERNO
MINISTERIO
PARA LA TRANSICIÓN ECOLÓGICA
Y EL RETO DEMOGRÁFICO

Manual práctico para la gestión de la nidificación de tortugas marinas en el litoral español



Cómo utilizar el manual práctico

El manual práctico de este protocolo se ha elaborado con la intención de facilitar la toma de decisiones y la ejecución de acciones de conservación para una correcta gestión y atención de eventos de nidificación de tortugas marinas. Para ello, se ha establecido un listado de acciones prioritarias a realizar y unos protocolos técnicos con indicaciones claras con el fin de disponer un marco común de trabajo, siguiendo la línea estratégica de conservación de la nidificación de las tortugas marinas en España.

El manual práctico se compone de 5 herramientas básicas para usar de forma complementaria, y proporcionar todas aquellas indicaciones consideradas necesarias para una adecuada planificación, toma de decisiones y ejecución de las acciones de gestión a realizar. Estas herramientas son las que a continuación se describen:

H1. Calendario de acciones para la gestión de eventos de nidificación

H2. Árboles de toma de decisiones

H3. Pautas de actuación para la gestión, según tipología de evento:

- Detección de eventos de nidificación
- Gestión de hembras nidificantes
- Gestión de rastros
- Gestión de nidos
- Gestión de neonatos en la playa

H4. Protocolos técnicos asociados a las acciones de gestión

H5. Fichas estandarizadas de toma de datos



H1 Calendario de acciones para la gestión de eventos de nidificación

Documento de planificación para la gestión de la temporada de nidificación. Debe consultarse siempre a principios de año. Indica temporalmente los meses en que deben realizarse las diferentes actividades de gestión.

H2 Árboles de toma de decisiones

Guía para la toma de decisiones con recomendaciones de las acciones y protocolos que hay que seguir en cada situación. Existen dos árboles de toma de decisiones: uno para la gestión de eventos de nidificación ante la detección de un rastro, hembra nidificante o cría en playa, y un segundo árbol específicamente para la toma de decisiones en la gestión de nidos.

H3 Pautas de actuación para la gestión

Fichas con información básica y el listado de acciones que deben realizarse en función de la situación o episodio con el que nos encontremos. Las acciones de gestión y conservación a realizar para cada tipología de evento están ordenadas por orden de ejecución y se han clasificado en función de su grado de prioridad:

1. Las acciones de prioridad *ALTA* deberían realizarse siempre.
2. Las acciones de prioridad *MEDIA* deberían poderse realizar en la mayoría de los eventos.
3. Las acciones de prioridad *BAJA* deberían realizarse cuando se tengan los medios necesarios o haya fines científicos y/o de conservación concretos para ello.



H4 Protocolos técnicos asociados a las acciones de gestión

Indicaciones técnicas para realizar correctamente las acciones necesarias para cada evento. Se presentan un total de 33 protocolos técnicos específicos ordenados por bloques temáticos, con el fin de desarrollar adecuadamente las acciones de gestión y conservación descritas. En los protocolos se indica si existen fichas estandarizadas de toma de datos para la correcta ejecución de éstos.

Además, mediante símbolos, en cada protocolo se hace una referencia aproximada a la duración del procedimiento, la necesidad de personal y la financiación económica que requiere su realización.

Para el tiempo se usa el siguiente símbolo: ⌚. Un reloj de arena indica que las acciones descritas en el protocolo se realizan en cuestión de minutos o horas. Dos relojes de arena indican que realizar el protocolo puede llevar varios días, y tres relojes de arena indican que las actuaciones se pueden o deben llevar a cabo a lo largo de varios meses, ya sea en la temporada de anidación o fuera de ella.

Para los recursos humanos se usa el siguiente símbolo: 👤. Una sola figura indica que las acciones descritas las puede realizar una sola persona. Dos figuras indican que al menos se necesitan dos personas para realizar la acción. Tres figuras indican que se necesita un equipo de tres o más personas para realizar la acción.

Para los recursos económicos se usa el siguiente símbolo: €. Cuando hay un guion (-) indica que el coste es prácticamente nulo. Un “€” indica que el coste es bajo, probablemente



menor a 100€. Dos símbolos “€€” indican que el coste es moderado, alrededor de centenas de euros. Tres “€€€” indica que el coste es alto, alrededor de pocos miles de euros. Cuatro símbolos “€€€€” indican que el coste es muy alto, probablemente superior a pocos miles de euros. Cinco “€€€€€” indica que el coste es extremadamente alto, pudiendo superar la decena de miles de euros.

H5 Fichas estandarizadas de toma de datos

Las fichas de toma de datos estandarizadas se han desarrollado para homogeneizar la recogida de datos, con el fin de que éstos puedan ser comparables y ser utilizados con fines científicos para mejorar el conocimiento sobre la nidificación de las tortugas marinas en el litoral español. Es importante destacar que para un mismo evento de nidificación pueden existir varias fichas de recogida de datos (p. ej.: ficha de hembra nidificante, ficha de seguimiento de nido, ficha de emergencias, ficha de exhumación de nido, etc.). En estos casos, todas las fichas deben identificarse con un único código de referencia al evento de nidificación específico, para que toda la información recogida en un episodio pueda ser relacionada.

Ejemplo de código único de evento:

1-MUR-2022

(n.º evento detectado-región/comunidad autónoma-año).



Caso práctico de utilización del manual

Situación: Aviso de hembra nidificante en playa

Pasos a seguir:

1. Revisar la ficha de actuaciones para la gestión (H3) para la situación: “Gestión de hembra nidificante” y elegir las acciones que se puedan realizar considerando el grado de prioridad.
2. Consultar el árbol de decisiones 1 “Actuación para la gestión de un evento de nidificación”.

Posteriormente:

3. Consultar los protocolos recomendados tanto en el árbol de decisiones como en la ficha de acciones de gestión.

¡Atención! En caso de que la hembra haya puesto huevos:

4. Revisar la ficha de acciones de gestión para la situación: “Gestión del nido”.
5. Consultar el árbol de decisiones 2 “Gestión del nido”.

Posteriormente:

6. Consultar los protocolos recomendados tanto en el árbol de decisiones como en la ficha de acciones de gestión para la gestión del nido.



H1. Calendario de acciones para la gestión de eventos de nidificación

La gestión de los eventos de nidificación contiene diferentes fases y actuaciones que deben realizarse a su debido tiempo para garantizar una gestión coordinada y exitosa de la temporada de nidificación.



Hembra de tortuga careta desovando. Elena Abella/CT BETA (UVic-UCC).

H1

Tabla 1. Calendario de la preparación de la temporada de anidación y la evaluación y elaboración del informe de resultados (azul y rosa), la campaña de información a la ciudadanía y detección de eventos los eventos de anidación (verde), y la gestión de la anidación y las emergencias (naranja).

	E	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
A1. Preparación de la temporada de anidación			■	■	■							
A2. Campaña de información y detección				■	■	■	■	■	■	■		
A3. Gestión de la anidación					■	■	■	■	■			
A4. Gestión de emergencias							■	■	■	■		
A5. Evaluación y elaboración del informe de resultados											■	■

H1

A1. Preparación de la temporada de anidación: Antes del inicio de la temporada de anidación (meses de marzo a abril) es importante planificar y coordinar las propuestas de



actuación de todas partes implicadas. Al mismo tiempo, es fundamental otorgar las autorizaciones y permisos necesarios para desarrollar las actividades necesarias, así como delegar las competencias, la planificación y los detalles de la coordinación con cada uno de los agentes que van a intervenir en las distintas etapas del proceso. También se debe realizar una revisión de la experiencia y los conocimientos previos de todas las partes implicadas durante el proceso, realizar reuniones de coordinación y, si es necesario realizar formaciones específicas. Así mismo, se recomienda revisar todo el material necesario para actuar ante un evento de nidificación durante la temporada.

A2. Campaña de información y detección: Durante la campaña de información y detección (meses de abril a octubre), se recomienda realizar actividades de divulgación y sensibilización para la ciudadanía, así como fomentar (con la ayuda de entidades medio ambientales con redes de voluntarios) la ejecución de prospecciones de playas periódicas, para asegurar la máxima detección de eventos de anidación.

A3-A4. Gestión de la anidación y de las emergencias de neonatos: La temporada de anidación transcurre entre los meses de mayo (como muy temprano) y octubre (emergencia de los últimos nidos), durante este tiempo las entidades responsables deberán estar preparadas para actuar en cuanto se dé un aviso de avistamiento de rastro, hembra o crías en la playa.

A5. Evaluación y elaboración del informe de resultados: Al finalizar la temporada se recomienda realizar una evaluación de las acciones realizadas y los datos obtenidos, y resumirlo en un informe. De esta manera se genera conocimiento acerca de la situación en la que se encuentra la especie y se pueden mejorar los futuros planes de gestión.



H2. Árboles de decisiones

Para actuar ante la detección de un evento de anidación se deberán seguir las indicaciones de los siguientes árboles de decisiones.

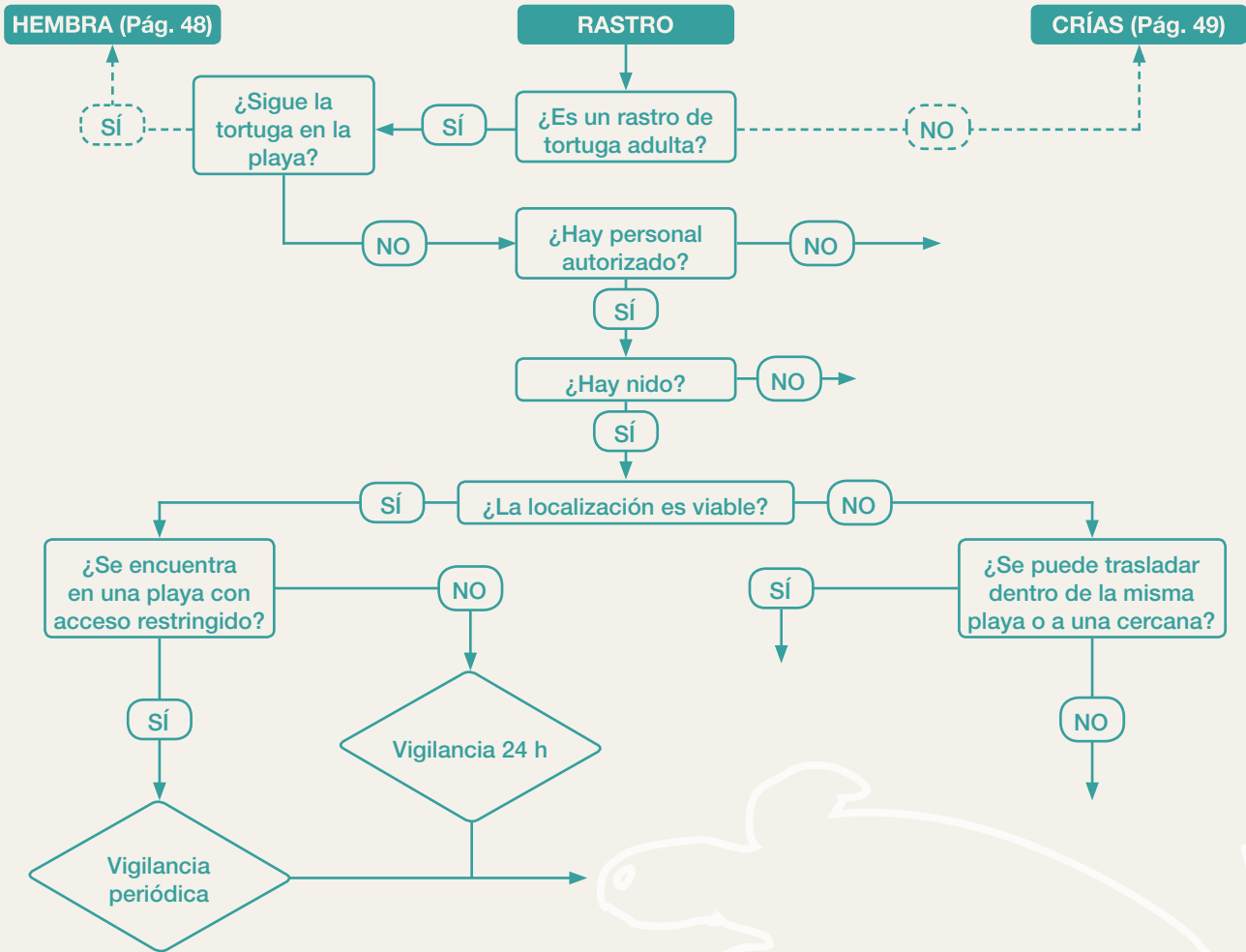
En cualquier caso y antes de realizar cualquier acción, es imprescindible haber llamado al 112 o verificar que se ha realizado la llamada, para que el personal autorizado para la manipulación y gestión del evento pueda desplazarse lo antes posible.

H2



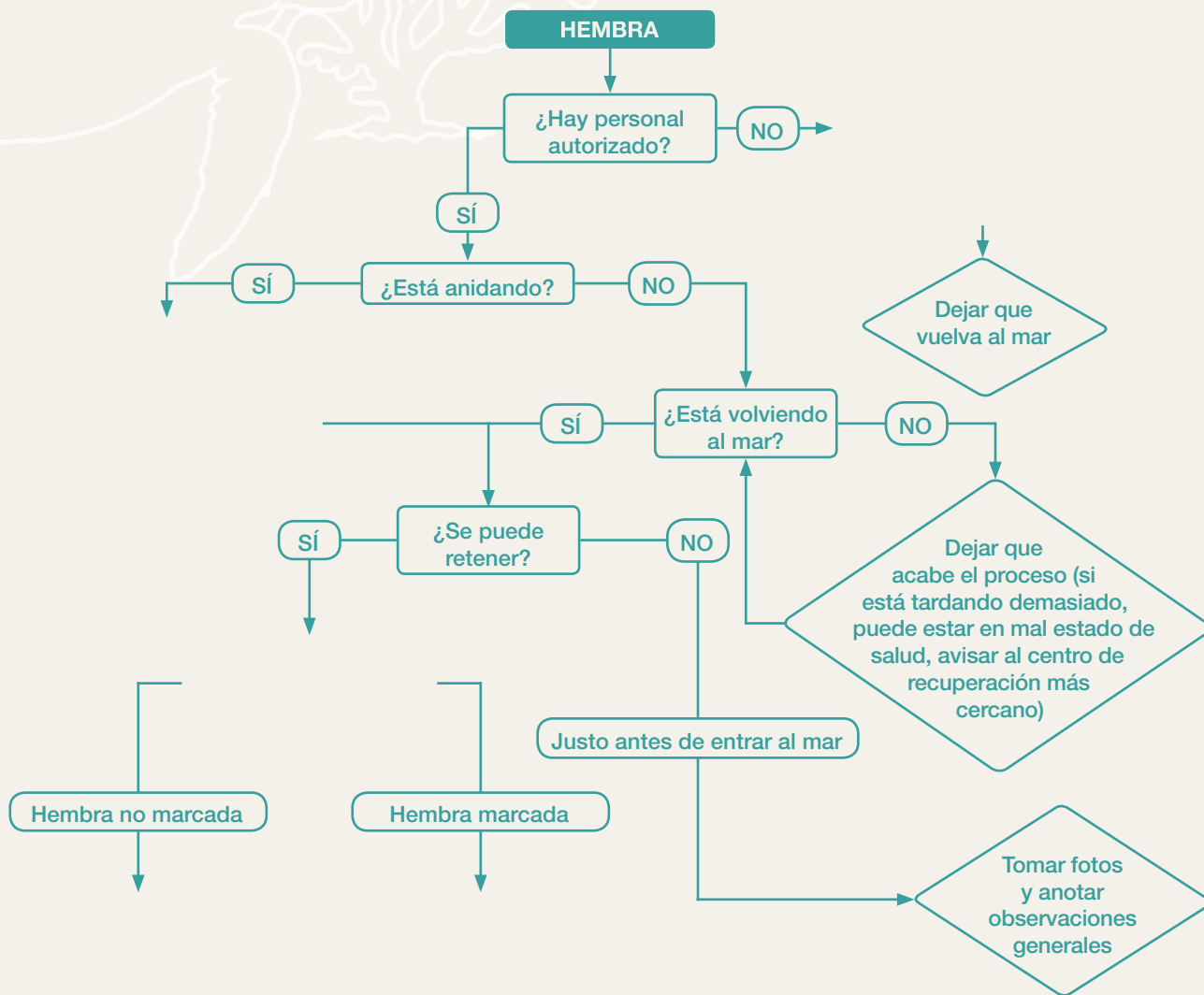
Crías de tortuga careta. José Luis Crespo/Oceanogràfic València.

Árbol de decisiones n.º 1. Actuación para la gestión de un evento de anidación



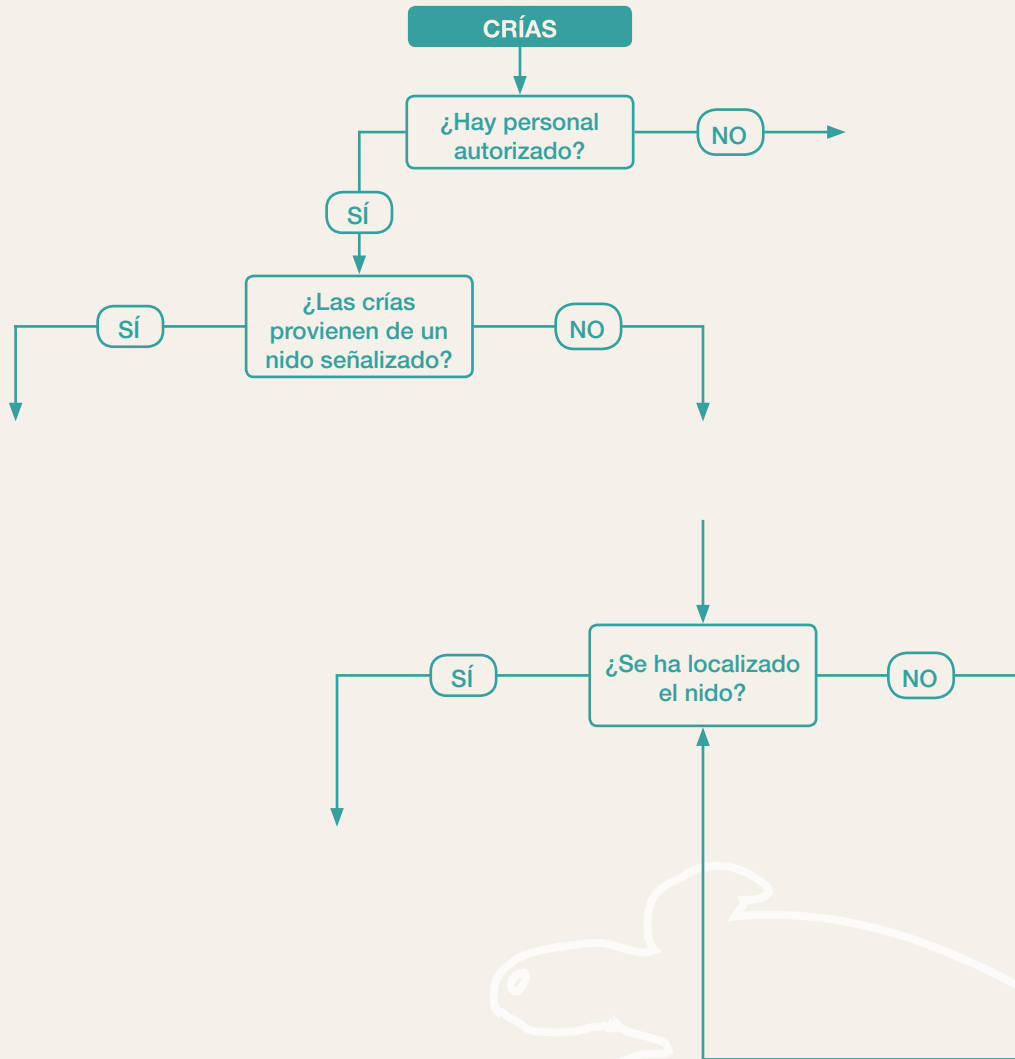
H2

Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas



H2

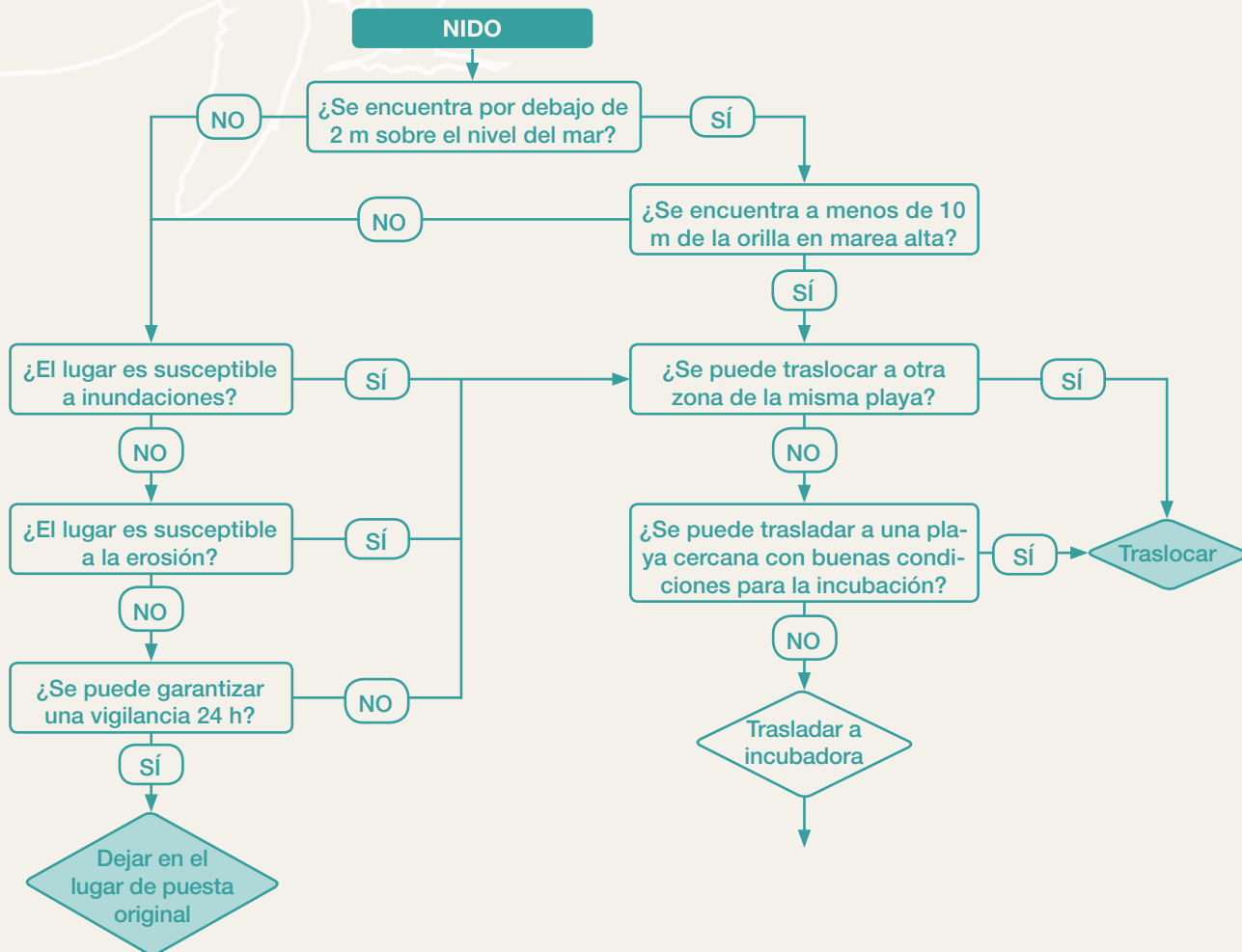




H2

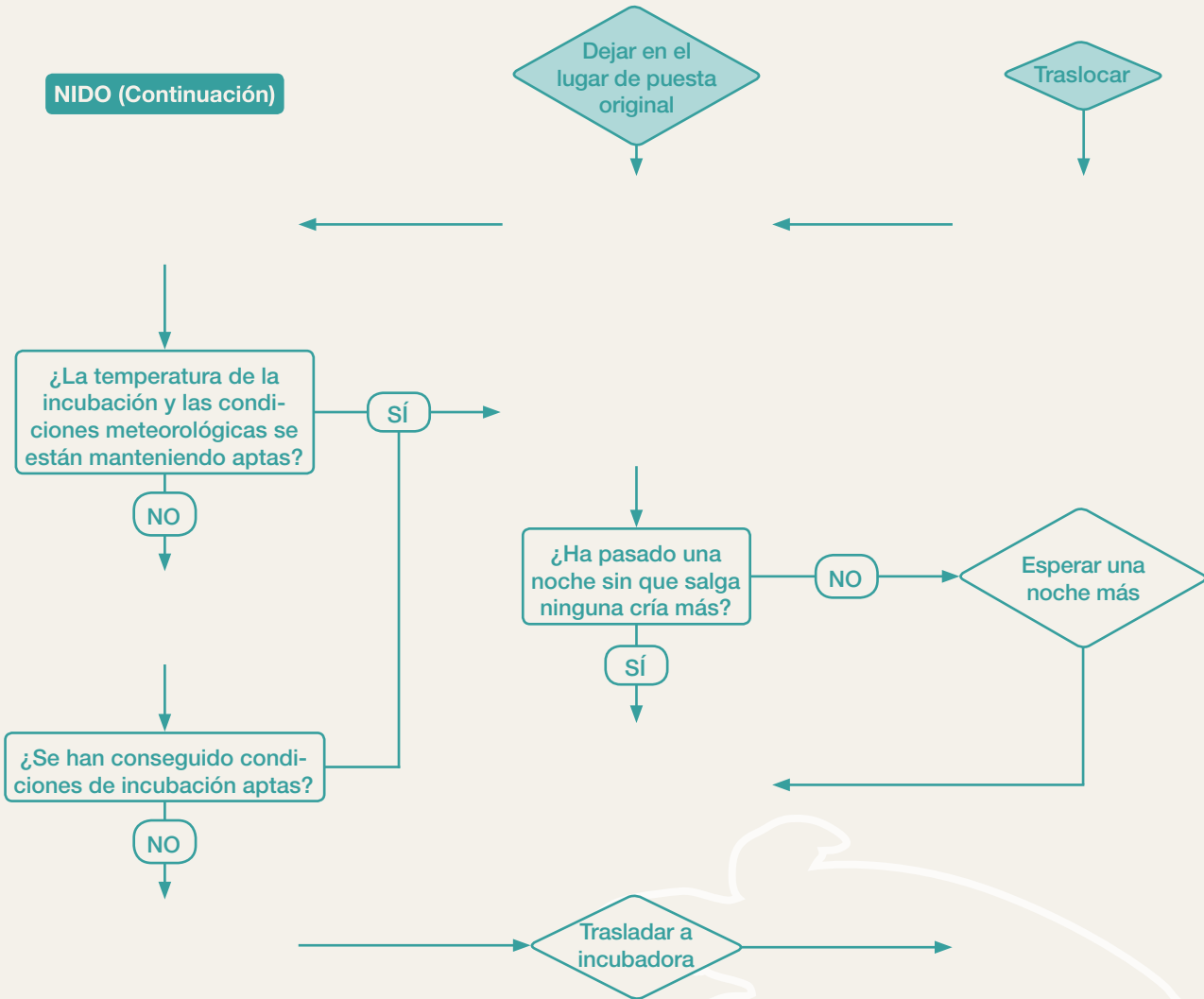


Árbol de decisiones n.º 2. Gestión del nido



H2





H2

H3. Pautas de actuación para la gestión

a. Detección de eventos de anidación

Período: de mediados de mayo a noviembre.

Tipo de observación: cualquier rastro, hembra nidificante, crías observadas en la playa o huevos de tortuga marina (enteros, rotos o degradados).

Prioridad: detectar el máximo número de eventos de anidación (rastros con o sin nido, hembras, huevos o neonatos en playa) en la costa española para su gestión y conservación.

Acciones a realizar:

- Campañas de divulgación (*Prioridad Alta*).
- Acciones de formación (*Prioridad Alta*).
- Información, consenso y celeridad de trámites, autorizaciones y respuesta en playa entre responsables de la Administración General del Estado (AGE), las comunidades autónomas, los ayuntamientos, personal técnico, expertos y colectivos de trabajo en playas —empresas de limpieza, chiringuitos, socorristas, etc. (*Prioridad Alta*).
- Activación de un protocolo de avisos eficiente (*Prioridad Alta*).
- Establecer coordinación entre agentes implicados (administraciones, técnicos, expertos, colectivos de trabajos en playa) (*Prioridad Alta*).
- Prospecciones de playas diurnas y nocturnas (base de datos homogeneizada) (*Prioridad Media*).

- Generación y refuerzo de equipos y redes de trabajo con capacidad en la atención integral de los episodios de anidación, manejo de nidos y marcaje de hembras reproductoras a lo largo del litoral español (*Prioridad Media*).

Árbol de decisiones asociado:

- Árbol de decisiones n.º 1. Actuación para la gestión de un evento de anidación.

Protocolos asociados:

- Protocolo n.º 10. Prospecciones de playas diurnas y nocturnas.
- Protocolo n.º 11. Prospecciones de playas con dron.
- Protocolo n.º 12. Identificación e interpretación de rastros.
- Protocolo n.º 13. Localización del nido.
- Protocolo n.º 30. Campaña de información y divulgación.
- Protocolo n.º 31. Formación.
- Protocolo n.º 32. Protocolo para la ciudadanía.
- Protocolo n.º 33. Gestión de alertas.

b. Gestión de hembras nidificantes

Período: de mediados de mayo hasta mediados de septiembre.

Tipo de observación: hembra saliendo del agua, hembra buscando lugar de puesta, hembra iniciando la construcción del nido, hembra poniendo huevos, hembra camuflando el nido, hembra regresando al mar.



Prioridad: garantizar la protección de la hembra para que pueda completar el proceso de nidificación, en su caso, y retornar al mar sin incidencias; garantizar la protección del nido; así como la maximización de la información para la gestión y protección del fenómeno.

Riesgos y posibles daños a tener en cuenta:

1. Al animal: sensibilidad a la luz, luxación de las extremidades del animal u otras lesiones por mal manejo, estrés, desove incompleto, desorientación, etc.
2. Al nido: borrar el rastro y dificultar el encuentro del nido y aplastamiento del nido por pisado.
3. Al personal de manejo: mordeduras, golpes de aleta, aplastamiento por caparazón, lesiones, dolencias musculares, arañazos, daños oculares, enterramiento y pérdida de bienes importantes en la playa, etc.

H3

Acciones a realizar:

- Asegurar la protección de la hembra (*Prioridad Alta*).
- Asegurar el desove (*Prioridad Alta*).
- Identificación de la especie (*Prioridad Alta*).
- Retención de la hembra (idealmente por personal experimentado o en situaciones concretas por personas autorizadas bajo instrucciones de personal especialista) (*Prioridad Media*).
- Balizar el rastro y comprobar si hay nido (*Prioridad Alta*). Ver punto **c. Gestión de rastros**.
- Identificación o marcaje, medición y descripción de la hembra (medidas estándar, identificación individual —microchip y marca externa—, fotoidentificación, registro de anomalías, etc.). Uso de la **Ficha estandarizada n.º 2. Hembra nidificante** (*Prioridad Media*).
- Evaluación externa de la salud de la tortuga —lesiones, anomalías, etc. (*Prioridad Media*).



- Toma de muestras (sangre, piel, caparazón, etc.) (*Prioridad Media*).
- Evaluación del estado reproductor (ecografía y muestra de sangre para determinación hormonal) (*Prioridad Baja*).
- Coordinación para la instalación de marcas o dispositivos de seguimiento de localización satelital en hembras (GPS, ARGOS y/o GALILEO) (*Prioridad Media*).
- Traslado a centros de recuperación en casos excepcionales para la realización de las anteriores pruebas (si es necesario según el estado de salud de la hembra) (*Prioridad Baja*).
- En caso de que sea imposible retener a la hembra, siempre en su trayectoria de regreso al mar, se tomarán fotografías (con flash si es necesario y bajo las instrucciones de los especialistas) para fotoidentificación y se anotarán todas las anomalías detectadas (*Prioridad Alta*).

Árbol de decisiones asociado:

Árbol de decisiones 1. Actuación para la gestión de un evento de anidación.

Tipologías de actuación para la gestión:

En función de la presencia o ausencia de marcas identificativas en el individuo:

1. Hembra no marcada o hembra marcada en temporadas anteriores: se aplicarán todos los protocolos asociados.
2. Hembra marcada en la misma temporada (recaptura en el mismo año): solo se aplicarán los protocolos asociados con asteriscos (*).

En función de la existencia de puesta:

3. Hembra sin nido: consultar las acciones del **Apartado c. Gestión de rastros** de este documento.



4. Hembra con nido: consultar las acciones del **Apartado d. Gestión de nidos** de este documento.

Protocolos asociados a las acciones:

- Protocolo n.º 1. Identificación De Especies.
- Protocolo n.º 2. Retención de hembras y crías (*).
- Protocolo n.º 3. Identificación de individuos (* sólo se anotará el código identificativo).
- Protocolo n.º 4. Biometría y características de la hembra.
- Protocolo n.º 5. Evaluación del estado de salud de la tortuga.
- Protocolo n.º 6. Evaluación del estado reproductor de la hembra (*).
- Protocolo n.º 7. Toma de muestras.
- Protocolo n.º 8. Colocación de dispositivos de seguimiento satelital (* si procede).
- Protocolo n.º 9. Manejo durante el traslado de hembras y crías (* si procede).

H3

c. Gestión de rastros

Período:

- Rastros de hembras: de mediados de mayo a mediados de septiembre.
- Rastros de crías: de mediados de julio a noviembre (y excepcionalmente en otros meses del año).

Tipo de observación: rastro de una hembra nidificante y rastros de crías.

Prioridad: confirmar la existencia de nido y, en caso positivo, garantizar su localización para su correcta protección y/o gestión.



Riesgos y posibles perjuicios a tener en cuenta:

Los rastros son efímeros y por diversos factores se borran con facilidad, dificultando su interpretación y pudiendo impedir totalmente la localización de la puesta para su protección. Los rastros se pueden borrar principalmente debido a: pisadas humanas, meteorología (viento, lluvia), tránsito de vehículos en la playa, limpieza de playas con tractor-rastrillo, etc.

Acciones a realizar:

- Comprobar que el rastro corresponde verdaderamente a un rastro de tortuga marina (*Prioridad Alta*).
- Tratar de contactar con el informante primario del rastro para obtener el máximo de información sobre el evento (*Prioridad Media*).
- Balizar los rastros detectados y, en especial, las zonas ensanchadas que pueden albergar el nido, ante su posible pérdida —ver riesgos por meteorología, pisadas humanas, vehículos, etc. (*Prioridad Alta*).
- Comprobar la presencia de más rastros en la playa (*Prioridad Alta*).
- Grabar con vídeo y fotografiar todo el rastro completo con especial detalle en zonas potenciales de presencia de nido (*Prioridad Alta*).
- Interpretación del rastro (*Prioridad Alta*):
 - Identificar la dirección del rastro (de subida y de bajada de la tortuga, o dirección de los rastros de las crías).
 - Comprobar que la tortuga o los neonatos no se encuentran en la playa (podrían haberse desorientado).
 - Identificar si el rastro de hembra presenta intentos de puesta y/o presencia de nido.



Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas

- Toma de datos del rastro (ficha estandarizada de rastro: coordenadas geográficas, distancia al final de la playa y a la línea de marea alta, número de intentos, ancho del rastro, etc.). (*Prioridad Media*).
- Localización y protección de la puesta para su posterior gestión (si procede, ver **Apar-tado d. Gestión de nidos**). (*Prioridad Alta*).

H3



Adolfo Marco/EBD-CSIC.



Tipologías de actuación para la gestión:

En función de la existencia de puesta:

1. Rastro sin nido: en las 3 noches siguientes avisar y prospeccionar las playas del entorno del rastro (hasta 50 km norte y sur), para identificar un nuevo intento de nidificación de la tortuga.
2. Rastro con nido: pasar al **Apartado d. Gestión de nidos** de este documento.

En función de la presencia de la hembra:

1. Rastro sin hembra: no es necesario realizar ninguna otra acción.
2. Rastro con hembra: pasar al **Apartado b. Gestión de hembras nidificantes** de este documento.

En función de la presencia de crías:

1. Rastro sin crías: no es necesario realizar ninguna otra acción.
2. Rastro con crías: pasar al **Apartado e. Gestión de neonatos en la playa** de este documento.

Árbol de decisiones asociado:

- Árbol de decisiones n.º 1. Actuación para la gestión de un evento de anidación.
- Árbol de decisiones n.º 2. Gestión del nido.

Protocolos asociados:

- Protocolo n.º 12. Identificación e interpretación de rastros.
- Protocolo n.º 13. Localización del nido.



d. Gestión de nidos

Período: de mediados de mayo hasta mediados de septiembre.

Tipo de observación:

- Nido en lugar y condiciones ambientales adecuadas para la incubación natural.
- Nido en lugar y/o condiciones ambientales adversas para la incubación natural.

Prioridad: garantizar la protección del nido y las crías en la playa, así como maximizar la obtención de información para la gestión y protección del fenómeno.

Árbol de decisiones asociado:

- Árbol de decisiones n.º 2. Gestión del nido.

Riesgos y posibles daños a tener en cuenta:

- En la gestión y protección del nido: infravalorar las amenazas para el nido, capacidad limitada de recursos técnicos y humanos para cada tipo de gestión, falta de experiencia en el manejo y movimiento de huevos (mortalidad inducida por el movimiento, etc.), intensidad del uso de la playa, limpieza de playas, vandalismo, costes de custodia del nido durante toda la incubación, etc.
- Factores ambientales: rastro efímero para localizar la puesta (en función de las características fisicoquímicas del sustrato permanecerá más o menos tiempo visible), riesgo de inundación, acreción o erosión de arena, depredación por animales salvajes o domésticos, etc.



Acciones básicas a realizar:

- Balizamiento de la puesta y del rastro (*Prioridad Alta*). Ver **Apartado c. Gestión de rastros**.
- Evaluación exhaustiva del lugar de puesta (riesgo de inundación, nivel freático, granulometría, color de la arena, perfil y dinámica de la playa, actividad y uso antrópico, contaminación por plásticos o vertidos al mar) (*Prioridad Alta*).
- Toma de decisiones para la incubación del nido (*Prioridad Alta*) —ver el siguiente apartado: **Acciones específicas de actuación para la gestión de las diversas tipologías de casos**.
- Toma de datos del nido. Uso de la **Ficha estandarizada n.º 3. Nido** (*Prioridad Media*).
- Toma de datos del rastro. Uso de la **Ficha estandarizada n.º 1. Rastro** (*Prioridad Media*).
- Dar información detallada a las autoridades ambientales y locales para garantizar la protección del nido desde el primer momento (*Prioridad Alta*).

Acciones específicas de actuación para la gestión en las diversas tipologías de casos:

- A. Incubación *in situ*.
- B. Reubicación en playa.
- C. Incubación artificial.

En función de las condiciones naturales de incubación y de los recursos técnicos y humanos disponibles, se valorará el método más adecuado de incubación de la puesta siguiendo las siguientes acciones específicas propuestas a continuación. No obstante, en este punto se recomienda consultar el **Protocolo n.º 14. Toma de decisiones para la incubación del nido**, donde se recomienda realizar una incubación mixta de la puesta, priorizando la incubación en playa, pero manteniendo un mínimo de 15 huevos en incubadora para diversifi-



car la incubación y minimizar el riesgo de fracaso total, favorecer la producción moderada de hembras y facilitar la obtención de muestras de embriones o tortugas desarrolladas.

A. Incubación *in situ*.

- Señalización y toma de datos del nido (marcaje del lugar de puesta original, distancia al agua y final de playa, otras observaciones).
- Protección del nido (vallado con elementos no metálicos, redes de protección frente a la depredación, carteles informativos, custodia de 24 horas, fototrampeo, etc.).
- Seguimiento de variables fisicoquímicas del nido y de la meteorología (control de la temperatura del nido y del sustrato a la profundidad de incubación, mediante la colocación de registradores de temperatura).
- Calendario de eclosión (calendario aproximado del tiempo de eclosión según la temperatura de incubación).
- Aplicación de técnicas de gestión para la incubación de nidos en playa ante condiciones ambientales adversas (si procede).
- Realización de acciones de educación ambiental entorno el evento de anidación como herramienta para la concienciación y sensibilización de la sociedad.

Protocolos asociados a la incubación *in situ*:

- Protocolo n.º 12. Identificación e interpretación de rastros.
- Protocolo n.º 13. Localización del nido.
- Protocolo n.º 14. Toma de decisiones para la incubación del nido.
- Protocolo n.º 17. Seguimiento de la temperatura de incubación y estado del nido.

- Protocolo n.º 18. Calendario de eclosión.
- Protocolo n.º 19. Protección del nido en playa.
- Protocolo n.º 20. Técnicas de mitigación de las condiciones ambientales adversas para la incubación en playa.
- Protocolo n.º 26. Exhumación de nido.

B. Reubicación en playa (fundamental consultar **Protocolo n.º 16. Reubicación de puestas**).

- Realización de catas en el sustrato del lugar de destino para evaluar las características del sustrato y localización (granulometría, humedad, nivel freático, vegetación, etc.), e identificar posibles zonas aptas para reubicar la puesta en un lugar que permita la correcta incubación del nido y sean lo más cercanas posibles al lugar de puesta original.
- Toma de decisiones sobre la metodología de manejo de los huevos y método de transporte según el tiempo transcurrido desde la puesta (antes o después de 4 horas), para evitar la mortalidad inducida por el movimiento o cambios bruscos de temperatura o humedad.
- Toma de datos de las medidas del nido original (profundidad del primer huevo, profundidad total, ancho y largo del cuello, ancho y largo de la cámara de incubación). Se hará tras extraer cuidadosamente todos los huevos.
- Construcción del agujero de incubación de la puesta reproduciendo la forma y dimensiones del nido original (aconsejable tener entrenamiento previo).
- Transporte y reubicación de los huevos evitando movimientos bruscos, y la rotación de los huevos si procede.
- Protección del nido en playa (vallado, elementos no metálicos, redes protec-

ción depredación, carteles informativos, custodia permanente (durante las 24 horas del día), cámaras de fototrampeo, etc.).

- Seguimiento de variables fisicoquímicas del nido y de la meteorología (control de la temperatura del nido y del sustrato a la profundidad de incubación).
- Calendario de eclosión (calendario aproximado del tiempo de eclosión según temperatura).
- Aplicación de técnicas de gestión para la incubación de nidos en playa ante condiciones ambientales adversas.
- Realización de acciones de educación ambiental entorno el evento de anidación como herramienta para la concienciación y sensibilización de la sociedad.

Protocolos asociados a la reubicación en playa:

- Protocolo n.º 14. Toma de decisiones para la incubación del nido.
- Protocolo n.º 16. Reubicación de puestas.
- Protocolo n.º 17. Seguimiento de la temperatura de incubación y estado del nido.
- Protocolo n.º 18. Calendario de eclosión.
- Protocolo n.º 19. Protección del nido en playa.
- Protocolo n.º 20. Técnicas de mitigación de las condiciones ambientales adversas para la incubación en playa.
- Protocolo n.º 26. Exhumación de nido.

C. Incubación artificial (fundamental consultar **protocolo n.º 21. Incubación artificial**).

- Puesta a punto de la incubadora antes de la incubación de los huevos:
 - Desinfección de la incubadora.
 - Comprobar si existen desviaciones entre la temperatura programada y la temperatura real en el interior de la incubadora: colocación de registradores de temperatura.
 - Desactivar cualquier tipo de ventilación interna.
 - Comprobar si existen fuertes gradientes de temperatura en el interior de la incubadora.
 - Regular la temperatura ambiente de la sala de incubación para que se minimicen las fluctuaciones de temperatura.
- Preparación del material: vermiculita limpia hidratada (en su defecto pueden usarse otros materiales aptos para la incubación de huevos de tortuga marina, pero se recomienda el uso de la vermiculita por sus características fisicoquímicas), cajas desinfectadas para los huevos, guantes de látex, etc.
- Programación de la temperatura de incubación favoreciendo una producción moderada de hembras usando regímenes térmicos de incubación para la especie (ver **Guía n.º 3. Regímenes de temperatura para la incubación artificial**, si las características técnicas de la incubadora lo permiten).
- Transporte de los huevos.
- Toma de datos biométricos de los huevos.
- Colocación de los huevos en las cajas evitando movimientos bruscos y la rotación de los huevos.
- Identificación individual de los huevos.





H3

Crías de tortuga careta.
Elena Abella/CT BETA (UVic-UCC).

- Comprobación de la temperatura programada para la incubación **Guía 3. Regímenes de temperatura para la incubación artificial.**
- Seguimiento individual de la incubación de cada huevo: desarrollo embrionario, presencia de hongos, etc. (usar **Ficha estandarizada n.º 10. Seguimiento incubación en incubadora**).
- Preparación de los recipientes para las emergencias si procede (individualización de las crías).
- Seguimiento de las emergencias: fecha de eclosión, estado de madurez, etc.
- Peso y biometría de las neonatos.
- Identificación y mantenimiento de las crías en seco antes de ser liberadas o transportadas a los tanques de agua.

Protocolos asociados a la incubación artificial:

- Protocolo n.º 14. Toma de decisiones para la incubación del nido.
- Protocolo n.º 18. Calendario de eclosión.
- Protocolo n.º 21. Incubación artificial.



e. Gestión de neonatos en la playa

Período: finales de julio a noviembre.

Tipo de observación: crías emergiendo, crías dirigiéndose al mar, crías desorientadas de día o de noche en la parte alta de la playa o paseos marítimos, observación de rastros de día o de noche.

Prioridad: favorecer la supervivencia de las crías y aumentar el conocimiento científico sobre la anidación emergente en el litoral español.

Árbol de decisiones asociado:

- Árbol de decisiones n.º 1. Actuación para la gestión de un evento de anidación.

Riesgos y posibles daños a tener en cuenta: Crías desorientadas debido a la contaminación lumínica; atropelladas; atrapadas en agujeros, vegetación, rodadas de vehículos, basura; alto riesgo de depredación por animales salvajes (terrestres y marinos), asilvestrados o domésticos, baja tasa de supervivencia; bloqueo en el fondo del nido...

Acciones a realizar:

Las acciones a realizar varían en función de si la emergencia observada procede de un nido previamente detectado y monitoreado, o si la emergencia pertenece a un nido que no había sido detectado en el momento de la puesta o pocas horas tras la puesta y, por lo tanto, no estaba controlado.



A continuación, se detallan las acciones a realizar según estos dos tipos de caso:

- **Emergencia controlada de un nido monitoreado:**
 - Retención temporal de un mínimo de 15 crías para la toma de datos (*Prioridad Alta*).
 - Evaluación del estado de salud de las crías (*Prioridad Alta*).
 - Retención de todas las crías que muestren problemas de salud (*Prioridad Alta*).
 - Toma de datos de las crías —ver **Ficha estandarizada n.º 6. Emergencias**— (*Prioridad Media*).
 - Valoración de la idoneidad de la liberación de las crías o realización de un programa de *headstarting* (*Prioridad Media*).
 - Liberación de neonatos (si procede), inmediatamente después de su valoración y toma de datos y muestras (*Prioridad Alta*).
 - Transporte de las crías (si procede) (*Prioridad Media*).
 - Realización de acciones de educación ambiental durante las liberaciones como herramienta para la concienciación y sensibilización de la sociedad (*Prioridad Media*).
- **Emergencia natural no controlada de un nido anteriormente no detectado:**
 - Cerrar el acceso al público en toda la zona de observación de rastros o crías (*Prioridad Media*).
 - Retención temporal de un mínimo de 15 crías para la toma de datos (*Prioridad Alta*).
 - Evaluación del estado de salud de las crías (*Prioridad Alta*).
 - Retener todas las crías que muestren síntomas de deshidratación (especialmente si se encuentran de día) u otros problemas de salud (*Prioridad Alta*).
 - Si es de noche, se intentará reducir las luces ambientales de la playa, si es posible (*Prioridad Media*).



