

# MANUEL DE RÉHABILITATION DE TORTUES MARINES



Sofía Pereira Figueroa  
Marcela Jáuregui Rodríguez  
Víctor Zavala Díaz



**QARAPARA**  
TORTUGAS MARINAS CHILE

# MANUEL DE RÉHABILITATION DE TORTUES MARINES

Auteurs :

**Sofía Pereira Figueroa**  
**Marcela Jáuregui Rodríguez**  
**Víctor Zavala Diaz**

Équipe de traduction :

**Tania Gilbert**  
**Stéphane Ciccione**  
**Mathieu Barret**  
**Monique Bécarie**

Pour

O.N.G. QARAPARA Tortugas Marinas Chile



Ce manuel a été écrit par Sofía Pereira, Marcela Jáuregui et Víctor Zavala, pour l'O.N.G. QARAPARA Tortugas Marinas Chile à des fins éducatives axées sur le domaine de la réhabilitation. La reproduction de cette publication doit être autorisée par les auteurs et/ou QARAPARA Tortugas Marinas Chile. La vente et la distribution à des fins commerciales sont interdites sans autorisation écrite préalable, tant par les auteurs du texte que par QARAPARA Tortugas Marinas Chile.

Cette publication doit être citée comme suit : Pereira-Figueroa S, M Jáuregui-Rodríguez & V Zavala-Díaz. 2025. *Manuel de réhabilitation de tortues marines*. QARAPARA Tortugas Marinas Chile. Santiago, Chile. 293 pp.

Illustrations :

Couverture et chapitres : Ignacia Muñoz Bardavid.

Pied de page : Francisco José Lagrifa.

Éditeur de photographie : Fabián Dominguez.

Première édition : 2022.

Édition traduite en Français : 2025.

ISBN : 978-956-420-706-3.



Les auteurs peuvent être contactés par mail aux adresses suivantes :

mrtmchile@gmail.com, Sofía Pereira (sofia.pereira.f@gmail.com), Marcela Jáuregui (marce.jauregui.r@gmail.com) et Victor Zavala (victor.zd@hotmail.cl).

Les traducteurs peuvent être contactés par mail aux adresses suivantes :

Tania Gilbert (tania.gilbertc@gmail.com), Mathieu Barret (mathieu.barret@museesreunion.re), Monique Bécarie (mo.becarie@wanadoo.fr) et Stéphane Ciccione (Stephaneciccione@cedtm-asso.org).



## PRÉFACE DES TRADUCTEURS

Cette édition du Manuel de Réhabilitation de Tortues Marines est une traduction de l'ouvrage original *Manual de Rehabilitación de Tortugas Marinas* écrit en espagnol par Pereira-Figueroa S, Jáuregui-Rodríguez M et Zavala-Díaz V dans le contexte chilien. L'objectif de cette traduction est de rendre accessible ces informations aux lecteurs francophones. La majeure partie du contenu de ce manuel est valable à l'international et constitue une source d'information pertinente pour la réhabilitation de tortues marines indépendamment du contexte national.

Cependant, le contenu n'ayant pas été adapté à la spécificité des territoires et administrations françaises ou francophones, **LE LECTEUR DOIT PRENDRE CONNAISSANCE DU CONTEXTE DANS LEQUEL IL TRAVAILLE ET S'IL SOUHAITE UTILISER CE MANUEL**, il doit prendre en compte le fait que certaines informations sont propres au contexte chilien.

Merci Sofia, Marcela, Victor et toute l'équipe de QARAPARA de nous avoir accordé votre confiance et de nous avoir permis de participer à ce projet. Nous espérons que cette traduction valorisera et honorera le travail que vous avez fourni pour mettre à disposition ces précieuses informations au plus grand nombre d'acteurs de la conservation et réhabilitation des tortues marines.

**Tania Gilbert, Stéphane Ciccione, Mathieu Barret et Monique Bécarie.**





## INFORMATION AU LECTEUR

Cet ouvrage s'adresse à tous ceux qui s'intéressent à la manipulation et à la réhabilitation de tortues marines, spécifiquement au personnel impliqué dans les domaines de la médecine vétérinaire et de la biologie. Les informations fournies sont conformes au contexte national, c'est-à-dire décrites conformément à la législation Chilienne et à son applicabilité dans le domaine de la manipulation et de la médecine vétérinaire.