- Prospección de la playa para la búsqueda de más rastros y/o crías perdidas que puedan encontrarse con problemas: atrapadas en agujeros o vegetación, deshidratadas, etc. (*Prioridad Alta*).
- Uso de luz blanca focalizada para atraer a las posibles crías perdidas y conducir las hacia el mar, si procede (*Prioridad Media*).
- Realización de fotografías y vídeos de los rastros desde diferentes ángulos y buscando referencias espaciales para facilitar la localización del nido (*Prioridad Alta*).
- Interpretación de rastros para la localización del nido utilizando técnicas no invasivas (*Prioridad Alta*).
- Contabilizar el número de rastros o crías que se observen entrando al mar, para tener una estima del número de crías que han logrado llegar (*Prioridad Alta*).
- Señalización y balizamiento del nido. (*Prioridad Alta*).
- Toma de datos de las crías —ver **Ficha estandarizada n.º 6. Emergencias**— (*Prioridad Media*).
- Valoración de la idoneidad para la liberación de las crías o realización de un programa de *headstarting* (*Prioridad Media*).
- Liberación de neonatos (si procede), inmediatamente después de su valoración y toma de datos y muestras (*Prioridad Alta*).
- Transporte de las crías, si procede (*Prioridad Media*).
- Realización de acciones de educación ambiental durante las liberaciones como herramienta para la concienciación y sensibilización de la sociedad (*Prioridad Media*).
- Estudio del nido para recoger información y determinar el éxito de eclosión (ver **Apartado d. Gestión de nidos**) (*Prioridad Alta*).

Protocolos asociados generales y específicos:

Generales:

- Protocolo n.º 2. Retención de hembras y crías.
- Protocolo n.º 3. Identificación.
- Protocolo n.º 7. Toma de muestras.
- Protocolo n.º 12. Identificación e interpretación de rastros.
- Protocolo n.º 22. Identificación de emergencias.
- Protocolo n.º 23. Manejo de crías.

Específicos:

- Protocolo n.º 24. Liberación de crías.
- Protocolo n.º 25. Sexado de crías.
- Protocolo n.º 28. *Headstarting* (cría en cautividad).

Tipologías de actuación tras la emergencia y toma de datos de neonatos:

En función del estado de salud de las crías o de las amenazas que puedan sufrir a corto plazo en la playa o en el mar, éstas pueden ser liberadas al medio salvaje o trasladadas a un centro de recuperación para realizar un programa de cría en cautividad durante un año (*headstarting*).

Se recomienda, durante la misma noche de la emergencia y en caso de que sea posible, llevar a cabo, como mínimo, un acto simbólico de liberación de algunos neonatos, para aumentar la sensibilización de la población, aunque el resto de las crías sean trasladadas a un programa de *headstarting*. El número de individuos que sean trasladados a programas de *headstarting* deberá ser evaluado por especialistas y dependerá de varios factores:

capacidad y características técnicas de los centros de acogida, número de nidos por área geográfica (diversificación del *headstarting*), fecha de las puestas, etc. El resto de los individuos deberían ser liberados en playa inmediatamente después de la toma de datos y muestras. En ningún caso se recomienda liberar al mar a neonatos con signos claros de debilidad, hipotermia o inmadurez.

Según el destino final de cada cría, se aplicarán unos protocolos específicos:

Liberación en la playa:

- Protocolo n.º 2. Retención de hembras y crías.
- Protocolo n.º 7. Toma de muestras.
- Protocolo n.º 9. Manejo durante el traslado de hembras y crías.
- Protocolo n.º 23. Manejo de crías.
- Protocolo n.º 24. Liberación de crías.

Headstarting/cría en cautividad durante un año:

- Protocolo n.º 2. Retención de hembras y crías.
- Protocolo n.º 9. Manejo durante el traslado de hembras y crías.
- Protocolo n.º 23. Manejo de crías.
- Protocolo n.º 28. *Headstarting* (cría en cautividad).

Protocolos asociados y específicos:

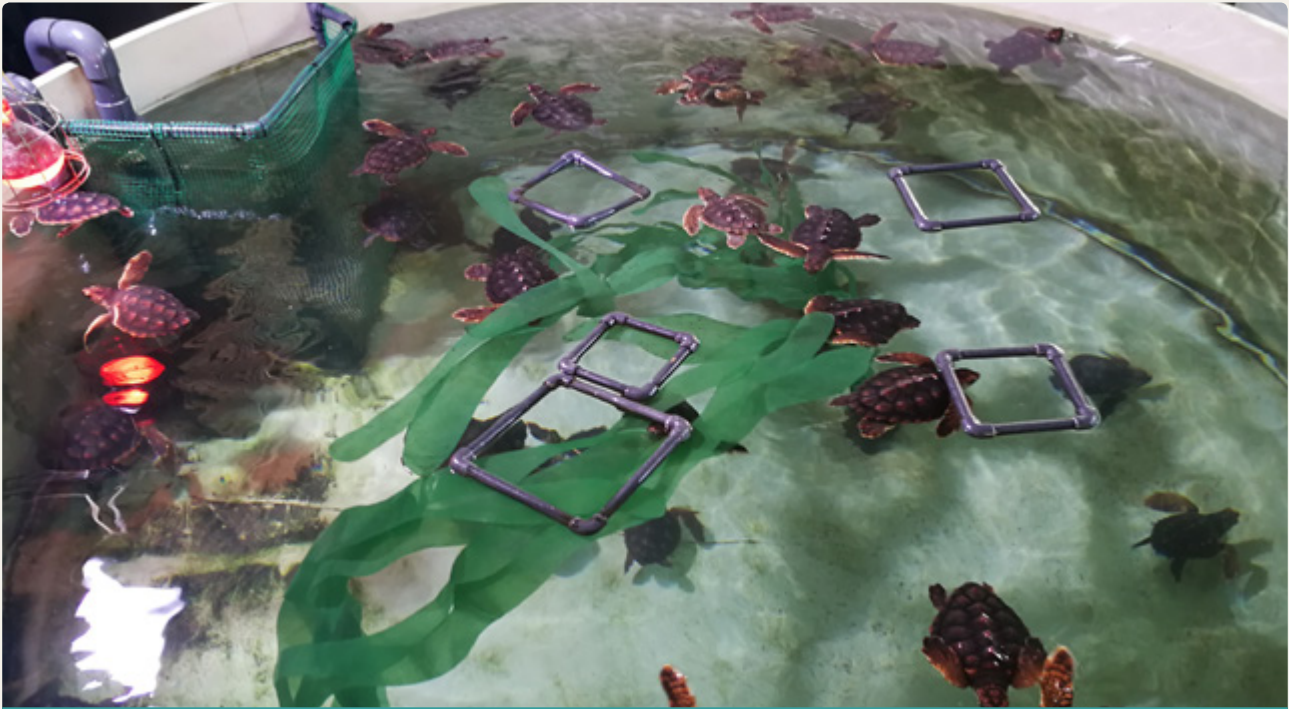
- Protocolo n.º 2. Retención de hembras y crías.
- Protocolo n.º 3. Identificación.
- Protocolo n.º 7. Toma de muestras.
- Protocolo n.º 9. Manejo durante el traslado de hembras y crías.



Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas

- Protocolo n.º 12. Identificación e interpretación de rastros.
- Protocolo n.º 23. Manejo de crías.
- Protocolo n.º 24. Liberación de crías.
- Protocolo n.º 25. Sexado de crías.
- Protocolo n.º 28. *Headstarting* (cría en cautividad).

H3



Programa de cría en cautividad (*headstarting*). José Luis Crespo/Oceanogràfic València.





H4. Protocolos de actuación

Protocolo n.º 1. Identificación de especies.....	75
Protocolo n.º 2. Retención de hembras y crías.....	79
Protocolo n.º 3. Identificación de individuos.....	86
Protocolo n.º 4. Biometría y características de la hembra.....	96
Protocolo n.º 5. Evaluación del estado de salud de la tortuga	100
Protocolo n.º 6. Evaluación del estado reproductor de la hembra	103
Protocolo n.º 7. Toma de muestras.....	107
Protocolo n.º 8. Colocación de dispositivos de seguimiento satelital	116
Protocolo n.º 9. Manejo durante el traslado de hembras y crías	124
Protocolo n.º 10. Prospecciones diurnas y nocturnas de playas	130
Protocolo n.º 11. Prospecciones de playas con dron.....	136
Protocolo n.º 12. Identificación e interpretación de rastros de hembras nidificantes.....	141
Protocolo n.º 13. Localización del nido.....	146
Protocolo n.º 14. Toma de decisiones para la incubación del nido	154
Protocolo n.º 15. Evaluación del lugar de puesta	160
Protocolo n.º 16. Reubicación de puestas.....	166



Protocolo n.º 17. Seguimiento de la temperatura de incubación y estado del nido	173
Protocolo n.º 18. Calendario de eclosión.....	181
Protocolo n.º 19. Protección del nido en playa.....	185
Protocolo n.º 20. Técnicas de mitigación de las condiciones ambientales adversas para la incubación en playa.....	190
Protocolo n.º 21. Incubación artificial	197
Protocolo n.º 22. Identificación de emergencias.....	205
Protocolo n.º 23. Manejo de crías	211
Protocolo n.º 24. Liberación de crías	216
Protocolo n.º 25. Sexado de crías.....	221
Protocolo n.º 26. Exhumación de nido.....	232
Protocolo n.º 27. Cálculo de la tasa mínima de desarrollo embrionario, éxito de eclosión y éxito de emergencia del nido	237
Protocolo n.º 28. <i>Headstarting</i> (cría en cautividad).....	245
Protocolo n.º 29. Estudio de viabilidad de las playas para la incubación...	254
Protocolo n.º 30. Campaña de información y divulgación.....	262
Protocolo n.º 31. Formación	266
Protocolo n.º 32. Protocolo para la ciudadanía	269
Protocolo n.º 33. Gestión de alertas	274

Protocolo n.º 1. Identificación de especies

Relevancia	Identificar qué especies nidifican en la costa española
Material	Ficha de reconocimiento de especies
Guía	Guía n.º 1. Identificación de especies de tortugas marinas
Tiempo	
Recursos de personal	
Recursos económicos	-
Autorización	No
Personal cualificado	No

Procedimiento

En el Mediterráneo se ha descrito la presencia de 6 especies de tortugas marinas, aunque solo dos de ellas nidifican en su cuenca: la tortuga común (*Caretta caretta*) y la tortuga verde (*Chelonia mydas*).

A través de la Figura 7 y la guía adjunta se procederá a identificar los rasgos característicos de cada especie observando las siguientes características: número de escudos (también llamados placas) del caparazón y escamas prefrontales de la cabeza, coloración, forma de la cabeza y del pico, forma del caparazón, presencia de poros inframarginales en el plastrón (en caso de sospechar que la tortuga pueda ser del género *Lepidochelys*), etc. Se recomienda para más detalle la consulta online de la *Enciclopedia Virtual de Vertebrados Española* con información detallada de todas las especies:

<http://www.vertebradosibericos.org/reptiles/listareptiles.html>



Se propone seguir el siguiente orden de observación:

- Contar los escudos costales o laterales del caparazón (muy singular para identificar las principales especies presentes en el Mediterráneo).
- Contar y revisar el resto de los escudos del caparazón.
- Contar las escamas prefrontales de la cabeza.
- Evaluar la forma de la cabeza y del pico.
- Observar la forma del caparazón.
- Observar la coloración.
- Observar la presencia/ausencia de poros inframarginales en el plastrón (en caso de sospechar que la tortuga pueda ser del género *Lepidochelys*).

Se recomienda revisar todas las características propias para cada especie, ya que es posible encontrar animales que tienen el caparazón con escudos supranumerarios o infranumerarios por malformaciones.

H4

Colaboraciones

No es necesaria ninguna colaboración para usar este protocolo. No obstante, compartir los datos recogidos es útil en el contexto de colaboración para objetivos de investigación generales.



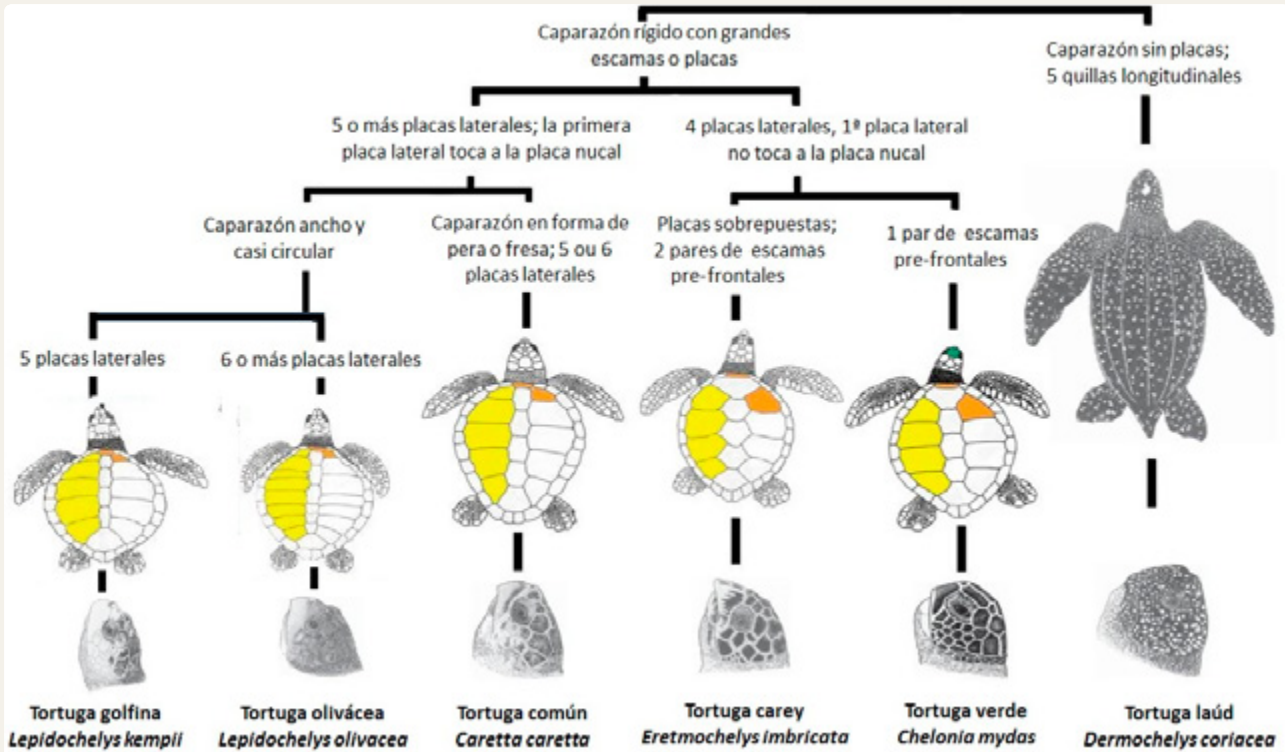


Figura 7. Ilustración gráfica de las diferencias morfológicas en las diferentes especies de tortugas marinas. Imagen modificada de *SeaTurtle.org*. Nótese que el término placas es intercambiable con escudos.

Bibliografía

- Alan F. Rees (2020) *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp
- Camiñas, J. A., Kaska, Y., Hochscheid, S., Casale, P., Panagopoulou, A., Báez, J. C., & Alcázar, E. (2020). *Conservation of marine turtles in the Mediterranean Sea* [brochure]. Malaga: IUCN.
- FAO & ACCOBAMS. 2018. *Good Practice Guide for the Handling of Sea Turtles Caught Incidentally in Mediterranean Fisheries*. <http://www.fao.org/3/i8951en/I8951EN.pdf>
- Pritchard, P. C. H., Mortimer J. A. (2000) Taxonomía, morfología externa e identificación de las especies. En: Eckert, K. L., K. A. Bjorndal, F. A. Abreu-Grobois y M. Donnelly (Editores). 2000 (Traducción al español). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo Especialista en Tortugas Marinas UICN/ CSE Publicación No. 4.



Protocolo n.º 2. Retención de hembras y crías

Relevancia

Retener a hembras reproductoras y crías permite identificar a los individuos (microchip), caracterizar a los animales (biometría, peso, registro de anomalías, etc.), tomar muestras de tejidos, conocer su estado reproductivo y/o colocar transmisor satelital entre otras acciones claves para mejorar el conocimiento científico sobre los individuos que nacen en el litoral español y el grado de fidelidad de los individuos reproductores en la costa española.

Material

- Toallas.
- Neumático pequeño (40 cm de diámetro aprox.), caja u otro elevador.
- Linterna con luz roja.
- GPS o aplicación de localización geográfica.

Ficha estandarizada No hay ficha estandarizada para este protocolo

Tiempo  

Recursos de personal   

Recursos económicos €

Autorización

Sí, de la comunidad autónoma y de la Administración General del Estado (AGE).

Personal cualificado

Sí, personal veterinario o biólogo y personal técnico y especialista autorizado con experiencia en tortugas marinas.

Procedimiento

En el marco de un episodio de colonización de nuevas zonas de nidificación se considera fundamental marcar y obtener datos de los animales colonizadores, así como caracterizar a las crías nacidas de sus nidos. La recopilación de datos científicos permitirá aumentar el conocimiento científico y mejorar las estrategias de conservación a nivel internacional, considerando tanto las áreas de reproducción de procedencia de los animales dispersantes como a las nuevas áreas de los colonizadores. Además, la retención de animales puede ser útil para detectar problemas de salud en la tortuga que requieran atención veterinaria.

Retención de hembras:

- Evitar que la hembra vuelva al mar y redirigirla hacia la zona alta de la playa. Para ello, hay que levantarla suavemente por la parte trasera del caparazón y desplazarla suavemente de forma lateral pivotando sobre ella misma.
- Si se considera necesario se puede frenar al animal levantándolo por la parte delantera, evitando así que las aletas anteriores toquen el suelo y pueda seguir impulsándose. Para hacer esta maniobra nos colocaremos detrás suyo y agarraremos la hembra por la parte nucal del caparazón.
- Colocar una toalla húmeda sobre los ojos.
- Siempre sujetar el animal por el caparazón. Nunca de las aletas para evitar luxaciones u otras lesiones.

- Elevar el animal encima de la caja, neumático pequeño u otro soporte en su defecto, para así evitar que las aletas toquen el suelo y pueda desplazarse durante la toma de datos o muestras.
- Nunca hay que voltear a la tortuga, ya que compromete su salud y aumenta enormemente el estrés.
- Mantener húmeda a la tortuga con toallas mojadas colocadas sobre la piel de zonas sensibles y, como mínimo, en la cabeza. Las toallas se deberán cambiar o volver a humedecer dependiendo del calor que haga.
- La hembra sólo debe retenerse el tiempo mínimo necesario para llevar a cabo las acciones necesarias pertinentes. En caso de fuerza mayor, o si la tortuga presenta lesiones graves o su estado de salud lo requiere, puede trasladarse en un vehículo autorizado al centro acondicionado para el mantenimiento de tortugas más cercano acompañado por personal cualificado. Tanto si se traslada a un centro como si no, tras cumplir los plazos establecidos o ante la ausencia de observación de malestar evidente en la tortuga, será liberada garantizando su llegada al mar. En ningún caso, se debe retener al animal si se encuentra en perfecto estado de salud y no hay que realizar ninguna acción específica.
- En caso de que sea imposible retener a la hembra antes de que decida irse al mar, en cuanto la tortuga esté encarada hacia el mar y se encuentre bajo la línea alta de la marea (arena húmeda), se tomarán fotografías para intentar fotoidentificar al animal a través de posibles marcas o peculiaridades que tenga en el caparazón o cabeza (si es necesario se puede utilizar flash, sin apuntar directamente a los ojos; es preferible hacer la foto iluminando a la tortuga con una linterna en la zona de interés). Se recomienda observar si el animal lleva anillas en las cuatro aletas y anotar los códigos, en su caso.



H4

Figura 8. Ejemplo del uso de un neumático de 40 cm de diámetro para elevar a la tortuga sin que pueda desplazarse.

Retención de crías:

- Si es de noche, el manejo de las crías se realizará siempre utilizando luces rojas.
- El transporte de crías (con destino tanto a programas de *headstarting* como durante la liberación de neonatos a sus playas de origen) debe realizarse en cajas limpias y previamente desinfectadas.
- Los animales deben mantenerse en cajas sin agua, pero con un paño, papel limpio absorbente húmedo o arena húmeda de la misma playa en el fondo (para evitar la deshidratación)
- La caja debe mantenerse tapada para evitar los efectos estimulantes de la luz por la noche y los rayos del sol durante el día. Así mismo, la caja debe estar aireada para no alcanzar altas temperaturas, especialmente durante el día.
- Será fundamental evitar situaciones de estrés, para lo cual se recomienda evitar ruidos innecesarios y movimientos bruscos.
- Si la retención se hace en instalaciones cerradas, estas deben tener un sistema de climatización para regular la temperatura dentro del rango óptimo para la fisiología de las tortugas marinas (25-30 °C).
- Es recomendable contar con termómetros y registradores de temperatura durante la retención de crías para asegurar que, ante cualquier problema de salud de los animales, la temperatura ambiente no haya podido ser un factor estresante para las crías.
- En caso de decidir liberar las crías poco tiempo después de la emergencia y toma de datos en playa, se recomienda no retener a los animales más de 6 horas y liberarlos, a ser posible, de noche para evitar un mayor grado de depredación.



Figura 9. Retención de crías mediante una caja de poliestireno, en la cual se han colocado gasas húmedas en el fondo para evitar la deshidratación. Fotografía: Elena Abella/CT BETA (UVic-UCC).

H4

Colaboraciones

No es necesaria ninguna colaboración para llevar a cabo este protocolo, pero es necesario contar con el personal cualificado.

Bibliografía

- Alan F. Rees 2020. *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp
- Bluvias, J. E., & Eckert, K. L. (2008). *Marine turtle trauma response procedures: a husbandry manual*. Durham, NC: Nicholas School of the Environment and Earth Sciences. Duke University.
- Eckert, K. L., Bjorndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A., & Donnelly, M. (2000). *Técnicas de investigación y manejo para la conservación de las tortugas marinas*. Grupo especialista en Tortugas Marinas. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y Comisión de Supervivencia de Especies, Publicación, (4).
- Fujimoto, R., Kosaka, S., Miyake, K., Kobayashi, Y., Takada, K., Kumazawa, Y., & Saito, T. (2020). Effect of retention conditions and duration on the swim frenzy of hatchling loggerhead turtles. *Herpetological Conservation and Biology*, 15(3), 579-587.
- Pilcher, N. J., & Enderby, S. (2001). Effects of prolonged retention in hatcheries on green turtle (*Chelonia mydas*) hatchling swimming speed and survival. *Journal of Herpetology*, 633-638.
- Van de Merwe, J. P., Ibrahim, K., & Whittier, J. M. (2013). Post-emergence handling of green turtle hatchlings: improving hatchery management worldwide. *Animal Conservation*, 16(3), 316-323.

Protocolo n.º 3. Identificación de individuos

Relevancia

Permite obtener un registro científico único, a través de la identificación individual, de las veces que se ha avistado un individuo durante su vida, ya sea tanto en áreas de nidificación como de alimentación. En el contexto de nuevas áreas de anidación, es fundamental tener el máximo de información para entender el proceso de colonización, y es de gran utilidad para evaluar la repetición de una hembra concreta en futuras anidaciones, evaluar su supervivencia y su grado de fidelidad espacial durante la nidificación. Los datos obtenidos se incorporan a la base de datos del Programa de Marcado de Tortugas Marinas (PMTM, MITECO).

Material

- Marca electrónica “pit-tag” (microchip) de 8 y/o 12mm.
- Aplicador de “pit-tag”.
- Lector de “pit-tag”.
- Anilla de marcaje. (opcional: valorar por posible riesgo de enmalle)
- Alicates para marcaje con anillas.

Tiempo



Recursos de personal



Recursos económicos



H4



Figura 10. Transponder “PIT-tag”. Imagen extraída de: <https://www.uidevices.com/product/fdx-pit-tag-1-4mm-x-8-5mm/>

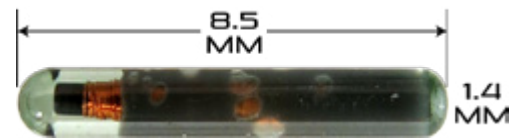


Figura 11. Inyector simple de “PIT-tag”. Imagen extraída de: <https://www.trovan.com/sp/lineas-de-productos/trovanunique-animales/microchips-para-animales>



Figura 12. Lector de “PIT-tag” de la marca AVID. Imagen extraída de: <https://avidid.com/products/minitracker-iii>



Figura 13. Anilla dge marcaje. Imagen e x-traída de: <https://www.nationalband.com/self-piercing-tags/>



Figura 14. Aplicador de anillas de marcaje. Imagen extraída de: <https://www.nationalband.com/self-piercing-tags/>



Autorización

Sí, de la comunidad autónoma y de la Administración General del Estado (AGE); Certificado de Aptitud Individual y pertenecer a un grupo de marcado del PMTM (MITECO).

Personal cualificado

Sí, personal técnico y especialista autorizado registrado y perteneciente al Programa de Marcado de Tortugas Marinas (MITECO).

Procedimiento

Es importante destacar que el marcaje de neonatos de tortuga marina es muy complejo, costoso y poco efectivo debido a su baja supervivencia en esta fase de vida.

Sin embargo, con facilidad, es posible marcar con microchip de 8 mm individuos post-neonatos a partir de los 300 gr de peso, y con emisor satelital ligero a individuos a partir de 1 kg de peso.

En el caso de las hembras adultas, la identificación y marcaje es más económico, efectivo y duradero, por lo cual, se recomienda marcar a todas las hembras posibles. Igualmente, conocer las rutas dispersivas de las hembras colonizadoras es importante para establecer estrategias de conservación y se recomienda poner emisores satelitales a todas las tortugas que sea posible.

- a. Previamente se habrá retenido a la tortuga siguiendo el procedimiento del **Protocolo n.º 2. Retención de hembras y crías.**
- b. Los datos se recogerán en la **Ficha estandarizada n.º 2. Hembra nidificante.**
- c. Antes de marcar al animal hay que asegurarse que no presenta ya una marca previa. Se revisarán las aletas delanteras y traseras en busca de anillas o desgarros y cicatrices de haber llevado anillas, y se pasará un lector de microchip (PIT-tag) por toda la zona delantera y trasera del animal (desde el cuello hasta la punta de las dos aletas) en busca de una marca electrónica.
- d. Si se encuentra una marca, se anotará en la **Ficha estandarizada n.º 2. Hembra nidificante.** Si no se encuentran marcas se procede al marcaje.

Identificación con PIT-tag: marca no visible y que requiere de un lector específico para detectarla, pero muy duradera en el tiempo. Ocasionalmente, puede migrar del lugar original de puesta del dispositivo. Es la opción más recomendada y efectiva para la identificación de individuos.

- La colocación de esta marca electrónica puede ser subcutánea o intramuscular, tanto en el lado derecho como el izquierdo del animal. No obstante, es recomendable centrarse en marcar en el costado izquierdo (UNEP/MAP 2019), aunque existen muchos grupos de trabajo que lo hacen en la aleta derecha.
- Se recomienda usar marcas PIT-tag conformes con la normativa ISO, para así maximizar la compatibilidad con el máximo de lectores PIT-tag. En España son ampliamente usados los PIT-tag de tipo AVID.





Figura 15. Fotografías de la colocación de una marca PIT-tag y su lectura. Fotografías: Adolfo Marco/EBD-CSIC.

Identificación con anilla: marca visible pero no recomendada para individuos juveniles si no es para un fin científico muy claro. En individuos adultos, con el tiempo éstas pueden perderse y dejar unas marcas de desgarros muy características de forma rectangular.

- La marca se debe colocar en las aletas delanteras, en la segunda o tercera escama más cercana al cuerpo, de las escamas de mayor tamaño en el borde dorsal posterior de las aletas. La anilla se colocará a través de las membranas o escamas, y siempre en el borde de la parte trasera de la escama.
- Se recomienda limpiar muy bien la zona de inserción y esterilizar las anillas y los aplicadores antes de su uso. No hacerlo puede provocar heridas, la pérdida temprana de la anilla y por tanto su utilidad.
- Hay que tener cuidado a la hora de buscar el lugar de marcaje. La anilla debe ser más grande que el grosor de la aleta en la zona donde queremos marcar.
- Las anillas nunca se deben colocar de tal manera que inhiba el rango completo de movimiento del tejido (dejar un espacio entre la anilla y el borde de la escama).
- Se recomienda poner dos marcas, una en cada aleta. Así, si se pierde una, en el siguiente avistamiento se la puede seguir identificando.

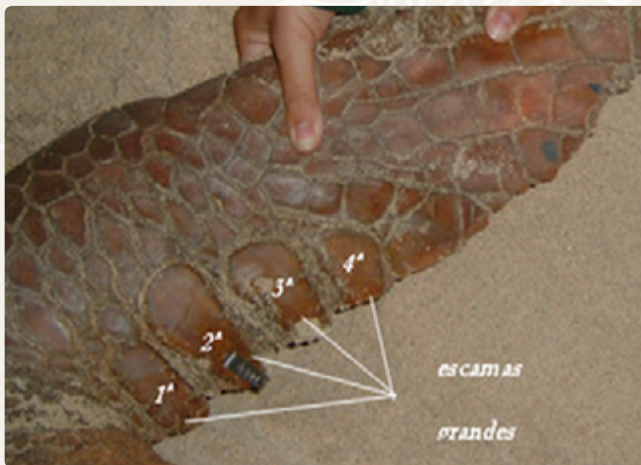


Figura 16. Fotografía de la aleta de una tortuga donde se señalan y enumeran las escamas más grandes. La anilla se debería colocar en la escama n.º 2 o n.º 3.

H4



Figura 17. Fotografías mostrando las señales que pueden quedar en las aletas después de la pérdida de la anilla. Fotografías: Adolfo Marco/EBD-CSIC.

Foto identificación de hembras adultas.

- La foto identificación en ejemplares adultos se realiza mediante el patrón de coloración y/o epibiontes del caparazón, y los patrones de las escamas de la parte superior de la cabeza o las postorbitales (también llamadas postoculares).

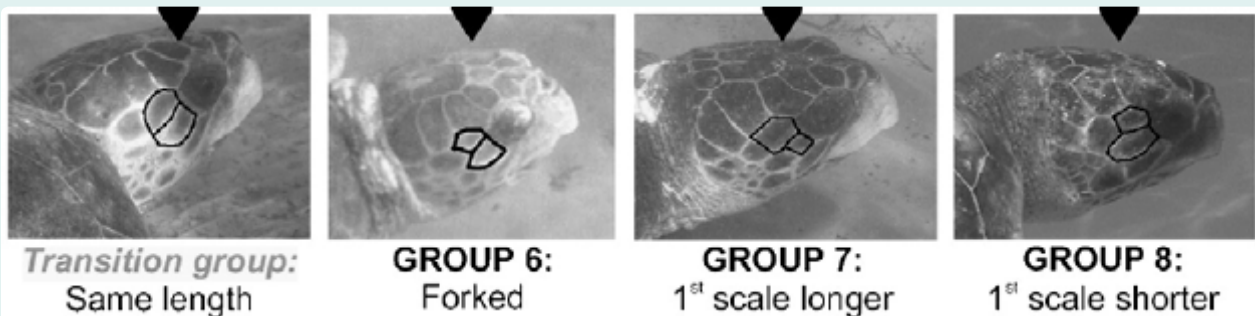


Figura 18. Fragmento de una infografía extraída del artículo de Schofield *et al.* (2008). Se puede apreciar los diferentes patrones de las escamas postorbitales, permitiendo la identificación individual.

- Aparte, también es muy útil tomar nota y hacer una fotografía general de la tortuga, donde pueda apreciarse bien la forma y características del caparazón y/o cualquier anomalía física única (una malformación, amputación, cicatriz, herida, etc.).
- Si se conoce, hay que anotar el número de microchip o anilla que corresponde al animal que estamos fotografiando.

Foto identificación de crías.

- Debido al pequeño tamaño de los neonatos no se los puede marcar con anillas ni microchip, solo podemos usar fotoidentificación. No obstante, los neonatos se podrán identificar a partir del primer año de edad mediante PIT y fotoidentificación.
- Para fotoidentificar a los individuos se realizará una foto donde se vea con buen detalle la parte superior de la cabeza y el cuello (plano cenital) de cada cría. Para facilitar su identificación, se recomienda realizar la foto colocando el neonato sobre un papel donde previamente se ha anotado el código de identificación (ID) que se le ha dado a la cría para que se vea en la foto. Para facilitar que la cría no se mueva, se recomienda colocar a la tortuga sobre el papel, cubriéndola suavemente con la palma de la mano y sujetándole las aletas, pero dejando visible la cabeza y el cuello. Si es necesario, para evitar reflejos y mejorar la calidad de la fotografía, se puede secar al animal suavemente con papel secante o gasas las zonas que necesitemos ver con mayor detalle.

Colaboraciones

Los datos recogidos se deberían registrar en una base de datos común para todas las CCAA, puesto que resultan útiles en el contexto de colaboración para objetivos de gestión e investigación generales, respetando siempre la autoría científica o técnica.

Bibliografía

Alan F. Rees 2020. *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp

- Eckert, K. L., Bjørndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A., & Donnelly, M. (2000). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo especialista en Tortugas Marinas. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y Comisión de Supervivencia de Especies, Publicación, (4).
- Gatto, C. R., Rotger, A., Robinson, N. J., & Tomillo, P. S. (2018). A novel method for photo-identification of sea turtles using scale patterns on the front flippers. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 506, 18-24.
- Hays, G. C., & Hawkes, L. A. (2018). Satellite tracking sea turtles: Opportunities and challenges to address key questions. *Frontiers in Marine Science*, 432.
- UNEP/MAP (2019). *Draft updated Action Plan for the conservation of Mediterranean marine turtles*. SPA/RAC, Tunis. 43p
- Schofield, G., Katselidis, K. A., Dimopoulos, P., & Pantis, J. D. (2008). Investigating the viability of photo-identification as an objective tool to study endangered sea turtle populations. *Journal of experimental marine biology and ecology*, 360(2), 103-108.

Protocolo n.º 4. Biometría y características de la hembra

Relevancia

Conocer la talla de reproducción de las hembras nidificantes, así como su estado de reproducción, salud y las características peculiares del individuo para mejorar el conocimiento científico sobre la nidificación en el litoral español.

Material

- Linterna con luz roja.
- Cámara de fotos.
- Cinta métrica flexible.

Ficha estandarizada Ficha estandarizada n.º 2. Hembra nidificante

Tiempo 

Recursos de personal 

Recursos económicos €

Autorización

Sí, se necesita autorización para la manipulación de las hembras, de la comunidad autónoma y de la Administración General del Estado (AGE).

Personal cualificado

Sí, personal técnico y especialista en tortugas marinas autorizado.

H4



Procedimiento

Existen diferentes medidas biométricas para caracterizar a las tortugas marinas, siendo algunas de estas medidas las más utilizadas a nivel internacional, permitiendo la comparación de estándares entre poblaciones.

- Si está nidificando, esperar a que termine el proceso de camuflaje y se dirija hacia el mar.
- Una vez esté bajando, retenerla (véase **Protocolo n.º 2. Retención de hembras y crías**).
- Las medidas básicas del caparazón que siempre deben tomarse son: el largo curvo mínimo (LCC_{\min}) y largo curvo estándar (LCC_{est}), y el ancho curvo (ACC). Para ello se utilizará una cinta métrica flexible.
- Para el largo curvo mínimo del caparazón (LCC_{\min}) se medirá desde el punto medio anterior (escudo nugal) hasta el punto medio de la muesca posterior entre los escudos supracaudales (véase Figura 19, a), de forma que la cinta quede extendida y tensa sobre los escudos centrales.
- Para el largo curvo estándar del caparazón ($LCC_{\text{estándar}}$) se medirá desde el punto medio anterior (escudo nugal) hasta la punta de uno de los escudos supracaudales (véase Figura 19, b), de forma que la cinta quede extendida y tensa sobre los escudos centrales.
- Para el ancho curvo del caparazón (ACC) se mide por el punto más amplio; no hay puntos de referencia anatómico (véase Figura 20). Es útil colocar el dedo en la parte inferior de la escama marginal desde donde se empieza a tomar la medida, pasar la cinta por encima de los escudos centrales de la tortuga, y terminar en el borde de las escamas marginales del lado opuesto.

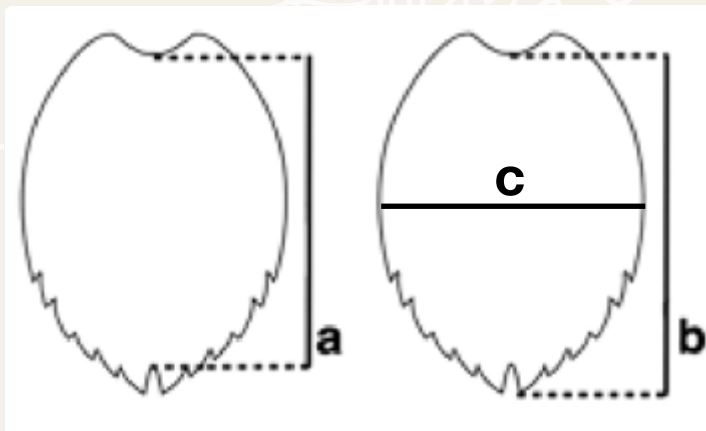


Figura 19. Puntos anatómicos anterior y posterior para tres medidas de la longitud del caparazón. (a) Medición del LCC_{min} , (b) Medición del LCC_{est} , (c) Medición del ACC. Fuente: Eckert et al., Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas (2000).

H4



Figura 20. Fotografías del proceso de medición del caparazón de una tortuga marina. Fotografías: Adolfo Marco/EBD-CSIC.

- De manera opcional y con el fin de caracterizar mejor el animal, se pueden tomar también las siguientes medidas de la cabeza utilizando preferiblemente un calibre (en su defecto una cinta métrica flexible): largo del píleo (LP) y ancho del píleo (AP). El LP se mide sobre la línea más larga del largo de la cabeza y el AP sobre la línea más larga del ancho de la cabeza.

Colaboraciones

No es necesaria ninguna colaboración para llevar a cabo este protocolo, aunque sí es necesaria la presencia de personal cualificado para manipular a la hembra. No obstante, compartir los datos recogidos es útil en el contexto de colaboración para objetivos de investigación generales.

Bibliografía

- Alan F. Rees 2020. *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp
- Bolten, A. B. (1991) Técnicas para la medición de tortugas marinas. En: Eckert, K. L., K. A. Bjorndal, F. A. Abreu-Grobois y M. Donnelly (Editores). 2000 (Traducción al español). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo Especialista en Tortugas Marinas UICN/CSE Publicación No. 4.
- Casale, P., Freggi, D., Rigoli, A., Ciccocioppo, A., & Luschi, P. (2017). Geometric morphometrics, scute patterns and biometrics of loggerhead turtles (*Caretta caretta*) in the central Mediterranean. *Amphibia-Reptilia*, 38(2), 145-156.

Protocolo n.º 5. Evaluación del estado de salud de la tortuga

Relevancia

Conocer el estado de salud de cada animal encontrado es indispensable tratándose de una especie protegida. La recogida de estos datos puede dar una idea del estado de salud general de las hembras nidificantes.

Material

- Linterna con luz roja.
- Bolígrafo
- Libreta.
- GPS o aplicación de localización geográfica.
- Cámara de fotos (opcional).

Ficha estandarizada	Ficha estandarizada n.º 2. Hembra nidificante
----------------------------	---

Tiempo	
---------------	---

Recursos de personal	
-----------------------------	---

Recursos económicos	-
----------------------------	---

Autorización

Sí, se necesita autorización para la manipulación de las hembras, de la comunidad autónoma y de la Administración General del Estado (AGE).

Personal cualificado

Sí, personal veterinario o biólogo y personal técnico y especialista en tortugas marinas autorizado.

H4



100

Ficha n.º 2

Procedimiento

- Anotar lugar (con coordenadas), fecha y hora.
- Si está nidificando, esperar a que termine el proceso de camuflaje y se dirija hacia el mar.
- Una vez se dirija al mar, retener la tortuga (véase **Protocolo n.º 2. Retención de hembras y crías**), siempre que sea posible.
- Realizar un examen visual completo del animal: comprobar el estado de hidratación y la condición corporal. Anotar, y si se puede también fotografiar, todas las anomalías que pueda presentar el animal, por ejemplo: amputaciones (parciales y/o totales), cantidad excesiva de epibiontes, malformaciones, lesiones, redes enmalladas en las extremidades, etc.
- Anotar las observaciones en la **Ficha estandarizada 2. Hembra** preparada para este fin.

Colaboraciones

No es necesaria ninguna colaboración para llevar a cabo este protocolo. No obstante, compartir los datos recogidos es útil en el contexto de colaboración para objetivos de investigación generales.

Bibliografía

- Rees, Al. F. (2020). *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp
- Eckert, K. L., K. A. Bjorndal, F. A. Abreu-Grobois y M. Donnelly (Editores). (2000) (Traducción al español). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo Especialista en Tortugas Marinas UICN/CSE Publicación No. 4.



Page-Karjian, A., & Perrault, J. R. (2021). Sea turtle health assessments: Maximizing turtle encounters to better understand health. In *Sea Turtle Research and Conservation* (pp. 31-44). Academic Press.

H4



Protocolo n.º 6. Evaluación del estado reproductor de la hembra

Relevancia

Permite conocer el estado reproductor de un individuo concreto, confirmar si ha desovado ya en la playa, ayudando a estar mejor preparados para posibles futuras nidificaciones del mismo animal dentro de una misma temporada de anidación (en caso de observar que el animal presenta folículos o huevos en desarrollo), así como generar conocimiento científico acerca del estado reproductor general de las hembras nidificantes en nuevas zonas de anidación.

Material

- Ecógrafo portátil.
- Linterna con luz roja.
- Lápiz y papel.

Ficha estandarizada Ficha estandarizada n.º 2. Hembra nidificante

Tiempo  

Recursos de personal  

Recursos económicos €

Autorización

Sí, de la comunidad autónoma y de la Administración General del Estado (AGE).

H4



103

Ficha n.º 2

Personal cualificado

Sí, personal veterinario o biólogo y personal técnico y especialista en tortugas marinas autorizado.

Procedimiento

- Si está nidificando, esperar a que termine el proceso de camuflaje y se dirija al mar.
- Una vez esté bajando, retener la tortuga (véase **Protocolo n.º 2. Retención de hembras y crías**).
- Al elevar a la hembra hay que procurar que quede bien accesible la zona inguinal para poder colocar el ecógrafo.
- El ecógrafo se colocará en la ventana prefemoral de la fosa inguinal.
- Se tendrá que realizar el mismo procedimiento en ambos costados ya que no se pueden visualizar los dos ovarios al mismo tiempo.
- Anotar las observaciones realizadas (tamaño de los posibles folículos, estado de calcificación de huevos, etc.), registrar y catalogar las imágenes.

Colaboraciones

Esta acción requiere la colaboración entre personal cualificado para la gestión de eventos de nidificación y centros de rescate de fauna marina o veterinarios que sepan tanto realizar la ecografía como interpretar las imágenes correctamente.



GOBIERNO
DE ESPAÑA

VICEPRESIDENCIA
TERCERA DEL GOBIERNO
MINISTERIO
PARA LA TRANSICIÓN ECOLÓGICA
Y EL RETO DEMOGRÁFICO



Figura 21. Arriba, realización de una ecografía a una hembra. A la izquierda, captura de la pantalla del ecógrafo. Fotografías: José Luis Crespo/Oceanogràfic València.

H4



105

Bibliografía

- Blanco, G. S., Morreale, S. J., Vélez, E., Piedra, R., Montes, W. M., Paladino, F. V., & Spoti-la, J. R. (2012). Reproductive output and ultrasonography of an endangered population of East Pacific green turtles. *The Journal of Wildlife Management*, 76(4), 841-846.
- Eckert, K. L., Bjorndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A., & Donnelly, M. (2000). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo especialista en Tortugas Marinas. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y Comisión de Supervivencia de Especies, Publicación, (4).
- Rostal, D. C., Robeck, T. R., Owens, D. W., & Kraemer, D. C. (1990). Ultrasound imaging of ovaries and eggs in Kemp's Ridley Sea turtles (*Lepidochelys kemp*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 27-35.
- Valente, A. L., Parga, M. L., Espada, Y., Lavin, S., Alegre, F., Marco, I., & Cuenca, R. (2007). Ultrasonographic imaging of loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). *Veterinary Record*, 161(7), 226-232.



Protocolo n.º 7. Toma de muestras

Relevancia

La toma de muestras permite obtener un banco de muestras de tortugas identificadas que puede ser usado con diferentes propósitos científicos como, por ejemplo: conocer la población de origen de los colonizadores, el número de individuos que contribuyen al establecimiento de estas nuevas colonias, amenazas potenciales relacionadas con presencia de parásitos, microorganismos o epibiontes concretos, o realizar estudios de dieta (isótopos estables). En el contexto de un proceso de colonización, la toma de muestras para la realización de estudios científicos resulta todavía de mayor importancia para mejorar en el conocimiento de dicho fenómeno.

Material

- Guantes de nitrilo/látex.
- Tubos y frascos de toma de muestra.
- Hojas de bisturí.
- Pinzas finas.
- Punzones de biopsia.
- Hisopos.
- Medio de almacenamiento (alcohol u otro líquido según el propósito de la muestra).
- Aguja.
- Material específico para el etiquetado (lápiz, marcador permanente, etc.).
- GPS o aplicación de localización geográfica.

Ficha estandarizada	Ficha estandarizada n.º 4. Toma de muestras
Tiempo	
Recursos de personal	
Recursos económicos	€€
Autorización	
Sí, de la comunidad autónoma y de la Administración General del Estado (AGE).	
Personal cualificado	
Sí, personal veterinario y personal técnico y especialista en tortugas marinas autorizado.	
Procedimiento	
<p>En el marco de un episodio de colonización de nuevas zonas de nidificación se considera fundamental obtener muestras, tanto de los animales colonizadores como de las crías nacidas de nidos de dicha colonización, para caracterizar a los individuos que potencialmente puedan establecer una nueva zona de anidación estable. El análisis de estas muestras permitirá mejorar el conocimiento científico y establecer estrategias de conservación a nivel internacional, considerando tanto las áreas de reproducción de procedencia de los animales dispersantes como los colonizadores.</p>	

H4



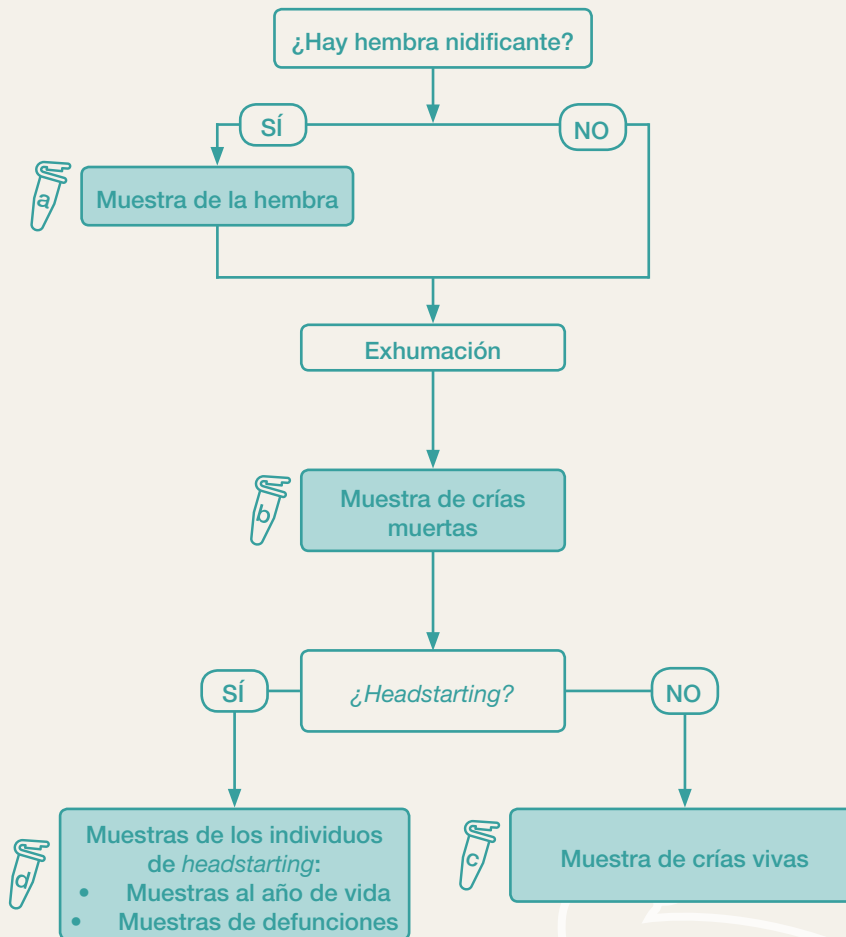


Figura 22. Árbol de decisiones para la toma de muestras

Es fundamental que las muestras sean siempre recogidas con la metodología apropiada, así como preservadas y etiquetadas correctamente para su posterior análisis y evitar el desconocimiento o errores de asignación a un individuo y/o evento de anidación concreto. Para ello, se recomienda establecer el protocolo específico con anterioridad con el laboratorio de destino y, en cualquier caso, seguir siempre las siguientes pautas generales:

- Anotar lugar (con coordenadas), fecha y hora.
- Si se trata de una hembra que está nidificando, esperar a que termine el proceso de camuflaje y se dirija al mar.
- Una vez esté bajando, retener la tortuga (véase **Protocolo n.º 2. Retención de hembras y crías**).
- Las muestras deben estar correctamente etiquetadas con:
 - Nombre de la especie.
 - Fecha completa.
 - Localidad y país de origen.
 - Responsable de la muestra.
 - Tipo de muestra (tejido o sangre).
 - Líquido de preservación y su concentración.
- Para el etiquetado se debe usar papel de cebolla y lápiz (para muestras preservadas en alcohol) o permanentes resistentes al agua/alcohol para evitar la pérdida del identificador de la muestra.
- Cada muestra debe almacenarse en su propio recipiente con una etiqueta única para evitar la contaminación cruzada, incluso si se toma más de una muestra de un individuo.
- El material con el que se toman las muestras debe estar libre de cualquier materia viva

de otro animal. Debe considerarse la necesidad de contar con suficientes repuestos desechables o con el protocolo y materiales y productos de desinfección de campo (fuego/alcohol) para las herramientas a reutilizar con diferentes ejemplares. Para el mantenimiento de las muestras perecederas durante largos períodos se aconseja conservar en frío a 4-6 °C de temperatura.

- Rellenar la **Ficha estandarizada n.º 3. Nido** y no olvidar asignarla a un evento de anidación concreto.

A continuación, se detalla la metodología de recogida de muestras para aquellas que actualmente se consideran fundamentales recoger para mejorar el conocimiento científico del proceso de colonización de la anidación en las costas españolas, aunque pueden existir otros estudios científicos en curso que requieran otro tipo de muestras (exudados de heridas o infecciones, raspados de caparazón, líquido oviductal, parásitos y epibiontes, etc.) y utilicen otros métodos de recogida de éstas:

a. **Muestra de sangre y tejido en animales adultos:**

Sangre:

- En el caso de una muestra líquida para el estudio de genética de un animal adulto, con 3 ml es suficiente.
- La extracción de sangre se realiza en los senos cervicales dorsales.
- Previamente a la extracción se debe desinfectar la zona de punción.
- Extracción de sangre rutinaria: muestra en tubo de suero (sin anticoagulante).
- En un tubo añadir 3 partes de etanol 96%.
- Centrifugar 1 minuto a 8000 rpm.

- Descartar sobrenadante.
- Volver a rellenar con etanol 96%.
- Reemplazar el etanol de nuevo a las 24 horas.

Tejido (se tomará si no es posible obtener una muestra de sangre según el protocolo establecido):

- Desinfección de la zona, preferentemente un borde de la aleta pectoral sin escudos grandes.
- Utilizar un bisturí para extraer un trozo de piel de aproximadamente 0,4 cm x 1 cm
- Preservarlo en un recipiente con etanol 96%.
- Normalmente no se produce sangrado (en su defecto presionar hasta detener hemorragia).
- Desinfectar la zona.
- Reemplazar el etanol 96% por etanol nuevo 1-2 horas después.
- Reemplazar el etanol de nuevo a las 24 horas.

b. Muestra de tejido para análisis genéticos en neonatos muertos y embriones:

- Primero hay que tomar una fotografía del animal desde un plano cenital.
- Cortar una aleta o usar el embrión entero e introducirlos en un tubo de ensayo etiquetado y lleno de etanol al 96%.
- Al cabo de 1-2 horas, vaciar el contenido líquido del tubo y reemplazarlo por etanol al 96% de nuevo.
- Realizar un nuevo reemplazamiento del etanol al 96% al cabo de 24 horas.

c. Muestra de tejido en neonatos:

- Sólo se recolectará muestras de neonatos cuando no haya suficientes muestras de embriones o individuos muertos o crías en programas de *headstarting* del mismo nido.
- Primero hay que tomar una fotografía del animal desde un plano cenital.
- Desinfectar la zona a muestrear, preferiblemente el borde posterior del caparazón.
- Usando el bisturí esterilizado se cortará una tira muy fina de caparazón de aproximadamente 0,2 x 0,3 cm.
- Introducir la muestra en un tubo de muestreo etiquetado y llenarlo con etanol al 96%.
- Normalmente este muestreo no debería producir sangrado, pero si se produce habrá que presionar la herida con una gasa esterilizada durante unos minutos o hasta que deje de sangrar.
- Al cabo de 1-2 horas, vaciar el contenido líquido del tubo y reemplazarlo por etanol al 96% de nuevo.
- Realizar un nuevo reemplazamiento del etanol al 96% al cabo de 24 horas.

d. Muestra de sangre para análisis genéticos en neonatos del programa de *headstarting*:

- Realizar una extracción de aproximadamente 300 µl siguiendo los protocolos veterinarios del centro dónde se lleva a cabo el proyecto de *headstarting*.
- Añadir 3 volúmenes de etanol al 96%.
- Centrifugar durante 1 minuto a bajas revoluciones (~8.000 rpm).
- Descartar el sobrenadante.
- Llenar el tubo con etanol al 96% de nuevo.
- Realizar un nuevo reemplazamiento del etanol al 96% al cabo de 24 horas.

Colaboraciones

Puesto que las técnicas de análisis de datos derivados de muestras de tejido son costosas, es recomendable compartir las muestras en proyectos científicos colaborativos. De esta manera se comparten los costes y se garantiza la máxima ganancia en términos de conocimiento científico. Es necesario colaborar con investigadores para el análisis de las muestras. Siempre y cuando las muestras a tomar en ejemplares vivos no formen parte del chequeo de salud, se recomienda valorar la posibilidad de aprovechar chequeos rutinarios de salud y consultar con un comité de ética la necesidad de su evaluación por el mismo.

Bibliografía

- Carreras, C., Pascual, M., Tomás, J., Marco, A., Hochscheid, S., Castillo Martín, J.J., Gózalbes, P., Parga, M., Piovano, S. & Cardona, L. (2018). Sporadic nesting reveals long distance colonisation in the philopatric loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). *Scientific Reports*, 8. [10.1038/s41598-018-19887-w](https://doi.org/10.1038/s41598-018-19887-w)
- Dutton, P. H. (1996). Methods for collection and preservation of samples for sea turtle genetic studies. In *Proceedings of the international symposium on sea turtle conservation genetics* (pp. 17-24). NOAA Technical Memorandum NMFSSEFSC-396.
- Dutton, P. H., & Stewart, K. R. (2013). A method for sampling hatchling sea turtles for the development of a genetic tag. *Marine Turtle Newsletter*, 138, 3-7.
- Eckert, K. L., Bjorndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A., & Donnelly, M. (2000). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo especialista en Tortugas Marinas. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y Comisión de Supervivencia de Especies, Publicación, (4).

FAO & ACCOBAMS. 2018. *Good Practice Guide for the Handling of Sea Turtles Caught Incidentally in Mediterranean Fisheries*. <http://www.fao.org/3/i8951en/I8951EN.pdf>





Protocolo n.º 8. Colocación de dispositivos de seguimiento satelital

Relevancia

Obtener datos sobre la supervivencia, el comportamiento, los patrones migratorios, las zonas de alimentación y el uso de los hábitats, tanto de hembras nidificantes como de postneonatos mantenidos en cautividad en programas de *headstarting*. Además, permite la localización de nuevos nidos y en consecuencia pueden ser protegidos y gestionados correctamente.

Material

- Transmisor satelital.
- Guantes de nitrilo/látex.
- Resina epoxi (marina, amasable o con bases de otros materiales, como acrílico o neopreno, que sean resistentes para fijar el transmisor).
- Dispensador de resina epoxi.
- Palo de madera o plástico, o punta de automezcla para epoxi.
- Recipiente desechable.
- Paño de fibra de vidrio.
- Papel de lija.
- Acetona (o en su defecto alcohol isopropílico).
- Cinta aislante o adhesiva.
- Pincel.
- Esponja o paño de tela.
- Imán para activar o desactivar el transmisor satelital.
- Ordenador con conexión a internet y software adecuado para recepción y visualización de localizaciones.

Ficha estandarizada	Ficha estandarizada n.º 2. Hembra nidificante
Tiempo	 (mínimo 60 minutos)
Recursos de personal	
Recursos económicos	€€€€
Autorización	
Sí, de la comunidad autónoma y de la Administración General del Estado (AGE).	
Personal cualificado	
Sí, personal técnico o especialista en tortugas marinas autorizado que conozca todo el procedimiento para la colocación, análisis e interpretación de datos de este tipo de telemetría satelital.	
Procedimiento	
<p>Conocer las rutas dispersivas, el uso de zonas de alimentación y comportamiento tanto de las hembras colonizadoras como de las crías nacidas de nidos de la costa española es importante para establecer estrategias de conservación. Además, también puede evaluarse la supervivencia de los animales.</p> <p>Se recomienda poner emisores satelitales a todas aquellas tortugas que sea posible bajo el asesoramiento de especialistas en esta área de conocimiento. Es importante conocer que, para hacer seguimiento de animales con emisores satelitales, además de comprar y colocar el emisor, es también necesario contratar el servicio de telemetría satelital con empresas especializadas, que consiste en la recepción, decodificación y envío de los</p>	

datos a los usuarios (p. ej.: ARGOS-CLS). Se recomienda planificar con meses de antelación la compra del emisor y la coordinación con la empresa que proporcionará los datos, para asegurar que todo está listo cuando se requiera.

Hoy en día, las principales empresas que fabrican transmisores satelitales y ofrecen servicios de seguimiento de datos por satélite para tortugas marinas son:

- Empresas de fabricación de transmisores satelitales:
 - LOTEK-Sirtrack. <https://www.lotek.com/>
 - Wildlife Computers. <https://wildlifecomputers.com/>
 - Telonics. <https://www.telonics.com/wildlife.php>
- Servicio de seguimiento datos por satélite:
 - ARGOS. <https://argos-system.org/>
 - Iridium. <https://www.iridium.com>

Para la colocación de los transmisores satelitales, es importante conocer tanto las características físicas como técnicas del aparato. Garantizar que se instalan transmisores de la talla y peso adecuado con relación al tamaño y peso del animal (no debe ser superior al 5% del peso del animal) es imprescindible para no comprometer su navegación, capacidad de buceo y supervivencia.

Además, no todos los transmisores permiten obtener la localización del animal con el mismo grado de precisión. También hay modelos que permiten la recogida de datos de otros parámetros oceanográficos o de navegación de las tortugas, como pueden ser la temperatura, la salinidad, el tiempo de buceo, el tiempo de reposo, etc. Es importante co-

nocer las especificaciones de cada transmisor y adquirir el modelo adecuado en función del objetivo científico que se tenga.

Antes de colocar el transmisor, hay que conocer el manual de activación, programación y recogida de datos. Se recomienda seguir las indicaciones del fabricante para calibrarlo y testarlo, y comprobar que se recibe la señal correctamente antes de la liberación del animal, para evitar errores en la programación o toma de datos.

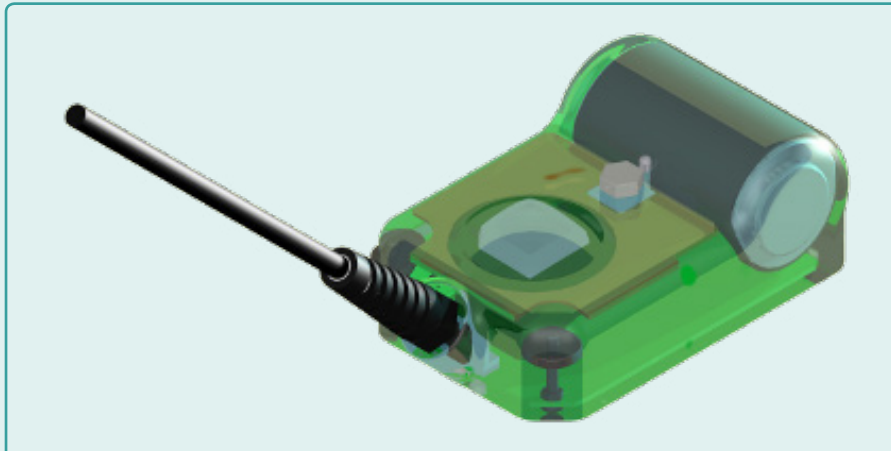


Figura 23. Transmisor satelital. Imagen extraída de: <http://www.smru.st-andrews.ac.uk/Instrumentation/GPSArgosTag/>

A continuación, se detallan los pasos a seguir para la colocación de un transmisor satelital a una hembra nidificante:

- Si la hembra está nidificando, esperar a que termine el proceso de camuflaje y se dirija al mar.
- Una vez esté bajando, retener la tortuga (véase **Protocolo n.º 2. Retención de hembra y crías**).
- Una vez tenemos al animal bien sujeto hay que buscar el punto más alto del caparazón, y allí será donde colocaremos el transmisor.
- Durante el proceso de colocación se deberá controlar el estado de salud de la tortuga: respiración, apertura de los ojos, etc. Además, siempre hay que mantener al animal humedecido para evitar su deshidratación y se procurará minimizar los sonidos y los movimientos innecesarios alrededor.
- Cuando tengamos el área seleccionada, hay que revisar bien que no existan heridas en la zona de pegado del transmisor. Si estas existieran, se debe consultar con un veterinario la conveniencia de colocar o no el emisor. Si no hay heridas, deberemos limpiar la zona usando el papel de lija y un paño o esponja, siempre percatándose de que durante el proceso de lijado el animal no sufre ninguna lesión que impida la colocación del transmisor.
- Una vez lijada la zona, la volveremos a limpiar utilizando acetona (preferiblemente) o alcohol para eliminar cualquier resto de aceite o grasa.
- Cuando la zona esté limpia se podrá empezar a mezclar los ingredientes de la resina epoxi, según las indicaciones del producto.
- Aplicaremos una capa uniforme de epoxi directamente sobre la parte del caparazón que hemos limpiado, dándole una forma similar a la de la base del transmisor, y encima colocaremos la tela de fibra de vidrio.
- Seguidamente, se añade otra capa de resina epoxi sobre la fibra de vidrio donde se



colocará el transmisor.

- Antes de la colocación del transmisor, se debe cubrir con cinta adhesiva de pintor u otro tipo de cinta adhesiva todos sus sensores para protegerlos de la resina epoxi.
- Una vez colocado el transmisor se puede añadir más resina epoxi sobre el cuerpo y los costados del transmisor, teniendo cuidado de no obstruir ningún sensor.
- Finalmente, cuando esté fraguado el epoxi, se podrá pintar con pintura antiincrustante, siempre respetando un margen sin pintar, para así evitar que la pintura entre en contacto con el caparazón, ya que es altamente tóxica.
- Antes de liberar a la tortuga hay que asegurarse que se retira toda la cinta adhesiva que cubría los sensores y que el transmisor está activado.

El tiempo de duración del emisor es muy variable, pudiendo variar desde pocas horas hasta los 2 o 3 años debido a sus limitaciones técnicas. También hay que considerar que, en ocasiones, algunos emisores nunca llegan a emitir.

Colaboraciones

Los datos recogidos deberían analizarse de forma integrada con otros datos de telemetría para analizarlos en proyectos científicos, en un contexto de colaboración y coordinación con entidades dedicadas a la investigación.



H4

Figura 24. Colocación de un transmisor satelital a una hembra reproductora. Fotografías: Glòria Fainé/CT BETA (UVic-UCC).

Bibliografía

- Abalo-Morla, S., Marco, A., Tomás, J., Revuelta, O., Abella, E., Marco, V., & Belda, E. J. (2018). Survival and dispersal routes of head-started loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) post-hatchlings in the Mediterranean Sea. *Marine Biology*, 165(3), 1-17.
- LIFE INTEMARES. *Guía de campo para la monitorización de tortugas marinas nidificantes*. Recuperado 7 de junio de 2022, de https://intemares.es/sites/default/files/cuaderno_campo_formacion.pdf
- Godley, B. J., Blumenthal, J. M., Broderick, A. C., Coyne, M. S., Godfrey, M. H., Hawkes, L. A., & Witt, M. J. (2008). Satellite tracking of sea turtles: where have we been and where do we go next?. *Endangered Species Research*, 4(1-2), 3-22.
- Hays, G. C., & Hawkes, L. A. (2018). Satellite tracking sea turtles: Opportunities and challenges to address key questions. *Frontiers in Marine Science*, 432.
- Mansfield, K. L., Wyneken, J., Rittschof, D., Walsh, M., Lim, C. W., & Richards, P. M. (2012). Satellite tag attachment methods for tracking neonate sea turtles. *Marine Ecology Progress Series*, 457, 181-192.
- Mansfield, K. L., Wyneken, J., Porter, W. P., & Luo, J. (2014). First satellite tracks of neonate sea turtles redefine the 'lost years' oceanic niche. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 281(1781), 20133039.
- Seney, E. E., Higgins, B. M., & Landry Jr, A. M. (2010). Satellite transmitter attachment techniques for small juvenile sea turtles. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 384(1-2), 61-67.

Protocolo n.º 9. Manejo durante el traslado de hembras y crías

Relevancia

Realizar un transporte seguro tratando de asegurar el bienestar y la salud de los animales durante cualquier acción de traslado que sea necesaria.

Material

- Tanque con capacidad suficiente como para albergar un ejemplar adulto sin comprometer la cabeza ni las aletas.
- Toallas o paños húmedos.
- Cubrecabezas.
- Cajas termoaislantes.
- Guantes.
- GPS o aplicación de localización geográfica.

Ficha estandarizada No hay ficha estandarizada para este protocolo

Tiempo  

Recursos de personal   

Recursos económicos €

Autorización

Sí, de la comunidad autónoma y de la Administración General del Estado (AGE). En caso de traslado de animales entre comunidades autónomas, es imprescindible la autorización de la AGE.

Personal cualificado

Sí, personal veterinario y personal técnico y especialista en tortugas marinas autorizado.

Procedimiento

El traslado de hembras y crías solo se realizará cuando sea absolutamente necesario y bajo la supervisión y órdenes estrictas del personal cualificado o autorizado. El traslado solo debe realizarse cuando haya animales con problemas de salud que requieran atención veterinaria, o haya estudios científicos en curso que requieran el mantenimiento temporal de los animales en centros de recuperación de fauna marina autorizados para este fin (p. ej.: programas de cría en cautividad o *headstarting*). El traslado del animal siempre debe realizarse de forma que el animal sea acondicionado y transportado de manera que se reduzca al mínimo el riesgo de heridas, deterioro en su salud o maltrato.

Transporte de hembras

- Anotar lugar (con coordenadas), fecha, hora y motivo del traslado.
- Si está nidificando, esperar a que termine el proceso de camuflaje y se dirija al mar.
- Una vez esté bajando, redirigirla hacia la parte alta de la playa y retenerla (véase **Protocolo n.º 2. Retención de hembras y crías**) y evaluar su estado de salud (véase **Protocolo n.º 5. Evaluación del estado de salud de la tortuga**).
- Si no está nidificando realizaremos una evaluación de su estado reproductor (véase **Protocolo n.º 6. Evaluación del estado reproductor de la hembra**) para asegurarnos que no tiene huevos en su interior.
- Entre 3-4 personas se levantará al animal con mucho cuidado y se introducirá en el tanque, o caja de transporte. Se debe agarrar al animal por el caparazón, nunca por

las aletas.

- No se debe trasladar los animales con agua ya que dificulta el proceso de traslado, y puede provocar golpes y riesgo de heridas o lesiones por la limitación de movimientos en el tanque o movimientos durante el transporte.
- El tanque debe ser lo suficientemente grande como para permitir una extensión normal de las aletas y la cabeza. Debe estar ventilado y acolchado (al menos en la parte inferior con una esponja, colchón de poro cerrado, varias toallas, etc.), estar libre de material que pueda ser ingerido accidentalmente y adaptarse al hecho de que las tortugas deben mantenerse húmedas.
- Se utilizarán toallas mojadas para que la tortuga no se deshidrate.
- El transporte siempre debe hacerse en el menor tiempo posible.

Transporte de crías

- El mantenimiento y el transporte de crías (con destino tanto a programas de *head-starting* como a liberación de neonatos de nidos reubicados en sus playas de origen) debe realizarse en cajas limpias y previamente desinfectadas.
- Los animales deben trasladarse en cajas sin agua, pero con un paño o papel limpio absorbente húmedo en el fondo (para evitar la deshidratación)
- La caja debe mantenerse tapada para evitar la luz directa del sol, y aireada para no alcanzar altas temperaturas.
- Será fundamental evitar situaciones de estrés, con lo cual, se recomienda evitar ruidos innecesarios y realizar una conducción a velocidad lo más constante posible para evitar movimientos bruscos.
- El vehículo de transporte debe disponer de sistema de climatización para regular la

temperatura durante el traslado.

- Es recomendable contar con registradores de temperatura durante el transporte para asegurar que la temperatura ambiente no haya podido ser un factor estresante para las crías.

Colaboraciones

Esta acción requiere la colaboración entre personal cualificado para la gestión de eventos de nidificación, centros de rescate de fauna marina y veterinarios que reciban al animal en las condiciones óptimas necesarias en las instalaciones que proceda.

Bibliografía

- Alan F. Rees (2020). *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp
- Bluvias, J. E., & Eckert, K. L. (2008). *Marine turtle trauma response procedures: a husbandry manual*. Durham, NC: Nicholas School of the Environment and Earth Sciences. Duke University.
- Eckert, K. L., Bjorndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A., & Donnelly, M. (2000). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo especialista en Tortugas Marinas. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y Comisión de Supervivencia de Especies, Publicación, (4).
- FFWCC (Florida Fish and Wildlife Conservation Commission) (2016) *Marine turtle conservation handbook*.
- Hunt, K. E., Innis, C. J., Kennedy, A. E., McNally, K. L., Davis, D. G., Burgess, E. A., & Merigo, C. (2016). Assessment of ground transportation stress in juvenile Kemp's ridley



H4

Figura 25. Ejemplo de cómo transportar las crías en cajas de poliestireno con gasas húmedas en el fondo para evitar la deshidratación. Fotografías: Elena Abella/CT BETA (UVic-UCC).

sea turtles (*Lepidochelys kempii*). *Conservation physiology*, 4(1).

Informe CITES para traslado de tortugas marinas vivas: https://cites.org/esp/prog/imp/Transport_of_live_specimens

Marco, A., Abella, E., Liria, A., Martins, S., Loureiro, N. D. S., & López-Jurado, L. F. (2012). Manual for the monitoring of sea turtles in the Cape Verde Islands. *Zoologia Caboverdiana*. 3. 1-23.

Protocolo n.º 10. Prospecciones diurnas y nocturnas de playas

Relevancia

Identificar y censar el mayor número posible de nidos, rastros sin nido, crías y hembras nidificantes para conocer la abundancia y localización de los eventos de nidificación.

Material

- Papel y lápiz.
- GPS (recomendable).
- Cámara fotográfica.
- Cinta métrica.
- Calzado cómodo.
- Abrigo (especialmente en las prospecciones nocturnas).
- Opcionalmente se puede llevar descargado en el móvil la APP de *Caretta a la Vista*.

Ficha estandarizada Ficha estandarizada n.º 7. Prospección de playas

Tiempo ⌚ ⌚ ⌚

Recursos de personal 👤

Recursos económicos €

Autorización No

Personal cualificado

Es aconsejable que las personas que realicen prospecciones de playa, sobre todo nocturnas, hayan realizado una formación básica sobre los protocolos de actuación ante eventos de anidación (ver **Protocolo n.º 31. Formación y**, **Protocolo n.º 32. Protocolo**

H4

Ficha n.º 7



para la ciudadanía) y conozcan cómo volcar los datos de los transectos realizados en función de la metodología que se utilice.

Material

La prospección de playas para la detección de eventos de anidación permite acercarse mejor al número real de eventos que suceden, ya que el total de eventos de nidificación que se detectan es siempre una estima mínima del número real de eventos (eventos detectados más los no detectados).

Sin embargo, la prospección de playas en todo el litoral por personal técnico profesional es inviable y costosa, y se recomienda prospectar el mayor número de playas posibles contando con la colaboración de entidades ambientales que participen de manera voluntaria y que dispongan de personal formado para este fin.

Si una tortuga no consigue realizar la puesta en una primera salida a la playa, es muy probable que lo intente de nuevo durante la misma noche o en las 3-4 noches siguientes. Entonces, en caso de detectar rastros sin nido en una playa, se recomienda realizar patrullas durante las noches posteriores, en la misma playa y en otras cercanas, para detectar el nuevo intento de anidación. Así mismo, se recomienda realizar prospecciones en aquellas playas donde haya un nido y en las playas vecinas. Estas prospecciones se deberían hacer a partir de que cumpla 13 días desde la puesta del nido, ya que es el tiempo mínimo (rango 13-18 días) entre una puesta y la siguiente de la misma hembra.

En playas donde se detecte habitualmente actividad de nidificación, es aconsejable pa-

trullarlas regularmente (cada 2-3 días como máximo) para conocer el grado de fidelidad de las tortugas a dicha zona o playa, y determinar si pudiera tratarse de una potencial zona estable de anidación en el litoral español.

- Para la recogida de datos durante las prospecciones de playa se utilizará la **Ficha estandarizada n.º 7. Prospección de playas.**
- Las prospecciones de playa deben realizarse en la parte media-baja de la playa (línea de pleamar) para poder identificar bien los rastros de salida y entrada de la tortuga, sin confundirlos con otras huellas que pueda haber en la playa.
- Durante la noche, se intentará prospectar la playa sin la ayuda de luz artificial ya que este es de fácil observación incluso estando a oscuras. Pero si fuera necesario, se podría utilizar una linterna de luz roja para evitar molestar a posibles hembras que puedan estar saliendo del agua.
- Si se detecta una hembra durante la noche, la persona observadora debe agacharse y quedarse quieta hasta que la tortuga esté lo suficientemente lejos para no notar la presencia humana, con el fin de no interferir en el proceso de puesta. Una vez la tortuga esté lejos, se llamará al 112.
- Si la tortuga está bajando, se llamará al 112 y se aplicarán las acciones descritas en el **Apartado b. Gestión de hembras nidificantes** de este documento.
- Si se encuentra un rastro con o sin nido, se llamará al 112 y se aplicarán las acciones descritas en el **Apartado c. Gestión de rastros** o en el **Apartado d. Gestión de nido** de este documento.
- Se recomienda realizar un video del rastro completo, moviéndose lentamente, evitando pisarlo y deteniéndose en detalles en zonas potenciales de nido, con el fin de po-



der distinguir entre un falso intento y un nido. No pisar nunca el rastro. El vídeo debe hacerse llegar con la mayor rapidez posible al personal especialista en nidificación para determinar la presencia o no de nido, y poder actuar con rapidez si procede.

- Para la recogida de datos durante las prospecciones de playa, tanto diurnas como nocturnas, se utilizará la **Ficha estandarizada n.º 7. Prospección de playas**.
- En todas las prospecciones (diurnas y nocturnas), será necesario anotar:
 - Lugar (nombre de la playa y localidad a la que pertenece), fecha y hora del inicio de la prospección, nombre de las personas observadoras, etc. También es recomendable apuntar la orientación de la playa.
 - Climatología (dirección y fuerza del viento) y condiciones de visibilidad (soleado, nublado, etc.) ya que estos condicionan los resultados de la prospección. También si la noche o el día anterior ha llovido y/o si ha pasado ya la brigada de limpieza de playas.
- Una vez hechas las anotaciones, se empezará a andar por la playa a nivel de la última línea de pleamar.
- Cada rastro que se vea se anotará en la **Ficha estandarizada n.º 1. Rastro** y se realizará un aviso al 112 para poner en marcha la cadena de acciones para averiguar si hay nido o no, y se protegerá para que nadie lo pise.

Variables que afectan al resultado de la prospección:

- **Precisión del observador:** la experiencia del observador puede influir en la veracidad del censo. Para ello, se recomienda la formación del personal antes de que empiece la temporada de anidación.



- **Especie de tortuga:** algunas especies exhiben una conducta de anidación compleja que dificulta extremadamente la identificación y diferenciación de sus rastros.
- **Densidad de anidación:** un elevado número de rastros que se solapan entre ellos puede dificultar la identificación individual de cada uno y, por lo tanto, disminuir la veracidad del censo.
- **Tipo de playa:** el material por el que esté formada la playa, al igual que su perfil, puede ayudar o complicar el proceso de identificación de rastros.
- **Hora (posición del sol):** cuánto más bajo sea el ángulo de incidencia del sol mejor será la identificación de los rastros, porque éstos crearán sombras más profundas que los harán más visibles. Los días nublados, por el contrario, podrían ser peores para realizar prospecciones. Para eliminar esta variable se recomienda realizar los censos siempre a la misma hora, preferiblemente en las primeras horas de la mañana.
- **Viento:** la intensidad, dirección y duración del viento pueden determinar el éxito de una prospección ya que puede eliminar total o parcialmente los rastros. La dirección del viento y la orientación de la playa determinará el grado de erosión de los rastros.
- **Lluvia:** la lluvia disimula las huellas y complica su identificación. Por eso es importante anotar si ha habido lluvias previas a la prospección o durante la misma.
- **Actividad humana en la playa:** las actividades humanas pueden enmascarar las huellas y los nidos.

Colaboraciones

Sería interesante la colaboración con entidades ambientales que dispongan de un programa de voluntariado para llevar a cabo el máximo de prospecciones posibles durante la temporada. La ficha puede compartirse con el personal que prospecta la playa creando

un formulario en línea para este fin, de forma que los datos queden todos recogidos automáticamente en una base de datos general. Además, compartir y centralizar los datos recogidos por las diversas entidades u organismos es fundamental en el contexto de colaboración para objetivos de investigación generales.

Bibliografía

- Alan F. Rees (2020). *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp
- Marco, A., Abella, E., Liria, A., Martins, S., Loureiro, N. D. S., & López-Jurado, L. F. (2012). Manual for the monitoring of sea turtles in the Cape Verde Islands. *Zoologia Caboverdiana*. 3. 1-23.
- Schoreder, B., & Murphy, S. (2000). Prospecciones poblacionales (terrestres y aéreas) en playas de anidación. En KL Eckert, KA Bjorndal, FA Abreu-Grobois, & M. Donnelly. *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*, 51-63.

Protocolo n.º 11. Prospecciones de playas con dron

Relevancia

Identificar y censar el mayor número posible de nidos, rastros sin nido, crías y hembras nidificantes para conocer la abundancia y localización de los eventos de nidificación. Las prospecciones con dron cubren una mayor superficie en menor tiempo que las prospecciones desde tierra, además de ser útiles para crear mapas de la línea de costa y georreferenciar los nidos usando sistemas de información geográfica y estudiar cómo evolucionan.

Material

- Dron o UAV (*Unmanned Aerial Vehicle*, vehículo aéreo no tripulado o VANT en español).
- Discos duros de gran capacidad para el almacenamiento de los datos.

Existen dos tipos de dron: de ala fija o multirroto. Cada uno tiene sus ventajas y desventajas.

- Los drones de ala fija tienen mayor tiempo de vuelo, unos 45 minutos aproximadamente, y si tienen un fallo de alimentación sufren menos fallos al no estrellarse de forma vertical. No obstante, requieren estar en constante movimiento hacia adelante para mantenerse en el aire y necesitan una mayor área para el despegue y el aterrizaje.
- Los drones multirroto tienen menor tiempo de vuelo, unos 20 minutos aproximadamente, y si sufren un fallo de batería tienen un aterrizaje más traumático. No obstante, pueden permanecer estáticos en el aire, moverse en todas las direcciones, y despegar y aterrizar verticalmente.

Ficha estandarizada	Ficha estandarizada n.º 8. Prospección de playas con dron
Tiempo	⌚ ⌚ ⌚
Recursos de personal	🧑 🧑
Recursos económicos	€€€
Autorización	Sí, es necesaria la autorización para poder volar los drones.
Personal cualificado	Sí, piloto de drones

Procedimiento y recomendaciones

Igual que sucede con la prospección de playas tradicional, la prospección de playas con dron permite acercarse mejor al número real de eventos de anidación que suceden a partir del número de eventos detectados.

- Asegurarse de que está permitido el vuelo de dron en las playas que se deban prospectar.
- Se recomienda realizar las prospecciones aéreas en las primeras horas de la mañana con el fin de que un ángulo solar bajo ayude a la detección de los rastros.
- Para contar sólo los rastros más recientes hay que fijarse en la línea actual de marea alta.
- Para evaluar la precisión de las prospecciones aéreas hay que contrastar los datos obtenidos con los de los censos terrestres. Se pueden utilizar los datos de prospecciones desde tierra realizadas en las mismas playas o en playas adyacentes.

Variables importantes para tener en cuenta:

- **Velocidad:** si la velocidad del dron es demasiado rápida se pierde precisión a la hora de detectar rastros. Cuanta más densidad de rastros haya más lentas habrá que rea-

H4



Ficha n.º 8

lizar las prospecciones. Se recomienda realizar pruebas volando a diferentes velocidades para encontrar la que mejor se adapte. Según la literatura publicada, las velocidades de vuelo usadas para las detecciones de fauna marina en el agua fueron de 4,8 km/h, 7,5 km/h y 7,2 km/h.

- **Altitud:** la altitud de vuelo dependerá de la resolución de la cámara con la que se realicen las prospecciones. A más altitud, menos resolución y, por tanto, menos capacidad de detección de rastros. Se recomienda realizar pruebas volando a diferentes alturas para encontrar la óptima.
- **Ángulo solar:** un ángulo solar bajo ayuda a una mejor detección de los rastros gracias a la creación de sombras más profundas en los surcos de los rastros. Es por esto que se recomienda realizar las prospecciones a primeras horas de la mañana.
- **Zonas restringidas:** existen zonas de vuelo restringidas en aeropuertos, parques naturales, zonas urbanas, etc. Se recomienda conocer si la zona de interés dispone de restricciones, con el fin de poder solicitar las autorizaciones pertinentes para realizar las prospecciones con dron.

H4

Colaboraciones

Se pueden realizar colaboraciones con empresas que ya realicen vuelos con drones en otros proyectos de seguimiento de fauna, investigación en la costa o acciones de vigilancia aérea.

Bibliografía

- Alan F. Rees. (2020). *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp



- Bevan, E., Wibbels, T., Najera, B. M., Martinez, M. A., Martinez, L. A., Martinez, F. I., ... & Burchfield, P. M. (2015). Unmanned aerial vehicles (UAVs) for monitoring sea turtles in near-shore waters. *Marine Turtle Newsletter*, 145(1), 19-22.
- Eckert, K. L., Bjorndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A., & Donnelly, M. (2000). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo especialista en Tortugas Marinas. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y Comisión de Supervivencia de Especies, Publicación, (4).
- Schofield, G., Esteban, N., Katselidis, K. A., & Hays, G. C. (2019). Drones for research on sea turtles and other marine vertebrates—A review. *Biological Conservation*, 238, 108214.
- Hensel, E., Wenclawski, S., & Layman, C. A. (2018). Using a small, consumer-grade drone to identify and count marine megafauna in shallow habitats. *Latin american journal of aquatic research*, 46(5), 1025-1033.
- Kiszka, J. J., Mourier, J., Gastrich, K., & Heithaus, M. R. (2016). Using unmanned aerial vehicles (UAVs) to investigate shark and ray densities in a shallow coral lagoon. *Marine Ecology Progress Series*, 560, 237-242.
- Rees AF, Avens L, Ballorain K, Bevan E, et al. (2018) The potential of unmanned aerial systems for sea turtle research and conservation: A review and future directions. *Endangered Species Research*, 35: 81-100.
- Robinson, N. J., Bigelow, W., Cuffley, J., Gary, M., Hoefler, S., Mills, S., ... & Miguel Blanco, A. (2020). Validating the use of drones for monitoring the abundance and behaviour of juvenile green sea turtles in mangrove creeks in The Bahamas. *Testudo*, 9, 24-35.
- Witt, M. J., Baert, B., Broderick, A. C., Formia, A., Fretey, J., Gibudi, A., ... & Godley,

B. J. (2009). Aerial surveying of the world's largest leatherback turtle rookery: a more effective methodology for large-scale monitoring. *Biological Conservation*, 142(8), 1719-1727.

H4



Protocolo n.º 12. Identificación e interpretación de rastros de hembras nidificantes

Relevancia

La identificación e interpretación de rastros es el primer paso hacia la localización de los potenciales nidos y su consecuente protección. Nos puede indicar qué especie es la que ha salido a anidar y mejorar el conocimiento sobre la distribución espacial de la nidificación en las playas españolas.

Material

- Papel y lápiz.
- GPS.
- Cámara fotográfica.
- Cinta métrica.

Fichas estandarizadas	Ficha estandarizada n.º 1. Rastro. Ficha estandarizada n.º 7. Prospección de playas. Ficha estandarizada n.º 8. Prospección de playas con dron.
------------------------------	---

Tiempo	
---------------	---

Recursos de personal	
-----------------------------	--

Recursos económicos	€
----------------------------	---

Autorización	No
---------------------	----

Personal cualificado

Es recomendable recibir asesoramiento de parte de personal especialista en nidificación de tortugas marinas para validar la veracidad de las huellas.

H4



141

Ficha n.º 1

Ficha n.º 7

Ficha n.º 8

Procedimiento

La interpretación de rastros de tortuga marina en la arena es clave para localizar posibles puestas. Sin embargo, éstos son efímeros, ya que desaparecen fácilmente por la acción del viento, lluvia, pisadas humanas o tránsito de vehículos, haciendo que la determinación de la presencia o ausencia de puesta deba realizarse en las primeras horas tras la salida de la hembra a la playa.

- La gran mayoría de rastros suelen tener una orientación perpendicular (o levemente diagonal) a la línea de mar (sobre todo al inicio de su recorrido) y pueden parecer rastros de neumáticos (véase Figura 26 y Figura 27). Además, casi siempre nos encontraremos con dos, uno de salida y otro de entrada, a no ser que uno se haya borrado o la tortuga aún esté en la playa. No obstante, estos pueden estar cerca el uno del otro, solapados o distanciados, dependiendo de la trayectoria que haya realizado la tortuga.
- Cuando el animal se desplaza va empujando la arena hacia atrás, de forma que la parte más vertical de cada pisada queda siempre en la parte posterior de la pisada. Por lo tanto, la hembra se dirige en el sentido en el que se encuentra la parte menos vertical de cada pisada.
- Cuando se detecte un rastro, se avisará al 112, que activará el protocolo que permitirá al especialista determinar si hay nido o no y actuar en consecuencia.
- Se realizará la toma de datos del rastro siguiendo la **Ficha estandarizada n.º 1. Rastro**.

Según la forma del rastro es posible acotar las posibles especies responsables de la huella, o al menos, descartar alguna. Hay especies que dejan las pisadas derecha e izquierda en diagonal (ej: común, olivácea o lora), pues avanzan primero una aleta y luego la otra.



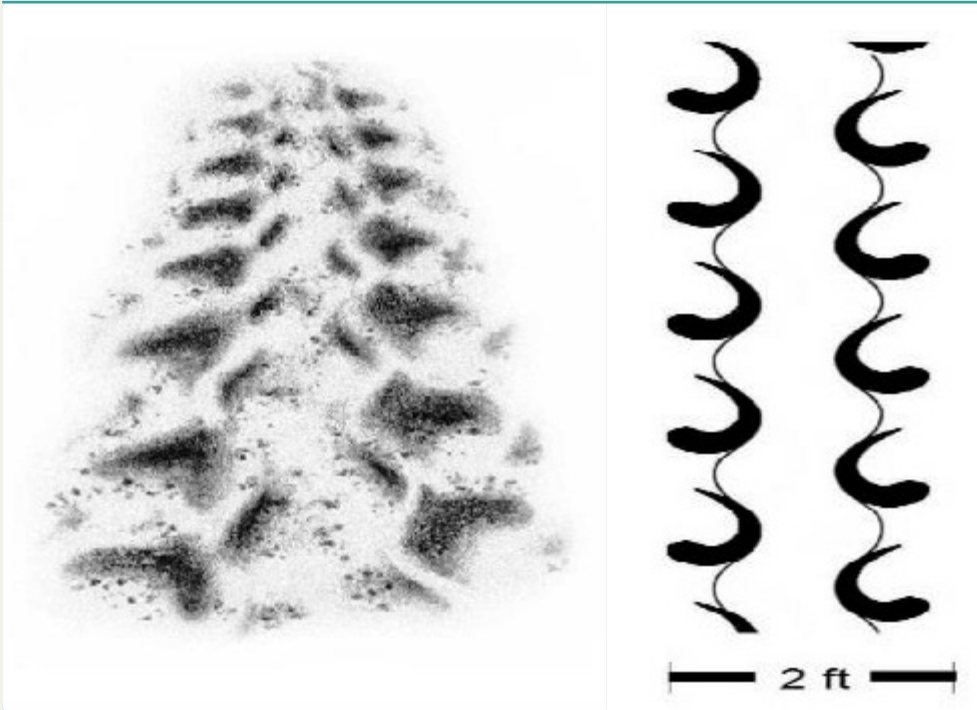


Figura 26. Representación gráfica del rastro de una tortuga común. Ilustración obtenida de FWC (Florida Fish and Wildlife Conservation Commission) *Marine Turtle Conservation Handbook* (2016).

Sin embargo, otras especies las dejan alineadas o emparejadas, pues avanzan con las dos aletas simultáneamente (ej: verde o laúd).

Colaboraciones

No es necesaria ninguna colaboración para llevar a cabo este protocolo. No obstante, compartir los datos recogidos es útil en el contexto de colaboración para objetivos de investigación generales.



Figura 27. Rastro de subida (izquierda), un intento de nido, y el rastro de bajada (derecha) de una tortuga común. Fotografía: Jesús Tomás/Universitat de València.

Bibliografía

- Rees, A.F. (2020). *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp
- Eckert, K. L., Bjørndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A., & Donnelly, M. (2000). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo especialista en Tortugas Marinas. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y Comisión de Supervivencia de Especies, Publicación, (4).
- FFWCC (Florida Fish and Wildlife Conservation Commission) (2016) *Marine turtle conservation handbook*.
- Marco, A., Abella, E., Liria, A., Martins, S., Loureiro, N. D. S., & López-Jurado, L. F. (2012). Manual for the monitoring of sea turtles in the Cape Verde Islands. *Zoología Caboverdiana*. 3. 1-23.

Protocolo n.º 13. Localización del nido

Relevancia

La localización exacta de la puesta permite proteger el nido, hacer el seguimiento de la incubación, estimar el tiempo de incubación, el éxito de eclosión y la razón de sexos de los neonatos, y proteger la emergencia de los neonatos.

Material

- Papel y lápiz
- Linterna o frontal (si es de noche).

Ficha estandarizada Ficha estandarizada n.º 3. Nido

Tiempo



Recursos de personal



Recursos económicos €

Autorización

Sí, de la comunidad autónoma y de la Administración General del Estado (AGE).

Personal cualificado Sí, especialista en nidificación y personal técnico autorizado.

Procedimiento

La localización de puestas siempre debe ser realizada o corroborada por personal especialista en nidificación de tortugas marinas, ya que una mala manipulación puede dañar a los embriones o hacer desaparecer las marcas interpretativas del rastro que



indican la presencia de puesta.

Antes de proceder a la localización del nido, se recomienda grabar un vídeo completo del rastro con detalle evitando pisarlo o borrarlo. También es recomendable marcar los bordes de la huella en la zona del posible nido con piedras, cuerdas o palos antes de empezar a excavar con el fin de no perder referencias en caso de no encontrar la puesta en el primer intento.

- Una vez localizado un rastro y determinada su dirección (**Protocolo n.º 12. Identificación e interpretación de rastros**) hay que seguirlo en la misma dirección que ha seguido la tortuga hasta encontrar una perturbación en la arena. Lo evaluaremos en su totalidad antes de tomar una decisión. Si a lo largo del rastro hay más de una perturbación, sólo la del final será la que posiblemente contenga el nido, y las anteriores posiblemente sean solo intentos de nido.
- En el nido tiene que haber una zona de arena elevada ancha con arena suelta en superficie junto a una zona más hundida con arena compactada donde ha estado la tortuga justo antes de volver al mar. Esta zona hundida y aplastada de arena suele tener en zona opuesta a arena levantada y suelta las marcas de las dos aletas anteriores formando un semicírculo (Figura 28, C). Se trata del rastro que deja la hembra en la playa tras lanzar arena hacia atrás con fuerza con ambas aletas para camuflar el nido. Si no ha desovado, nunca dejará este semicírculo o medialuna marcado con claridad en la playa.
- Tras desovar, la hembra suele volver rápido al mar, salvo que se desoriente. Es muy raro que después de desovar, la hembra continúe subiendo por la playa (Figura 29, C). En este caso, es muy probable que se trate de un intento de nido.

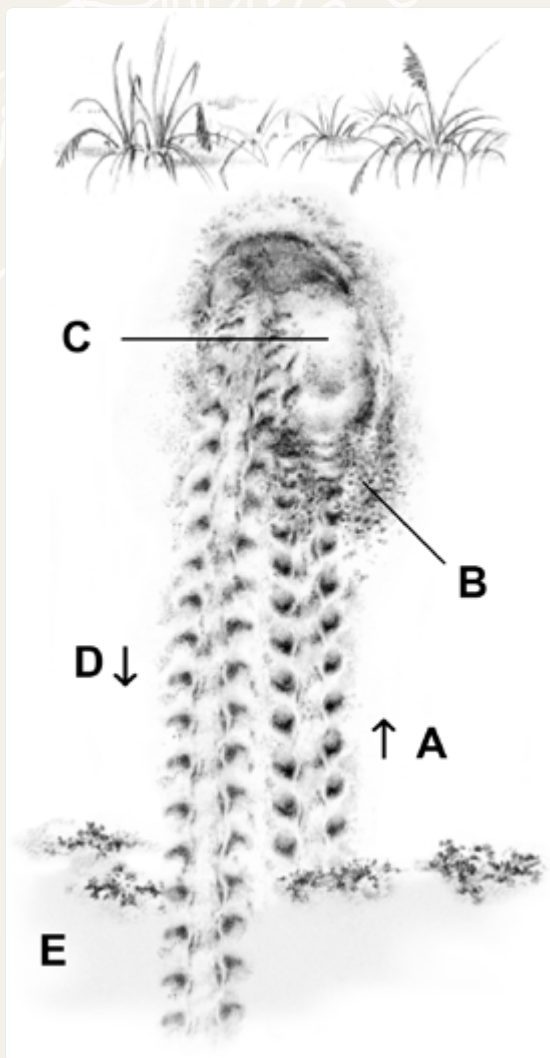


Figura 28. Representación gráfica de un nido de tortuga común. Se muestra (A) el rastro de salida; (B) la arena esparcida o tirada hacia atrás de la huella de salida; (C) la cama secundaria, escajadura y arena dispersa alrededor; (D) huella de retorno. (E) marca de la línea de marea alta. Imagen extraída de Eckert *et al.* (2000).