Bien que ce manuel ait été conçu pour les professionnels du sauvetage et de la réhabilitation des tortues marines, il convient de préciser qu'au Chili, **AUCUNE PERSONNE, QUELLE QUE SOIT SA PROFESSION, NE PEUT ENTRER EN CONTACT AVEC DES TORTUES MARINES ÉCHOUÉES SANS L'AUTORISATION ET LA PRÉSENCE DU PERSONNEL DU SERVICE NATIONAL DE PÊCHE ET D'ACUICULTURE (SERNAPECA).**

Cette modalité peut varier selon le pays, il est donc recommandé de prendre connaissance des lois et des normes réglementations locales afin de d'agir de manière éthique et sûre.

Il est recommandé à toutes les personnes impliquées dans le sauvetage et la réhabilitation des tortues marines de **LIRE CE MANUEL DANS SON INTÉGRALITÉ ET D'ÉTUDIER LES NOUVELLES PRATIQUES** associées à ce domaine, avant de commencer le processus de réhabilitation. Des informations supplémentaires à celles fournies dans ce livre concernant le domaine de la médecine vétérinaire peuvent être trouvées gratuitement à l'adresse suivante : <https://seaturtleguardian.org/>.



# REMERCIEMENTS

Toute bonne aventure doit s'achever pour faire place à de nouveaux départs. Bien que le chemin parcouru pour créer ce livre ait été long et exténuant, il ne fait aucun doute que ce fut une expérience enrichissante.

C'est grâce à des personnes très courageuses et déterminées à améliorer la situation des tortues marines au Chili, que l'idée est née de créer ce manuel qui a été conçu à l'intérieur de Qarapara. Nous tenons à remercier toutes celles et ceux qui ont initié cette belle aventure et nous ont permis de réaliser ce manuel.

Ces courageux pionniers sont María José Brain, Rocío Álvarez, Lina Forero, Carol Medrano et Vanessa Ilukewitsch. Avec le temps, d'autres personnes enthousiastes nous ont rejoint Valentina Pinilla, Valentina País et Pía Fierro. Tous et chacun d'entre eux sont, sans aucun doute, d'excellents professionnels et de grands conservationnistes de la nature.

Il est impossible de tout savoir, d'avoir toutes les réponses, mais il y aura toujours des personnes sages et patientes qui auront la volonté d'aider ; celles vers qui nous pouvons nous tourner lorsque nous perdons la direction ou que le chemin est très difficile. C'est grâce à Karumbé (Uruguay) et au Lampedusa Turtle Rescue (Italie) que nous avons pu obtenir les outils qui nous ont permis de continuer quand tout était difficile. Merci infiniment de nous avoir accueillis et partagé votre expérience.

Ce livre est unique et spécial grâce à nos illustrateurs Ignacia Muñoz Barbavid et Francisco José Lagrifa, à notre éditeur photo Fabián Domínguez et tous ceux qui ont pris le temps de le relire, pour assurer la qualité de son contenu. Sans en dire plus, nous tenons à remercier nos relecteurs Daphne Wrobel, Virginia Ferrando, María Teresa Figueroa, Valeria Morales, Federico Arnaudo et Karen Eckert.

Nous serons éternellement reconnaissants pour toute la collaboration et le soutien que ces personnes et institutions nous ont apportés, car grâce à eux, nous avons pu mener à bien ce beau projet.

Nous espérons que ce manuel sera d'une grande aide et qu'il contribuera à prendre de meilleures décisions face à un cas de réhabilitation. Nous souhaitons sincèrement que tous les professionnels impliqués dans la réhabilitation des tortues marines aient accès à ces connaissances, afin qu'ensemble, nous puissions aider à la conservation de ces merveilleuses espèces.