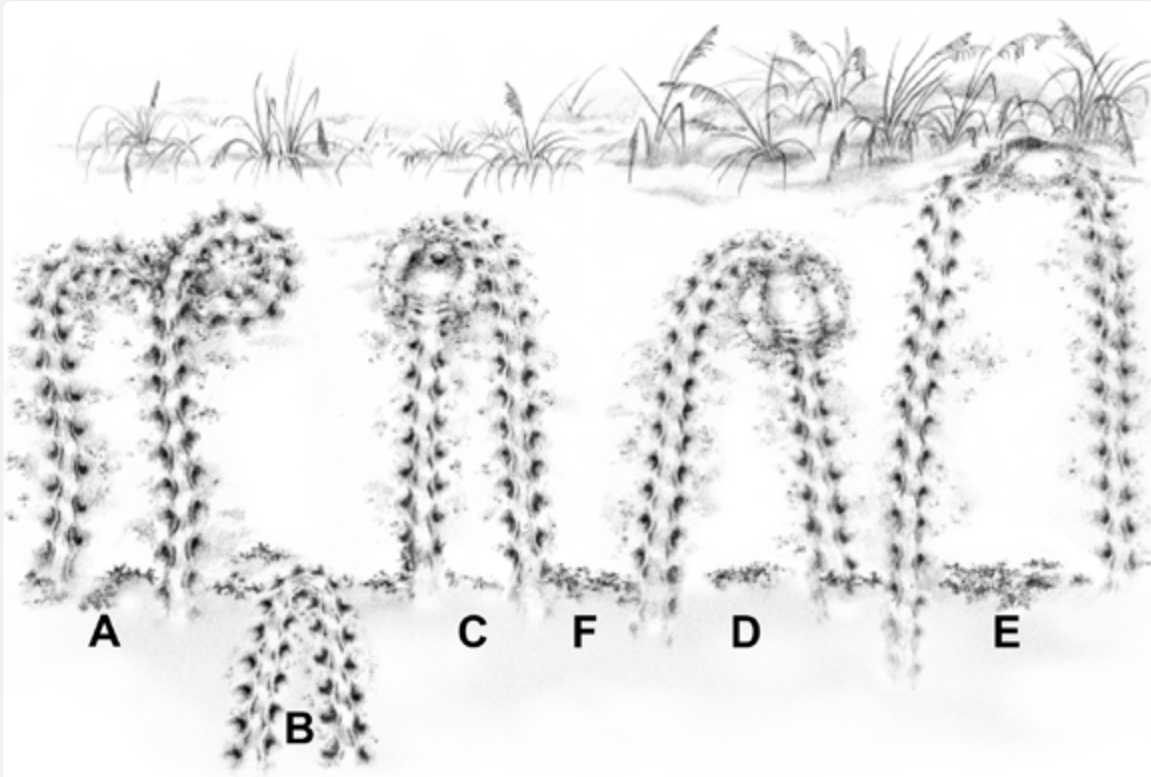


Figura 29. Representación gráfica de diferentes falsos nidos de tortuga común: A) vagabundeo excesivo; B) rastro en forma de U que sólo llega hasta la línea de marea alta; C) formación de cama y nido, pero este último no está cubierto; D) gran perturbación en la arena, pero no hay evidencias de escarpadura ni cámara secundaria; E) la longitud relativa de los rastros de subida y bajada son casi iguales. F) marca de la línea de marea alta. Imagen extraída de Eckert *et al.* (2000).

- La puesta de una tortuga común se encuentra siempre debajo de la zona elevada con arena suelta espolvoreada en superficie (consecuencia del comportamiento de camuflaje).
- Los huevos más superficiales de la masa de huevos se suelen encontrar entre 25 y 40 cm bajo la superficie de la arena normalmente en el centro de la zona de camuflaje. Cuando se está excavando y se llega al lugar donde está la puesta se nota que la arena está más suelta o menos compactada. Se debe aumentar la precaución para no dañar a los huevos.
- Se confirmará que hay puesta cuando se contacte y visualice al menos un huevo.
- Si no se encuentran huevos, se seguirá excavando la zona de camuflaje (arena suelta en superficie) en su totalidad hasta una profundidad de unos 40 cm hasta encontrar la masa de huevos. En algunas ocasiones, la hembra ha podido hacer giros durante el desove o puede realizar camuflajes muy largos o complejos, dificultando la detección de la masa de huevos. El excavado será exhaustivo hasta que se tenga la certeza de que no hay huevos de tortuga en la zona.
- Una vez localizado el nido, se evaluará si se deja el nido in situ (consultar **Protocolo n.º 14. Toma de decisiones para la incubación del nido**), o se reubica a un lugar mejor.
- Para tomar esa decisión, se recomienda contar o estimar el número de huevos dentro del nido:
 - Realizar un conteo preciso del número de huevos, hay que realizar la extracción de estos con máximo cuidado de no rotarlos (hay que mantener el eje vertical del huevo) ni moverlos en exceso, y los colocaremos en la misma arena húmeda que hemos extraído al excavar el nido (la arena superficial de la playa podría estar



demasiado caliente y podría dañar los huevos).

- Hay que prestar atención y anotar el orden de extracción de los huevos para saber aproximadamente su localización dentro del nido. Por ejemplo, al extraerlos y colocarlos sobre la arena se pueden agrupar según si se encontraban en el fondo del nido, los laterales, el centro o la parte de arriba.
- Cuando se hayan extraído todos los huevos se medirá: la profundidad total del nido, la profundidad del cuello o profundidad en la que se encuentra la parte alta de la cámara de incubación, el diámetro del cuello y el diámetro de la cámara.
- Una vez contados, si se ha tomado la decisión de reubicar el nido se procederá a ello (véase el **Protocolo n.º 16. Reubicación de puestas**). Si no se traslada, se reintroducirán los huevos de nuevo, siempre intentando volver a colocarlos en su sitio original.
- Para estimar el tamaño de puesta se puede medir, con la mínima manipulación posible de huevos, el diámetro y profundidad del nido. Se contarán el número de capas de huevos en vertical y el número medio de huevos por capa. Con esos datos se puede estimar el número de huevos con un error no mayor de 10 huevos.
- También se recomienda evaluar el estado de desarrollo embrionario de los huevos, relacionado con el tiempo que llevan estos en el nido desarrollándose. Este desarrollo es muy sincrónico en todo el nido y bastará con observar unos pocos huevos de la parte lateral superior. Se observará la presencia y tamaño de la mancha blanca en la cáscara exterior. Si no hay mancha blanca en ningún huevo, indica que o todos los huevos están muertos o tienen menos de 24 horas de incubación. A partir de las 24 horas en el nido, en las cáscaras de huevos vivos se observa una mancha blanca

que pasa de ocupar menos del 5% del volumen del huevo entre las 24 y 48 horas de incubación, a ir creciendo progresivamente hasta ocupar el 100% de la superficie del huevo entre el día 8 y 10 de incubación. En término medio, la mancha blanca crece un 10% de la superficie del huevo cada 24 horas.

- Posteriormente, si el nido se mantiene en el lugar original, se protegerá (consultar **Protocolo n.º 19. Protección del nido en playa**) y se realizará el seguimiento de la incubación del nido siguiendo la **Ficha estandarizada n.º 5. Seguimiento del nido**.
- En cualquier caso, es importante tener en cuenta que siempre debe realizarse la mínima manipulación posible de los huevos.

Colaboraciones

No es necesaria ninguna colaboración para llevar a cabo este protocolo, pero es imprescindible la presencia de personal cualificado. No obstante, compartir los datos recogidos es útil en el contexto de colaboración para objetivos de investigación generales.

Bibliografía

- Alan F. Rees 2020. *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp
- Eckert, K. L., Bjorndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A., & Donnelly, M. (2000). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo especialista en Tortugas Marinas. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y Comisión de Supervivencia de Especies, Publicación, (4).
- FFWCC (Florida Fish and Wildlife Conservation Commission) (2016) *Marine turtle conservation handbook*.



Marco, A., Abella, E., Liria, A., Martins, S., Loureiro, N. D. S., & López-Jurado, L. F. (2012). Manual for the monitoring of sea turtles in the Cape Verde Islands. *Zoologia Caboverdiana*. 3. 1-23.



Protocolo n.º 14. Toma de decisiones para la incubación del nido

Relevancia

Garantizar un buen desarrollo embrionario, así como la obtención de datos para mejorar el conocimiento científico, y poder aplicar medidas de gestión eficaces que fomenten la conservación de la anidación en el litoral español. Para ello, se deben tomar decisiones en función del tamaño de puesta, los recursos humanos, los recursos técnicos, las posibilidades de protección y seguimiento del nido, así como de las características del lugar de puesta del nido.

Material	No es necesario material
-----------------	--------------------------

Ficha estandarizada	No hay ficha estandarizada para este protocolo.
----------------------------	---

Árbol de decisiones	Árbol de decisiones n.º 2. Gestión del nido
----------------------------	---

Tiempo	
---------------	---

Recursos de personal	
-----------------------------	---

Recursos económicos	-
----------------------------	---

Autorización

Sí, de la comunidad autónoma y de la Administración General del Estado (AGE); en caso de traslado entre comunidades autónomas, es imprescindible la autorización de la AGE.

Personal cualificado

Sí, personal técnico y especialista en tortugas marinas autorizado con experiencia demostrada.

Procedimiento y recomendaciones

Principalmente, existen tres posibles formas de incubar una puesta. En función de la evaluación del lugar de puesta (ver **Protocolo n.º 15. Evaluación del lugar de puesta**), de las capacidades técnicas y humanas, del tamaño de puesta, el tiempo que llevan los huevos en el nido y los riesgos derivados de las condiciones ambientales del mes de puesta, se recomienda optar por la posibilidad más adecuada:

1. Diversificación del lugar de incubación, para minimizar el riesgo de un fracaso total del nido. Incubando un porcentaje de los huevos en la playa (*in situ*) y otro porcentaje de huevos incubados artificialmente (*ex situ*).

- Se respetan las condiciones naturales al mismo tiempo que se controla una parte de la puesta con fines de conservación o científicos. Esta opción permite otros objetivos, como favorecer la producción de hembras o machos bajo condiciones controladas de un pequeño porcentaje de los huevos de la puesta, asegurar la toma de muestras de crías para análisis científicos o asegurar algunos neonatos sanos para programas de *headstarting*.
- Hay que priorizar la incubación de la puesta en playa sobre la incubación artificial en incubadora.
- Se recomienda mantener un mínimo de 50-70 huevos en el nido en playa e incubar un mínimo de 16 huevos en incubadora.
- A continuación, se recogen las recomendaciones para la incubación del nido en función del tamaño de puesta:

Tabla 2. Reparto de los huevos para la diversificación del método de incubación según tamaño de puesta.

Tamaño de puesta (n° de huevos)	Incubación <i>in situ</i> (playa)	Incubación <i>ex situ</i> (incubadora 1)	Incubación <i>ex situ</i> (incubadora 2)
5-40	-	50% de la puesta	50% de la puesta
40-70	el resto de la puesta	8 huevos	8 huevos
>70	70 huevos en playa	50% del resto de huevos	50% del resto de huevos

H4

- Se recomienda realizar la incubación *ex situ* en más de un centro autorizado para la incubación artificial de huevos. En caso de no disponer de varios centros autorizados para hacer incubación artificial, la incubación *ex situ* se hará en un único centro, pero siempre utilizando más de una incubadora, para diversificar y evitar posibles problemas derivados del aparato, problemas tecnológicos o logísticos, o de contaminaciones por microorganismos.

A modo orientativo, y como apoyo en la toma de decisiones, se adjunta una tabla que recoge el porcentaje de éxito de emergencia en función del tamaño de puesta (datos obtenidos de estudio realizado en un vivero en la playa de Joao Barrosa, en la isla de Boa Vista en Cabo Verde, que contaba con 1.882 nidos de tortuga común):



Tabla 3. Porcentaje del éxito de emergencia en función del tamaño de puesta (de menos de 40 huevos hasta más de 100). Datos cedidos por BIOS.CV y EBD-CISC.

$F_{(7, 1865)} = 6,3278, p < 0,001$

Tamaño de puesta	Pro-medio	Desv. Est.	-95,0%	95,0%	N
<40	53,3	6,2	41,1	65,4	13
40-50	71,3	4,6	62,3	80,2	24
51-60	72,4	2,1	68,3	76,5	118
61-70	72,9	1,3	70,4	75,4	318
71-80	68,4	0,9	66,5	70,2	576
81-90	66,4	1,0	64,4	68,4	491
91-100	64,9	1,5	63,1	67,8	230
>100	60,6	2,2	56,4	64,9	106

A pesar de las recomendaciones generales anteriores, siempre se deberá valorar la idoneidad y el modo de dividir la puesta para la incubación bajo los criterios de personal especialista en incubación de nidos, dado que cada nido es único pudiendo presentar características especiales.

2. 100% del nido en playa (*in situ*).

- Cuando no existen medios técnicos para mantener una parte de la puesta en incubadora. Existe la posibilidad de muerte total del nido por desastre natural, depredación o vandalismo, implicando también la pérdida de información científica.
- Durante la incubación en playa, pueden presentarse situaciones de riesgo. En casos extremos y excepcionales, si durante el seguimiento de la incubación se prevén riesgos inevitables para el adecuado desarrollo de los embriones (p. ej.: nido tardío con bajas temperaturas de incubación), la puesta puede terminar de incubarse de manera artificial (ver **Protocolo n.º 16. Reubicación de puestas**).

3. 100% del nido en incubadora (*ex situ*).

- Si no existen medios humanos y/o logísticos para mantener la puesta en playa, o cuando las condiciones ambientales no permiten la incubación en playa. En este caso, la incubación se produce en condiciones artificiales. Existe posibilidad de muerte de los huevos por contaminación por microorganismos, fallos técnicos de las incubadoras o fallos humanos (ver **Protocolo n.º 21. Incubación artificial**).

Colaboraciones

Es necesario colaborar con centros que dispongan de incubadoras adecuadas para llevar a cabo este protocolo (ver **Protocolo n.º 21. Incubación artificial**). Compartir los datos de éxito de eclosión y emergencia de los nidos recogidos es útil en el contexto de colaboración para objetivos de investigación y gestión generales.

Bibliografía

- Alan F. Rees 2020. *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp
- Eckert, K. L., Bjørndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A., & Donnelly, M. (2000). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo especialista en Tortugas Marinas. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y Comisión de Supervivencia de Especies, Publicación, (4).
- FFWCC (Florida Fish and Wildlife Conservation Commission) (2016) *Marine turtle conservation handbook*.
- Marco, A., Abella, E., Liria, A., Martins, S., Loureiro, N. D. S., & López-Jurado, L. F. (2012). Manual for the monitoring of sea turtles in the Cape Verde Islands. *Zoología Caboverdiana*. 3. 1-23.

Protocolo n.º 15. Evaluación del lugar de puesta

Relevancia

Permite identificar si el nido se puede encontrar en riesgo durante la incubación y tomar decisiones sobre la idoneidad de reubicación o no, desde el inicio de la incubación. Las condiciones del lugar de puesta repercutirán directamente en el éxito de eclosión del nido, con lo cual hay que conocer si la zona es susceptible a amenazas durante el período de incubación, como inundación, temperaturas de incubación extremas, presencia de raíces, depredación, o riesgos asociados con actividad humana (uso de la playa, vandalismo, limpieza de playa con máquinas, vertidos en la playa, etc.).

Material

- Linterna o frontal.
- Cinta métrica.
- GPS.
- Cámara fotográfica (opcional).

Ficha estandarizada No hay ficha estandarizada para este protocolo.

Árbol de decisiones Árbol de decisiones n.º 2. Gestión del nido

Tiempo ⌚ ⌚

Recursos de personal 👤 👤

Recursos económicos -

Autorización No

Personal cualificado Sí, especialista en nidificación y personal técnico autorizado.



Procedimiento

Conocer de antemano qué playas son adecuadas o inadecuadas para la incubación de los nidos agiliza la toma de decisiones, favoreciendo la gestión y éxito de emergencia del nido. Se recomienda identificar y catalogar las playas óptimas para la incubación de nidos de tortuga marina en cada región (ver **Protocolo n.º 29. Estudio de viabilidad de las playas para la incubación**).

Para la evaluación del lugar de puesta hay que valorar los siguientes criterios:

- **Temperatura de la arena.**

El seguimiento de la temperatura de incubación o de la arena con registradores automáticos de temperatura es indispensable en la gestión de cualquier nido para poder tomar medidas a tiempo en caso de detectar que la puesta pueda encontrarse en riesgo por temperaturas de incubación extremas (ver **Protocolo n.º 17. Seguimiento de la temperatura de incubación y estado del nido**). Lo ideal sería conocer el rango de temperaturas habitual de la playa de junio a noviembre. Si la temperatura media de esa zona no supera los 27 °C o desciende por debajo de 26 °C es aconsejable reubicar el nido, ya que a estas temperaturas de incubación la proporción de machos sería muy elevada. Igualmente, también se tendrían que evitar zonas donde la temperatura media supere los 32 °C, ya que entonces la proporción de hembras sería máxima. Además, en condiciones de temperatura de incubación extremas, las crías que nacen suelen presentar signos de baja vigorosidad y/o presentan mayores dificultades de supervivencia. El rango ideal de temperatura de incubación se encuentra entre los 29 y 31 °C.

- **Riesgo de inundación por temporales y nivel freático.**

Para conocer el riesgo de inundación del lugar de puesta debido a la marea o temporales se puede consultar con personas familiarizadas con la zona. Es fundamental evaluar la altura del nido sobre el nivel del mar para evitar la inundación debido a un nivel freático somero (zonas de marismas o desembocaduras) y la distancia del nido al mar.

Se recomienda trasladar todos aquellos nidos que estén a menos de 1,5 metros de altura sobre el nivel del mar, lejos de zonas con vegetación arbustiva y a menos de 20 metros de distancia del mar. Igualmente, se recomienda reubicar los nidos que se encuentren cerca de zonas húmedas como marismas o desembocaduras de ríos y, en general, de zonas que puedan tener niveles freáticos someros, aunque sea temporalmente.

- **Riesgo de erosión.**

La erosión del nido puede exponer a los huevos y neonatos a los depredadores. Por tanto, se deberían reubicar los nidos que se encuentren en zonas de la playa con una pendiente superior al 20% a menos de 10 metros de taludes o escarpes (tanto debajo como encima de ellos) y cerca de la desembocadura de ríos o arroyos.

- **Proximidad a vegetación.**

Habría que trasladar todos aquellos nidos que se encuentren sobre o junto a zonas con una densidad de vegetación arbustiva o tapizante considerable, como podrían ser unas dunas, ya que las raíces pueden afectar a la correcta incubación de los huevos.

- **Presencia de arcillas y limos.**

La presencia de estos materiales es perjudicial ya que disminuyen la oxigenación del nido, disminuyendo el éxito de eclosión. Por lo tanto, si se observan tonos marrones o negruzcos en la arena es recomendable reubicar. Si es necesario se podría cavar al lado del nido para observar qué materiales se encuentran presentes y evaluar la calidad de la arena.

- **Riesgo de ser sepultado.**

Los nidos que se encuentren cerca de taludes y laderas de arena con pendientes altas (>30%) deberían ser reubicados, ya que si quedan sepultados se dificulta considerablemente la emergencia de los neonatos.

- **Depredación por perros, gatos, ratas o animales salvajes como jabalíes, zorros, tejones y otros carnívoros.**

Es difícil proteger los nidos de esta amenaza, pues estos animales pueden excavar con mucha facilidad en la playa superficies grandes y hacer túneles laterales. Se estudiarán estrategias para reducir esta amenaza. En algunos casos, se han instalado sensores de luz en nidos de playas urbanas para alejar a los depredadores. Se reubicará si se considera conveniente.

- **Riesgos asociados con la actividad humana.**

Es complicado restringir el uso y mantenimiento de playas en zonas turísticas o muy pobladas. Se estudiarán estrategias para reducir estas amenazas sin mover el nido. Se reubicará si se considera conveniente.

Colaboraciones

La colaboración de informantes locales sobre rango de mareas y temporales es muy útil para tener información sobre la dinámica de la playa. Compartir los datos recogidos es útil en el contexto de colaboración para objetivos de investigación generales.

Bibliografía

- Alan F. Rees 2020. *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp
- Cousins, N., Rees, A. F., & Godley, B. J. (2017). A sea turtle nesting beach indicator tool to help identify areas with potential for sea turtle nesting. *Marine Turtle Newsletter*, (153), 13.
- Eckert, K. L., Bjorndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A., & Donnelly, M. (2000). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo especialista en Tortugas Marinas. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y Comisión de Supervivencia de Especies, Publicación, (4).
- FFWCC (Florida Fish and Wildlife Conservation Commission) (2016) *Marine turtle conservation handbook*.
- Marco, A., Abella, E., Liria, A., Martins, S., Loureiro, N. D. S., & López-Jurado, L. F. (2012). Manual for the monitoring of sea turtles in the Cape Verde Islands. *Zoología Caboverdiana*. 3. 1-23.
- Marco, A., Abella-Perez, E., & Tiwari, M. (2017). Vulnerability of loggerhead turtle eggs to the presence of clay and silt on nesting beaches. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 486, 195-203.
- Martins, S., Silva, E., Abella, E., de Santos Loureiro, N., & Marco, A. (2020). Warmer incubation temperature influences sea turtle survival and nullifies the benefit of a fema-

le-biased sex ratio. *Climatic Change*, 163(2), 689-704.

Wood, D. W., & Bjorndal, K. A. (2000). Relation of temperature, moisture, salinity, and slope to nest site selection in loggerhead sea turtles. *Copeia*, 2000(1), 119-119.



Protocolo n.º 16. Reubicación de puestas

Relevancia

Garantizar la supervivencia del nido en caso de que el lugar y la fecha de la puesta sea desfavorable, la meteorología sea o pueda ser adversa y/o no se disponga de sistemas de vigilancia.

Material

- Guantes de nitrilo.
- Linterna o frontal.
- GPS.
- Cajas aislantes.

Ficha estandarizada Ficha estandarizada n.º 3. Nido

Tiempo 

Recursos de personal 

Recursos económicos €

Autorización

Sí, de la comunidad autónoma y de la Administración General del Estado (AGE).

Personal cualificado Sí, especialista en nidificación y personal técnico autorizado.

H4



Procedimiento

La metodología y procedimiento de reubicación de huevos debe realizarse cuidadosamente y requiere experiencia previa, ya que puede producirse mortalidad de los embriones inducida por el movimiento, por una incorrecta manipulación de los huevos o por no seleccionar bien el lugar de reubicación del nido (riesgo de inundación, temperaturas inapropiadas, nivel freático alto, etc.). La reubicación de un nido debe hacerse preferentemente antes de las 10 horas tras la puesta, para minimizar lesiones producidas por el movimiento en los embriones. No obstante, se tendrá en cuenta que, a partir de las 4 horas desde el desove, el riesgo de muerte del embrión por movimientos bruscos o rotación de los huevos aumenta. Es recomendable tener preparado todo lo necesario para el proceso completo de reubicación, incluyendo el lugar aproximado de reubicación, antes de iniciar el cavado del nido y la extracción de los huevos para minimizar el tiempo de permanencia de los huevos fuera de la playa.

Por lo tanto, se evitarán o minimizarán las rotaciones y sacudidas (mantener siempre la posición axial del huevo) a partir de las 4 horas desde la ovoposición. En ningún caso se girarán los huevos, y solo se limpiarán si tienen mucho barro adherido. En caso de que se requiera limpiarlos, siempre se hará sin movimientos bruscos ni vibraciones. Los huevos deberán trasladarse todos juntos, simulando un nido real, manteniendo el orden de ovoposición del nido original, usando la arena húmeda del nido de forma que cubra completamente a la masa de huevos y utilizando un contenedor rígido isoterma. En caso de alto riesgo de supervivencia de los huevos, se podrían mover los huevos antes del 4º día y después del día 35, pero sin voltear ni rotar los huevos. En caso extremo de riesgo de muerte de los embriones (bajas o altas temperaturas, escorrentía superficial o inun-

dación, temporales, etc.), y de manera muy excepcional, se puede realizar un traslado extremando las condiciones de manejo para minimizar cualquier cambio de posición o movimiento de los huevos.

La temperatura de la arena de la playa a la profundidad de incubación nunca debe ser inferior o superior a los 25,5 y 32,5 °C, respectivamente. Los nidos depositados en playa a partir de agosto, según los datos de regímenes térmicos actuales son susceptibles de no acabar correctamente su desarrollo por temperaturas demasiado frías a partir de la mitad del periodo de incubación. Igualmente, en playas de arena oscura pueden detectarse altas temperaturas pudiendo afectar negativamente al desarrollo embrionario. Si a través de los datos de seguimiento de la temperatura de la arena se detectase que la temperatura de incubación pudiera poner en riesgo el desarrollo de los huevos, se procederá a utilizar técnicas contrastadas para aumentar o disminuir la temperatura de incubación en la playa (ver **Protocolo n.º 20. Técnicas de mitigación de las condiciones ambientales adversas para la incubación en playa**) o se valorará la posibilidad de trasladar el nido a una incubadora (ver **Protocolo n.º 16. Reubicación de puestas**).

Si se observa la ovoposición de una puesta en un lugar con condiciones no adecuadas para la incubación de los huevos, la recolección de estos se puede realizar a medida que la tortuga los está poniendo. Para ello, puede colocarse una bolsa dentro del agujero y dejar que los huevos vayan cayendo dentro, o bien recogiendo o atrapándolos suavemente según vayan cayendo, véase **Ficha estandarizada n.º 3. Nido**.

- Hay que anotar la profundidad a la que se encuentra el primer huevo, la profundidad total de la cámara de incubación y su diámetro.



- La profundidad del nido se usará para replicar las condiciones naturales en la nueva localización.
- Para minimizar el movimiento de los huevos durante su transporte se colocarán en cajas llenas de arena húmeda del nido (o en su caso vermiculita estéril mezclada al 1:1 con agua mineral).
- La nueva localización del nido debería ser lo más cerca posible a la localización elegida por la hembra para reducir los riesgos asociados con su transporte.
- Es fundamental que la nueva zona de ubicación de la puesta se encuentre a más de 1,5 m sobre el nivel del mar (preferiblemente a partir de los 2 m) totalmente fuera del alcance del nivel freático. La puesta también debe quedar alejada de zonas de escorrentía o de la acción del oleaje considerando el riesgo en épocas de temporal (se recomienda que esté siempre a más de 25 m de distancia de la línea de marea alta).
- Una vez en la nueva localización se cavará una nueva cámara de la misma profundidad y diámetro que la anterior. La forma del nido tiene que simular la de una bombilla al revés (véase Figura 28).
- Los huevos habrá que depositarlos con cuidado, de uno en uno, manteniendo el orden de ovoposición (los huevos inferiores de la puesta abajo, y los huevos superiores arriba) e intentando que no queden demasiado apretados. Se cubrirán usando la arena húmeda que hemos excavado para realizar la cámara, nunca con arena seca de la superficie ya que esta está más caliente y podría dañar los huevos.
- Para manipular el mínimo posible la puesta, siempre que sea posible, durante la recolocación de la puesta se colocarán los registradores automáticos de temperatura para realizar el seguimiento de la temperatura de incubación (ver **Protocolo n.º 17. Seguimiento de la temperatura de incubación y estado del nido**).

H4

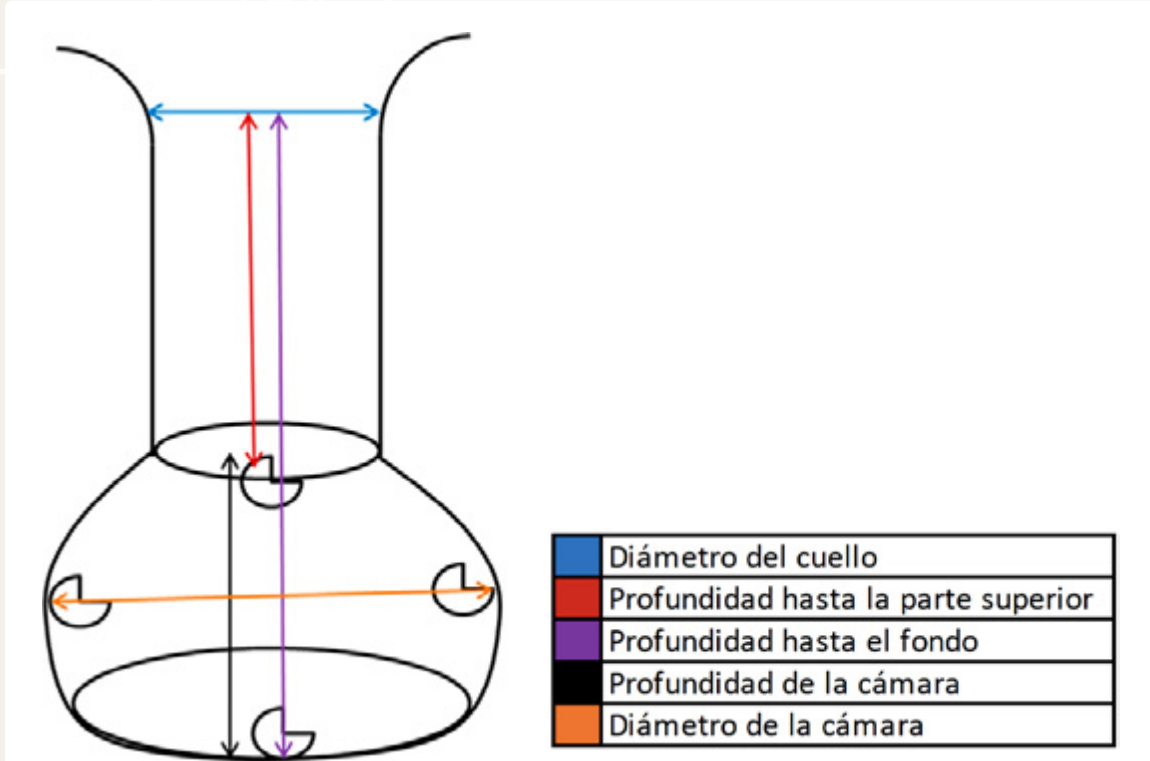


Figura 30. Representación gráfica de un nido. Imagen extraída de Najwa-Sawawi *et al.* (2021). Nota de los autores: nótese que, aunque el fondo del nido en el esquema parece plano, en realidad suele ser algo esférico.



H4

Figura 31. Reubicación de un nido. Los huevos se colocan en un recipiente con arena húmeda del mismo nido (o vermiculita 1:1 mezclada con agua mineral), para su traslado. Fotografía: Jesús Tomás/Universitat de València.

Colaboradores

No es necesaria ninguna colaboración para llevar a cabo este protocolo.

Bibliografía

- Alan F. Rees 2020. *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp
- Abella, E., Marco, A., & López-Jurado, L. F. (2007). Success of delayed translocation of loggerhead turtle nests. *The Journal of Wildlife Management*, 71(7), 2290-2296.
- Eckert, K. L., Bjorndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A., & Donnelly, M. (2000). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo especialista en Tortugas Marinas. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y Comisión de Supervivencia de Especies, Publicación, (4).
- Esteban, N., Laloë, J. O., Kiggen, F. S., Ubels, S. M., Becking, L. E., Meesters, E. H., ... & Christianen, M. J. (2018). Optimism for mitigation of climate warming impacts for sea turtles through nest shading and relocation. *Scientific Reports*, 8(1), 1-8.
- FFWCC (Florida Fish and Wildlife Conservation Commission) (2016) *Marine turtle conservation handbook*.
- Marco, A., Abella, E., Liria, A., Martins, S., Loureiro, N. D. S., & López-Jurado, L. F. (2012). Manual for the monitoring of sea turtles in the Cape Verde Islands. *Zoologia Caboverdiana*. 3. 1-23.
- Najwa-Sawawi, S., Azman, N. M., Rusli, M. U., Ahmad, A., Fahmi-Ahmad, M., & Fadzly, N. (2021). How deep is deep enough? Analysis of sea turtle eggs nest relocation procedure at Chagar Hutang Turtle Sanctuary. *Saudi Journal of Biological Sciences*. Volume 28, Issue 9: 5053-5060.

Protocolo n.º 17. Seguimiento de la temperatura de incubación y estado del nido

Relevancia

Permite evaluar si la incubación va bien y detectar con rapidez cambios o alteraciones en parámetros esenciales para el buen desarrollo embrionario y el éxito de la incubación del nido. También permite estimar la proporción de hembras y machos que el nido puede producir. Estos parámetros son principalmente: la temperatura de incubación, la inundación de los huevos, la depredación, la acreción o erosión de arena o la duración potencial de la incubación. Las condiciones ambientales de incubación del nido afectan al fenotipo, eficacia biológica y razón de sexos de las crías. La realización del seguimiento de la incubación permite actuar, si se considera adecuado, para aplicar medidas de gestión con el fin de corregir desviaciones indeseadas y mejorar la supervivencia de los embriones a lo largo de la incubación.

Material

- GPS.
- Flexómetro.
- Registradores de temperatura automáticos con una precisión mínima de 0,2 °C (preferiblemente con conexión por *bluetooth*).

Ficha estandarizada Ficha estandarizada n.º 5: Seguimiento del nido

Tiempo 

Recursos de personal 

Recursos económicos €€

H4



Ficha n.º 5

Autorización	No
Personal cualificado	Personal técnico y especialista en tortugas marinas autorizado.
Procedimiento	

Seguimiento de la temperatura de incubación del nido

Monitorear la temperatura de incubación de forma continuada es fundamental para garantizar el desarrollo embrionario y conocer la proporción de machos y hembras que se producen en el nido. Conocer la temperatura de incubación permite actuar para evitar temperaturas de incubación extremas, que pueden ocurrir de forma frecuente debido a la latitud de la costa española. Es importante saber que la temperatura de incubación puede variar no solo estacionalmente, sino también de forma regional o muy local en función de parámetros como, p. ej., el color de la arena. Además, las características propias del nido (tamaño de puesta, número de huevos en desarrollo, profundidad del nido, etc.) también influyen, implicando que la temperatura de incubación de los nidos sea muy variable y difícil de predecir para cada nido de forma particular.

Los registradores de temperatura automáticos con *bluetooth* permiten monitorear la temperatura de incubación tantas veces como sea necesario, mientras que los registros de temperatura de registradores de tipo óptico se obtienen solo al final de la incubación y, por si solos, no permiten conocer la temperatura de incubación en tiempo real.

Para medir la temperatura de incubación es necesario tener, como mínimo, un registrador *bluetooth* de temperatura por nido. Si también se quiere medir el calor metabólico que se

produce, serán necesarios dos registradores (independientemente de si los registradores utilizan tecnología *bluetooth* u óptica), uno para el interior del nido y otro para registrar la temperatura de la arena.

- Una vez localizado el nido y realizado el conteo de los huevos (véase **Protocolo n.º 13. Localización del nido**), se procederá a colocar un registrador de temperatura en el centro de la puesta.
- Previamente, el registrador de temperatura debe haberse activado y programado para que registre un dato de temperatura cada 30 minutos.
- Es fundamental detectar si existe algún tipo de desviación en los registradores que se vayan a usar. Por ello, se recomienda que antes y después de la toma de datos se obtenga un registro de datos de al menos 48 h en los que los registradores estén midiendo juntos en un rango de temperatura similar al de la incubación de los huevos (25-35 °C) para intercompararlos entre sí, y a ser posible, junto a un termómetro de precisión.
- Para colocar el registrador de temperatura automático, se puede aprovechar el momento en que se está estimando el tamaño de puesta de un nido *in situ* o cuando se está reubicando una puesta.
- Hay que anotar la profundidad a la que se coloca el registrador.
- Para poder leer la temperatura del nido en cualquier momento durante la incubación es necesario que el registrador de temperatura que usemos pueda transmitir los datos de manera inalámbrica (registradores tipo *bluetooth*). Esta es la mejor opción.
- En el caso de no tener registradores de tipo *bluetooth* o querer conocer el calor metabólico, será imprescindible registrar la temperatura de la arena a la profundidad del nido con un segundo registrador. Este segundo registrador se colocará al menos a 70 cm de

distancia del nido, a la misma profundidad del registrador de dentro del nido y paralelo a la línea del mar. El registrador del nido no se manipulará durante toda la incubación. El seguimiento de la temperatura se realizará a través de los registros obtenidos del registrador que se encuentra en la arena.

- Es importante realizar un croquis y tomar la localización exacta del registrador óptico con el fin de poderlo recuperar fácilmente para realizar las lecturas de seguimiento necesarias.
- La colocación de un segundo registrador de temperatura en la arena será imprescindible si disponemos de registradores de temperatura de tipo óptico, y será recomendable para aquellos nidos que tengan un registrador de tipo *bluetooth*.
- El seguimiento de la temperatura de incubación se debe realizar tantas veces como sea necesario durante todo el tiempo que dure la incubación. De forma orientativa, si el nido se encuentra entre los 29 y 31 °C, la lectura puede hacerse semanalmente. Si la temperatura supera los 32 °C o se encuentra entre los 27 y 29 °C, se recomienda realizar lecturas de la temperatura del nido cada 2-3 días para detectar lo antes posible la fluctuación y poder actuar a tiempo aplicando técnicas de mitigación de condiciones ambientales de incubación adversas en caso de temperaturas extremas (ver **Protocolo n.º 20. Técnicas de mitigación de las condiciones ambientales adversas para la incubación en playa**).

Seguimiento del estado del nido.

Además de la temperatura de incubación, es necesario monitorear el nido para evaluar si ha sufrido algún tipo de perturbación externa natural (inundación, depredación, erosión o acreción de arena, etc.) o antrópica (vandalismo).



GOBIERNO
DE ESPAÑA

VICEPRESIDENCIA
TERCERA DEL GOBIERNO
MINISTERIO
PARA LA TRANSICIÓN ECOLÓGICA
Y EL RETO DEMOGRÁFICO



H4

Figura 32. Colocación de un registrador de temperatura automático dentro del nido. La cuerda blanca facilita su localización al exhumar el nido. Fotografía: Adolfo Marco/EBD-CSIC.

- El período de incubación suele oscilar entre los 48 y 65 días. Durante este tiempo habrá que realizar inspecciones periódicas para observar las condiciones externas del nido, así como posibles inundaciones, depredación y/o erosión o acreción de arena.
- También es recomendable anotar si hay incidencias en el seguimiento del nido, como periodos sin vigilancia, cambios en las condiciones de incubación o temperatura, etc.
- Para detectar la posible acreción o erosión de arena, se debe colocar un testigo en la arena en el que se marque con una raya horizontal donde se encuentra la altura de la arena y así poder detectar si se producen variaciones durante la incubación.
- La toma de datos se realizará siguiendo la **Ficha estandarizada n.º 4. Toma de muestras**.
- Es recomendable que estas revisiones se realicen diariamente.
- A partir del día 45 de incubación se debería realizar vigilancia del nido durante 24 h para detectar la emergencia de los neonatos (véase **Protocolo n.º 22. Identificación de emergencias**). Si no es posible, las revisiones deben realizarse por lo menos dos o tres veces al día: al anochecer, durante la noche y al amanecer.

Colaboradores

Se recomienda contactar con expertos para el seguimiento y análisis de la temperatura de incubación de nidos y playas, con el fin de obtener una correcta interpretación de los datos. Así mismo, compartir los datos recogidos es útil en el contexto de colaboración para objetivos de investigación generales.



Bibliografía

- Alan F. Rees 2020. *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp
- Broderick., A.C., Godley, B.J., Reece, S., Downie, J.R. (2000). Incubation periods and sex ratios of green turtles: highly female biased hatchling production in the eastern Mediterranean. *Marine Ecology Progress Series* 202:273-281.
- FWCC (Florida Fish and Wildlife Conservation Commission) (2016) *Marine turtle conservation handbook*.
- Fuller, W.J., Godley, B.J., Hodgson, D.J., Reece, S.E, Wid, M.J., Broderick, A.C. (2013). Importance of spa- Ho-temporal data for predicting the effects of climate change on marine turtle sex ratios. *Marine Ecology Progress Series* 488: 267–274.
- Godfrey, M., Mrosovsky, N. (1999). Estimating hatchling sex ratios. In: Eckert KL, KA Bjorndal, FA Abreu-Grobois & M Donnelly (Eds.), *Research and Management Techniques for the Conservation of Sea Turtles*. IUCN/SSC Marine Turtle Specialist Group, Publication No. 4, Gland. Pp. 136-138.
- Kaska, Y., Downie, J.R., Tipped, R., Furness, R. (1998). Natural temperature regimes for loggerhead and green turtle nests in the eastern Mediterranean. *Canadian Journal of Zoology*, 76:723-729.
- Katselidis, K.A., Schofield, G., Stamou, G., Dimopoulos, P., Pantis, J.D. (2012). Females first? Past, present and future variability in offspring sex ratio at a temperate sea turtle breeding area. *Animal Conservation*, 15: 508-518.
- Marco, A., Abella, E., Liria, A., Martins, S., Loureiro, N. D. S., & López-Jurado, L. F. (2012). Manual for the monitoring of sea turtles in the Cape Verde Islands. *Zoologia Caboverdiana*. 3. 1-23.

Mrosovsky, N., Pieau, C. (1991). Transitional range of temperature, pivotal temperatures and thermosensitive stages for sex determination in reptiles. *Amphibia-Reptilia*, 12:169-179.

Mrosovsky, N., Kamel, S., Rees, A.F, Margaritoulis, D. (2002). Pivotal temperature for loggerhead turtles (*Caretta caretta*) from Kyparissia Bay, Greece. *Canadian Journal of Zoology*, 80: 2118-2124.



Protocolo n.º 18. Calendario de eclosión

Relevancia

Prever con días de antelación el momento de la emergencia del nido ayuda a mejorar su gestión, ya que puede reforzarse la vigilancia y extremarse las precauciones cuando se acerque el final de la incubación. Además permite informar a las personas que supervisan el nido y asegurar que se realizan las acciones necesarias para la gestión de las emergencias, especialmente si el nido es custodiado por entidades ambientales o personal sin mucha experiencia en la gestión de nidos.

Material

- Registradores de temperatura automáticos (preferiblemente con conexión por *bluetooth*).

Ficha estandarizada	No hay ficha estandarizada para este protocolo.
Tiempo	⌚ ⌚ ⌚
Recursos de personal	👤
Recursos económicos	€
Autorización	No
Personal cualificado	Si, personal técnico y especialista en tortugas marinas autorizado.

Procedimiento

Se realizará un calendario donde se anotarán los días clave estándar para la duración típica de incubación de nidos de la tortuga común (50-60 días), así como las acciones que se deben realizar en esos días. Se debe conocer o estimar el día de ovoposición con la máxima precisión. Se marcarán en el calendario el día 40 (retirada de mallas horizontales

protectoras antidepredadores), día 45 (posible inicio de eclosiones), 50 (alta probabilidad de eclosiones, vigilancia continua), día 55, día 60 y día 65.

El calendario inicial será orientativo y puede ir modificándose en función de la temperatura de la arena que se vaya registrando. Una temperatura media de la arena superior a los 31 grados puede adelantar 2 o 3 días la emergencia de las crías. Una temperatura media de la arena inferior a los 28 grados puede retrasar la emergencia de 3 a 8 días. Temperaturas medias más frías de la arena pueden retrasar la emergencia más de 10 días.

No se recomienda usar la temperatura del nido, pues el calentamiento metabólico depende mucho de la tasa supervivencia de embriones dentro del nido y no permite predecir bien la duración de la incubación y el tiempo de emergencia.

Colaboraciones

Se recomienda establecer colaboraciones con científicos y expertos en nidificación de tortugas marinas para identificar si el nido está cerca de la eclosión o no según los registros de temperatura de seguimiento del nido.

Mes/Año	Nombre del nido					Fecha	
Lunes	Martes	Miércoles	Jueves	Viernes	Sábado	Domingo	
¡ALERTA! A partir del día 40 hay que vigilar la presencia de cráter, ya que pueden producirse emergencias. Hay que sacar la red antidepredadores y asegurar que el cercado no tiene agujeros en los que se puedan enganchar o escapar las crías.							
19	20	21	22 Día 1	23 Día 2	24 Día 3	25 Día 4	
26 Día 5	27 Día 6	28 Día 7	29 Día 8	30 Día 9	31 Día 10	1 Día 11	
2 Día 12	3 Día 13	4 Día 14	5 Día 15	6 Día 16	7 Día 17	8 Día 18	
9 Día 19	10 Día 20	11 Día 21	12 Día 22	13 Día 23	14 Día 24	15 Día 25	
16 Día 26	17 Día 27	18 Día 28	19 Día 29	20 Día 30	21 Día 31	22 Día 32	
23 Día 33	24 Día 34	25 Día 35	26 Día 36	27 Día 37	28 Día 38	29 Día 39	
30 Día 40 Retirar rejillas. ATENCIÓN AL CRÁTER	31 Día 41	1 Día 42	2 Día 43	3 Día 44	4 Día 45 ATENCIÓN A LAS EMERGENCIAS	5 Día 46	
6 Día 47	7 Día 48	8 Día 49	9 Día 50 PROBABILIDAD EMERGENCIAS	10 Día 51	11 Día 52	12 Día 53	
13 Día 54	14 Día 55. ALTA PROBABILIDAD EMERGENCIAS	15 Día 56	16 Día 57	17 Día 58	18 Día 59	19 Día 60	
20 Día 61	21 Día 62	22 Día 63	23 Día 64	24 Día 65	25	26	
27	28	¡IMPORTANTE! Si las temperaturas en septiembre bajan por debajo de los 27 °C de manera constante, se recomienda acabar la incubación del nido en incubadora para darle viabilidad					

Figura 33. Ejemplo de un calendario de seguimiento de un nido durante el período de incubación. Se anota el día de incubación en cada fecha y se marcan los días claves de la incubación.

Bibliografía

- Alan F. Rees 2020. *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp.
- Eckert, K. L., Bjorndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A., & Donnelly, M. (2000). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo especialista en Tortugas Marinas. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y Comisión de Supervivencia de Especies, Publicación, (4).
- FFWCC (Florida Fish and Wildlife Conservation Commission) (2016) *Marine turtle conservation handbook*.
- Marco, A., Abella, E., Liria, A., Martins, S., Loureiro, N. D. S., & López-Jurado, L. F. (2012). Manual for the monitoring of sea turtles in the Cape Verde Islands. *Zoología Caboverdiana*. 3. 1-23.

Protocolo n.º 19. Protección del nido en playa

Relevancia

Permite asegurar la supervivencia del nido ante la depredación y alteraciones causadas por el hombre.

Material

- Malla plástica de luz de malla 1 cm² (para evitar depredación por pequeños mamíferos, reptiles, etc.).
- Malla o valla no metálica para cercar el nido.
- Estacas para anclar las mallas o vallas.
- Bidas.
- Malla de luz de malla 5-10 cm² para proteger de objetos (pelotas, botellas, etc.).

Ficha estandarizada No hay ficha estandarizada para este protocolo.

Tiempo 

Recursos de personal 

Recursos económicos €€

Autorización No

Personal cualificado

Se recomienda la supervisión de personal especialista en nidificación.

Procedimiento

Los nidos de tortuga marina de la costa española se localizan en playas de distintas características y con diferente grado de uso, incluyendo playas urbanas, semiurbanas, áreas protegidas y otras. La protección de la puesta es fundamental para evitar la depreciación del nido por animales salvajes, asilvestrados o domésticos, o la perturbación por actividades humanas o vandalismo.

La protección del nido de los depredadores debería realizarse siempre para garantizar el éxito de incubación.

En cuanto a la protección frente a las actividades humanas es altamente recomendable que se haga ya que, a día de hoy, gran parte de la ciudadanía es desconocedora de la presencia de nidos de tortuga marina en la costa española y no conoce el protocolo de actuación. Una puesta puede ser destruida al clavar una sombrilla en la playa, cavar en la arena, pisar el lugar de la puesta repetidamente, hechos que se pueden derivar de la práctica de juegos, eventos culturales y deportivos, o por el paso de vehículos a tracción como, por ejemplo, la maquinaria de limpieza de playa.

Parte del mecanismo de impronta de las crías por el cual las hembras adultas retornan a la región de nacimiento para reproducirse (filopatría natal), se podría producir durante el desarrollo embrionario y es recomendable no provocar alteraciones del campo magnético terrestre. Por lo tanto, en el momento de montar la estructura de protección del nido, es importante usar materiales no metálicos con el fin de influir lo menos posible en la detección de la orientación del campo magnético terrestre por parte de los embriones en desarrollo.

- Se colocará una malla plástica antidepredadores (ver Figura 32) de al menos 1 m² sobre el nido, enterrada a unos 5-10 cm de la superficie de la malla de forma que quede oculta de depredadores y transeúntes. Se debe colocar centrada en el nido para así asegurar que este queda totalmente protegido por la parte superior.
- Luego se cercará el nido, guardando una distancia mínima de 3 m entre el cercado (mallas o vallas plásticas o de madera) y el nido. Tanto si se usan mallas como vallas para realizar el cercado, la parte inferior de la estructura se enterrará unos 50 cm en la arena para asegurar su correcta sujeción.
- El cercado debe permitir siempre la ventilación de la superficie del nido.
- Hay que tener cuidado de que no haya elementos, del mismo cercado o externos, que hagan sombra al nido.
- En la parte superior del cercado, se colocará una malla de luz grande (tipo red de portería de fútbol) para evitar la entrada de objetos voladores (pelotas, etc.), siempre asegurando que no da sombra al nido.
- Se debería disponer de personal técnico o una red de voluntarios que pueda hacer vigilancia del nido durante 24 h a lo largo periodo de incubación, especialmente en el momento en que se esperan las emergencias de las crías.
- Aunque existan voluntarios o personal técnico vigilando el nido, es recomendable contar con personal profesional de vigilancia nocturna para garantizar la integridad de las personas cuidadoras del nido durante las noches.
- Además, hay que señalar la presencia del nido con cartelera que indique las normas para su protección, a la vez que sensibilice y eduque a la población sobre los eventos de anidación.

H4

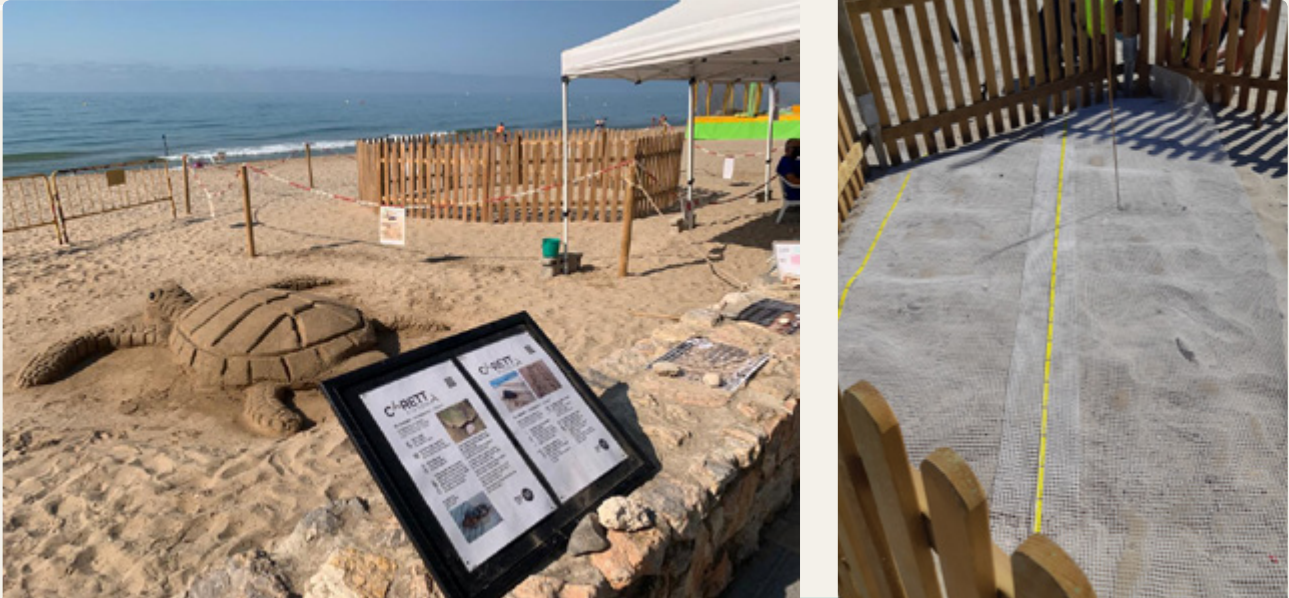


Figura 34. Ejemplos de protección de un nido de tortuga marina. A la izquierda se aprecian dos cercados para prevenir que nadie ni nada se acerque al nido y a la derecha se puede ver en detalle la malla antidepredadores colocada encima del nido antes de ser tapada por arena. Fotografías: CT BETA (UVic-UCC).

Colaboraciones

El período de incubación de los nidos suele ser de más de 45 días, y es recomendable contar con la colaboración de entidades ambientales que dispongan de una red de voluntarios que, tras la realización de una formación específica para este fin, puedan ayudar a realizar una adecuada vigilancia y protección del nido.

Bibliografía

- Alan F. Rees 2020. *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp
- Eckert, K. L., Bjorndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A., & Donnelly, M. (2000). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo especialista en Tortugas Marinas. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y Comisión de Supervivencia de Especies, Publicación, (4).
- FFWCC (Florida Fish and Wildlife Conservation Commission) (2016) *Marine turtle conservation handbook*.
- Marco, A., Abella, E., Liria, A., Martins, S., Loureiro, N. D. S., & López-Jurado, L. F. (2012). Manual for the monitoring of sea turtles in the Cape Verde Islands. *Zoologia Caboverdiana*. 3. 1-23.
- Williams, J. L., Pierce, S. J., Hamann, M., & Fuentes, M. M. P. B. (2020). Protection of in situ sea turtle nests from depredation. *Oceanography*, 11, 1-12.

Protocolo n.º 20. Técnicas de mitigación de las condiciones ambientales adversas para la incubación en playa

Relevancia

Potenciar la incubación natural en playa minimizando los riesgos que puedan producirse durante la incubación ante condiciones ambientales adversas como: temperaturas extremas (altas o bajas), temporales, lluvias y acreción o erosión de arena.

Material

- Registradores de temperatura de 0,2 °C de precisión.
- Lonas impermeables.
- Lonas o telas negras.
- Tela de sombreado de diferente espesor.
- Mantas térmicas.
- Paneles de metacrilato.

Ficha estandarizada Ficha estandarizada n.º 5. Seguimiento del nido

Tiempo ⌚ ⌚ ⌚

Recursos de personal 👤 👤 👤

Recursos económicos €€€

Autorización No

Personal cualificado

Sí, personal técnico con experiencia o bajo el asesoramiento de especialistas en nidificación.

H4



Procedimiento

En caso de condiciones meteorológicas adversas en la playa que puedan poner en riesgo la adecuada incubación de la puesta, pueden llevarse a cabo diferentes técnicas para mitigar condiciones ambientales adversas con el objetivo de maximizar el éxito de incubación de los nidos. Para ello, es fundamental contar con registradores de temperatura que nos permitan hacer un seguimiento de la temperatura de incubación como uno de los factores clave a controlar (ver **Protocolo n.º 17. Seguimiento de la temperatura de incubación y estado del nido**).

- **Lluvias fuertes y continuadas:** se procederá a tapar el nido con lonas impermeables (fijándonos en la dirección del viento y de la lluvia) o con una carpa bien fijada, cerciorándose de que la superficie del nido no se moja ni vertical ni lateralmente. Es importante evitar que se creen escorrentías que puedan afectar a la puesta, con lo cual, se pueden realizar rasas o canales de drenaje a más de 1 m de distancia del nido para dirigir el exceso de agua de escorrentía fuera del alcance de la puesta. Se recomienda realizar catas en el substrato circundante al nido, a profundidad de incubación de la puesta, para evaluar el grado de drenaje de agua de la arena.
- **Temporales:** en caso de fuertes temporales o tormentas, se recomienda aplicar las mismas técnicas que para lluvias fuertes y continuadas, y además se pueden realizar trincheras y muros de contención para evitar que el oleaje pueda llegar a afectar al nido. Será importante realizar catas en el substrato circundante al nido, pero a profundidad de incubación de la puesta, para asegurar que el nivel freático no ha subido y pueda estar empapando la puesta.

- **Temperaturas de incubación altas:** si se registran temperaturas de la arena a la profundidad de incubación de la puesta superiores a los 31 °C de forma continua, se recomienda sombrear el nido con una tela de sombra para disminuir las radiaciones solares sobre la arena. La tela debe estar elevada sobre la superficie de la arena, al menos 10 cm, para evitar el efecto invernadero o la falta de aireación de la superficie de la arena. Es fundamental hacer un seguimiento continuo de la temperatura, para conocer el efecto que produce la tela sobre el nido y eligiendo el espesor de la tela adecuado. Otra posible técnica para reducir la temperatura de incubación es el regado superficial de la arena. No obstante, se aconseja realizar esta técnica antes del amanecer. Igualmente se deberá realizar un seguimiento continuo de la temperatura para conocer el efecto del regado sobre la temperatura de incubación del nido. Idealmente, la puesta debe incubarse dentro de un rango de temperatura de la arena entre 29,3 y 30,5 °C.

Se debería disponer de personal técnico o una red de voluntarios que puedan hacer vigilancia del nido durante 24 h, a lo largo de todo el periodo de incubación.

- **Temperaturas de incubación bajas:** en caso de registrar temperaturas de la arena a la profundidad del nido menores de 27,5 °C de forma constante, se recomienda intentar aumentar o mantener la temperatura de incubación utilizando una o varias de las siguientes técnicas: 1) tapar el nido con una manta térmica por las noches (desde el anochecer hasta los primeros rayos de sol), 2) cubrir el nido con una lona o tela negra parcialmente enterrada en la arena durante las horas de sol, para que ésta absorba una mayor energía calorífica de los rayos del sol y se transmita a la arena, 3)



instalar placas de metacrilato sobre el nido para favorecer el aumento de temperatura del sustrato de incubación (aumentan la temperatura y también reducen la humedad del nido), 4) cubrir la superficie del nido y los alrededores con una capa homogénea de arena negra u oscura de 2-3 cm de espesor. Estas técnicas pueden tener muchas variaciones, pero en término medio pueden elevar la temperatura del nido entre 0,5 y 2°C. En caso de utilizar dichas técnicas, debe hacerse un seguimiento más detallado de la temperatura de la arena y humedad del nido. Todos estos equipamientos se retirarán tras la incubación y antes de la fecha estimada de emergencia.

- **Acreción o erosión de arena:** en playas muy dinámicas y con fuertes vientos, se recomienda poner un testigo para conocer el nivel de la superficie de la playa en el momento de la puesta, para poder evaluar si se acumula o se pierde arena durante el período de incubación de los huevos. Se puede añadir o retirar arena en función de la pérdida o ganancia de sustrato para mantenerlo constante en las condiciones iniciales.

Si tras la aplicación de estas técnicas no se consiguen mejorar las condiciones de incubación de la puesta y los embriones siguen en alto riesgo de morir, se recomienda trasladar la puesta a incubadora siguiendo las pautas indicadas en el **Protocolo n.º 16.**

Reubicación de puestas.

H4



Figura 35. Ejemplos de protecciones contra climatología adversa para la incubación en playa. Se puede observar el uso de placas de metacrilato y lonas negras para aumentar la temperatura además de redes antidepredación. Fotografías: CT BETA (UVic-UCC).

Colaboraciones

La colaboración con entidades ambientales que dispongan de una red de voluntarios puede ser útil ante la posible falta de personal técnico para aplicar algunas técnicas a tiempo (sobre todo en caso de lluvias). Es necesario contar también con el asesoramiento de personal especializado en anidaciones para no realizar ninguna acción innecesaria o perjudicial para el nido.

Bibliografía

- Clarke, L. J., Elliot, R. L., Abella-Perez, E., Jenkins, S. R., Marco, A., Martins, S., & Hawkes, L. A. (2021). Low-cost tools mitigate climate change during reproduction in an endangered marine ectotherm. *Journal of Applied Ecology*, 58(7), 1466-1476.
- Esteban, N., Laloë, J. O., Kiggen, F. S., Ubels, S. M., Becking, L. E., Meesters, E. H., ... & Christianen, M. J. (2018). Optimism for mitigation of climate warming impacts for sea turtles through nest shading and relocation. *Scientific Reports*, 8(1), 1-8.
- Hill, J. E., Paladino, F. V., Spotila, J. R., & Tomillo, P. S. (2015). Shading and watering as a tool to mitigate the impacts of climate change in sea turtle nests. *PloS one*, 10(6), e0129528.
- Smith, C. E., Booth, D. T., Crosby, A., Miller, J. D., Staines, M. N., Versace, H., & Madden-Hof, C. A. (2021). Trialling seawater irrigation to combat the high nest temperature feminisation of green turtle *Chelonia mydas* hatchlings. *Marine Ecology Progress Series*, 667, 177-190.
- Staines, M. N., Booth, D. T., Madden Hof, C. A., & Hays, G. C. (2020). Impact of heavy rainfall events and shading on the temperature of sea turtle nests. *Marine Biology*, 167(12), 1-11.

Vindas-Picado, J., Yaney-Keller, A., St Andrews, L., Panagopoulou, A., & Santidrián Tomillo, P. (2020). Effectiveness of shading to mitigate the impact of high temperature on sea turtle clutches considering the effect on primary sex ratios. *Mitigation and Adaptation Strategies for Global Change*, 25(8), 1509-1521.

Wood, A., Booth, D. T., & Limpus, C. J. (2014). Sun exposure, nest temperature and loggerhead turtle hatchlings: Implications for beach shading management strategies at sea turtle rookeries. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 451, 105-114.

Protocolo n.º 21. Incubación artificial

Relevancia

Permite reducir el riesgo de fracaso total de una puesta, diversificando las condiciones de incubación, así como favorecer la producción de hembras y la mejora del conocimiento científico de la especie (asegurar el mínimo necesario de muestras para análisis genéticos).

Material

- Guantes de nitrilo/látex.
- Agua mineral.
- Vermiculita nueva (no reutilizada).
- Cajas de plástico o cristal.
- Papel secante.
- Pincel.
- Pie de rey.
- Balanza.
- Film plástico.
- Pulverizador de agua.
- Incubadoras con resistencias térmicas programables.
- Registradores de temperatura automáticos (preferiblemente con conexión por *blue-tooth*).

Fichas estandarizadas	Ficha estandarizada n.º 10. Seguimiento de incubación en incubadora. Ficha estandarizada n.º 11. Seguimiento eclosiones en incubadora.
Tiempo	⌚⌚⌚
Recursos de personal	👤👤👤
Recursos económicos	€€€€
Autorización	
<p>Sí, la incubación artificial es una técnica de conservación <i>ex situ</i> que requiere manipulación de huevos y crías y, por lo tanto, requiere autorización de la comunidad autónoma y de la Administración General del Estado (AGE).</p>	
Personal cualificado	
<p>Sí, personal veterinario y/o especialista autorizado, ya que un inadecuado manejo de los huevos durante el transporte e incubación de los huevos podría causar su muerte.</p>	
Procedimiento y recomendaciones	
<p>Es importante disponer de incubadoras aptas y con las características técnicas necesarias para la incubación de huevos de tortuga marina (ver Anexo IV. Materiales adicionales para la incubación artificial).</p> <ul style="list-style-type: none">Las incubadoras deben programarse sin ventilación ya que esta favorece la desecación de los huevos y la dispersión de hongos y bacterias. Además, deben permitir tener una gran estabilidad de los parámetros de incubación que pueden afectar al desarrollo embrionario (temperatura, humedad, vibración, etc.).	



- Previamente al inicio de la incubación artificial se deben calibrar las incubadoras donde se colocarán los huevos. Si es necesario, dependiendo de las características de la incubadora, se deberá aclimatar la sala donde se encuentre para evitar fluctuaciones de temperatura considerables (especialmente en zonas cálidas donde la temperatura ambiente supere los 35 °C). Para comprobar que las incubadoras mantienen las temperaturas deseadas se deberán colocar dentro registradores automáticos de temperatura, idealmente dentro de una caja con vermiculita húmeda para simular la temperatura a la que se encuentran los huevos y comparar el registro obtenido con la temperatura de programación de la incubadora.
- Cuando se empleen incubadoras metálicas, se deberá evitar que estas tengan imanes, para prevenir una mayor alteración del campo magnético.
- El rango de temperatura de incubación debe ser lo más parecido posible al rango natural en las playas de anidación de la especie. A no ser que por razones de conservación se quiera favorecer a un sexo. Para la tortuga boba, se recomienda aplicar un régimen de temperatura de incubación simulando un aumento por calor metabólico que produce alrededor de un 70% de hembras (ver **Anexo IV. Materiales adicionales para la incubación artificial**). En caso de no disponer de incubadoras aptas para modificar la temperatura durante el período de incubación, se recomienda incubar los huevos a temperatura constante entre un rango de 29,3 y 30,5 °C.
- Para minimizar las lesiones producidas por el movimiento, idealmente, el transporte de los huevos desde playa hasta incubadora debería realizarse dentro de las 4 primeras horas posteriores al desove. No obstante, si se tiene cuidado de evitar rotar, vibrar y mover los huevos, se pueden transportar hasta pasados 4 días desde la puesta.

- Se preparará el sustrato de incubación mezclando la vermiculita limpia y seca con agua mineral siguiendo una proporción 1:1 (potencial hídrico de -150 kPa). Ese sustrato se colocará en cajas de plástico/cristal con pequeños orificios en la tapa para garantizar la ventilación y evitar la condensación de agua, pero sin provocar la deshidratación del sustrato.
- Una vez en el centro de incubación, se recomienda pesar los huevos y medir el diámetro. Además, se debería anotar cualquier anomalía que observemos, así como tomar fotografías si se creyera necesario. También se identificarán los huevos individualmente.
- Una vez preparadas las cajas que contienen el sustrato y los huevos (aproximadamente 10 huevos por caja, ver Figura 36), se deberán pesar semanalmente (sin tapa) para tener un control del peso y detectar la posible deshidratación del sustrato.
- Antes de colocar los huevos en las cajas se limpiarán con un pincel para eliminar los restos de arena que aún puedan tener, se colocarán en las cajas dejando una separación entre ellos y se cubrirán con una ligera capa de vermiculita húmeda.

H4



Figura 36. Fotografías de un ejemplo de cajas usadas para la incubación artificial. Fotografías: Adolfo Marco/EBD-CSIC.

- Se recomienda mantener los registradores de temperatura dentro de la incubadora durante toda la incubación para posteriormente tener un registro de la temperatura real de incubación.
- Diariamente se revisará la temperatura de la incubadora y se observará si existe condensación en las cajas de forma externa, sin manipular los huevos.
- Durante la incubación los huevos deberán ser revisados periódicamente (cada tres o cuatro días), fijándose en su apariencia sin moverlos ni retirarlos de la caja, simplemente retirando un poco de la vermiculita que los recubre. Para evitar posibles infecciones por microorganismos durante el manejo y revisión de los huevos, se usarán guantes y se manejará cada huevo de manera que nunca se toque un huevo con la misma zona del guante que se ha tocado otro huevo anteriormente. En las revisiones, se recomienda ir cambiando de dedo y guante para evitar contaminaciones entre huevos. Nos fijaremos en si se detectan hongos, si se producen arrugas por deshidratación, confirmaremos si el huevo sigue en desarrollo o no, etc. Además, se tomarán fotografías para el seguimiento y se anotarán todas las anomalías que se observen.
- Durante la revisión de los huevos también se pesará la caja (sin tapa) para tener un control de la hidratación del sustrato. Si se detecta que el sustrato está deshidratado se procederá a rehidratarlos mediante la pulverización de agua mineral hasta alcanzar el peso inicial de la caja con el sustrato y los huevos, pero sin la tapa. Hay que evitar mojar los huevos, sólo el sustrato de su alrededor.
- Durante el primer tercio de la incubación las cajas deben permanecer cerradas y solamente se abrirán una vez al día para ventilar y comprobar que no haya demasiada condensación. Si se observa condensación se procederá a secarla con papel absor-

bente. A partir del segundo tercio se puede sustituir la tapa por un plástico film agujereado para favorecer la ventilación.

- Las cajas se pueden ir rotando en la incubadora para evitar que posibles gradientes de temperatura afecten más a unos huevos que a otros.
- A partir del día 45 de incubación, la revisión debería ser más frecuente (entre una y tres veces al día) para detectar el inicio de la eclosión.
- Cuando se detecte la primera eclosión se rellenará la ficha correspondiente (**Ficha estandarizada n.º 11. Seguimiento eclosiones en incubadora**) para tener un registro del proceso.
- Las tortugas eclosionadas que aún estén inmaduras se mantendrán en incubadora a una temperatura de 25-27 °C, dentro de una caja con papel secante o absorbente humedecido con agua mineral y tapadas con un plástico film con pequeños agujeros para evitar la deshidratación.
- Las tortugas que ya estén maduras se fotoidentificarán, pesarán y medirán. Luego se irán transportando periódicamente al centro de cría o a la playa para su liberación (siempre que la temperatura superficial del agua supere los 19 °C).
- Si existen objetivos científicos que lo requieran, se tomarán muestras de las crías antes de que estas sean liberadas. Si los animales van a formar parte de un programa de *headstarting*, la toma de muestras se realizará más adelante cuando tengan un tamaño mayor.

Colaboraciones

Es necesario colaborar con centros que dispongan de incubadoras adecuadas y personal para llevar a cabo este protocolo en caso de riesgo extremo durante la incubación en



playa. Compartir los datos recogidos es útil en el contexto de colaboración para objetivos de investigación generales.

Bibliografía

- Alan F. Rees 2020. *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp
- Bluvias, J. E., & Eckert, K. L. (2008). *Marine turtle trauma response procedures: a husbandry manual*. Durham, NC: Nicholas School of the Environment and Earth Sciences. Duke University.
- Booth, D. T. (2017). Influence of incubation temperature on sea turtle hatchling quality. *Integrative Zoology*, 12(5), 352-360.
- Burgess E. A., Booth D. T., Lanyon J. M. (2006). Swimming performance of hatchling green turtles is affected by incubation temperature. *Coral Reefs*, 25, 341-349.
- Eckert, K. L., Bjorndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A., & Donnelly, M. (2000). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo especialista en Tortugas Marinas. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y Comisión de Supervivencia de Especies, Publicación, (4).
- FFWCC (Florida Fish and Wildlife Conservation Commission) (2016) *Marine turtle conservation handbook*.
- Marco, A., Abella, E., Liria, A., Martins, S., Loureiro, N. D. S., & López-Jurado, L. F. (2012). Manual for the monitoring of sea turtles in the Cape Verde Islands. *Zoologia Caboverdiana*. 3. 1-23.
- Phillott, A. D. (2002). Minimizing fungal invasion during the artificial incubation of sea turtle eggs. *Herpetological Review*, 33(1), 41.

Shaver, D. J., & Caillouet Jr, C. W. (2015). Reintroduction of Kemp's ridley (*Lepidochelys kempi*) sea turtle to Padre Island National Seashore, Texas and its connection to head-starting. *Herpetological Conservation and Biology*, 10(1), 378-435.

Yao, Y. T., Du, Y., Pan, J. X., Lin, C. X., Ji, X., & You, W. H. (2022). Incubating green turtle (*Chelonia mydas*) eggs at constant temperatures: Hatching success, hatchling morphology and post-hatch growth. *Journal of Thermal Biology*, 103182.



Protocolo n.º 22. Identificación de emergencias

Relevancia

El seguimiento continuado de la superficie de la arena en los nidos para la identificación temprana de indicios de emergencias permite obtener datos precisos sobre la duración de la incubación de un nido, evita la retención prolongada de neonatos en la playa y marca el momento en el que deberá realizarse la exhumación del nido.

Material

- Linterna o frontal con luz roja.
- Papel y lápiz.
- Cámara fotográfica.

Ficha estandarizada No hay ficha estandarizada para este protocolo

Tiempo 

Recursos de personal 

Recursos económicos -

Autorización No

Personal cualificado

Es necesario contar con personal técnico con experiencia o bajo el asesoramiento de especialistas en nidificación para que identifiquen si la emergencia está cerca.

Procedimiento

- Si se ha gestionado el nido desde el momento de su puesta, mediante el seguimiento de la temperatura de incubación, se puede predecir una fecha aproximada de eclosión. Además, entre los días 40 y 45 de incubación, hay que retirar la malla antidepredadores de encima del nido y revisar que no existe ningún estorbo que pudiera perjudicar a las crías durante la emergencia. A partir de ese momento, el nido queda desprotegido de la depredación y se deberá realizar vigilancia durante 24 h al día, con el fin de evitarla y para detectar la emergencia lo más rápido posible.
- Cuando se acerca el momento de la emergencia se observará el hundimiento de la arena sobre el nido y la formación de un pequeño cráter (entre 2 y 5 cm de diámetro). Esto indica que los huevos han eclosionado y las tortugas están ascendiendo hacia la superficie.
- Cuando se observe este cráter se avisará a los técnicos responsables y se estará atento a la emergencia de las crías.
- En el caso de que se trate de un nido que no ha sido gestionado y vigilado desde el momento de su puesta, nos encontraremos con una depresión en la arena desde la que salen un grupo de rastros de unos 5 cm de ancho que se van dispersando por la playa en dirección al mar (véase Figura 37). Esta depresión se forma cuando la arena del cuello del nido cae dentro de la cámara de incubación, ya que las cáscaras vacías ocupan menos volumen que los huevos no eclosionados.
- En este segundo caso hay que observar con atención los rastros y comprobar que todos vayan hacia el mar y no hacia tierra. Es decir, hay que vigilar que ninguna cría se haya desorientado y quedado atrapada por la parte alta de la playa.

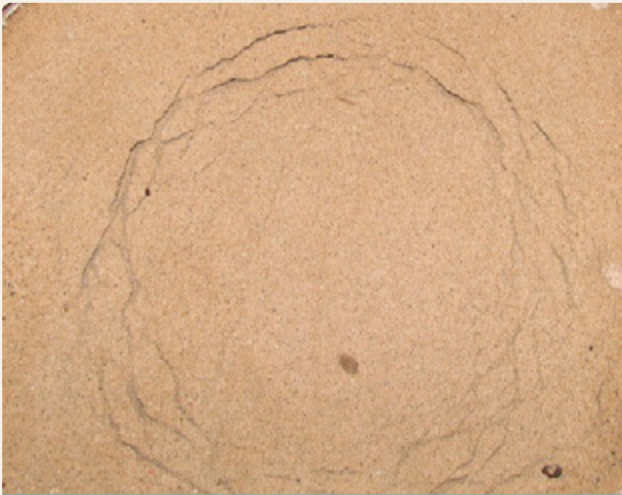


Figura 37. Rastros de crías después de su emergencia. Fotografía: Adolfo Marco/EBD-CSIC.



H4

Figura 38. Fotografía de un nido eclosionado. La flecha amarilla indica la presencia de la depresión y las líneas rojas indican el abanico formado por los rastros de las crías dirigiéndose al mar. Imagen extraída de Rees *et al.* (2020).



H4

Figura 39. Cráter que se forma durante la emergencia de las crías. Fotografía: Adolfo Marco/EBD-CSIC.



209

Colaboraciones

Si se trata de la emergencia de un nido gestionado, debido a la necesidad de realizar una vigilancia de 24 h al día, es necesaria la colaboración con entidades que dispongan de una red de voluntarios.

Bibliografía

- Abella Pérez, E., & López-Jurado, L. F. (2005). Temporary sequences and description of the emergence of newborns loggerhead in the Cape Verde archipelago. Pp. 83-85 in: *Proceedings of the Twenty-First Annual Symposium on Sea Turtle Biology and Conservation*, 24-28 January 2001, Philadelphia, Pennsylvania, USA. NOAA Technical Memorandum NMFS-SEFSC-528.
- Alan F. Rees 2020. *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp.
- Eckert, K. L., Bjorndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A., & Donnelly, M. (2000). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo especialista en Tortugas Marinas. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y Comisión de Supervivencia de Especies, Publicación, (4).
- FFWCC (Florida Fish and Wildlife Conservation Commission) (2016) *Marine turtle conservation handbook*.
- Hays, G. C., Speakman, J. R., & Hayes, J. P. (1992). The pattern of emergence by loggerhead turtle (*Caretta caretta*) hatchlings on Cephalonia, Greece. *Herpetologica*, 396-401.
- Houghton, J. D. R., & Hays, G. C. (2001). Asynchronous emergence by loggerhead turtle (*Caretta caretta*) hatchlings. *Naturwissenschaften*, 88(3), 133-136.
- Marco, A., Abella, E., Liria, A., Martins, S., Loureiro, N. D. S., & López-Jurado, L. F. (2012). Manual for the monitoring of sea turtles in the Cape Verde Islands. *Zoologia Caboverdiana*. 3. 1-23.



Protocolo n.º 23. Manejo de crías

Relevancia

Permite evaluar la condición física y el estado de salud tanto de las crías que puedan encontrarse perdidas en la playa como de las encontradas tras la eclosión de un nido monitoreado, con el fin de poder aplicar medidas de gestión para garantizar su supervivencia inmediata. Asimismo, permite obtener datos científicos para caracterizar e identificar a las crías nacidas en el Mediterráneo español.

Material

- Guantes.
- Linterna o frontal con luz roja.
- Cajas de espuma de poliestireno.
- Gasas.
- Papel absorbente.
- Suero.
- Papel y lápiz.

Fichas

Ficha estandarizada n.º 6. Emergencias.

estandarizadas

Ficha estandarizada n.º 11. Seguimiento eclosiones en incubadora.

Tiempo



Recursos de personal



Recursos económicos



H4



211

Ficha n.º 6

Ficha n.º 11

Autorización

Sí, de la comunidad autónoma y de la Administración General del Estado (AGE).

Personal cualificado

Sí, personal veterinario y personal técnico y especialista en tortugas marinas autorizado.

Procedimiento

Previamente a manipular las crías, se recomienda consultar el **Protocolo n.º 2. Retención de hembras y crías.**

- Las crías deberán ser siempre manipuladas con guantes y solamente por el personal cualificado y/o autorizado.
- Hay que tener cuidado de no deslumbrar a los animales, se usarán sólo linternas o frontales con luz roja.
- Cuando se produzca la emergencia de un nido o se encuentren neonatos en la playa, se recogerán y colocarán en cajas (el fondo debe estar cubierto con papel secante o absorbente humedecido con suero o agua mineral) para evitar que se deshidraten mientras se evalúa su estado de salud y se toman sus medidas.
- Si es de día, se mantendrán a la sombra y se prestará especial atención a su hidratación.
- Si es de noche, se vigilará la temperatura. Si baja demasiado, habrá que introducirlas en un entorno con temperatura controlada no inferior a los 25°C o soltarlas al mar lo más rápido posible.



- Seguidamente se procederá a su fotoidentificación, pesado, medición corporal, evaluación del estado de salud y toma de muestras para análisis genéticos (si se considera necesario, véase **Protocolo n.º 3. Identificación de individuos** y **Protocolo n.º 7. Toma de muestras**) antes de soltarlas.

Valoración de la idoneidad para la liberación o el mantenimiento en cautividad temporal:

Una vez realizada la toma de datos y valoración del estado de salud de las crías, se evaluará la idoneidad de liberarlas (ver el **Protocolo n.º 24. Liberación de crías**) o mantenerlas temporalmente en cautividad (ver **Protocolo n.º 28. Headstarting (cría en cautividad)**) en función de: su estado de salud, la probabilidad de supervivencia si son liberadas, la capacidad para desarrollar un proyecto de *headstarting* en cautividad para aumentar la probabilidad de supervivencia y del interés para la realización de estudios científicos que permitan ampliar el conocimiento sobre la nidificación en las costas españolas.

Previamente a soltar las crías al mar, se debe apagar o atenuar todas las luces artificiales que las puedan desorientar. Se puede pedir al ayuntamiento de la localidad donde se encuentre el nido si es posible apagar las farolas que haya detrás de la playa. Si esto no es posible se puede crear una “pared” sosteniendo mantas, toallas o cartones detrás de las tortugas cuando vayan a ser liberadas, así se disminuye la cantidad de luz que les pueda llegar.



H4

Figura 40. En la izquierda se observa el momento en el que se realiza la fotoidentificación de un neonato y a la derecha la toma de datos biométricos como el ancho recto del caparazón. Fotografías: CT BETA (UVic-UCC).

Colaboraciones

No es necesaria ninguna colaboración para llevar a cabo este protocolo. No obstante, compartir los datos recogidos es útil en el contexto de colaboración para objetivos de investigación generales.

Bibliografía

- Alan F. Rees 2020. *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp
- Bluvias, J. E., & Eckert, K. L. (2008). *Marine turtle trauma response procedures: a husbandry manual*. Durham, NC: Nicholas School of the Environment and Earth Sciences. Duke University.
- Eckert, K. L., Bjorndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A., & Donnelly, M. (2000). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo especialista en Tortugas Marinas. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y Comisión de Supervivencia de Especies, Publicación, (4).
- FFWCC (Florida Fish and Wildlife Conservation Commission) (2016) *Marine turtle conservation handbook*.
- Marco, A., Abella, E., Liria, A., Martins, S., Loureiro, N. D. S., & López-Jurado, L. F. (2012). Manual for the monitoring of sea turtles in the Cape Verde Islands. *Zoología Caboverdiana*. 3. 1-23.
- Phillott, A. D., & Shanker, K. A. R. T. I. K. (2018). Best practices in sea turtle hatchery management for South Asia. *Indian Ocean Turtle Newsletter*, 27, 31-34.
- Van de Merwe, J. P., Ibrahim, K., & Whittier, J. M. (2013). Post-emergence handling of green turtle hatchlings: improving hatchery management worldwide. *Animal Conservation*, 16(3), 316-323.

Protocolo n.º 24. Liberación de crías

Relevancia

Asegurar que las crías llegan al mar de forma segura garantizando el bienestar y salud de los animales durante la carrera hacia el agua.

Material

- Toallas.
- Cajas aislantes.
- Linternas o frontales con luz roja.

Ficha estandarizada No hay ficha estandarizada para este protocolo

Tiempo ⌚ ⌚ ⌚

Recursos de personal 👤 👤 👤

Recursos económicos €

Autorización

Sí, de la comunidad autónoma y de la Administración General del Estado (AGE).

Personal cualificado

Sí, personal veterinario y personal técnico y especialista en tortugas marinas autorizado.

Procedimiento

- Si no existen motivos científicos o de conservación específicos, la liberación de neonatos recién nacidos y sanos hay que realizarla inmediatamente después de la toma de datos biométricos, de salud y toma de muestras. Bajo ningún concepto deben mantenerse hasta el día o noche siguiente, para evitar el estrés de las crías, y que estas pierdan las reservas energéticas de la fase de frenesí natatorio que les permite cruzar la plataforma continental de forma rápida. La depredación durante el día puede ser mucho mayor por la alta visibilidad para depredadores acuáticos y la actividad de depredadores aéreos (gaviotas, córvidos, etc.).
- Se recomienda soltar juntas el mayor número de crías posible, siempre y cuando se trate de una emergencia múltiple y no se exponga a las crías a un mayor estrés debido a una retención prolongada.
- Durante el tiempo que las tortugas permanezcan retenidas para realizar la toma de muestras y datos, se mantendrán en un cubo o caja limpios, con aireación natural, a oscuras o a la sombra (cubriéndolo con una toalla u otro material), sin agua, pero con un sustrato húmedo (como arena húmeda o papel secante o absorbente mojado). Se evitarán cambios bruscos de temperatura o de humedad durante el manejo de los neonatos. Se evitarán luces y ruidos fuertes en la proximidad para reducir el estrés. El manejo de las crías se hará utilizando luz roja. Antes de liberarlas habrá que hacerles una revisión de su estado de maduración y salud. Las que sean inmaduras o presenten algún problema de salud se pueden llevar a un centro de recuperación de fauna marina y serán liberadas más adelante.
- Es muy importante, si se puede, reducir al máximo la luz artificial que haya en la playa (apagando las luces del paseo marítimo o bares y restaurantes que haya cerca).

- Si no se puede reducir la contaminación lumínica se puede intentar minimizar creando una “pared” detrás de las tortugas cuando vayan a ser liberadas. Esto se puede realizar mediante toallas, mantas y/o cartones sostenidos por personas formando una cadena, por ejemplo.
- Además, se puede allanar la arena hasta la línea de marea para que a las crías les sea más fácil llegar al mar.
- Es muy importante que las crías se liberen lo suficientemente lejos del agua como para que caminen por la arena seca.
- Las liberaciones deben realizarse en zonas donde no existan actividades pesqueras de trasmallo o cerco en las proximidades, para que las tortugas no queden atrapadas fácilmente en las redes de pesca.
- Se podrán mostrar las crías de tortuga a los posibles observadores en un ambiente de calma acercándoles el cubo o caja, pero en ningún caso se les dejará tocarlas.
- Para la suelta de las crías se hará un pasillo y se balizará una zona para evitar el contacto de las tortugas con los observadores. Se asegurará que todas las crías han llegado al mar.

Colaboraciones

Para la gestión de la liberación de crías es necesaria la colaboración con diversas entidades (policía, agentes forestales, universidades y/o centros de investigación, centros de recuperación de fauna, entidades medioambientales, etc.) para asegurar que no existan perturbaciones en la carrera y entrada de las crías al mar por parte del público presente.



H4

Figura 41. Liberación de crías del nido de Tarragona (Cataluña) en la temporada de 2021. Fotografía: Gloria Fainè/CT BETA (UVic-UCC).

Bibliografía

- Alan F. Rees 2020. *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp
- Bluvias, J. E., & Eckert, K. L. (2008). *Marine turtle trauma response procedures: a husbandry manual*. Durham, NC: Nicholas School of the Environment and Earth Sciences. Duke University.
- Eckert, K. L., Bjorndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A., & Donnelly, M. (2000). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo especialista en Tortugas Marinas. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y Comisión de Supervivencia de Especies, Publicación, (4).
- FFWCC (Florida Fish and Wildlife Conservation Commission) (2016) *Marine turtle conservation handbook*.
- Marco, A., Abella, E., Liria, A., Martins, S., Loureiro, N. D. S., & López-Jurado, L. F. (2012). Manual for the monitoring of sea turtles in the Cape Verde Islands. *Zoologia Caboverdiana*. 3. 1-23.
- Phillott, A. D., & Shanker, K. A. R. T. I. K. (2018). Best practices in sea turtle hatchery management for South Asia. *Indian Ocean Turtle Newsletter*, 27, 31-34.
- Van de Merwe, J. P., Ibrahim, K., & Whittier, J. M. (2013). Post-emergence handling of green turtle hatchlings: improving hatchery management worldwide. *Animal Conservation*, 16(3), 316-323.

Protocolo n.º 25. Sexado de crías

Relevancia

El estudio de parámetros demográficos como la razón de sexos, junto con la supervivencia, el éxito reproductor, la distribución o la dispersión (emigración-inmigración) es fundamental para caracterizar una población y poder detectar cambios, que podrían ser indicativos de presiones o amenazas afectando a su estado de conservación. En un escenario de colonización de nuevas zonas de anidación y de cambio climático, conocer la razón de sexos primaria de las crías nacidas en la costa española permitirá estimar la probabilidad de asentamiento de una nueva zona estable de anidación y realizar las acciones de conservación y gestión necesarias.

Material

- Guantes.
- Tubos de muestra.
- Etiquetas.
- Rotuladores y lápiz para el etiquetado.
- Hojas de bisturí.
- Pinzas finas.
- Medio de almacenamiento (alcohol u otro líquido según el propósito de la muestra).
- Aguja y frasco hermético.
- Lupa estándar de laboratorio.
- Equipo de endoscopia.
 - Endoscopio.
 - Proyector de fibra óptica con cable de luz.

Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas

- Trocar (3,5 mm).
- Lente (2,7 mm).
- Material quirúrgico veterinario estándar.
 - Máquina anestésica.
 - Equipo de monitorización.
 - Fórceps.
 - Tijeras hemostáticas.
 - Pinzas.
 - Bisturí.
 - Suturas absorbibles.
 - Agujas triangulares de sutura.

Ficha estandarizada	No hay ficha estandarizada para este protocolo
----------------------------	--

Tiempo	⌚ ⌚
---------------	-----

Recursos de personal	🧑 🧑
-----------------------------	-----

Recursos económicos	€€€€
----------------------------	------

Autorización

Sí, personal veterinario y especialista en tortugas marinas autorizado por la comunidad autónoma y la Administración General del Estado (AGE).

Personal cualificado	Sí
-----------------------------	----

H4



Procedimiento

El dimorfismo sexual basado en la morfología externa no está presente en las crías de tortugas marinas. Por lo tanto, hay que usar otros métodos para determinar el sexo. En el caso de neonatos o embriones muertos, se puede realizar un análisis gonadal durante la necropsia, bien mediante la observación directa de las gónadas, como mediante un análisis histológico.

En el caso de individuos vivos, se está trabajando a nivel internacional para desarrollar técnicas que permitan el sexado no invasivo, generalmente mediante una muestra de sangre, pero actualmente o no son de fácil implantación o están en fase de validación, por lo que la laparoscopia (celioscopia) sigue siendo, a día de hoy, el método más factible.

Existen limitaciones de tamaño para llevar a cabo dicha técnica y, aunque está descrita en tortugas marinas a partir de 120 gr, se recomienda esperar a un peso aproximado de 1 kg para facilitar su realización. Sin embargo, se trata de un método invasivo y, como para cualquier actuación sobre fauna silvestre, requiere una justificación ética y que sea realizada por personal cualificado y con autorización de la autoridad competente.

Es importante realizar el sexado tanto en animales muertos como vivos para así evitar cualquier sesgo de mortalidad relacionado con el sexo.

Observación directa de gónadas de embriones y crías muertas en fresco durante la necropsia.

- Primero hay que diseccionar al animal abriéndolo por el plastrón y extraer los riñones enteros, ya que encima de estos se encuentran las gónadas en el nombrado “complejo riñón-gónada” (Figura 42).

- Luego hay que separar los dos órganos para poder observar las gónadas en una lupa estándar de laboratorio.
- Para determinar el sexo del animal se tiene que observar:
 - El color de la gónada: si es de color blanquecino se trata de un macho.
 - La presencia o ausencia de folículos: si se encuentran folículos se trata de una hembra.
 - La textura y reticulación de la gónada: si tiene una superficie lisa y presenta reticulación se trata de un macho, y si se observa una estructura granular no reticulada se trata de una hembra.

Histología de gónadas de embriones y crías muertas (para muestras preservadas o fijadas).

El análisis histológico de gónadas es considerado como la técnica más fiable para la determinación sexual de crías e individuos de pequeño tamaño.

Los tejidos deben ser fijados en formol tamponado pH 7,2 durante un mínimo de 24 h, y después lavados y sumergidos en agua durante 24 h. Seguidamente, la deshidratación de las muestras fijadas debe realizarse mediante lavados de alcohol en serie. La inclusión de los tejidos se realiza en tacos de parafina y estos son cortados en secciones de 6 mm mediante un microtomo.

Posteriormente, se procederá a la tinción de las muestras usando tinciones especiales (la más extendida es la de hematoxilina-eosina) que permiten valorar la morfología de las gónadas y diferenciarlas.

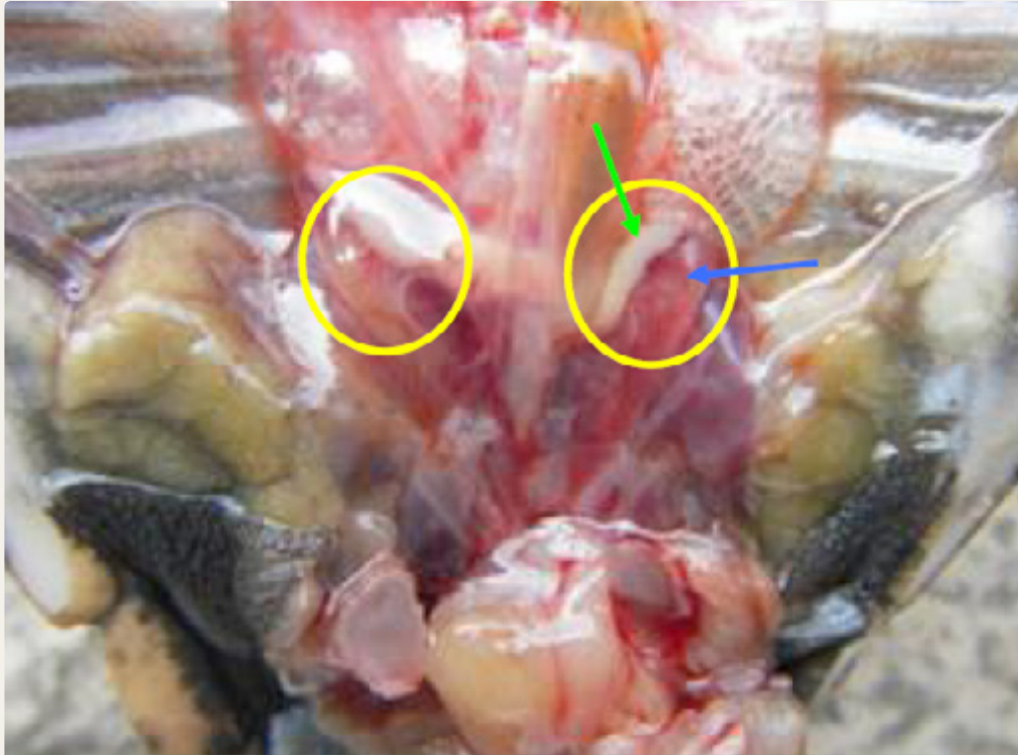
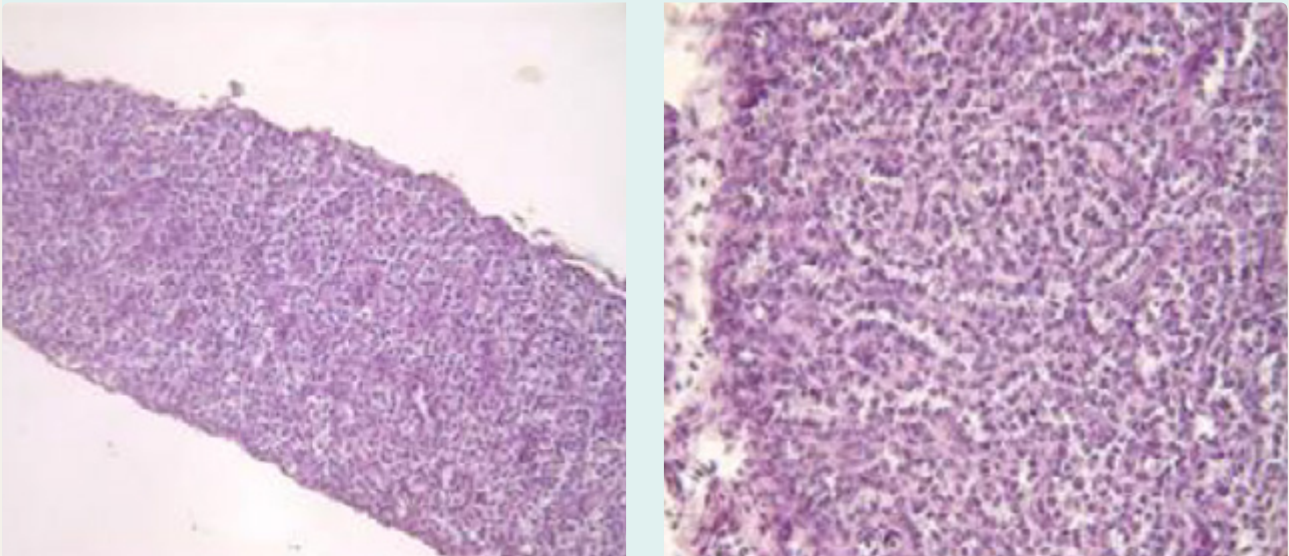


Figura 42. Detalle del complejo riñón-gónada (círculos amarillos) de un individuo muerto. La flecha verde señala la gónada y la azul el riñón. Fotografía: Elena Abella/CT BETA (UVic-UCC).

Descripción de una gónada de macho juvenil de tortuga común:

- Epitelio simple escamoso superficial. Debajo de este se puede ver una delicada túnica albugínea.
- Se pueden observar cordones celulares primarios retorcidos formando túbulos seminíferos inmaduros con diámetros de 2 a 4 veces mayores que los cordones primarios regresivos de las hembras. Estos cordones están rodeados por un estroma rico en elementos PAS (prueba del ácido periódico de Schiff) positivos.



H4

Figura 43. Imágenes de dos cortes histológicos de gónadas de dos juveniles machos de tortuga común (40x). Se pueden observar los túbulos seminíferos y el epitelio escamoso. Fotografía: Elena Abella/CT BETA (UVic-UCC).