**Sofía Pereira, Marcela Jáuregui et Víctor Zavala.**

# REMERCIEMENTS

Nous sommes heureux de voir comment le “Manuel de Réhabilitation de Tortues Marines” continue de grandir et de s’ouvrir un chemin pour atteindre un plus grand nombre de personnes, cette fois-ci traduit en français. Cela a été possible grâce à Tania Gilbert, étudiante en Médecine Vétérinaire, qui a bénévolement dédié plus d’un an à ce projet. Pour cela et bien plus encore, nous souhaitons la remercier pour tout le travail, le temps, l’investissement et l’amour qu’elle a consacrés à cette traduction. Nous tenons également à remercier son équipe de relecture Stéphane Ciccione et Mathieu Barret de “Kélonia, l’Observatoire des tortues marines de La Réunion” ainsi que Monique Bécarie et son équipe de soutien Daniella Freggi (Lampedusa Turtles Rescue) et Amandine Bottamedi. C’est grâce à vous tous que nous disposons aujourd’hui de la version française de ce livre. Il est primordial de dépasser les barrières linguistiques pour continuer d’avancer ensemble, contribuant ainsi au bien-être et à la conservation de ces espèces incroyables.

**Sofía Pereira, Marcela Jáuregui et Víctor Zavala.**

À 21 ans, étudiante à l’étranger et motivée par une mission de vie évidente, Sofía et Marcela m’ont fait l’honneur de me confier la traduction de cette nouvelle petite bible de la réhabilitation des tortues marines. Il s’agissait de trouver les mots pour coordonner le travail de “Grandes Personnes” ; Ceux qui ont construit mes rêves et dont le travail m’inspire chaque jour dans mon parcours.

L’égalité des chances est malheureusement loin d’être une réalité dans le monde, alors notre plus grand pouvoir est de savoir saisir les opportunités qui se présentent. Je crois donc qu’il est important d’apprendre à se connaître, de savoir s’écouter et d’être conscient de ce dont on est capable. Mais il est aussi primordial d’être lucide quant à ce que l’on souhaite accomplir et ce que l’on est disposé à investir pour y arriver. Entendre et suivre sa vocation peut être source de beaucoup d’énergie, de courage et de persévérance. Des ressources indispensables pour relever les défis qui permettent d’effleurer des rêves ambitieux.

Cette aventure pleine de sens à mes yeux a été fructueuse grâce au soutien infaillible de mes parents et mes sœurs qui croient en moi depuis toujours, de mes amis qui ne cessent de m’encourager et des mentors et modèles dont la considération et la confiance n’ont pas de prix. Merci à vous.

**Tania Gilbert.**

# PROLOGUE

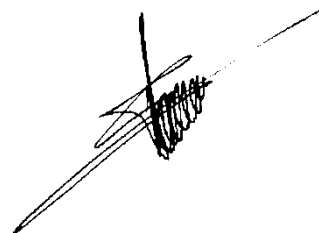
À l'échelle mondiale, les tortues marines sont confrontées à de nombreuses menaces qui influent sur leur état de conservation. Les captures accidentelles, l'ingestion de déchets solides, la perte d'habitat, la pollution par les métaux lourds et les composés organiques persistants ne sont que quelques-uns des facteurs qui compromettent la survie de leurs populations.

La réhabilitation est l'un des piliers sur lesquels repose la conservation. En plus de permettre à « l'animal de fonctionner à nouveau » tant dans son aspect sanitaire, physique que comportemental, il permet d'accroître les connaissances sur l'espèce par la recherche. Il contribue également à l'amélioration des pratiques de manipulation et à la formation des professionnels et techniciens spécialisés.

La réhabilitation des tortues marines découle de l'observation d'un nombre non négligeable d'échouages de spécimens vivants dans un état de santé plus ou moins grave, soit pour des causes naturelles, soit pour des causes anthropiques. Et bien que la réhabilitation de la faune soit une question sensible, car la probabilité de réinsertion d'un animal dans son environnement naturel est faible, dans le cas des tortues marines, un nombre considérable d'animaux soignés parvient à retourner à l'état sauvage.