Descripción de unas gónadas de hembra juvenil de tortuga común:

- La parte exterior superficial del ovario está formada por un epitelio germinal excepto en la región del mesovario. En la parte superficial ventral el epitelio germinal es fino.
- Dentro de la medula ovárica el epitelio puede formar extensiones.
- El epitelio germinal está bruscamente delineado por la túnica albugínea (PAS positivo)
- Se pueden observar pequeños cordones celulares primarios que siguen por la médula hasta el estroma que contiene elementos PAS positivos.

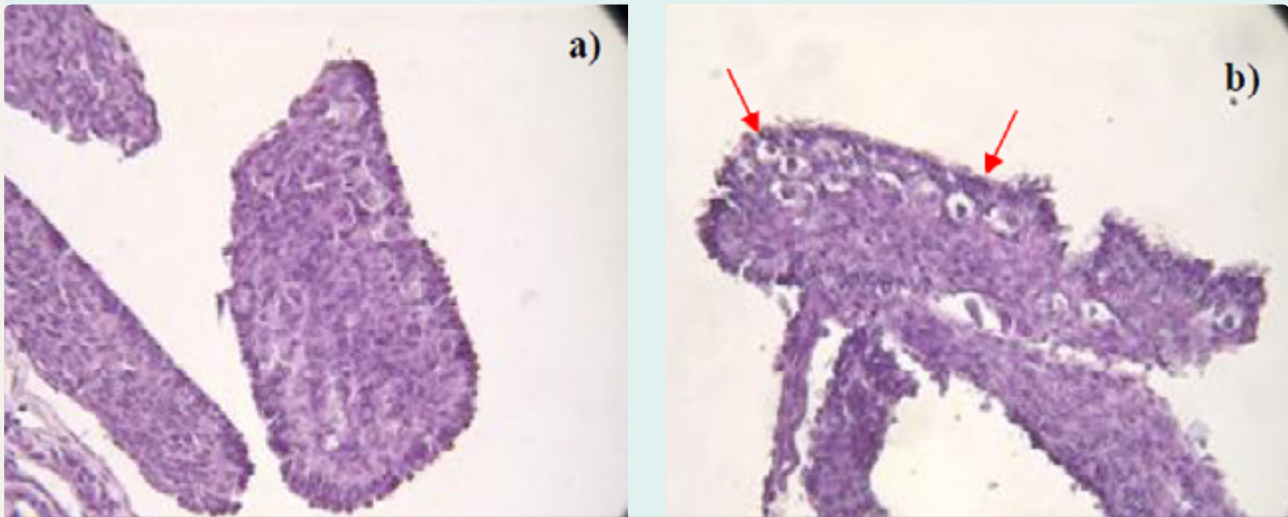


Figura 44. Imágenes de gónadas de dos hembras juveniles de tortuga común (40x). Se observan los túbulos seminíferos y la estructura columnar de las células del córtex. La imagen de la derecha (b) corresponde a una hembra más madura y se pueden apreciar las ovogonias (flechas). Fotografías: Elena Abella/CT BETA (UVic-UCC).

Observación de gónadas por laparoscopia en animales vivos.

Pese a la posibilidad de poder llevarse a cabo en ejemplares de muy reducido tamaño, se recomienda esperar a que alcance un peso mínimo de 700 gr-1 kg para facilitar el procedimiento si no existe la necesidad de adelantarlo.

Antes de la intervención hay que mantener a los animales en ayuno durante 24 h.

Al tratarse de un proceso invasivo realizado in vivo que conlleva la práctica de una intervención quirúrgica, este sólo puede realizarse por personal veterinario cualificado.

Antes de realizar la laparoscopia hay que inmovilizar a los animales de manera que queden en posición invertida, con el plastrón de cara y la aleta posterior derecha totalmente estirada.

H4

Para la determinación sexual de los animales se pueden usar los siguientes criterios:

- El tamaño estimado de la gónada.
- El color de la gónada.
- La presencia o ausencia de folículos.
- La textura de la gónada.
- Presencia o ausencia de reticulación en la gónada.
- Tamaño y forma de estructuras complementarias (oviducto/ligamento paramesonéfrico).

La endoscopia está considerada como una técnica quirúrgica de mínima invasión, por lo que la recuperación postoperatoria es rápida y generalmente sin complicaciones. En

los días posteriores a la laparoscopia es recomendable hacer un seguimiento especial al animal para observar posibles cambios en su comportamiento, así como observar el desarrollo de la cura de la incisión practicada.

Análisis hormonal de animales vivos.

La determinación del sexo en neonatos o postneonatos a través de los niveles de hormonas en sangre es una técnica prometedora que actualmente está siendo investigada y de la que ya existen algunos trabajos científicos publicados con resultados esperanzadores. Sin embargo, a día de hoy, su uso todavía no está extendido y se siguen usando las técnicas anteriormente nombradas para determinar el sexo de animales de tamaño pequeño.

- Para el procedimiento de la extracción de sangre referirse al **Protocolo n.º 7. Toma de muestras.**

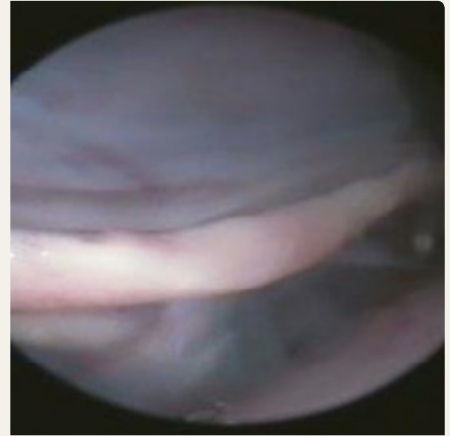
Colaboraciones

Es fundamental la colaboración de personal veterinario capacitado y cualificado para realizar las técnicas necesarias (análisis de sangre y laparoscopias) para el sexado de crías. Además, compartir los datos recogidos es útil en el contexto de colaboración para objetivos de investigación generales.

Bibliografía

Alan F. Rees 2020. *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp

Bluvias, J. E., & Eckert, K. L. (2008). *Marine turtle trauma response procedures: a hus-*



H4

Figura 45. Fotografía de la realización de una laparoscopia (izquierda), imagen de un testículo (superior derecha) y imagen de un ovario (inferior derecha). Fuente: José Luis Crespo-Picazo *et al.* (2021).

bandry manual. Durham, NC: Nicholas School of the Environment and Earth Sciences. Duke University.

Crespo-Picazo, J. L., Marco-Cabedo, V., Garcia-Párraga, D., Abella, E., Aguilera, M., Marco, A., Fèlix, G., Pujol, X., Escribano, F., Gens, M. J., Tarragó, A., Giralt, S. (2021) Sex-ratio de crías de tortuga careta en zonas de anidación emergente en España. Libro de Resúmenes, *XVI Congreso Luso-Español de Herpetología*, p77.

FFWCC (Florida Fish and Wildlife Conservation Commission) (2016) *Marine turtle conservation handbook*.

Larios, H. (1999). Determinación del sexo en crías en: Eckert, K. L., K. A. Bjorndal, F. A. Abreu-Grobois y M. Donnelly (Editores). 2000 (Traducción al español). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo Especialista en Tortugas Marinas UICN/CSE Publicación No. 4.

Marco, A., Abella, E., Liria, A., Martins, S., Loureiro, N. D. S., & López-Jurado, L. F. (2012). Manual for the monitoring of sea turtles in the Cape Verde Islands. *Zoologia Caboverdiana*. 3. 1-23.

Tezak, B., Sifuentes-Romero, I., Milton, S., & Wyneken, J. (2020). Identifying sex of neonate turtles with temperature-dependent sex determination via small blood samples. *Scientific Reports*, 10(1), 1-8.

Wyneken, J., Epperly, S. P., Crowder, L. B., Vaughan, J., & Blair Esper, K. (2007). Determining sex in posthatchling loggerhead sea turtles using multiple gonadal and accessory duct characteristics. *Herpetologica*, 63(1), 19-30.

Yntema, C. L., & Mrosovsky, N. (1980). Sexual differentiation in hatchling loggerheads (*Caretta caretta*) incubated at different controlled temperatures. *Herpetologica*, 33-36.

Protocolo n.º 26. Exhumación de nido

Relevancia

La exhumación del nido permite determinar el tamaño de la puesta, posibles causas de la muerte de embriones, el éxito de eclosión y de emergencia, recoger muestras de embriones, rescatar crías vivas que puedan haberse quedado sepultadas dentro del nido e identificar amenazas que puedan afectar a la supervivencia de las crías o a la incubación de futuros nidos. De esta manera, se mejoran los planes de gestión y la efectividad en el monitoreo y manejo de huevos y neonatos.

Material

- Guantes.
- Cinta métrica.
- Gafas de protección.
- Papel secante.
- Frascos herméticos para guardar muestras.
- Bandeja.
- Bolsas de plástico para desechos biológicos.
- Cámara de fotos (opcional).
- Caja de espuma de poliestireno.
- Papel y lápiz.

Ficha estandarizada Ficha estandarizada n.º 9. Exhumación nido

Tiempo  

Recursos de personal  



Recursos económicos €

Autorización

Sí, de la comunidad autónoma y de la Administración General del Estado (AGE).

Personal cualificado Sí, personal técnico y especialista en nidificación autorizado.

Procedimiento

- Si se trata de un nido que ha sido detectado y monitoreado, se procederá a la exhumación cuando hayan pasado entre una y tres noches como máximo de la última emergencia o salida de neonatos a la superficie.
- Si se trata de un nido del que no se tenía constancia y simplemente se han observado neonatos en la playa, se puede esperar una noche por si ocurrieran nuevas emergencias o exhumar directamente (a decisión del personal especialista en nidificación). Si durante la exhumación se encuentran neonatos vivos, significa que el proceso de emergencia aún no ha terminado, así que volveremos a tapar con la arena que hemos extraído y pararemos la exhumación. Se esperará hasta que haya una noche entera en la que no emerjan más crías.
- Para la recogida de datos se utilizará la **Ficha estandarizada n.º 9. Exhumación de nido**.
- Se irá excavando a mano hasta encontrar los primeros restos de las cáscaras o huevos eclosionados. Se anotará la profundidad a la que se encuentran las crías y/o huevos sin eclosionar para ver, en el caso de los supervivientes, su evolución en el centro de recuperación y su relación con su estado inicial. Durante la excavación, hay que ir con cuidado ya que nos podemos encontrar con neonatos que hayan quedado

H4



233

Ficha n.º 9

atrapados y podríamos dañarlos.

- Si nos encontramos con un neonato atrapado se medirá la profundidad a la que se encuentra. Luego se guardará en una caja (con papel secante humedecido en el fondo) para su posterior evaluación (ver **Protocolo n.º 2. Retención de hembras y crías**).
- Las cáscaras y huevos no eclosionados se irán depositando en la arena, al lado del nido. Se pueden ir agrupando según si son huevos, cáscaras enteras o mitades, para facilitar luego su conteo.
- Sólo se deben contar como huevos aquellos fragmentos que formen más del 50% de una cáscara entera.
- Una vez se ha extraído todo se procede a abrir los huevos no eclosionados y examinar su contenido para evaluar su estado embrionario (ver **Guía n.º 2. Identificación de estadios embrionarios**).
- El contenido de los huevos se puede vaciar en una bandeja para su correcta observación.
- Los neonatos muertos y los posibles embriones deben guardarse para la toma de datos (sexado, muestras de tejido, etc.). Si es necesario, se pueden guardar temporalmente en frascos herméticos para su posterior análisis en el laboratorio por especialistas.
- Al finalizar se recogerán los contenidos de los huevos en una bolsa de plástico para una correcta eliminación de los desechos y se volverá a tapar el nido con arena.
- Cálculo de éxito eclosión, emergencia y tasa mínima de desarrollo embrionario de los huevos (ver **Protocolo n.º 27. Cálculo de la tasa mínima de desarrollo embrionario, éxito de eclosión y éxito de emergencia del nido**).



H4

Figura 46. A la izquierda, fotografía de la exhumación del nido de Calafell (Cataluña) del 2021. A la derecha, el material exhumado de un nido en Cabo Verde. Fotografías: CT BETA (UVic-UCC).

Colaboraciones

No es necesaria ninguna colaboración para llevar a cabo este protocolo. No obstante, compartir los datos recogidos es útil en el contexto de colaboración para objetivos de investigación generales.



Bibliografía

- Alan F. Rees 2020. *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp
- Bluvias, J. E., & Eckert, K. L. (2008). *Marine turtle trauma response procedures: a husbandry manual*. Durham, NC: Nicholas School of the Environment and Earth Sciences. Duke University.
- Eckert, K. L., Bjorndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A., & Donnelly, M. (2000). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo especialista en Tortugas Marinas. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y Comisión de Supervivencia de Especies, Publicación, (4).
- FFWCC (Florida Fish and Wildlife Conservation Commission) (2016) *Marine turtle conservation handbook*.
- Marco, A., Abella, E., Liria, A., Martins, S., Loureiro, N. D. S., & López-Jurado, L. F. (2012). Manual for the monitoring of sea turtles in the Cape Verde Islands. *Zoologia Caboverdiana*. 3. 1-23.

Protocolo n.º 27. Cálculo de la tasa mínima de desarrollo embrionario, éxito de eclosión y éxito de emergencia del nido

Relevancia

Permite conocer parámetros biológicos reproductivos fundamentales (tasas de desarrollo, fertilidad, producción de crías, etc.) y caracterizar los nidos de hembras no filopátricas. Aporta información sobre la viabilidad del asentamiento de una colonia de anidación estable en el litoral español, mediante el estudio de la interacción de factores tanto bióticos como abióticos que afectan a la incubación de los nidos. Al mismo tiempo, ayudan a tomar decisiones para la gestión de los nidos, en algunos casos pudiendo evitar gastos de protección, vigilancia y seguimiento innecesarios en nidos con puestas sin desarrollo embrionario.

Material	Guantes de nitrilo/látex para manipular los huevos.
Ficha estandarizada	Ficha estandarizada n.º 9. Exhumación del nido.
Tiempo	
Recursos de personal	
Recursos económicos	-

Autorización

Sí, de la comunidad autónoma y/o de la Administración General del Estado (AGE).

Personal cualificado	Sí, personal técnico y especialista en nidificación autorizado.
-----------------------------	---

H4



Ficha n.º 9

Procedimiento

El desarrollo embrionario y éxito de incubación de un nido pueden medirse en función de diferentes parámetros. A continuación, se describen tres parámetros de estudio para determinar el éxito de incubación de un nido y se explica el procedimiento metodológico para su cálculo:

Tasa mínima de desarrollo embrionario (relacionada con la tasa mínima de fertilidad):

Este parámetro nos informa de la tasa mínima de huevos fecundados en la puesta. Es posible que las primeras puestas de nuevas zonas de anidación presenten una baja tasa de fecundación debido a que puede existir una mayor dificultad para que ocurran encuentros entre machos y hembras adultos, u otras dificultades reproductivas.

Además, este parámetro también es útil para conocer si el nido es viable al inicio de la incubación y así evitar los costes de gestión asociados a la protección, vigilancia y seguimiento del nido. Para ello, se recomienda observar la presencia o ausencia de polo animal (mancha blanca en la parte superior del huevo) entre las 48 y 96 h tras la puesta, y seguir los siguientes pasos:

- Si se trata de un nido en playa, se debe abrir el nido, descubrir la parte superior de los huevos más superficiales del nido (sin sacarlos ni moverlos), y observar si éstos presentan polo animal (mancha blanca).
- Si se observa el polo animal, el nido se puede volver a tapar y su observación indica que hay desarrollo embrionario en el nido.
- Si no se observase dicha mancha blanca pasadas las 96 h, se deberían retirar cui-

dadosamente los huevos superiores sin mancha blanca hasta que apareciera alguno con presencia de polo animal. Si esto ocurre, indica que hay embriones en desarrollo. En ese momento, podrían devolverse los huevos retirados dentro del nido (pueden proteger la puesta) y volver a tapar el nido.

- Si no se observa el polo animal en ningún huevo pasadas las 96 h, es probable que el nido presente algún problema importante de incubación o que los huevos no hayan sido fecundados. Si esto ocurre, es necesario ponerse en contacto con algún especialista en nidificación para tomar las decisiones de gestión más oportunas.

Para obtener una estima de la tasa mínima de la fertilidad de todo el nido, existen dos metodologías según si se realiza tras las primeras horas de incubación desde la ovoposición o si se realiza durante la exhumación del nido:

- Entre las 48 y 96 h tras la ovoposición de la puesta: se deben examinar los huevos a las pocas horas tras la ovoposición buscando la presencia o ausencia del polo animal (mancha blanca en la parte superior del huevo). Se contabilizarán todos los huevos que presenten mancha blanca en relación al tamaño de puesta. Sin embargo, esta metodología, implica manipular los huevos sin rotarlos ni realizar movimientos bruscos, para evitar provocar una muerte inducida por movimiento. Para realizar esta estima, se debe contar con personal cualificado.

Se aplicará la siguiente fórmula:

$$\text{Tasa mínima de desarrollo embrionario}_{(48-96h)}(\%) = \frac{a}{b} \times 100$$

Donde **a** es el número de huevos con presencia de polo animal y la **b** es el tamaño de la puesta. De aquí en adelante, la tasa mínima de desarrollo embrionario se nombrará como TMDE.

Sin embargo, si se ha llevado una porción del nido a incubadora, se puede determinar fácilmente el porcentaje de huevos en desarrollo (ya que los huevos se revisan periódicamente) sin manipular el resto del nido en la playa. Este porcentaje puede servir de estima del porcentaje de huevos en desarrollo que podrían estar incubándose en playa, si se asume que éste es similar al observado en incubadora.

- Durante la exhumación: se considerarán huevos fértiles y, por tanto, se contabilizarán, todos aquellos huevos que presenten algún signo visible de desarrollo embrionario (gota de sangre, embriones en desarrollo, tejido degradado y cáscaras de huevos de crías eclosionadas) en relación al tamaño de puesta. Sin embargo, debido a que la exhumación se realiza tras todo el período de incubación, es frecuente encontrar huevos en los que no se puede determinar si ha existido desarrollo embrionario o no (embriones muy pequeños pueden haberse descompuesto sin que haya un signo aparente de desarrollo embrionario). Esta técnica es menos precisa que la determinación de la tasa de desarrollo embrionario por observación del polo animal.

Se aplicará la siguiente fórmula:

$$TMDE_{(exhumación)}(\%) = \left(\frac{a + b + c}{d} \right) \times 100$$

Donde a es el número de cáscaras abiertas enteras, b es el número de huevos con signos de desarrollo embrionario (se observa una gota de sangre o embrión independientemente de su estadio de desarrollo), c es el número de crías vivas y/o muertas eclosionando, y d es el tamaño de la puesta (o por su defecto también es $d = a + c + e$, donde a es el número de cáscaras abiertas enteras, c es el número de crías vivas o muertas eclosionando y e es el número de huevos no eclosionados).

Recomendaciones generales para estimar la tasa mínima de desarrollo embrionario.

- Se recomienda llevar una porción de huevos de la puesta a incubadora.
- Observar si los huevos de incubadora desarrollan polo animal, y asumir que la porción de huevos que se incuban en playa tendrá un porcentaje de desarrollo similar al encontrado en los huevos en incubadora.
- Paralelamente, si existen dudas de que las condiciones ambientales de incubación puedan no ser adecuadas, se deberá observar la parte superior de los huevos más superficiales en playa entre las 48 y 96 h para ver si hay o no polo animal.
- Tras la emergencia del nido, calcular la tasa mínima de desarrollo embrionario a través de datos de la exhumación de la porción de huevos incubados en playa.
- Contrastar los datos obtenidos del porcentaje de huevos en desarrollo observados en la incubadora con los datos obtenidos a través de la exhumación de los huevos incubados en playa.

Éxito de emergencia.

Este parámetro nos informa del número de tortugas que han salido del nido alcanzando la superficie de la playa. Es uno de los más generalizados para el cálculo del éxito de

incubación de las playas de anidación.

Existen dos métodos para calcularlo en función de si se determina el éxito de emergencia a través de la observación de crías nacidas o a partir de los datos de la exhumación.

- *A partir de la observación de crías.* Para calcular el éxito de emergencia (EM) del nido a partir de la observación de crías se tendrá en cuenta la siguiente fórmula:

$$EM_{(obs. crías)}(\%) = \left(\frac{a}{b}\right) \times 100$$

Donde **a** es el número de crías vivas o muertas observadas en la superficie de la playa y **b** es el tamaño de la puesta. Este último también se puede calcular como: **b = c + d + e**, donde **c** es el número de cáscaras abiertas enteras, **d** es el número de huevos no eclosionados y **e** es el número de crías vivas o muertas eclosionando.

- *A partir de los datos de exhumación.* Para calcular el éxito de emergencia del nido a partir de la exhumación se tendrá en cuenta la siguiente fórmula:

$$EM_{(exhumación)}(\%) = \left(\frac{a - b}{c}\right) \times 100$$

Donde **a** es el número de cáscaras abiertas enteras, **b** es el número de crías vivas o muertas dentro del nido, y **c** es el tamaño de la puesta. Este último también se puede calcular como: **c = a + d + e**, donde **a** es el número de cáscaras abiertas enteras, **d** es el número de huevos no eclosionados y **e** es el número de crías vivas o muertas eclosionando.

Si hay posibilidad, se recomienda obtener el éxito de emergencia mediante los dos métodos para contrastar ambos resultados y acercarse lo más posible a la realidad. Si no es posible, se recomienda realizar el cálculo del éxito de emergencia a través de los datos de exhumación para reducir la posibilidad de error en el conteo de crías nacidas.

Éxito de eclosión.

Este parámetro nos informa del número de tortugas que han finalizado el proceso de incubación y han salido del huevo (eclosión), independientemente de si han alcanzado o no la superficie de la playa. Es otro de los parámetros que se suelen usar de manera generalizada para calcular el éxito de incubación de las playas de anidación.

Se determina a partir de los datos de la exhumación aplicando la siguiente fórmula:

$$EE(\%) = \left(\frac{a}{b}\right) \times 100$$

Donde **a** es el número de cáscaras enteras y **b** es el tamaño de la puesta. Este último también se puede calcular como: **b=d+e+f**, donde **d** es el número de cáscaras enteras, **e** es el número de huevos no eclosionados y **f** es el número de crías vivas o muertas eclosionando.

Colaboraciones

No es necesaria ninguna colaboración para llevar a cabo este protocolo. No obstante, compartir los datos recogidos es útil en el contexto de colaboración para objetivos de investigación generales.

Bibliografía

- Abella, E., García-Cerdá, R. M., & Marco, A. (2017). Estimating the fertilization rate of sea turtle nests: comparison of two techniques. *Basic and Applied Herpetology*, 31, 33-44.
- Alan F. Rees 2020. *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp
- Bluvias, J. E., & Eckert, K. L. (2008). *Marine turtle trauma response procedures: a husbandry manual*. Durham, NC: Nicholas School of the Environment and Earth Sciences. Duke University.
- Eckert, K. L., Bjorndal, K. A., Abreu-Grobois, F. A., & Donnelly, M. (2000). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo especialista en Tortugas Marinas. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y Comisión de Supervivencia de Especies, Publicación, (4).
- FFWCC (Florida Fish and Wildlife Conservation Commission) (2016) *Marine turtle conservation handbook*.
- Marco, A., Abella, E., Liria, A., Martins, S., Loureiro, N. D. S., & López-Jurado, L. F. (2012). Manual for the monitoring of sea turtles in the Cape Verde Islands. *Zoologia Caboverdiana*. 3. 1-23.

Protocolo n.º 28. *Headstarting* (cría en cautividad)

Relevancia

Las tortugas marinas tienen una alta mortalidad posnatal en la naturaleza, ya que en los primeros días tras la emergencia del nido y antes de alejarse de la plataforma continental, pueden morir por depredación muchos neonatos. Además, durante los primeros meses de vida de las tortugas el caparazón es cartilaginoso y blando, haciéndolas muy vulnerables a la depredación. Los programas de *headstarting* o cría en cautividad son una herramienta de conservación que asume que los animales liberados con un tamaño mayor del que nacieron tendrán una mayor probabilidad de sobrevivir que sus congéneres liberados en fase neonato. A través de estos programas, que suelen tener una duración aproximada de un año, es posible también marcar e identificar juveniles procedentes de nidos de la costa española o monitorearlos con emisores satelitales para conocer su supervivencia, sus rutas migratorias y zonas de alimentación. Por lo tanto, estos programas, además de favorecer la supervivencia de las crías, permiten obtener importante información sobre aspectos relacionados con el crecimiento, estudios de patologías y de comportamiento. Además, mejoran el conocimiento sobre la dispersión, distribución y uso del hábitat de juveniles nacidos en las costas del litoral español, de difícil estudio en condiciones naturales y de relevancia para su conservación.

Material

Para la realización de un programa de *headstarting* es necesario asegurarse de que se dispondrá, durante toda la duración del programa, de las condiciones de manejo y mantenimiento necesarias, así como de medios que permitan un control higiénico y seguimiento del estado de salud de las crías, siempre adaptado a los requerimientos especí-

ficos de cada fase o etapa de desarrollo. Son necesarias unas instalaciones adecuadas que requieren especificaciones técnicas concretas tanto para los tanques, como para la calidad y temperatura del agua, la alimentación y el tratamiento sanitario de los animales. Además, es imprescindible disponer de personal suficiente y con experiencia en el cuidado, realizar controles veterinarios y proceder de manera continuada con un protocolo específico para una alimentación apropiada y adaptada. En relación a las instalaciones, es fundamental disponer de tanques del tamaño adecuado con bordes suaves y con sistemas de filtración y circulación de agua independientes. También es necesario disponer de termostatos para mantener la temperatura estable, registradores de temperatura, proporcionar fotoperiodos de luz natural o artificial (lámparas de calor y rayos UVA) concretos, elementos de enriquecimiento para los tanques, etc. El agua de mar debe ser filtrada antes de entrar en los tanques y debe permanecer en circulación continua. Además deben considerarse los requerimientos energéticos necesarios para mantener constantes las condiciones de las instalaciones. Será necesario proporcionar alimento de buena calidad y variado, así como los complementos necesarios durante todo el periodo de cautividad, así como disponer de los recursos de análisis clínicos y farmacéuticos necesarios para realizar los chequeos y tratamientos veterinarios que se requieran.

Fichas y guías estandarizada	Ficha estandarizada n.º 9. Exhumación de nido. Ficha estandarizada n.º 11. Seguimiento eclosiones en incubadora. Anexo IV. Materiales adicionales para la incubación artificial.
Tiempo	⌚ ⌚ ⌚
Recursos de personal	🧑 🧑 🧑
Recursos económicos	€€€€€

Ficha n.º 9

Ficha n.º 11



Autorización

Sí, la cría en cautividad es una técnica de conservación ex situ que requiere manipulación y mantenimiento de crías en cautividad por un largo período de tiempo y, por lo tanto, requiere autorización de la comunidad autónoma y de la Administración General del Estado (AGE).

Personal cualificado Sí, personal veterinario y especialista en tortugas marinas autorizado.

Procedimiento y recomendaciones

- Se tiene que llevar a cabo en centros con experiencia e instalaciones adecuadas, o bajo el asesoramiento y supervisión de personal experimentado, de forma que se puedan asegurar unas condiciones higiénicas, sanitarias y de bienestar óptimas, igual que un seguimiento exhaustivo durante esta primera etapa de vida tan sensible.
- Las crías deben ser mantenidas en cautividad como mínimo unos 9-12 meses, debiendo haber alcanzado una talla y peso mínimos de 700 gr y 15 cm de largo curvo del caparazón (LCR).
- Es aconsejable repartir los individuos de un mismo nido en diferentes centros con el fin de aumentar las probabilidades de éxito, optimizar costes y disminuir riesgos.
- Se recomienda tener tanques de varias dimensiones que permitan a los animales moverse con cierta libertad, bucear, salir a respirar y permanecer en la superficie.
- Es fundamental identificar individualmente a las crías desde el inicio del programa. Para ello se usan diferentes métodos. Inicialmente, se les asigna a cada cría un código numérico con esmalte o rotulador permanente de color claro y siempre estandarizando la orientación y lugar (placa del caparazón) de colocación de dicho código. Este

método es perecedero y requiere un mantenimiento periódico de la identificación. Posteriormente, cuando alcance aproximadamente 250 g de peso se le insertará un microchip con el fin de permitir un seguimiento individual permanente del animal. Adicionalmente, pueden usarse otros métodos identificativos complementarios como la fotoidentificación.

- La realización de controles de calidad (salinidad, pH, etc.) y temperatura del agua (entre 22 y 25 °C), los periodos y calidad de iluminación (UV), así como disponer de alimento fresco y variado (ingesta diaria de aprox. 7%-10% del peso corporal de una dieta rica en proteínas), la aplicación de unas pautas concretas de alimentación (2-3 tomas diarias) y la revisión veterinaria de los animales será fundamental para el éxito de supervivencia de las crías.
- Diariamente se debe hacer un control visual del comportamiento y la alimentación de cada animal, semanalmente deben pesarse y cada 15 días medirse para tener un control del crecimiento.
- Diariamente también se revisará la interacción entre los animales para poder detectar si se producen comportamientos agresivos (p. ej.: persecuciones, mordidas, ...) y poder actuar en consecuencia para evitar que se produzcan daños. Los animales enfermos deben pesarse diariamente para controlar su evolución.
- Si se detectan animales enfermos o con heridas se recomienda aislarlos del resto de crías hasta su recuperación.
- Si se detectan animales con patologías o débiles al nacer se recomienda que se mantengan en el centro hasta su recuperación y después tomar la decisión de si liberar o mantener en el programa de *headstarting*.
- En caso de la muerte de una cría habrá que realizar un estudio post mortem para

identificar la causa de la muerte (mediante histopatología, cultivos, etc.), determinar el sexo, tomar muestras para análisis genéticos o isótopos estables y contaminantes, y hacer fotografías. Antes de la liberación de los animales, se recomienda explorar mejoras para favorecer el bienestar animal y estimular a los animales para que aprendan a obtener el alimento por sí solos, a nadar ante la presencia de corrientes, o a refugiarse ante cualquier condición adversa en el medio natural.

- Igualmente, antes de la liberación, será necesario realizar revisión veterinaria profunda de los animales, además de marcarlos con microchip y realizar la toma de muestras establecidas en los protocolos o según estudios en curso.
- En caso de que sea posible, se determinará el sexo de un porcentaje significativo de los individuos antes de liberarlos, a partir de los 700 gr de peso (más recomendable una vez superado 1 kg), dejando un margen de tiempo para su recuperación si hace falta.
- La liberación de las crías se realizará durante los meses cálidos del año en los que la temperatura superficial del agua se mantiene óptima por encima de 22 °C. Se recomienda aclimatar a las tortugas previamente a la suelta a la temperatura del mar, para tratar de favorecer una adaptación rápida al nuevo ambiente. No deben liberarse animales con temperaturas superficiales del agua menores de 19°C.
- Además de lo descrito anteriormente también hay que tener en cuenta los siguientes puntos:
 - La suelta de crías de *headstarting* debe utilizarse como herramienta esencial para sensibilizar a la ciudadanía.
 - Realizar marcaje satelital de algunos de los *headstarters* (ver **Protocolo n.º 8. Colocación de dispositivos de seguimiento satelital**).

- Las liberaciones de animales que provengan de una misma puesta se deben valorar teniendo en cuenta:
 - La playa en la que se haya producido el evento de anidación.
 - La playa de reubicación, en su caso, siempre que la población local haya estado implicada en la vigilancia y protección del nido.
 - Evitar la liberación en localidades asociadas a riesgos potenciales para la supervivencia de los individuos.
 - Evitar la liberación cuando hay barcos de pesca, especialmente de trasmallo y cerco, faenando en la proximidad del lugar de suelta.
 - Durante la liberación, se recomienda que los animales caminen unos metros por la arena de la playa de nacimiento para que puedan realizar la impronta natal.

El mantenimiento de crías en cautividad sin tener las instalaciones adecuadas y/o los recursos y personal cualificado necesario puede conducir a una mortalidad total de las crías.

Colaboraciones

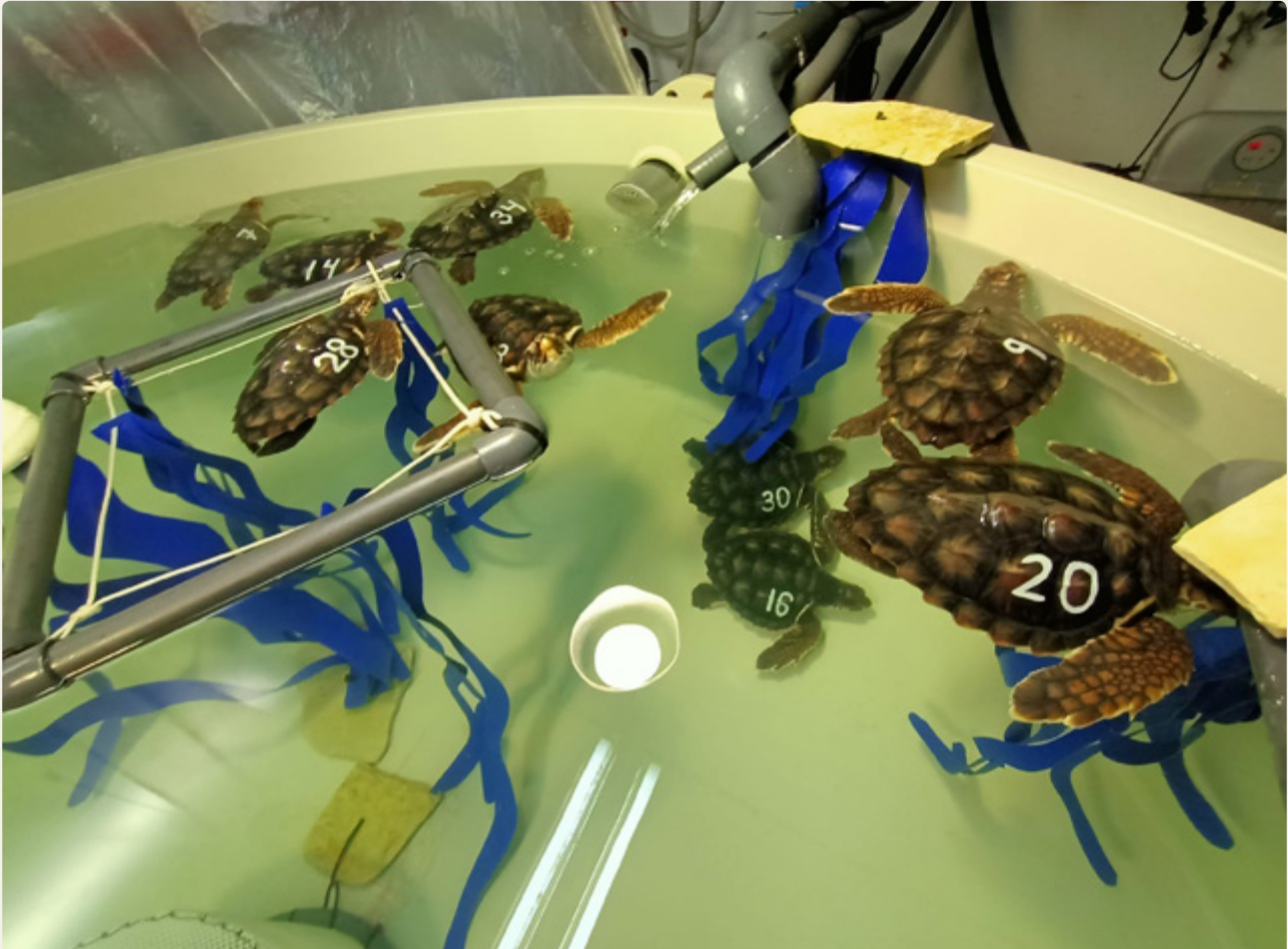
Debido a la complejidad de este proceso se recomienda que exista una red de comunicación entre todos los centros de recuperación de fauna marina y entidades que participen en programas de *headstarting* (ver **Anexo II. Listado de entidades con programas de *headstarting***), así como con expertos en la materia para recibir el asesoramiento adecuado para desarrollarlos correctamente. Además, compartir los datos recogidos es útil en el contexto de colaboración para objetivos de investigación y gestión generales.





GOBIERNO DE ESPAÑA

VICEPRESIDENCIA
TERCERA DEL GOBIERNO
MINISTERIO
PARA LA TRANSICIÓN ECOLÓGICA
Y EL RETO DEMOGRÁFICO



H4

Figura 47. Crías en un programa de *headstarting* en las islas Baleares en la temporada de 2020. Fotografía: Xisca Pujol/Palma Aquarium.



251

Bibliografía

- Abalo-Morla, S., Marco, A., Tomás, J., Revuelta, O., Abella, E., Marco, V., ... & Belda, E. J. (2018). Survival and dispersal routes of head-started loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) post-hatchlings in the Mediterranean Sea. *Marine Biology*, 165(3), 1-17.
- Barbanti, A., Martin, C., Blumenthal, J. M., Boyle, J., Broderick, A. C., Collyer, L., Ebanks-Petrie, G., Godley, B. J., Mustin, W., Ordóñez, V., Pascual, M., & Carreras, C. (2019). How many came home? Evaluating ex situ conservation of green turtles in the Cayman Islands. *Molecular Ecology*, 28(7), 1637–1651. <https://doi.org/10.1111/mec.15017>
- Bluvias, J. E., & Eckert, K. L. (2008). *Marine turtle trauma response procedures: a husbandry manual*. Durham, NC: Nicholas School of the Environment and Earth Sciences. Duke University.
- Burke, R. L. (2015). Head-starting turtles: learning from experience. *Herpetological Conservation and Biology*, 10(1), 299-308.
- Carreras, C., Pascual, M., Tomás, J., Marco, A., Hochscheid, S., Castillo, J. J., ... & Cardona, L. (2018). Sporadic nesting reveals long distance colonisation in the philopatric loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). *Scientific reports*, 8(1), 1-14.
- Heppell, S. S., Crowder, L. B., & Crouse, D. T. (1996). Models to evaluate headstarting as a management tool for long-lived turtles. *Ecological applications*, 6(2), 556-565.
- Mansfield, K. L., Wyneken, J., Rittschof, D., Walsh, M., Lim, C. W., & Richards, P. M. (2012). Satellite tag attachment methods for tracking neonate sea turtles. *Marine Ecology Progress Series*, 457, 181-192.
- Mansfield, K. L., Wyneken, J., Porter, W. P., & Luo, J. (2014). First satellite tracks of neonate sea turtles redefine the 'lost years' oceanic niche. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 281(1781), 20133039.

Mullin, D. I. (2019). *Evaluating the effectiveness of headstarting for wood turtle (Glyptemys insculpta) population recovery* (Doctoral dissertation, Laurentian University of Sudbury).

Shaver, D. J., Lamont, M. M., Maxwell, S., Walker, J. S., & Dillingham, T. (2016). Head-started Kemp's ridley turtle (*Lepidochelys kempii*) nest recorded in Florida: Possible implications. *Chelonian Conservation and Biology*, 15(1), 138-143.



Protocolo n.º 29. Estudio de viabilidad de las playas para la incubación

Relevancia

Conocer mediante estudios previos qué playas son adecuadas e inadecuadas para la incubación de los nidos agiliza la toma de decisiones, favoreciendo la gestión y éxito de emergencia del nido.

Material

- Registradores automáticos de temperatura resistentes al agua con precisión 0,2 °C.
- Lector óptico de registradores de temperatura.
- Termómetro de precisión para intercomparación.
- GPS o aplicación de localización geográfica.
- Cámara fotográfica.
- Cuerdas.
- Pala.
- Estacas.
- Cinta métrica y flexómetro.

Ficha estandarizada No hay ficha estandarizada para este protocolo.

Tiempo ⌚ ⌚ ⌚

Recursos de personal 👤 👤

Recursos económicos €€€

Autorización No

Personal cualificado

Se recomienda formar a personal técnico para la programación de los registradores, así como para realizar una correcta colocación y recogida de éstos. Es importante que el personal técnico que realice la catalogación de playas lo haga bajo una metodología homogénea y haya recibido formación para ello.

Procedimiento y recomendaciones

Existen parámetros ambientales limitantes en la incubación de puestas de tortugas marinas. Dos de los factores ambientales que condicionan especialmente el éxito de incubación de los nidos son la temperatura de la arena y la inundación.

Si bien categorizar una playa en función de la posibilidad de que el nido pueda sufrir un episodio de inundación (playas con poca pendiente, temporales, etc.) o sea mojado por las mareas puede resultar relativamente sencillo. Por el contrario, conocer la temperatura de la arena requiere realizar una toma de datos siguiendo una metodología específica.

Disponer de registros de temperatura de la arena a la profundidad de incubación (40 cm) ayuda a determinar la idoneidad térmica de una playa para el desarrollo de los huevos, y es uno de los indicadores principales para elegir unas playas u otras en la toma de decisiones para la reubicación de nidos en riesgo. Además, nos da una estima aproximada de la proporción de machos y hembras que podrían nacer.

Se recomienda identificar y catalogar las playas óptimas para la incubación de nidos de tortugas marinas en cada región considerando varios parámetros claves:



- Temperatura de la arena.
- Profundidad/anchura de la playa.
 - Altura de la playa sobre el nivel del mar y pendiente.
 - Posibilidad de inundación por temporales.
 - Substrato (arena gruesa, arena fina, arena con presencia de limos o arcillas) y color de la arena.
 - Grado de actividad humana.
 - Grado de iluminación de la fachada marítima.
 - Riesgo de depredación por animales salvajes o domésticos.

Estos parámetros deben categorizarse y contar con la colaboración de personal especialista en nidificación para determinar y clasificar adecuadamente las playas.

De los parámetros anteriormente descritos, se destacan dos niveles en función de ser parámetros esenciales o secundarios para un adecuado desarrollo embrionario:

- **Parámetros esenciales para la incubación de los nidos** (deben encontrarse dentro de unos rangos adecuados o cumplir unas características específicas para que pueda producirse la incubación de los huevos):
 - *Temperatura de la arena*: la temperatura de la arena a 40 cm de profundidad debe encontrarse entre 28 y 31 °C.
 - *Profundidad/anchura, altura y pendiente de la playa*: la playa debe contar con una zona de dunas con una única pendiente positiva y suficientemente alta y alejada del mar para evitar el efecto del nivel freático (tanto de efecto marino como

fluvial o de subsuelo).

- *Posibilidad de inundación*: la playa no debe ser fácilmente inundable por efecto de temporales o fuertes vientos procedentes del mar. Es importante que la playa tenga una única pendiente positiva para evitar la inundación en la parte posterior a la cresta de la duna por temporales.
 - *Contaminación del freático*: en playas urbanas es posible que haya vertidos incontrolados o lixiviados y filtrados de la zona urbana que afecten al freático de las playas, situadas siempre en zonas de menor altitud.
 - *Substrato*: la playa debe ser arenosa, preferiblemente compuesta por arenas de grano medio y con ausencia de limos o arcillas. Si existen limos o arcillas, estos deben ser en un porcentaje muy bajo para la viabilidad de los nidos.
- **Parámetros secundarios** (aplicando medidas de protección del nido —ver **Protocolo n.º 19. Protección del nido en playa**— es posible que se produzca un adecuado desarrollo embrionario, aunque es recomendable que la playa no esté fuertemente alterada por dichos parámetros):
 - *Grado de actividad humana*: cuanto menor sea el grado de actividad humana, mejor, ya que las principales áreas de anidación de tortugas marinas del mundo se encuentran en zonas con playas prístinas. Hay que considerar que el nido puede protegerse de las actividades humanas para que no interfieran en la incubación.
 - *Grado de iluminación* de la fachada marítima: la iluminación de la fachada marítima por edificaciones, paseos marítimos, etc. provoca la desorientación de las crías al salir del nido, ya que se dirigen hacia la zona más iluminada y no encuen-

tran el camino hacia el mar. Se recomienda que la iluminación sea la menor posible. En caso de existir, es deseable que las luces de la fachada marítima puedan bajar de intensidad o ser desconectadas durante la emergencia de las crías.

- *Riesgo de depredación*: cualquier nido puede sufrir riesgo de depredación por animales salvajes asilvestrados o domésticos, pero existen ecosistemas o entornos naturales que pueden favorecer que este hecho ocurra (zonas naturales de alta biodiversidad). Sin embargo, es posible proteger un nido de la depredación usando las técnicas adecuadas.

A continuación, se explica el procedimiento para determinar la temperatura de la arena ya que es uno de los factores ambientales limitantes y requiere de una metodología de recogida de datos específica:

Determinación de la temperatura de la arena de las playas.

Para obtener los registros de temperatura de toda la temporada, se recomienda enterrar los registradores de temperatura durante al menos 5-6 meses, como mínimo a partir del 1 de junio (o a partir de mayo) hasta el 1 de noviembre.

- Los registradores de temperatura deben compararse entre sí (**Protocolo n.º 17. Seguimiento de la temperatura de incubación y estado del nido**) antes y después de la toma de datos con el fin de poder detectar desviaciones por errores del aparato. En este proceso se usará un termómetro de precisión que será intercomparado con cada registrador antes y después de su uso.
- Los registradores se programarán para tomar un dato de temperatura cada 30 o 60 minutos de forma continua.

- Los termómetros se enterrarán a la profundidad de incubación (40 cm) en una zona dunar de la parte alta de la playa (donde pudiera albergar nidos), que sea elevada y donde no pueda llegar el agua de mar o escorrentía por temporales.
- Se recomienda muestrear el máximo número de playas o ambientes diferentes que pueda haber en una misma playa, ya que pueden existir diferencias de temperatura por zonas debido al color de la arena o a las horas de sol y sombra.
- Durante la colocación de los registradores, se debe procurar que su localización no sea visible para evitar robos.
- Es fundamental marcar la localización exacta de los registradores para después poderlos recuperar y descargar los datos registrados. Para ello, se recomienda:
 - Marcar la localización con GPS (da un error de aprox. 3-5 metros).
 - Atar el registrador de temperatura a una estaca totalmente enterrada para asegurar que no se mueva debido a los movimientos de la arena por la fluctuación del nivel del mar.
 - Enterrar varias cuerdas de aproximadamente 1 m de longitud a una profundidad de 15-20 cm, que se concentren en el punto de la localización exacta del registrador.
 - Hacer un croquis y tomar varias referencias métricas a objetos o elementos del paisaje que no puedan moverse, así como triangular para marcar la localización.
 - Realizar varias fotografías usando diferentes objetos como referencia para la posterior búsqueda de los registradores.
- Una vez desenterrados los termómetros, se descargan los datos y se analizan.

Colaboraciones

No es necesaria la colaboración entre entidades para colocar y retirar los registradores, pero puede ser necesaria la colaboración de especialistas en anidación para interpretar correctamente los datos obtenidos.

Bibliografía

- Cardona *et al.* (in press). Global warming facilitates loggerhead turtle nesting in Spain.
- Broderick, A. C., Godley, B. J., Reece, S., & Downie, J. R. (2000). Incubation periods and sex ratios of green turtles: highly female biased hatchling production in the eastern Mediterranean. *Marine Ecology Progress Series*, 202, 273-281.
- Fuller, W. J., Godley, B. J., Hodgson, D. J., Reece, S. E., Witt, M. J., & Broderick, A. C. (2013). Importance of spatio-temporal data for predicting the effects of climate change on marine turtle sex ratios. *Marine Ecology Progress Series*, 488, 267-274.
- Godfrey, M., Mrosovsky, N. (1999) Estimating hatchling sex ratios. In: Eckert KL, KA Bjorndal, FA Abreu-Grobois & M Donnelly (Eds.), *Research and Management Techniques for the Conservation of Sea Turtles*. IUCN/SSC Marine Turtle Specialist Group, Publication No. 4, Gland. Pp. 136-138.
- Kaska, Y., Downie, R., Tippet, R., & Furness, R. W. (1998). Natural temperature regimes for loggerhead and green turtle nests in the eastern Mediterranean. *Canadian Journal of Zoology*, 76(4), 723-729.
- Marco, A., Abella-Perez, E., & Tiwari, M. (2017). Vulnerability of loggerhead turtle eggs to the presence of clay and silt on nesting beaches. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 486, 195-203.
- Pieau, C., & Mrosovsky, N. (1991). Transitional range of temperature, pivotal temperatures

and thermosensitive stages for sex determination in reptiles. *Amphibia-Reptilia*, 12(2), 169-179.

Mrosovsky N, Kamel S, Rees AF, Margaritoulis D. (2002). Pivotal temperature for loggerhead turtles (*Caretta caretta*) from Kyparissia Bay, Greece. *Canadian Journal of Zoology*, 80: 2118-2124.

Tanner, C. E., Marco, A., Martins, S., Abella-Perez, E., & Hawkes, L. A. (2019). Highly feminised sex-ratio estimations for the world's third-largest nesting aggregation of loggerhead sea turtles. *Marine Ecology Progress Series*, 621, 209-219.

Protocolo n.º 30. Campaña de información y divulgación

Relevancia

Las campañas de divulgación e información son esenciales para educar y sensibilizar a la ciudadanía, para que perciba las playas como ecosistemas litorales y los respeten sin causar daños en los hábitats ni las especies, incluida la nidificación de las tortugas marinas. La interferencia en los procesos naturales de otros seres vivos de las actividades humanas en las playas debería ser la menor posible para no alterar dichos hábitats y ecosistemas. Estas campañas contribuyen también a mejorar la detección de eventos de anidación y fomenta el aviso a las autoridades pertinentes lo antes posible, y disminuyen los actos vandálicos o expoliaciones que pueden sufrir los nidos.

Material

- Cartelería informativa en las playas.
- Folletos divulgativos.
- Material de divulgación digital y otros materiales didácticos que se pueda necesitar (como pelotas de ping-pong para simular un nido, un modelo a escala de una tortuga, etc.).

Ficha estandarizada	No hay ficha estandarizada para este protocolo
----------------------------	--

Tiempo	⌚ ⌚ ⌚
---------------	-------

Recursos de personal	👤 👤 👤
-----------------------------	-------

Recursos económicos	€€€
----------------------------	-----

Autorización	No
---------------------	----

H4



Personal cualificado

Sí, personal técnico o especialista formado y autorizado para difundir información homogeneizada.

Procedimiento y recomendaciones

- Empezar la campaña de divulgación e información mediante medios físicos y digitales (redes sociales, códigos QR, etc.) antes de que empiece la temporada de anidación, es decir, antes de mediados de mayo, y mantenerla durante toda la temporada de nidificación (hasta noviembre).
- Instalar en las playas de más afluencia del litoral mediterráneo español cartelería informativa acerca de la nidificación de las tortugas marinas y cómo actuar ante de un evento de anidación (protocolo 112 e indicaciones de comportamiento).
- Promover actividades y charlas divulgativas dirigidas a la población general a través de la administración, entidades medioambientales, iniciativas de ciencia ciudadana, universidades y centros de investigación. En estas charlas, además de explicar la biología de la especie, su distribución y sus amenazas, es muy importante informar de manera muy clara de cómo se debe actuar en caso de detectar un evento de anidación.

Colaboraciones

Se recomienda la colaboración entre entidades para diseñar un programa de actividades y charlas divulgativas que consiga el mayor alcance posible. Para la colocación de cartelería fija en todo el litoral este español es necesaria la colaboración de las administraciones locales de cada municipio costero. Se recomienda contar también con grupos de voluntarios, entidades ambientales locales y promover la ciencia ciudadana.



H4

Figura 48. Taller de divulgación realizado durante el periodo de incubación del nido de Tarragona (Cataluña) de 2021. Fotografía: Cel Rogent.

Bibliografía

Smith, J. & Witherington, Blair & Heimlich, J.E. & Lindborg, Rebekah & Neidhardt, Emily & Savage, Anne. (2019). Public sea turtle watches serve as effective environmental education. *Environmental Education Research*. 25. 1-17. 10.1080/13504622.2018.1509300.

Alan F. Rees 2020. *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp

<https://alertatortuga.org>

<https://www.fundacionpalmaaquarium.org/que-hacemos/proyectos-anida/>

<https://serbal-almeria.com/que-hacemos/proyectos/tortuga-boba>

<https://serbal-almeria.com/descargas/Tortuga-Común/CUADERNO%20PROYECTO%20CARETTA.pdf>

<https://mon.uvic.cat/caretta-a-la-vista/es/>

<https://produnas.org/>

<https://www.azulmarino.org>



Protocolo n.º 31. Formación

Relevancia

Proporcionar herramientas concretas para minimizar los impactos negativos de las actividades humanas en eventos de anidación, garantizar una correcta gestión de los nidos, y, consecuentemente, un mayor éxito de eclosión y un mayor reclutamiento de individuos en la población. Fomentar que todo el personal que pueda llegar a estar involucrado en la gestión de un evento de anidación —tanto en su detección como en su gestión— esté lo mejor preparado posible.

Material

Preparación de material formativo específico (presentaciones, manuales, protocolos específicos, etc.).

Ficha estandarizada	No hay ficha estandarizada para este protocolo.
----------------------------	---

Tiempo	⌚⌚⌚
---------------	-----

Recursos de personal	🧑🧑🧑
-----------------------------	-----

Recursos económicos	€€€
----------------------------	-----

Autorización	No
---------------------	----

Personal cualificado

Sí, personal técnico o especialista formado y autorizado para difundir información homogeneizada.

H4



Procedimiento y recomendaciones

- Se recomienda realizar diferentes acciones formativas teóricas y prácticas dirigidas a capacitar y mejorar los conocimientos de cada uno de los perfiles profesionales y agentes clave susceptibles de interactuar con tortugas.
- Formación de personal susceptible de aplicar los protocolos básicos de emergencia ante eventos de anidación:
 - Personal técnico de la administración, especialmente de medioambiente y playas
 - Policía local
 - Agentes forestales, rurales o de medioambiente
 - Personal de limpieza de playas
 - Socorristas
 - Personal de chiringuitos y demás instalaciones temporales en playa
 - Entidades ambientales
- Conocimientos básicos: importancia de la nidificación de la tortuga común en las costas españolas, sus amenazas, el proceso de anidación, los diferentes tipos de eventos de anidación que se pueden encontrar, cómo detectar rastros y cómo actuar en cada caso.
- Formación teórica y práctica de personal técnico y especializado en la gestión de eventos de anidación:
 - Personal técnico de la administración
 - Personal de centros de recuperación de fauna marina autorizados
 - Personal de centros de investigación autorizados
- Habilidades prácticas: identificación de rastros y detección de puestas, evaluación

del lugar de puesta, monitoreo de nidos, técnicas de reubicación, manejo de puestas, gestión de nidos, monitoreo de hembras y crías en playas, evaluación del estado de salud de crías y hembras, adecuada toma de datos, toma de muestras y métodos de prospecciones para la detección de eventos.

- Las formaciones deben realizarse antes de que empiece la temporada de anidación. Es decir, antes de mediados de mayo.

Colaboraciones

Para la formación del personal susceptible de aplicar protocolos básicos ante eventos de anidación, y conseguir un mayor alcance, se recomienda colaborar con el máximo de entidades posibles para maximizar la asistencia de los colectivos de interés durante la realización de charlas y cursos. Es fundamental que la información que se dé en estas acciones formativas sean impartidas por personal especializado y autorizado, y que esté homogeneizada y contrastada con los protocolos de actuación de emergencia. Para la realización de formaciones técnicas prácticas, se recomienda contar con la participación de especialistas que tengan alta experiencia contrastada en la gestión de eventos de anidación en la costa española. La formación práctica es fundamental para la correcta gestión de un nido y debería realizarse con casos reales en zonas de anidación estable de alta densidad para no poner ningún nido en riesgo.

Bibliografía

Alan F. Rees 2020. *Marine Turtles in MPAs: a monitoring and management guide*. MedPAN Collection. 68 pp.

Protocolo n.º 32. Protocolo para la ciudadanía

Relevancia

Dar a conocer a la ciudadanía las pautas de comportamiento ante un evento de anidación de tortuga marina, para evitar molestar a la hembra e interferir en el proceso y para mejorar la detección de nidos y su protección. Informar a la ciudadanía de la responsabilidad legal que conlleva causar daños o molestias a las tortugas marinas durante la reproducción, ya que son especies protegidas.

Material

Materiales digitales (vídeos divulgativos, aplicaciones de móvil, páginas web, redes sociales, etc.) y físicos (cartelería fija, pósteres, folletos, etc.) con información sobre los protocolos de actuación ante eventos de anidación.

Ficha estandarizada No hay ficha estandarizada para este protocolo.

Tiempo 

Recursos de personal 

Recursos económicos €€

Autorización No

Personal cualificado

La información debe seguir el protocolo que a continuación se expone, y se recomienda que sea validada por personal técnico o especialista en tortugas marinas autorizado antes de su divulgación.

Procedimiento y recomendaciones

Se recomienda crear todo tipo de materiales de información y divulgación tanto físicos como digitales, especialmente antes y durante la temporada de anidación, para transmitir a la ciudadanía el protocolo de actuación ante eventos de anidación. Se colaborará de forma estrecha con administraciones regionales y locales, así como con organizaciones no gubernamentales e iniciativas de ciencia ciudadana.

Son especialmente útiles aquellos materiales fijos como la cartelería en playa o la colocación de pósteres en establecimientos de paseos marítimos, para que el mensaje que se quiere transmitir se pueda observar o leer de forma permanente y repetitiva, de manera que la ciudadanía capte y retenga las ideas principales y sepa cómo actuar adecuadamente.

Así mismo, se recomienda intensificar la mensajería a través de redes sociales o canales digitales, debido a su rápida difusión y alta repercusión, y hacer recordatorios del protocolo adaptados a las diferentes etapas de la campaña de anidación:

- A principios de junio se pueden lanzar mensajes sobre el inicio de la temporada de anidación.
- A mediados de junio y julio, realizar recordatorios sobre cómo actuar si se observan rastros o hembras en playa.
- En agosto, informar sobre el inicio de la posibilidad de empezar a observar crías en las playas.
- A mediados de agosto y septiembre, recordar el protocolo de actuación si se observan crías en playa.

Igualmente, es útil la realización de talleres de sensibilización ambiental para este fin dirigidos a la población en general y pensando en un público familiar.

En cualquier caso, siempre habrá que enfatizar que se debe llamar al 112 en caso de observar cualquier tipo de indicio de evento de anidación en playa.

La información que se debe transmitir para cada caso es la siguiente:

Actuación en caso de rastros.

- Llamar al 112.
- No pisar el rastro, y si es posible balizarlo o señalarlo para protegerlo frente a otros transeúntes.
- Revisar la playa para asegurarnos de que no se encuentra aún la tortuga en tierra.
- Se pueden hacer fotografías y vídeos del rastro (sin pisarlo) o dibujar un esquema de sus características y ubicación. Cualquier información es útil para luego poder determinar si hay nido.

Actuación en caso de hembra en playa.

- Llamar al 112.
- No molestar, ni acercarse demasiado, ni alumbrar a la tortuga. Hay que mantener la distancia, agacharse y quedarse quieto o esconderse, colocándonos fuera de su campo de visión (mínimo a 10-15 m de distancia y siempre por detrás).
- Nunca hay que tocar al animal ni hacerle fotos o vídeos con flash, ya que hay que dejarlo tranquilo para que realice la puesta.

Actuación en caso de crías en playa.

- Llamar al 112.
- No pisar los rastros de las crías, balizarlos si es posible.
- Retener a las crías en un recipiente sin agua para que luego los especialistas examinen su estado de salud antes de liberarlas.
- Las crías se pueden humedecer con un paño mojado (este se puede colocar en el fondo del recipiente donde las retenemos). Se puede usar agua dulce o marina.
- Mantener el recipiente aireado y a la sombra para que no les dé el sol directamente a las crías.
- Revisar la playa y asegurar que no hay crías perdidas o atrapadas entre la vegetación, piedras, rocas, mobiliario urbano, agujeros o la parte alta de la playa.

Colaboraciones

Para tener un mayor alcance se recomienda colaborar con el máximo número de entidades posibles para la colocación de cartelera, así como la realización de charlas y talleres educativos de sensibilización ambiental.



H4

Figura 49. Instalación de cartelería informativa en la playa de Blanes (Cataluña). Fotografía: CT BETA (UVic-UCC).

Protocolo n.º 33. Gestión de alertas

Relevancia

Disponer de un mecanismo de comunicación rápido y efectivo permite la obtención y transmisión de la información necesaria para asegurar una actuación rápida y coordinada entre las diferentes entidades y organismos involucrados en un evento de anidación.

Material

-

Ficha estandarizada

No hay ficha estandarizada para este protocolo.

Tiempo



Recursos de personal



Recursos económicos

-

Autorización

No

Personal cualificado

Se recomienda formar al personal administrativo, técnico y especialista en tortugas marinas autorizado para la gestión de eventos de nidificación, para la correcta aplicación del protocolo de gestión de alertas.

Procedimiento y recomendaciones

- Los eventos de anidación suelen producirse de noche y debe existir una cadena de avisos y actuaciones clara, que debe realizarse a cualquier hora de la madrugada.
- Es necesario revisar el protocolo de emergencias del 112, para que este avise con celeridad al personal especialista en tortugas marinas autorizado y recoja el número de teléfono de contacto de la persona que ha detectado el evento. Paralelamente, el

112 también debe avisar a la policía local del municipio para acotar el área donde se encuentra la tortuga, rastro o crías y protegerlos de los curiosos.

- Es necesario que cada una de las entidades y personal autorizado conozca la cadena de mando, las entidades participantes y los roles de cada agente involucrado (gestor, especialista en anidaciones, personal veterinario, personal de vigilancia, etc.) en la gestión de eventos de anidación.
- Será fundamental asegurar que existe un protocolo adecuado para establecer una cadena de avisos rápida y eficiente desde el momento que la persona observadora del evento llama al 112, para asegurar que el especialista pueda desplazarse hasta el lugar en menos de una hora. La persona que reciba el primer aviso deberá avisar posteriormente al resto de agentes (especialmente de seguridad) involucrados para activar el protocolo correspondiente para cada caso.
- Con celeridad, el especialista en tortugas marinas autorizado o responsable de la gestión, deberá realizar una serie de preguntas clave a la persona que detecta el evento para, en caso de tratarse de una hembra, poder dar las instrucciones apropiadas y conocer el margen de tiempo del que dispone para llegar antes de que la hembra retorne al mar.

Preguntas clave si se observa una hembra nidificante:

1. ¿Se encuentra la tortuga aún en la playa?

SÍ: ir a la pregunta 2

NO: ir a la pregunta 3

2. ¿La tortuga está siendo molestada?

SÍ: dar indicaciones para que dejen de molestarlas y pedir que avisen a la policía local para que aparten a las personas que molesten a la tortuga.



NO: ir a la pregunta 3

3. ¿Qué está haciendo el animal en estos momentos?

a) Está andando por la arena:

4. ¿La habéis visto cavar o poner huevos?

SÍ: queda poco tiempo para actuar y habrá que decidir si se retiene cuando se dirija al mar.

NO: está buscando el lugar para hacer el nido, hay margen de tiempo para llegar si nadie la molesta.

b) Está quieta en un sitio:

5. ¿Está moviendo las aletas delanteras?

SÍ: la tortuga está camuflando, queda poco tiempo para actuar y habrá que decidir si se retiene cuando se dirija al mar.

NO: está haciendo el agujero o poniendo los huevos, queda tiempo para llegar si nadie la molesta.

6. ¿Habéis visto si ha puesto huevos?

SI: dar aviso al nivel 1 en la cadena de mando.

NO: preguntar si la han visto hacer un agujero y “sacudir” las aletas delanteras, y avisar al nivel 1 de la cadena de mando.

Colaboraciones

Para la gestión de un evento de anidación es necesaria la colaboración con diversas entidades (policía, agentes forestales, universidades y/o centros de investigación, centros de recuperación de fauna, entidades medioambientales, etc.).



H5. Fichas estandarizadas

Ficha estandarizada n.º 1. Rastro.....	279
Ficha estandarizada n.º 2. Hembra nidificante.....	281
Ficha estandarizada n.º 3. Nido.....	283
Ficha estandarizada n.º 4. Toma de muestras	285
Ficha estandarizada n.º 5. Seguimiento del nido	289
Ficha estandarizada n.º 6. Emergencias	291
Ficha estandarizada n.º 7. Prospección de playas.....	293
Ficha estandarizada n.º 8. Prospección de playas con dron	295
Ficha estandarizada n.º 9. Exhumación de nido	297
Ficha estandarizada n.º 10. Seguimiento incubación en incubadora	299
Ficha estandarizada n.º 11. Seguimiento eclosiones en incubadora.....	301

Instrucciones de uso de las fichas rellenables

- Las fichas rellenables se pueden descargar individualmente pulsando el botón correspondiente que cuelga de cada procedimiento asociado, o directamente pulsando en la barra oscura de título de cada una de las fichas de este manual.
- Estas fichas son editables con varias aplicaciones tanto de Android como de iPhone, aunque se recomienda utilizar la app gratuita *Adobe Acrobat Reader*, que permite el relleno, la firma y el envío.



Ficha estandarizada n.º 1. Rastro

Código evento				Fichas asociadas al evento		
Playa				Nido	SÍ	NO
Localidad				Hembra	SÍ	NO
Fecha			Hora			
Observador aviso	Nom.		Telf.	Muestras	SÍ	NO
				Exhumación	SÍ	NO

Personal técnico a cargo						
---------------------------------	--	--	--	--	--	--

Rastro 1

Coordenadas	X.	Y.			Observaciones	
Amplitud (m)			Largo (m)			
Distancia al mar (m)			Presencia nido			
Distancia al final de la playa (m)			SÍ	NO	N/A	

Rastro 2

Coordenadas	X.	Y.			Observaciones	
Amplitud (m)			Largo (m)			
Distancia al mar (m)			Presencia nido			
Distancia al final de la playa (m)			SÍ	NO	N/A	

* En observaciones se puede anotar si se han tomado fotografías del rastro o si este se ha visto comprometido por el paso de transeúntes o máquinas de limpieza de playa, etc.



Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas

Rastro 3

Coordenadas	X.	Y.	Observaciones		
Amplitud (m)		Largo (m)			
Distancia al mar (m)			Presencia nido		
Distancia al final de la playa (m)			SÍ	NO	N/A

* En observaciones se puede anotar si se han tomado fotografías del rastro o si este se ha visto comprometido por el paso de transeúntes o máquinas de limpieza de playa, etc.

Observaciones

H5



Ficha estandarizada n.º 2. Hembra nidificante

Código evento				Fichas asociadas al evento		
Playa				Nido	SÍ	NO
Localidad				Hembra	SÍ	NO
Fecha			Hora	Muestras	SÍ	NO
				Exhumación	SÍ	NO

Observador aviso	Nom.	Telf.
Personal técnico a cargo		

Estado	Saliendo	Subiendo	Cavando
	Poniendo	Tapando	Bajando
Especie			
Anillas	IZQ	DER	
PIT nuevo			
*			
Anillas antiguas	IZQ	DER	
PIT antiguo			

Recaptura		Marca satelital	
SÍ	NO	SÍ	NO

Biometría			
LCC_{min}			
LCC_{est}			
ACC			
LP*			
AP**			

*NL: no se puede comprobar la presencia o ausencia de PIT

*Longitud cabeza hasta el pilón (cm)

**Anchura cabeza hasta el pilón (cm)

Estado de ovulación								
No ovulada	SÍ	NO	Ovulada	SÍ	NO	No identificado	SÍ	NO



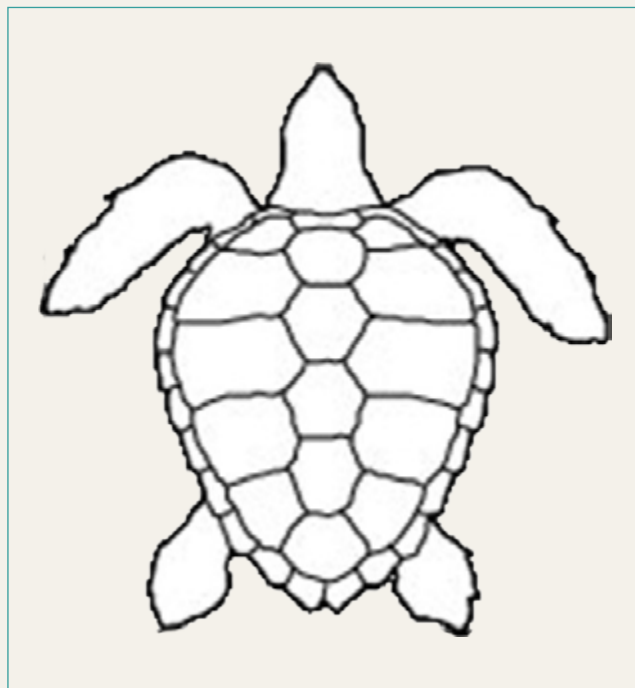
Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas

Anomalías morfológicas				
Amputaciones y/o lesiones	SÍ	NO	No revisado	
Amputación parcial	AAD	AAI	APD	API
Amputación total	AAD	AAI	APD	API
Caparazón	SÍ	NO	No revisado	
Otros				

Presencia de epibiontes*		
Balanos	SÍ	NO
Percebes	SÍ	NO
Algas	SÍ	NO
Otro	SÍ	NO

*Dibujar en la silueta

Observaciones



H5

Ficha estandarizada n.º 3. Nido

Código evento				Fichas asociadas al evento		
Playa				Rastro	SÍ	NO
Localidad				Hembra	SÍ	NO
Fecha			Hora	Muestras	SÍ	NO
				Exhumación	SÍ	NO

Observador aviso	Nom.	Telf.
Personal técnico a cargo		

Datos del nido						
Nº nido		Nº intentos		Recogida huevos	Hembra poniendo	Desenterrados
Traslado	SÍ	NO	Donde:		PIT Hembra*	
N.º huevos			N.º en el nido		N.º a incubadora	
Tipo de gestión	Sin manipulación		Manipulación tras la puesta		Manipulación tras la emergencia	

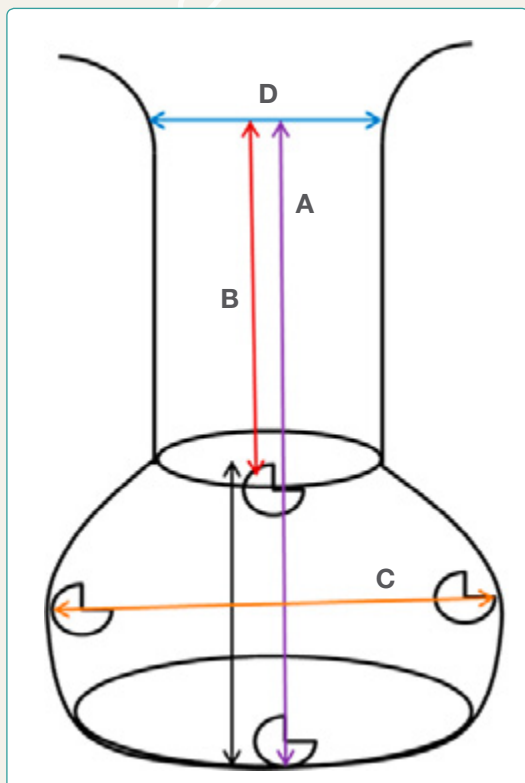
*NL: no se puede comprobar la presencia o ausencia de PIT.

Datos lugar original	Coordenadas	X.	Y.
(A) Profundidad total	cm	Hora ovoposición	Distancia al mar m
(B) Profundidad cuello	cm	Hora manipulación	Distancia final playa m
(C) Diámetro cámara	cm	Hora inicio traslado	Sustrato A Ar P V
(D) Diámetro cuello	cm	Hora final traslado	A: arena; Ar: arcilla; P: piedras; V: vegetación.



Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas

Datos lugar traslado	Coordenadas	X.				Y.
(A) Profundidad total	cm	Distancia al mar			m	
(B) Profundidad cuello	cm	Distancia final playa			m	
(C) Diámetro cámara	cm	Sustrato	A	Ar	P	V
(D) Diámetro cuello	cm	A: arena; Ar: arcilla; P: piedras; V: vegetación.				

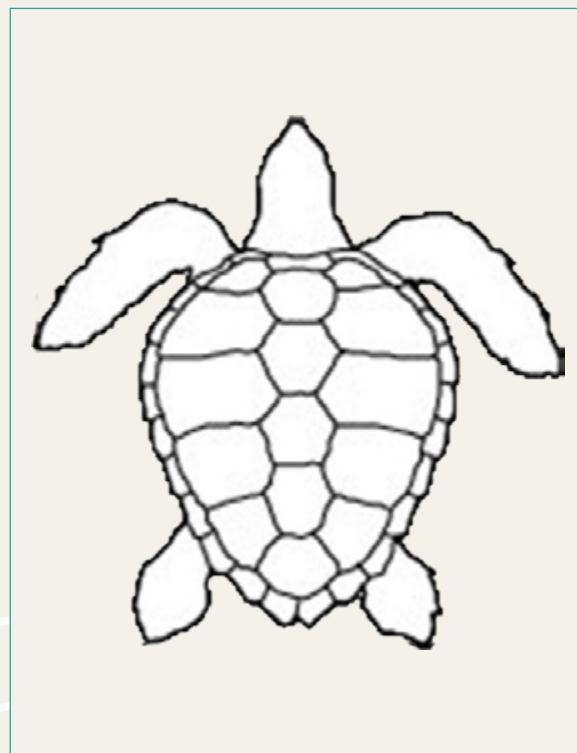


Observaciones

Ficha estandarizada n.º 4. Toma de muestras

Código evento		Fecha		Fichas asociadas al evento		
Playa		Hora		Rastro	SÍ	NO
Localidad				Nido	SÍ	NO
Especie		PIT		Muestras	SÍ	NO
Personal técnico a cargo				Exhumación	SÍ	NO

Individuo muestra	Tipo de muestra		
Hembra	Genética	SÍ	NO
	Isopos	SÍ	NO
	Contaminantes	SÍ	NO
Cría viva	Genética	SÍ	NO
	Isopos	SÍ	NO
	Contaminantes	SÍ	NO
Cría muerta	Genética	SÍ	NO
	Isopos	SÍ	NO
	Contaminantes	SÍ	NO
Embrión	Genética	SÍ	NO
	Isopos	SÍ	NO
	Contaminantes	SÍ	NO
Huevo	Genética	SÍ	NO
	Isopos	SÍ	NO
	Contaminantes	SÍ	NO



Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas

Genética - Muestra n.º 1			ID:		
Tejido	SÍ	NO	Preservación Alcohol 96°	SÍ	NO
Sangre	SÍ	NO	Centrifugado en playa	SÍ	NO
Cantidad extraída (ml)					
Método de presentación					

Isopos - Muestra n.º 1			ID:		
Piel	SÍ	NO	Método presentación		
Escudo	SÍ	NO			

Genética - Muestra n.º 2			ID:		
Tejido	SÍ	NO	Preservación Alcohol 96°	SÍ	NO
Sangre	SÍ	NO	Centrifugado en playa	SÍ	NO
Cantidad extraída (ml)					
Método de presentación					

Isopos - Muestra n.º 2			ID:		
Piel	SÍ	NO	Método presentación		
Escudo	SÍ	NO			

Observaciones

H5



286

Genética - Muestra n.º 3			ID:		
Tejido	SÍ	NO	Preservación Alcohol 96°	SÍ	NO
Sangre	SÍ	NO	Centrifugado en playa	SÍ	NO
Cantidad extraída (ml)					
Método de presentación					

Isopos - Muestra n.º 3			ID:		
Piel	SÍ	NO	Método presentación		
Escudo	SÍ	NO			

Genética - Muestra n.º 4			ID:		
Tejido	SÍ	NO	Preservación Alcohol 96°	SÍ	NO
Sangre	SÍ	NO	Centrifugado en playa	SÍ	NO
Cantidad extraída (ml)					
Método de presentación					

Isopos - Muestra n.º 4			ID:		
Piel	SÍ	NO	Método presentación		
Escudo	SÍ	NO			

Observaciones

H5



287



Ficha estandarizada n.º 5. Seguimiento del nido

Código evento								Fichas asociadas al evento			
Playa							Rastro	SÍ	NO		
Localidad							Hembra	SÍ	NO		
Coordenadas	X.				Y.				Muestras	SÍ	NO
Vigilancia 24 h	SÍ	NO	N.º huevos playa					Exhumación	SÍ	NO	
Sustrato	A	Ar	P	V	Distancia al mar						

A: arena; Ar: arcilla; P: piedras; V: vegetación.

Día 45	/	/
---------------	---	---

Día 55	/	/
---------------	---	---

Día 65	/	/
---------------	---	---

Seguimiento periódico

Fecha	/	/	Meteo		Estado			Tª Incubación*	Comentarios:
			Soleado	Lluvia	S	I	V		
			Viento	Nublado	LL	D	O		
Fecha	/	/	Meteo		Estado			Tª Incubación*	Comentarios:
			Soleado	Lluvia	S	I	V		
			Viento	Nublado	LL	D	O		

S: seco
I: inundación por temporal
V: vandalismo
LL: mojado por lluvias
D: depredación
O: otros

*Si se tiene sensor en el nido

Notas:

H5



Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas

Seguimiento periódico								
Fecha	/ /	Meteo		Estado			T ^a Incubación*	Comentarios:
		Soleado	Lluvia	S	I	V		
		Viento	Nublado	LL	D	O		
Fecha	/ /	Meteo		Estado			T ^a Incubación*	Comentarios:
		Soleado	Lluvia	S	I	V		
		Viento	Nublado	LL	D	O		
Fecha	/ /	Meteo		Estado			T ^a Incubación*	Comentarios:
		Soleado	Lluvia	S	I	V		
		Viento	Nublado	LL	D	O		
Fecha	/ /	Meteo		Estado			T ^a Incubación*	Comentarios:
		Soleado	Lluvia	S	I	V		
		Viento	Nublado	LL	D	O		
Fecha	/ /	Meteo		Estado			T ^a Incubación*	Comentarios:
		Soleado	Lluvia	S	I	V		
		Viento	Nublado	LL	D	O		
Fecha	/ /	Meteo		Estado			T ^a Incubación*	Comentarios:
		Soleado	Lluvia	S	I	V		
		Viento	Nublado	LL	D	O		
S: seco I: inundación por temporal V: vandalismo LL: mojado por lluvias D: depredación O: otros				*Si se tiene sensor en el nido Notas:				

H5



Ficha estandarizada n.º 7. Prospección de playas

Playa						Tramo				Localidad				
Nº	Fecha		Hora		Observadores				Meteo			Coordenadas		
									Soleado	Lluvia	X.			
									Viento	Nublado	Y.			
		Presencia nido		Hembra en playa		Máquina limpieza*		Densidad de personas			Iluminación fachada marítima			
		SÍ	NO	SÍ	NO	SÍ	NO	A	M	B	A	M	B	

Nº	Fecha		Hora		Observadores				Meteo			Coordenadas		
									Soleado	Lluvia	X.			
									Viento	Nublado	Y.			
		Presencia nido		Hembra en playa		Máquina limpieza*		Densidad de personas			Iluminación fachada marítima			
		SÍ	NO	SÍ	NO	SÍ	NO	A	M	B	A	M	B	

Nº	Fecha		Hora		Observadores				Meteo			Coordenadas		
									Soleado	Lluvia	X.			
									Viento	Nublado	Y.			
		Presencia nido		Hembra en playa		Máquina limpieza*		Densidad de personas			Iluminación fachada marítima			
		SÍ	NO	SÍ	NO	SÍ	NO	A	M	B	A	M	B	

Cada bloque es para una observación de un rastro. Es decir, si en una sola prospección se divisa más de un rastro se deberá rellenar un bloque por cada rastro. En la casilla de "Observadores" se anotará el nombre de las personas que realizan la prospección y si pertenecen a alguna entidad también. Anotar siempre las condiciones atmosféricas.

*En la casilla de "Máquina limpieza de playas" se anotará si esta ha pasado por la playa (ya sea la noche anterior o durante la madrugada) antes de la prospección.

Densidad de personas (nivel de ocupación de la playa): Baja ≥ 10 m²/usuario; Media: entre 5 y 10 m²/usuario; Alta ≤ 5 m²/usuario.



Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas

Playa	Tramo					Localidad						
Nº	Fecha	Hora	Observadores				Meteo			Coordenadas		
							Soleado	Lluvia	X.			
							Viento	Nublado	Y.			
Presencia nido		Hembra en playa		Máquina limpieza*		Densidad de personas			Iluminación fachada marítima			
SÍ	NO	SÍ	NO	SÍ	NO	A	M	B	A	M	B	

Nº	Fecha	Hora	Observadores				Meteo			Coordenadas		
							Soleado	Lluvia	X.			
							Viento	Nublado	Y.			
Presencia nido		Hembra en playa		Máquina limpieza*		Densidad de personas			Iluminación fachada marítima			
SÍ	NO	SÍ	NO	SÍ	NO	A	M	B	A	M	B	

Nº	Fecha	Hora	Observadores				Meteo			Coordenadas		
							Soleado	Lluvia	X.			
							Viento	Nublado	Y.			
Presencia nido		Hembra en playa		Máquina limpieza*		Densidad de personas			Iluminación fachada marítima			
SÍ	NO	SÍ	NO	SÍ	NO	A	M	B	A	M	B	

Cada bloque es para una observación de un rastro. Es decir, si en una sola prospección se divisa más de un rastro se deberá rellenar un bloque por cada rastro. En la casilla de "Observadores" se anotará el nombre de las personas que realizan la prospección y si pertenecen a alguna entidad también. Anotar siempre las condiciones atmosféricas.

*En la casilla de "Máquina limpieza de playas" se anotará si esta ha pasado por la playa (ya sea la noche anterior o durante la madrugada) antes de la prospección.

Densidad de personas (nivel de ocupación de la playa): Baja ≥ 10 m²/usuario; Media: entre 5 y 10 m²/usuario; Alta ≤ 5 m²/usuario.

Ficha estandarizada n.º 8. Prospección de playas con dron

Fecha de muestreo				Playa				
Observadores				Piloto				
Hora inicio		Hora final		Tipo aeronave				
Velocidad		Altura		Control		Manual	Autom.	Tiempo de vuelo

Meteo	
Soleado	Lluvia
Viento	Nublado

Visibilidad	
Muy buena	Buena
Mala	Muy mala

Observaciones

N.º	Coordenadas	Especie	Presencia nido		Distancia del agua	Observaciones
			SÍ	NO		
	X.		SÍ	NO		
	Y.					
	X.		SÍ	NO		
	Y.					
	X.		SÍ	NO		
	Y.					
	X.		SÍ	NO		
	Y.					
	X.		SÍ	NO		
	Y.					

Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas

N.º	Coordenadas	Especie	Presencia nido		Distancia del agua	Observaciones
			SÍ	NO		
	X.		SÍ	NO		
	Y.					
	X.		SÍ	NO		
	Y.					
	X.		SÍ	NO		
	Y.					
	X.		SÍ	NO		
	Y.					
	X.		SÍ	NO		
	Y.					
	X.		SÍ	NO		
	Y.					
	X.		SÍ	NO		
	Y.					
	X.		SÍ	NO		
	Y.					
Anotaciones						

H5



Ficha estandarizada n.º 9. Exhumación de nido

Código evento			Fichas asociadas al evento		
Playa			Rastro	SÍ	NO
Localidad			Hembra	SÍ	NO
Coordenadas	X.	Y.	Nido	SÍ	NO
Fecha			Muestras	SÍ	NO
Hora inicio exhumación			PIT hembra		
Hora final exhumación					

Personal técnico a cargo					
---------------------------------	--	--	--	--	--

Características del nido			Vigilancia 24 h		SÍ	NO	N.º huevos playa			
Sustrato	Húmedo	Seco	Presencia de arcillas		SÍ	NO	Costra superior	SÍ	NO	
Profundidad logger nido						Código logger				
Emitiendo	SÍ	NO	Hora de retirada							
Profundidad logger arena						Código logger				
Emitiendo	SÍ	NO	Hora de retirada							
Profundidad total del nido						Presencia de hongos		SÍ	NO	
Presencia de raíces		SÍ	NO	Signos de depredación			SÍ	NO		
Profundidad neonatos atrapados						Profundidad primera cáscara huevo				
Anotaciones										

H5



Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas

Huevos no eclosionados									
E0		E1		E2		E3		E4	
E5		E6		E7		E8		E9	
SDA		Dudosos/no categorizados							
Total									

Cáscaras	
Enteras	
Mitades	
Totales	

Crías	Vivas	Muertas
Dentro del nido		
Eclosionado		
Totales		

Anotaciones

H5



Ficha estandarizada n.º 11. Seguimiento eclosiones en incubadora

Incubación nido n.º		Localización		Fecha			
Caja	Huevo	1 ^{er} pipping		Cabeza fuera		Aletas (medio cuerpo fuera)	
		Observador		Observador		Observador	
		Fecha		Fecha		Fecha	
		Hora		Hora		Hora	
		Medida abertura		-		-	
		Entero (cuerpo entero fuera)			Peso (g)	LCR (mm)	ACR (mm)
		Observador		Observador			
		Fecha		Fecha			
		Hora		Hora			
		Distancia vi-telo-plastrón (mm)		Dato			
Observaciones:							

H5



Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas

Incubación nido n.º		Localización		Fecha			
Caja	Huevo	1 ^{er} pipping		Cabeza fuera		Aletas (medio cuerpo fuera)	
		Observador		Observador		Observador	
		Fecha		Fecha		Fecha	
		Hora		Hora		Hora	
		Medida abertura		-		-	
		Entero (cuerpo entero fuera)			Peso (g)	LCR (mm)	ACR (mm)
		Observador		Observador			
		Fecha		Fecha			
		Hora		Hora			
		Distancia vi- telo-plastrón (mm)		Dato			
Observaciones:							

H5



Recomendaciones para la adaptación a nivel autonómico

Debido a las características propias e idiosincrasia de cada comunidad o región autonómica es recomendable adaptar este protocolo general al funcionamiento interno de cada administración autonómica. Para ello, se considera fundamental desarrollar las siguientes acciones a nivel autonómico:

- Involucrar y definir a los agentes y entidades partícipes en la gestión de la nidificación en cada región (administraciones locales, centros de recuperación de fauna marina, entidades ambientales, etc.).
- Establecer la cadena de mando ante un evento de nidificación.
- Agilizar con máxima celeridad los trámites administrativos para obtener las autorizaciones técnicas y científicas para la manipulación y gestión de crías, hembras, huevos y nidos (siguiendo la normativa del plan de bienestar animal).
- Desarrollar un plan de comunicación, acción y coordinación entre instituciones y administraciones locales, personal experto y científico, centros de rescate de fauna marina, y entidades ambientales sin ánimo de lucro.
- Planificar, previamente al inicio de cada temporada de nidificación, el presupuesto para los gastos de gestión de un número de eventos de nidificación realista en función de los eventos detectados en años anteriores en la zona.
- Asegurar la efectividad de respuesta y de los protocolos en los teléfonos de emergencia.
- Desarrollar un plan de gestión de los medios de comunicación ante eventos de nidificación.







GOBIERNO
DE ESPAÑA

VICEPRESIDENCIA
TERCERA DEL GOBIERNO

MINISTERIO
PARA LA TRANSICIÓN ECOLÓGICA
Y EL RETO DEMOGRÁFICO

Anexos



Anexo I. Listado de especialistas nacionales de referencia involucrados en la gestión de la anidación de tortugas marinas en la costa española

Tabla 4. Listado de los especialistas involucrados activamente en la gestión de la anidación de tortugas marinas en la costa española (por orden alfabético)

Nombre	Comunidad autónoma	Centro de trabajo	Área principal de conocimiento	E-mail
Adolfo Marco	Andalucía Murcia Islas Baleares	Estación Biológica de Doñana (EBD – CSIC)	Anidación, incubación, calidad de las playas y gestión <i>ex situ</i>	amarco@ebd.csic.es
Carles Carreras	Cataluña	Universitat de Barcelona (UB)	Biología molecular, adaptación climática, migraciones	carreras@ub.edu
Carolina Fernández	Andalucía	Autónoma	<i>Headstarting</i> y gestión <i>ex situ</i>	carogue38@hotmail.com
Eduardo Belda	Comunidad Valenciana	Universidad Politécnica de València (UPV)	Migraciones y uso del hábitat marino	ebelda@dca.upv.es



Tabla 4 (continuación). Listado de los especialistas involucrados activamente en la gestión de la anidación de tortugas marinas en la costa española (por orden alfabético)

Nombre	Comunidad autónoma	Centro de trabajo	Área principal de conocimiento	E-mail
Elena Abella	Cataluña	Universitat de Vic-Universitat Central de Catalunya (CT BETA, UVic-UCC)	Anidación, adaptación climática e incubación <i>ex situ</i>	elena.abella@uvic.cat
Jesús Tomás	Comunidad Valenciana	Universitat de València (UV)	Anidación e incubación <i>in situ</i>	jesus.tomas@uv.es
José Luis Crespo	Comunidad Valenciana	Oceanogràfic de València	Asistencia veterinaria y programas de incubación y cría en cautividad <i>ex situ</i>	jlcrespo@oceanografic.org
Lluís Cardona	Cataluña	Universitat de Barcelona (UB)	Ecología, migraciones y uso del hábitat marino	luis.cardona@ub.edu

Tabla 4 (continuación). Listado de los especialistas involucrados activamente en la gestión de la anidación de tortugas marinas en la costa española (por orden alfabético)

Nombre	Comunidad autónoma	Centro de trabajo	Área principal de conocimiento	E-mail
Marta Pascual	Cataluña	Universitat de Barcelona (UB)	Biología molecular, adaptación climática, migraciones	martapascual@ub.edu
Mireia Aguilera	Cataluña	Universitat de Vic–Universitat Central de Catalunya (CT BETA, UVic-UCC)	Anidación, adaptación climática e incubación <i>ex situ</i>	mireia.aguilera@uvic.cat
Ohiana Revuelta	Comunidad Valenciana	Universitat de València (UV)	Anidación e incubación <i>in situ</i>	ohiana.revuelta@uv.es



Más allá de los conocimientos generales que tengan las personas indicadas anteriormente sobre la biología reproductiva de las tortugas marinas, la propia gestión de los eventos de anidación y la comunidad autónoma a la que pertenezcan, a continuación, se detalla el personal especialista al que se aconseja consultar para acciones de gestión concretas en relación a su actual actividad o área de conocimiento principal para obtener un asesoramiento más preciso.



Ejemplar de tortuga careta dotado con un emisor satelital. José Luis Crespo/Oceanogràfic València.

Tabla 5. Listado de acciones de gestión.

Código	Nombre
1	Identificación de rastros y localización de puestas
2	Seguimiento de la incubación y emergencia de crías
3	Asistencia veterinaria
4	<i>Headstarting</i> /cría en cautividad
5	Incubación artificial
6	Seguimiento satelital
7	Estudios moleculares (genética, genómica, ...)
8	Adaptación climática
9	Sensibilización ambiental y formación



Tabla 6. Acciones de gestión y actividades o áreas de conocimiento principal de las personas especialistas.

Acciones (Tabla 5)	Adolfo Marco (EBD-CSIC)	Carles Carreras (UB)	Carolina Fernández (CEGMA)	Eduardo Belda (UPV)	Elena Abella (BETA/UVic-UCC)	Jesús Tomás (UV)	José Luis Crespo (Oceanográfico)	Lluís Cardona (UB)	Marta Pascual (UB)	Mireia Aguilera (BETA/UVic-UCC)	Ohiana Revuelta (UV)
1	X				X	X				X	X
2	X				X	X				X	X
3							X				
4	X				X		X				
5	X				X	X	X			X	X
6				X		X		X			
7		X							X		
8	X	X			X	X		X	X		
9		X			X				X	X	

Anexo II. Listado de entidades con programas de *headstarting*

A continuación, se enumeran las entidades con experiencia en programas de *headstarting*:

- Oceanogràfic de València, Valencia (Comunidad Valenciana).
- Centro de Gestión del Medio Marino Andaluz (CEGMA) del Estrecho (Junta de Andalucía), Algeciras (Andalucía).
- Centro de Recuperación de Animales Marinos (CRAM), el Prat de Llobregat (Cataluña).
- Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuicultura (COFIB-LIMIA) Govern de les Illes Balears, Mallorca (Islas Baleares).
- Palma Aquarium, Mallorca (Islas Baleares).
- Acuario de Sevilla, Sevilla (Andalucía).
- Centro de Recuperación de Fauna Silvestre El Valle (Gobierno Regional de Murcia), Murcia (Murcia).
- Asociación Equinac, Almería (Andalucía).





Anexo III. Guías de identificación

Guía n.º 1. Identificación de especies de tortugas marinas

Estructuras morfológicas externas y caracteres taxonómicos:

En las siguientes figuras se muestran las estructuras morfológicas externas básicas que se usan para identificar las tortugas marinas a nivel de especie.

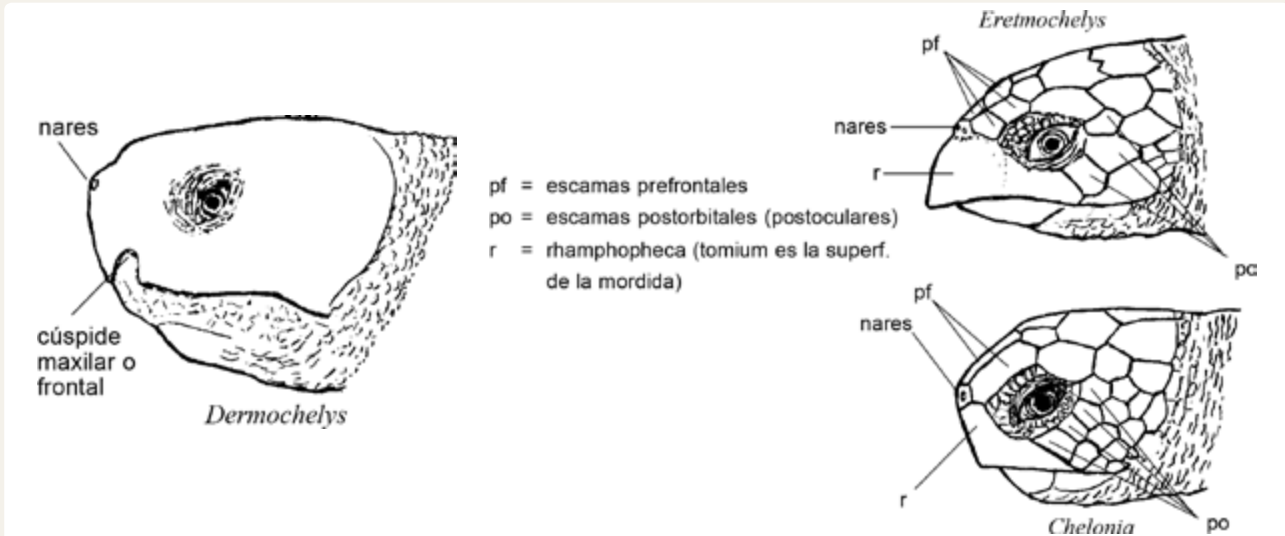


Figura 50. Rasgos anatómicos de las cabezas de las tortugas marinas, ubicación de las escamas prefrontales (pf), escamas postorbitales (po), nares y cúspide maxilar. Fuente: Eckert *et al.* (2000).

Cuando se observa el rostro del animal, hay que fijarse en las escamas prefrontales y postorbitales y contar cuantos pares presenta, igual que las orbitales. También nos podemos fijar en si presenta cúspides maxilares (véase Figura 50).

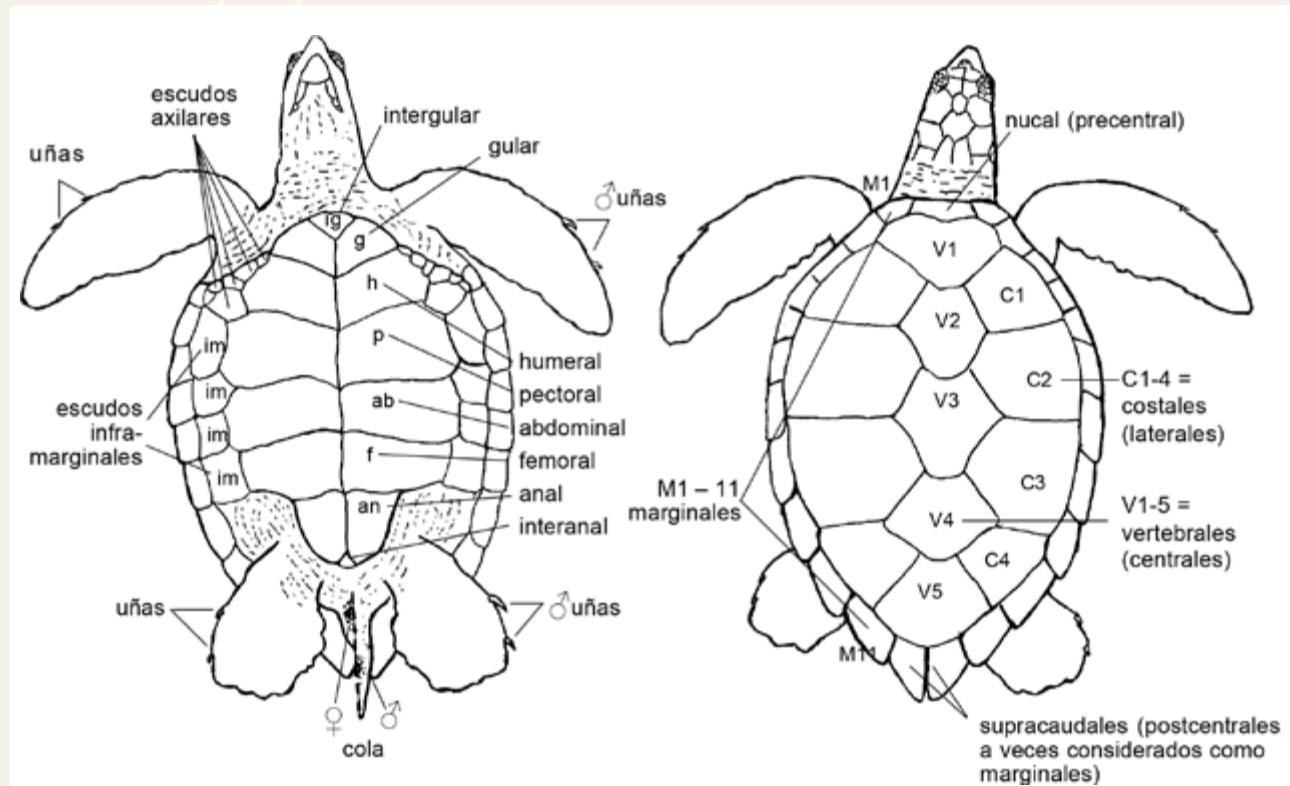


Figura 51. Ilustración de los rasgos morfológicos externos de las tortugas marinas. Fuente: Eckert *et al.* (2000).

Cuando se observa el cuerpo del animal hay que fijarse en el número de escudos inframarginales del plastrón y los escudos costales y vertebrales del caparazón. También puede ser necesario observar si el primer par de escudos costales (o laterales) está en contacto directo con el escudo nucal o no. Además, nos podemos fijar en el número de uñas que presenta el animal.

A continuación, se muestran las ilustraciones que explican los caracteres más distintivos de las 6 especies de tortugas marinas con presencia constatada en aguas españolas:

- La tortuga común (*Caretta caretta*) presenta 2 pares de escamas prefrontales, 5 pares de escudos costales o laterales (los primeros en contacto con el escudo nucal), 3 pares de escudos inframarginales y dos uñas en las aletas delanteras y traseras (véase Figura 52).
- La tortuga verde (*Chelonia mydas*) presenta un par de escamas prefrontales, 4 pares de escudos costales (sin contacto con el escudo nucal), 4 escudos inframarginales y 1 uña en cada aleta (véase Figura 53).
- La tortuga laúd (*Dermodochelys coriacea*) no presenta escamas prefrontales, pero si 2 cúspides maxilares. No muestra escudos en el caparazón, sino que tiene un aspecto coriáceo y es de color negro con manchas blancas (véase Figura 54).
- La tortuga olivácea (*Lepidochelys olivacea*) presenta dos pares de escamas prefrontales, de 5 a 9 pares de escudos costales (los primeros en contacto con el escudo nucal), 4 pares de escudos inframarginales con un poro pequeño y distintivo cerca del margen posterior de cada uno y dos uñas en cada aleta (véase Figura 55).



Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas

- La tortuga lora o kempí (*Lepidochelys kempi*) presenta dos pares de escamas prefrontales, 5 pares de escudos costales (los primeros en contacto con el escudo nucal), 4 pares de escudos inframarginales con un poro pequeño y distintivo cerca del margen posterior de cada uno y dos uñas en cada aleta (algunos adultos pueden perder la uña secundaria en las aletas delanteras) (véase Figura 56).
- La tortuga carey (*Eretmochelys imbricata*) presenta dos pares de escamas prefrontales, 4 pares de escudos costales, 4 pares de escudos inframarginales y dos uñas en cada aleta (véase Figura 57).



Crías de tortuga carey. Javier Blasco/Xaloc.

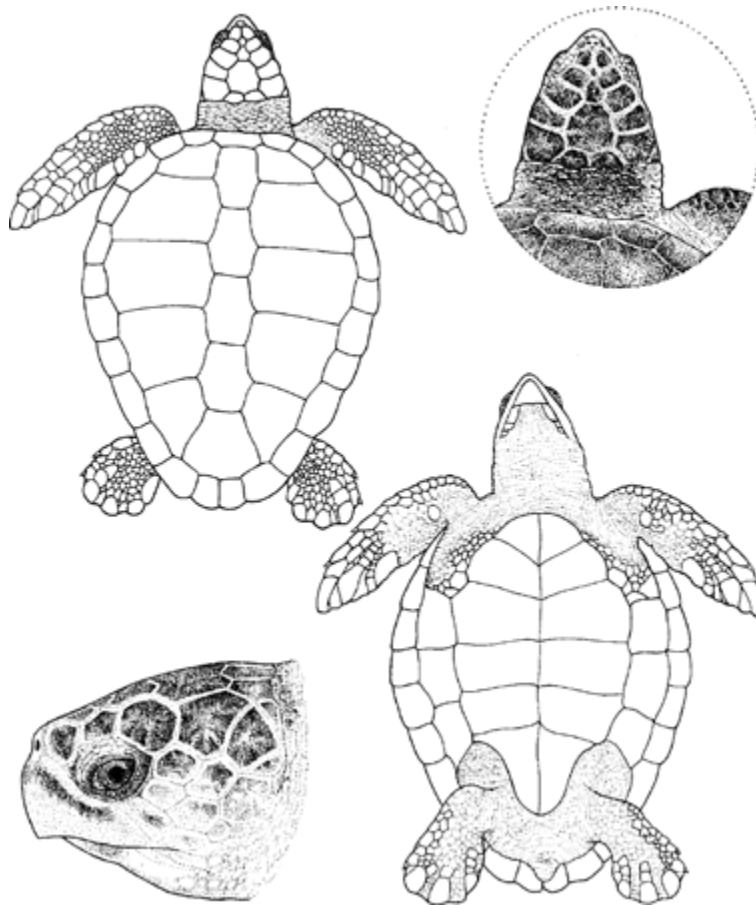


Figura 52. Representación gráfica de la disposición morfológica de la tortuga común. Fuente: Eckert *et al.* (2000).

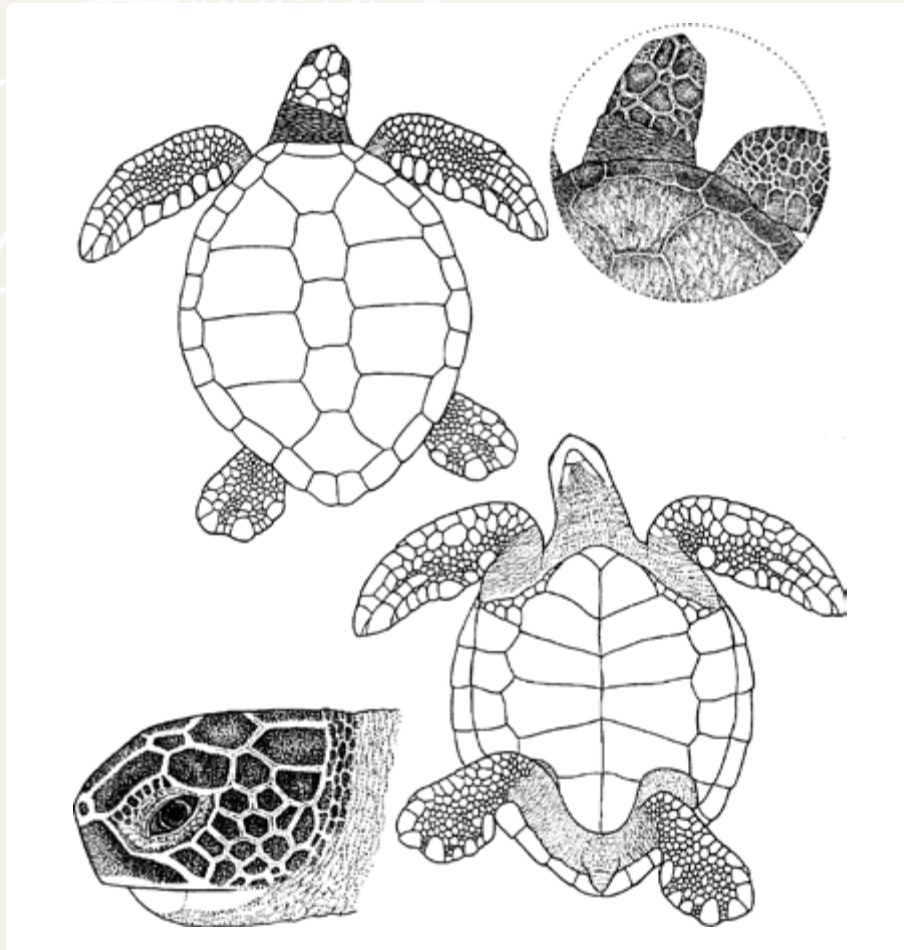


Figura 53. Representación gráfica de la disposición morfológica de la tortuga verde. Fuente: Eckert *et al.*, (2000).

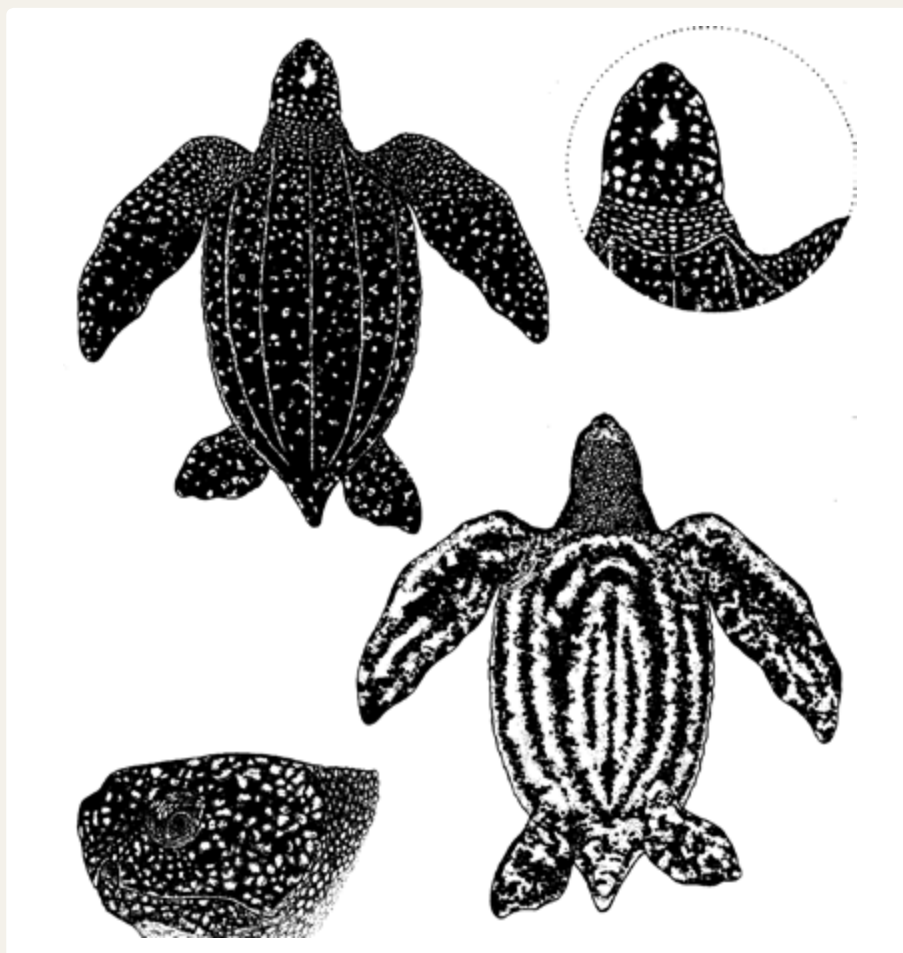


Figura 54. Representación gráfica de la disposición morfológica de la tortuga laúd. Fuente: Eckert *et al.*, (2000).

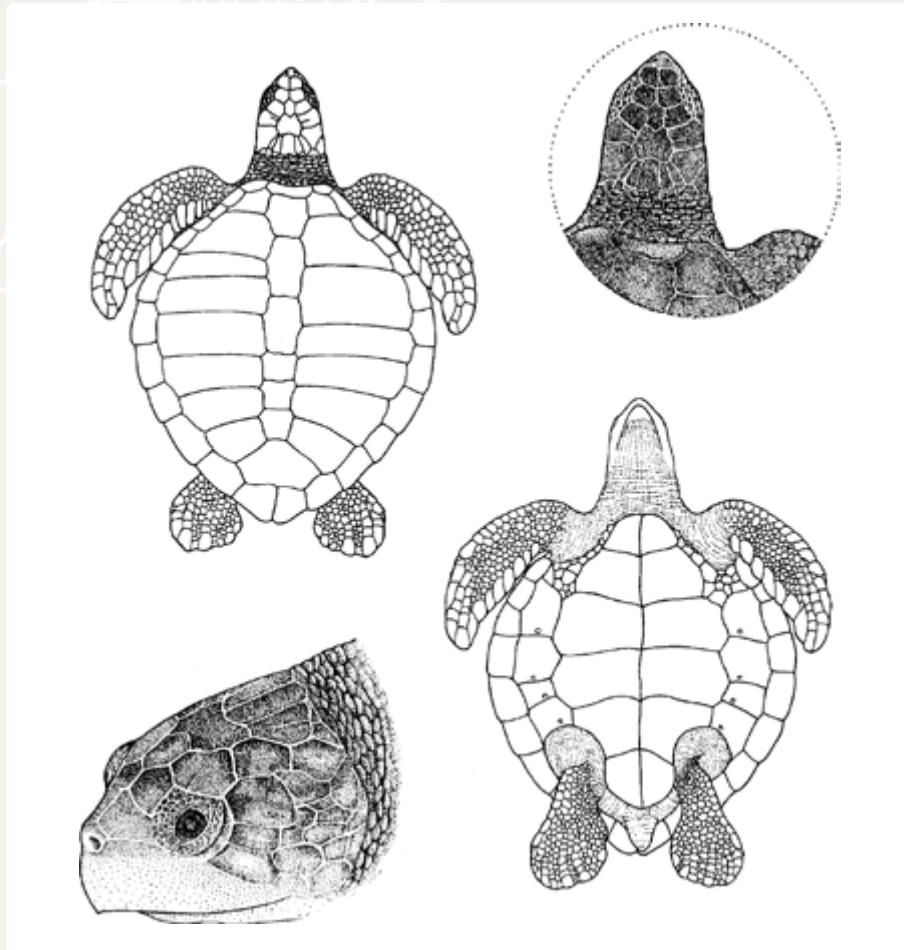


Figura 55. Representación gráfica de la disposición morfológica de la tortuga olivácea. Fuente: Eckert *et al.*, (2000).

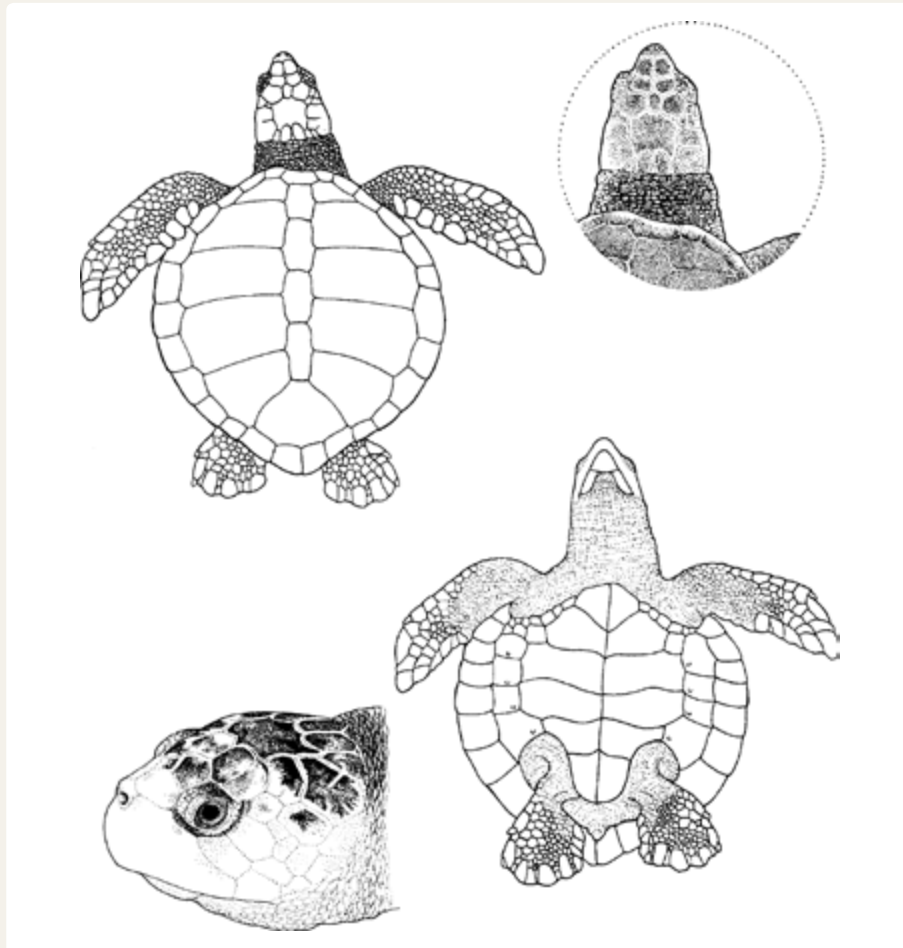


Figura 56. Representación gráfica de la disposición morfológica de la tortuga lora o kempi. Fuente: Eckert *et al.*, (2000).

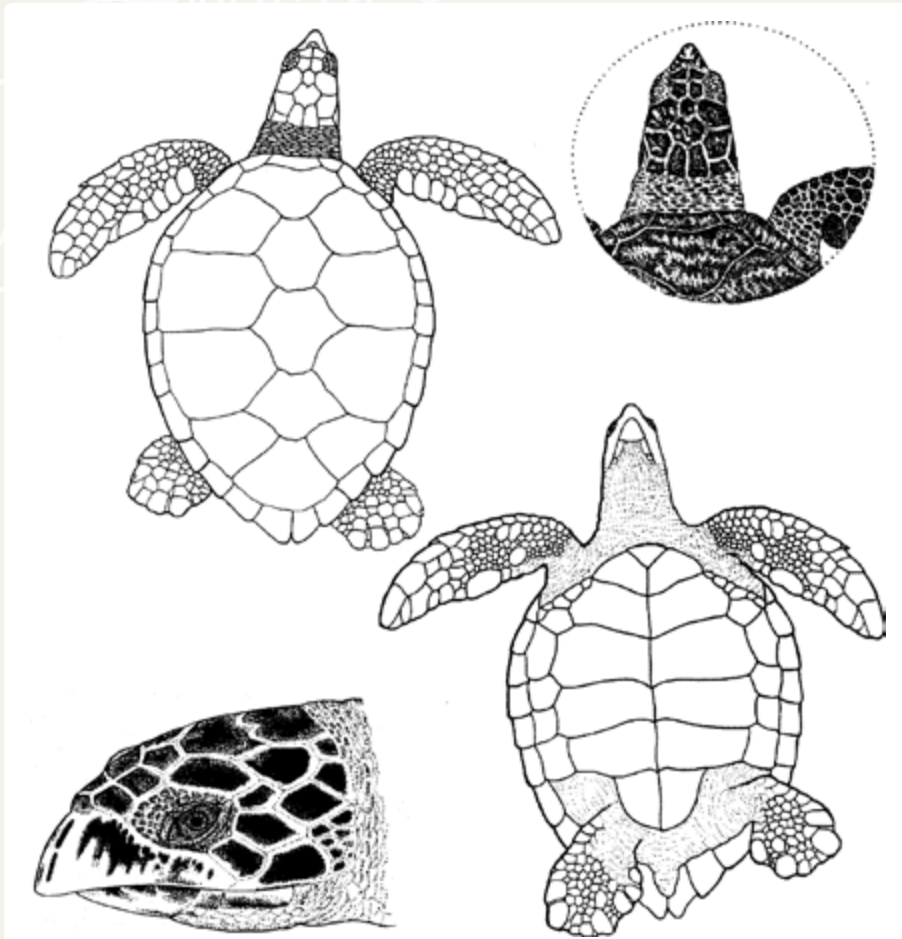


Figura 57. Representación gráfica de la disposición morfológica de la tortuga carey. Fuente: Eckert *et al.*, (2000).

A continuación, se muestra una tabla resumen para la diferenciación entre las 6 especies de tortugas marinas con presencia constatada en aguas españolas:

Tabla 7. Resumen caracteres diferenciadores.

Especie	N.º escamas prefrontales	N.º escudos costales	N.º escudos inframarginales	N.º de uñas en las aletas	Presencia
Tortuga común	2 pares de escamas prefrontales	5 pares de escudos costales, con el primer par en contacto con el escudo nucal	3 pares de escudos inframarginales	2 uñas	Anida en el Mediterráneo
Tortuga verde	1 par de escamas prefrontales	4 pares de escudos costales, sin contacto con el escudo nucal	4 pares de escudos inframarginales	1 uña	Anida en el Mediterráneo
Tortuga laúd	Dos cúspides maxilares. Sin escamas prefrontales	Caparazón de textura coriácea, sin escudos, de color negro		0 uñas	No anida, pero es común observarla en el Mediterráneo



Tabla 7 (continuación). Resumen caracteres diferenciadores.

Especie	N.º escamas prefrontales	N.º escudos costales	N.º escudos inframarginales	N.º de uñas en las aletas	Presencia
Tortuga olivácea	2 pares de escamas prefrontales	5 a 9 pares de escudos costales	4 pares de escudos inframarginales, con poro pequeño y distintivo	2 uñas	No anida y no es muy común observarla en el Mediterráneo
Tortuga lora	2 pares de escamas prefrontales	5 pares de escudos costales, con el primer par en contacto con el escudo nucal	4 pares de escudos inframarginales, con poro pequeño y distintivo	2 uñas	Anida en el Golfo de México. No es muy común observarla en el Mediterráneo
Tortuga carey	2 pares de escamas prefrontales	4 pares de escudos costales, sin contacto con el escudo nucal	4 pares de escudos inframarginales	2 uñas	No anida y es muy poco común observarla en el Mediterráneo

Referencia:

Eckert, K. L., K. A. Bjorndal, F. A. Abreu- Grobois y M. Donnelly (Editores). 2000 (Traducción al español). *Técnicas de Investigación y Manejo para la Conservación de las Tortugas Marinas*. Grupo Especialista en Tortugas Marinas UICN/CSE Publicación No. 4.







Liberación de una tortuga careta tras su recuperación. Javier Blasco/Xaloc.



Guía n.º 2. Identificación de estados embrionarios

Esta guía pretende ayudar a la identificación del estado de desarrollo embrionario de los huevos muertos observados a simple vista. Los estadios embrionarios se han clasificado en 9 categorías diferentes definidas a partir de los estados de desarrollo embrionarios descritos en Miller, J.D. (1985). Las fotografías en blanco y negro han sido extraídas de esta referencia, mientras que las fotografías en color son de García Cerdá, R.M. (2009).

Tabla 8. Evolución de los estados de desarrollo embrionario.

Estado	Imágenes		Breve descripción
1			Embrión muy pequeño, sin pigmentar, estrecho y alargado
2			Embrión sin pigmentación, de pequeño tamaño, cabeza bien diferenciada y globos oculares



GOBIERNO DE ESPAÑA

VICEPRESIDENCIA TERCERA DEL GOBIERNO
MINISTERIO PARA LA TRANSICIÓN ECOLÓGICA Y EL RETO DEMOGRÁFICO

Tabla 8 (continuación). Evolución de los estados de desarrollo embrionario.

Estado	Imágenes		Breve descripción
3			Embrión sin pigmentación, ojos bien definidos. Empieza a distinguirse el caparazón (no pigmentado) y las aletas
4			Embrión bien definido con ojos desproporcionadamente grandes. Caparazón ligeramente pigmentado y 2 pares de aletas bien definidas
5			Embrión con pigmentación clara en el caparazón y aletas. Cabeza bien definida y proporcionada

Tabla 8 (continuación). Evolución de los estados de desarrollo embrionario.




Estado	Imágenes	Breve descripción
6		Embrión totalmente formado, aunque de pequeño tamaño. Pigmentación intensa en el caparazón y aletas, menor en el plastrón, axilas, cuello e ingles
7		Embrión completamente formado con pigmentación intensa, generalmente envuelto en membranas embrionarias. Más volumen de vitelo que de embrión.

Tabla 8 (continuación). Evolución de los estados de desarrollo embrionario.

Estado	Imágenes	Breve descripción
8		Embrión intensamente pigmentado y parcialmente envuelto en membranas embrionarias. Mismo volumen de vitelo que de embrión
9		Embrión completamente formado con pigmentación intensa, generalmente envuelto en membranas embrionarias. Más volumen de vitelo que de embrión

Referencias: García Cerdá, R.M. (2009). *Desarrollo embrionario de Caretta caretta: análisis descriptivo de su evolución morfológica.*

Miller, J.D. (1985). Embryology of marine turtles. In: Gans, C., Billett, F., and Maderson, P.F.A. (Eds.). *Biology of the Reptilia*. Volume 14A. Development. New York: Wiley-Interscience, pp. 269–328.

Anexo IV. Materiales adicionales para la incubación artificial

Guía n.º 3. Regímenes de temperatura para la incubación artificial

El régimen de temperaturas recomendado simula la temperatura de incubación natural de un nido real de tortuga común con un alto porcentaje de éxito de eclosión. Se aplican subidas de temperatura a partir del segundo tercio de incubación, para reproducir el calor metabólico que se produce durante la incubación de nidos naturales en playa. Este régimen de temperaturas proporciona alrededor de un 75% de crías hembras y un 25% de crías machos, favoreciendo la producción de hembras, pero de forma moderada. Es fundamental contar con una incubadora que permita realizar los aumentos de temperatura que se proponen con la precisión adecuada. Para ello, deberán realizarse simulaciones y mediciones dentro de la incubadora antes de la incubación, para comprobar que la incubadora permite aplicar este régimen sin poner a los huevos en riesgo. En la tabla, también se indican las acciones generales a realizar durante el proceso de incubación de los huevos según en la fase que estén. En caso de no reproducir este régimen de temperaturas, se producirán variaciones temporales de las diferentes fases del proceso.





Tabla 9. Regímenes de temperatura para la incubación artificial.

Día incubación	Temperatura	Acciones
1	29,5 °C	Diariamente: <ul style="list-style-type: none">• Comprobar que la temperatura se mantiene estable.• Eliminar condensación de agua en las cajas (si es necesario) con papel absorbente limpio. Cada 3 días: <ul style="list-style-type: none">• Observación de los huevos, destapando un 20% del huevo, sin moverlos ni levantarlos. No tocar los huevos con el mismo dedo. Ir cambiando de dedo para no pasar posibles contaminaciones fúngicas de uno a otro. Anotar el estado: ok, regular, malo.
2	29,5 °C	
3	29,5 °C	
4	29,5 °C	
5	29,5 °C	
6	29,5 °C	
7	29,5 °C	
8	29,5 °C	
9	29,5 °C	
10	29,5 °C	
11	29,5 °C	
12	29,5 °C	
13	29,5 °C	
14	29,5 °C	
15	29,5 °C	
16	29,5 °C	
17	29,5 °C	
18	29,5 °C	

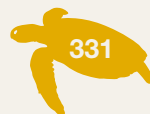


Tabla 9 (continuación). Regímenes de temperatura para la incubación artificial.

Día incubación	Temperatura	Acciones
19	29,5 °C	<p>Diariamente:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Comprobar que la temperatura se mantiene estable. • Eliminar condensación de agua en las cajas (si es necesario) con papel absorbente limpio. <p>Cada 3 días:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Observación de los huevos, destapando un 20% del huevo, sin moverlos ni levantarlos. No tocar los huevos con el mismo dedo. Ir cambiando de dedo para no pasar posibles contaminaciones fúngicas de uno a otro. <p>Anotar el estado: ok, regular, malo.</p> <p>Anotar el grado de turgencia: arrugado, normal, turgente.</p> <p>Criterios estado: empieza a difuminar la mancha blanca, aparecen hongos (puntitos de diferentes colores, hifas, manchas amarillas u oscuras), otros (en caso de observar hifas, se deberá cambiar el sustrato).</p> <p>Semanalmente:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Pesar cajas cada semana
20	29,5 °C	
21	29,5 °C	
22	29,5 °C	
23	29,5 °C	
24	29,5 °C	
25	29,5 °C	
26	29,5 °C	
27	29,5 °C	
28	30 °C	
29	30 °C	
30	30 °C	
31	30 °C	
32	30 °C	
33	30 °C	
34	30 °C	
35	30 °C	
36	30°C	



Tabla 9 (continuación). Regímenes de temperatura para la incubación artificial.

Día incubación	Temperatura	Acciones
37	30,5 °C	<p>¡ATENCIÓN! PUEDEN COMENZAR LAS ECLOSIONES (realizar revisiones diarias).</p> <p>Diariamente:</p> <ul style="list-style-type: none"> Comprobar que la temperatura se mantiene estable. Eliminar condensación de agua en las cajas (si es necesario) con papel absorbente limpio. <p>Cada 3 días:</p> <ul style="list-style-type: none"> Observación de los huevos, destapando un 20% del huevo, sin moverlos ni levantarlos. No tocar los huevos con el mismo dedo. Ir cambiando de dedo para no pasar posibles contaminaciones fúngicas de uno a otro. <p>Anotar el estado: ok, regular, malo.</p> <p>Anotar el grado de turgencia: arrugado, normal, turgente.</p> <p>Criterios estado: empieza a difuminar la mancha blanca, aparecen hongos (puntitos de diferentes colores, hifas, manchas amarillas u oscuras), otros (en caso de observar hifas, se deberá cambiar el sustrato).</p> <p>Semanalmente:</p> <ul style="list-style-type: none"> Pesar cajas cada semana <p>Eclosiones:</p> <ul style="list-style-type: none"> Utilizar la base de datos de seguimiento de eclosiones: 1er pipping, cabeza, aleta, cuerpo, etc... Cuando las crías han salido completamente, mantenerlas sin agua hasta que estén maduras (vitelo reabsorbido). Asegurar que no se deshidraten y mantenerlas a una temperatura más moderada hasta final de maduración (25-29 °C).
38	30,5 °C	
39	30,5 °C	
40	30,8 °C	
41	30,8 °C	
42	30,8 °C	
43	31,1 °C	
44	31,1 °C	
45	31,1 °C	
46	31,5 °C	
47	31,5 °C	
48	31,5 °C	
49	31,8 °C	
50	31,8 °C	
51	31,8 °C	
52	32,3 °C	
53	32,3 °C	
54	32,3 °C	



00

Guía n.º 4. Recomendaciones para incubadoras

Características de incubadoras para huevos de tortuga

La incubadora adecuada para huevos de tortuga es diferente a las incubadoras de huevos de aves. En general se puede considerar adecuada una incubadora para huevos de reptiles.

Hay que imitar en la incubadora las condiciones ambientales de incubación en un nido de tortuga, a unos 40 cm de profundidad en una playa y sin cuidado parental ni movimiento. Pero eso no quiere decir que sea necesario incubar muchos huevos juntos como en un nido. Esto último puede ser complejo o inviable en muchas incubadoras o se puede conseguir más éxito con huevos aislados. Pero hay que tener en cuenta que incubar huevos aislados en incubadora también puede ser muy peligroso con muy alto fracaso. A continuación, se detallan las principales precauciones que se deben tener en cuenta para una incubación exitosa.

- Es muy importante tener en cuenta que la incubadora de huevos de tortuga **no** debe tener **movimiento** alguno que pudiera causar la muerte de los embriones. Las incubadoras de aves suelen tener movimiento. Si este movimiento o volteado no se puede desactivar totalmente, no se podrán usar incubadoras de huevos de ave.
- La incubadora debe permitir una **gran estabilidad** en todos los parámetros importantes, como temperatura, humedad, vibración o ventilación. El interior de un nido de tortuga es muy estable.
- La incubadora **no** debe permitir la **ventilación** o **circulación forzada de aire** pues aumenta el riesgo de desecación de los huevos. Dentro de un nido la circulación de aire es mínima o despreciable.



Protocolo estandarizado de atención a eventos de anidación de tortugas marinas en las costas españolas

- Los huevos deben crecer en un ambiente con una **humedad constante pero baja**. Los huevos no deben estar mojados ni deben estar secos. Lo mejor es que los huevos estén parcialmente cubiertos por un sustrato levemente húmedo.
- La **temperatura** del nido debe ser **muy estable** durante cada día. No debe oscilar nada. Se puede variar levemente de forma programada y muy despacio (ver más adelante), pero la incubadora debe ser muy estable en su temperatura. Cuidado con incubadoras caseras o sin control preciso de temperatura.
- El sustrato de incubación debe estar estéril. Los huevos pueden tener cierta capacidad inmune para hongos o bacterias típicas de playas, pero microorganismos presentes en incubadoras o sustratos de incubación pueden ser letales masivamente para los huevos.



Elena Abella/GT BETA, UVic-UCC

Tipos de incubadoras y precauciones para cada uno

En teoría, se pueden incubar con éxito huevos de tortuga en una caja cerrada que mantenga estables en unos valores determinados todos los parámetros indicados en el apartado anterior durante unos 60 días. Eso puede ser muy difícil si no se tiene mucha experiencia o un aparato electrónico. Se han producido muchos casos de mortalidad total o masiva de huevos por no seguir las siguientes recomendaciones. Pero también es posible (aunque improbable) que se produzcan mortalidades masivas siguiendo todas las indicaciones. Al trabajar con huevos de una especie amenazada y con huevos de nidos muy raros de un proceso de colonización, es fundamental extremar las precauciones y tener un buen asesoramiento continuado de personal experimentado. Este asesoramiento debe extenderse a todo el periodo de incubación e ir acompañado de un seguimiento diario de la incubación. El tipo de incubadora elegido será clave en el éxito del procedimiento.

1. Incubadoras de alta precisión con capacidad de enfriamiento y calentamiento. **¡RECOMENDADA!**

Lo más seguro para la incubación con personal con poca experiencia es el uso de incubadoras electrónicas de temperatura variable con capacidad de enfriamiento y calentamiento y con termostatos de alta precisión (menor de 0,5 décimas de grado). Su precio y consumo de energía pueden ser elevados, pero su estabilidad puede ser máxima en comparación con otros tipos. No hay que preocuparse mucho de la temperatura de la sala donde se mantenga la incubadora. Al ser la incubación durante el verano o inicio de otoño, la temperatura de la habitación puede elevarse por encima de los 25 °C y, en estos casos, la capacidad de enfriamiento de la incubadora será fundamental. Estas incubadoras suelen tener



un control muy preciso de temperatura y humedad ambiental, así como un control total de ventilación y vibración. Se debe tener precaución con la antigüedad de la incubadora, pues sus capacidades pueden reducirse con el tiempo y el uso. Por ejemplo, la vibración puede aumentar en aparatos viejos pudiendo tener efectos letales en huevos.

Un potencial inconveniente de estas incubadoras es que están hechas de material metálico que podría alterar la orientación magnética de los recién nacidos. De momento, no ha sido demostrado el impacto de este tipo de incubadoras en la filopatría natal. Las incubadoras metálicas han sido ampliamente utilizadas para la incubación de huevos de tortuga marina con fines científicos (Booth, 2017, Booth & Astill, 2001, Miller *et al.* 1985). Sí se ha comprobado que neonatos de incubadoras metálicas pueden tener un comportamiento ligeramente diferente a neonatos de playa en su navegación, pero podría ser una alteración temporal. En este tema hay incertidumbre por falta de información científica clara. En el estudio de reintroducción de la tortuga kempí en Texas desde México, se certificó un retorno de tortugas a las playas de crías nacidas en incubadoras de porexpan donde la temperatura se controlaba a partir de la temperatura ambiente de la sala de incubación (Shaver & Caillouet, 2015). Evitar incubadoras metálicas sería recomendable, pero reduciría mucho las opciones de incubación, además de que las incubadoras no metálicas con resistencias tienen otros problemas que podrían ser aún peores que este.

Se hará siempre un seguimiento y comprobación de la temperatura del interior de la incubadora antes de introducir los huevos y durante toda la incubación junto a los huevos con registradores de temperatura de precisión ($<0,3$ °C). La temperatura del termostato puede ser levemente diferente a la de los huevos y conviene corregirla para conseguir la temperatura elegida.





Figura 58. Incubadora refrigerada con rango de 5 a 50 °C. La de la izquierda tiene precisión de 0,5 °C. En muchos casos, es difícil conocer la precisión de la temperatura, pero es esencial. Imágenes extraídas de: <https://shop.llg.de> (izquierda) y <https://www.velp.com> (derecha).

2. Incubadoras de alta precisión sin capacidad de enfriamiento **¡RECOMENDADA en sala con ambiente controlado!**

Su precio y gasto de energía es mucho menor que las del tipo anterior, pero la única diferencia que tienen con ellas podría ser decisiva si no se dispone de una sala con temperatura controlada. Este tipo de incubadoras son más comunes que las anteriores, pero sólo pueden calentar el interior para alcanzar la temperatura programada. No pueden enfriar la cámara de incubación. Si la temperatura de la sala donde se encuentra la incubadora es mayor que cinco grados menos que la temperatura de incubación de los huevos, la incubadora no podría mantener dicha temperatura de forma estable o precisa.

A veces, en la publicidad de las incubadoras se oculta esta importante información. Se debe consultar siempre de forma expresa la capacidad de la incubadora para enfriar. Será una incubadora muy útil si se tiene un sistema de acondicionamiento de temperatura del aire en la sala donde se aloje la incubadora. Se debe valorar el riesgo de avería o mal funcionamiento del sistema de acondicionamiento del aire en dicha sala. Pocas horas con la sala por encima de la temperatura mínima indicada de la sala podría comprometer la supervivencia de todos los embriones. Se recuerda que la incubación suele darse durante los meses de verano con mayor temperatura ambiental. En caso de usar este tipo de incubadora, se recomienda disponer de sistema de alarma en caso de fallo, sala alternativa con equipo de aire acondicionado independiente para poder trasladar la incubadora u otra incubadora en otra sala con sistema de aire acondicionado independiente.

Se hará siempre un seguimiento y comprobación de la temperatura del interior de la incubadora antes de introducir los huevos y durante toda la incubación junto a los huevos con





GOBIERNO
DE ESPAÑA

VICEPRESIDENCIA
TERCERA DEL GOBIERNO
MINISTERIO
PARA LA TRANSICIÓN ECOLÓGICA
Y EL RETO DEMOGRÁFICO

registradores de temperatura de precisión ($<0,3\text{ }^{\circ}\text{C}$). La temperatura del termostato puede ser levemente diferente a la de los huevos y conviene corregirla para conseguir la temperatura elegida.



Figura 59. Ejemplo de una incubadora sin capacidad de enfriamiento. Imagen extraída de: <https://www.directindustry.com/prod/jp-selecta-69528.html>

3. Incubadoras de baja precisión

¡NO RECOMENDADA!

Hay incubadoras, tanto con capacidad de calentar y enfriar, como solo con capacidad de calentar, que pueden mantener una temperatura en el rango de la adecuada para la incubación de huevos, pero la precisión de su termostato es muy baja. Un error o falta de precisión de solo dos grados podría cambiar totalmente la producción de sexos seleccionada. Por ejemplo, en ese rango de temperatura se podría pasar de producir un 100% de hembras a producir un 100% de machos. Un rango de error mayor podría provocar la muerte de todos los embriones.

No dejarse engañar por la resolución del indicador de temperatura o términos ambiguos sobre su precisión. Esa resolución suele ser falsa, pues su precisión (la diferencia entre la temperatura que marca el termostato y la real que tiene la incubadora) puede ser muy elevada (de varios grados C) aunque la resolución sea de una décima de grado. Suelen ser incubadoras más baratas. Es difícil establecer un precio umbral, pero en general, por debajo de 1.000 euros, las incubadoras es muy raro que tengan precisión suficiente. Entre 1.000 y 3.000 euros podría encontrar una incubadora con precisión aceptable, pero hay que hacer una evaluación cuidadosa de este tema. En muchos casos, es necesario hacer una comprobación directa con termómetros de precisión colocados dentro de la incubadora en el rango entre 28 y 30 °C. La precisión puede variar de temperatura baja a alta en el mismo aparato.

Si este es el único tipo disponible de incubadora y no hay tiempo para buscar otro tipo más adecuado, antes de colocar los huevos, se hará un test de temperatura comprobando la estabilidad del aparato y la diferencia entre la temperatura marcada por el termostato y la



de los loggers colocados en el interior en la zona en que estarán los huevos. Estas pruebas se harán durante un mínimo de 48 horas y se tomarán las decisiones y ajustes oportunos para la incubación de los huevos. Es mejor devolver los huevos a una playa cálida que mantenerlos en una incubadora que puede matarlos por exceso o falta de calor. Si se decide usar la incubadora, se mantendrá el seguimiento diario de la temperatura para confirmar que no se producen desvíos significativos de la temperatura. Se priorizará y garantizará siempre la producción de hembras evitando la aproximación a temperaturas letales.



Figura 60. Ejemplo de una incubadora de baja precisión. Imagen extraída de: <https://es.aliexpress.com/item/1005002293203361.html>

4. Estufas

¡NO RECOMENDADA!

Un tipo de aparato muy común en laboratorios que se suele confundir con una incubadora es la estufa. No necesita un termostato de precisión porque está diseñada para el secado o deshidratado de materiales y no precisa del uso de temperaturas concretas determinadas, por lo que carecen de la precisión necesaria para la incubación de huevos. El indicador de temperatura puede parecer preciso, pero no lo es, pudiendo ser la temperatura real varios grados mayor o menor de lo indicado. Su rango de calentamiento suele ser muy alto, alcanzando temperaturas muy elevadas. Un error o falta de precisión de solo dos grados podría cambiar totalmente la producción de sexos seleccionada. Por ejemplo, en ese rango de temperatura se podría pasar de producir un 100% de hembras a producir un 100% de machos. Un rango de error mayor podría provocar la muerte de todos los embriones.

Si este es el único tipo disponible de incubadora y no hay tiempo para buscar otro tipo más adecuado, se hará, antes de colocar los huevos, un test de temperatura comprobando la estabilidad del aparato y la diferencia entre la temperatura marcada por el termostato y la de los registradores colocados en el interior de la zona en la que estarán los huevos. Estas pruebas se harán durante un mínimo de 48 horas y se tomarán las decisiones y ajustes oportunos para la incubación de los huevos. Es mejor devolver los huevos a una playa cálida que mantenerlos en una incubadora que puede matarlos por exceso o falta de calor. Si se decide usar la incubadora, se mantendrá el seguimiento diario de la temperatura para confirmar que no se producen desvíos significativos de la temperatura. Se priorizará y garantizará siempre la producción de hembras evitando la aproximación a temperaturas letales.





GOBIERNO
DE ESPAÑA

VICEPRESIDENCIA
TERCERA DEL GOBIERNO
MINISTERIO
PARA LA TRANSICIÓN ECOLÓGICA
Y EL RETO DEMOGRÁFICO



Figura 61. Ejemplo de una estufa. Imagen extraída de: <https://www.netcare.com.br/laboratorio>

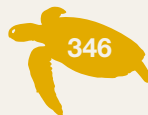
5. Incubadoras de poliespan o plástico

¡RECOMENDADA en sala con ambiente controlado!

Son mucho más manejables y baratas, y además tienen muy poco metal, pero la resistencia suele ser de metal y, por tanto, no se tiene la certeza de que se elimine cualquier potencial alteración en la orientación magnética de los neonatos. Suelen ser pequeñas y pueden ser necesarias dos o más para incubar todos los huevos. Su termostato suele ser de mala calidad y suele ser necesario el control riguroso de la temperatura de la sala donde esté la incubadora para mantener una incubación a temperatura estable deseada. En algunos casos, el termostato marca una temperatura diferente a la de incubación porque el aparato no es capaz de calentar o enfriar el interior de la incubadora hasta la temperatura deseada. Suele ocurrir cuando la temperatura de la sala es muy diferente a la temperatura seleccionada de incubación. Esto puede ocurrir cuando los responsables de la incubación no estén presentes (de noche, por ejemplo) causando graves cambios en la temperatura de incubación que pueden ser letales. Solo se debería usar en salas (o cámaras climáticas) con un sistema muy riguroso y efectivo de control de temperatura ambiente.

Se ha usado con mucho éxito en zonas tropicales o subtropicales, donde la temperatura ambiental es muy estable durante todo el día y a lo largo de muchos días. En estas zonas el acceso a incubadoras más grandes o electrónicas suele ser muy difícil. Sin embargo, no se recomienda para España si no se dispone de sala acondicionada.

Si este es el único tipo disponible de incubadora y no hay tiempo para buscar otro tipo más adecuado, se hará, antes de colocar los huevos, un test de temperatura comprobando la estabilidad del aparato y la diferencia entre la temperatura marcada por el termostato y la



de los registradores colocados en el interior de la zona en la que estarán los huevos. Estas pruebas se harán durante un mínimo de 48 horas y se tomarán las decisiones y ajustes oportunos para la incubación de los huevos. Es mejor devolver los huevos a una playa cálida que mantenerlos en una incubadora que puede matarlos por exceso o falta de calor. Si se decide usar la incubadora, se mantendrá el seguimiento diario de la temperatura para confirmar que no se producen desvíos significativos de la temperatura. Se priorizará y garantizará siempre la producción de hembras, evitando la aproximación a temperaturas letales.



Figura 62. Ejemplos de incubadoras de poliestireno y plástico. Imágenes extraídas de: <https://zoomed.com/reptibator/> (izquierda) y <https://www.reptilife.com> (derecha).

Referencias:

- Abalo-Morla, S., Marco, A., Tomás, J., Revuelta, O., Abella, E., Marco, V., ... & Belda, E. J. (2018). Survival and dispersal routes of head-started loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) post-hatchlings in the Mediterranean Sea. *Marine Biology*, 165(3), 1-17.
- Deeming, D. C. (2004). *Reptilian incubation: environment, evolution and behaviour*. Nottingham University Press.
- Booth, D. T. (2017). Influence of incubation temperature on sea turtle hatchling quality. *Integrative Zoology*, 12(5), 352-360.
- Burgess E. A., Booth D. T., Lanyon J. M. (2006). Swimming performance of hatchling green turtles is affected by incubation temperature. *Coral Reefs*, 25, 341–349.
- Shaver, D. J., & Caillouet Jr, C. W. (2015). Reintroduction of Kemp's ridley (*Lepidochelys kempii*) sea turtle to Padre Island National Seashore, Texas and its connection to head-starting. *Herpetological Conservation and Biology*, 10(1), 378-435.
- Yao, Y. T., Du, Y., Pan, J. X., Lin, C. X., Ji, X., & You, W. H. (2022). Incubating green turtle (*Chelonia mydas*) eggs at constant temperatures: Hatching success, hatchling morphology and post-hatch growth. *Journal of Thermal Biology*, 103182.





GOBIERNO
DE ESPAÑA

VICEPRESIDENCIA
TERCERA DEL GOBIERNO

MINISTERIO
PARA LA TRANSICIÓN ECOLÓGICA
Y EL RETO DEMOGRÁFICO