Ce manuel renforcera la recherche et la conservation des tortues marines au Chili et rapprochera ces animaux charismatiques des communautés côtières et du secteur de la pêche afin d'améliorer leurs pratiques lorsqu'ils interagissent avec eux. Le lecteur y trouvera des informations actualisées sur les techniques de manipulation des tortues en réhabilitation, ainsi que sur leur écologie et leur biologie.

Je salue la création de ce matériel, le considérant d'une importance vitale pour la formation, la connaissance et la diffusion dans le domaine de la protection de ces animaux millénaires.



Alejandro Fallabrino  
Directeur exécutif de l'O.N.G. Karumbé

# TABLE DES MATIÈRES

<b>Chapitre I : CHAMPS D'APPLICATION ET OBJECTIFS</b>	11
1. Champs d'application	12
2. Objectif général	13
3. Objectifs spécifiques	13
<b>Chapitre II : CONSIDÉRATIONS GÉNÉRALES</b>	14
<b>Chapitre III : CONCEPTS GÉNÉRAUX DE LA                   RÉHABILITATION DE L'ORDRE TESTUDINES</b>	16
<b>Chapitre IV : BIOSÉCURITÉ</b>	18
1. Prévention de risques physiques	20
2. Prévention de risques biologiques	21
3. Recommandations d'hygiène et de désinfection pour le personnel	23
4. Recommandations pour la prévention de contagions entre spécimens	25
5. Protection de l'environnement	26
6. Recommandations d'hygiène et de désinfection pour les visiteurs	26
7. Considérations en cas de Fibropapillomatose	27
<b>Chapitre V : PREMIÈRES ÉTAPES DU SAUVETAGE</b>	29
1. Contact avec les autorités	30
2. Registre photographique	32
3. Identification d'espèces	37
4. Dimorphisme sexuel	43
5. Poids	45
6. Indice de condition corporelle	47
7. Manipulation	50
8. Transport	55

<b>Chapitre VI : PROCESSUS DE REHABILITATION</b>	60
1. Réception au centre de soins	62
2. Évaluation initiale	63
3. Examen clinique	68
4. Prise d'échantillons et examens	82
5. Traitements	105
6. Alimentation pendant le processus de réhabilitation	128
7. Soins quotidiens	139
8. Fin du processus de réhabilitation	143
9. Maintient <i>ex situ</i> de tortues marines pendant la période de réhabilitation	150
10. Euthanasie	155
 <b>Chapitre VII : PROBLÈMES LES PLUS COMMUNS</b>	
<b>CHEZ LES TORTUES MARINES AU NIVEAU NATIONAL</b>	157
1. Syndrome de débilitation chronique	158
2. Traumatismes de la peau, de la carapace et du plastron	173
3. Fractures	182
4. Hameçons et lignes de pêche	191
5. Enchevêtrements	206
6. Troubles de flottabilité	216
 <b>CHAPITRE VIII : PROBLÈMES D'IMPORTANCE INTERNATIONALE RARES</b>	
<b>AU CHILI</b>	233
1. Fibropapillomatose	234
2. Hydrocarbures	243
3. Syndrome de décompression	252
 <b>ANNEXES</b>	261
Annexe 1 : Clés morphologiques pour l'identification	262
Annexe 2 : Description de technique de réanimation cardiopulmonaire (RCP) pour tortues marines	264



<b>APPENDICES</b>	265
Appendice 1 : Contact SERNAPESCA et offices régionaux	266
Appendice 2 : Résumé des évènements d'hybridation reportés entre tortues marines appartenant à la famille Cheloniidae.	269
Appendice 3 : Mesures corporelles standardisées	270
Appendice 4 : Fiche d'échouage	271
Appendice 5 : Guide d'examen neurologique	272
Appendice 6 : Quadrants pour la localisation des épibiontes chez les Cheloniidae	273
Appendice 7 : Résumé des principes actifs, doses et voies d'administration utilisés chez les tortues marines	275
<b>RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES</b>	279

*CHAPITRE I*

# **CHAMPS D'APPLICATION ET OBJECTIFS**



## CHAMPS D'APPLICATION

Le manuel suivant présente les aspects logistiques et techniques pertinents à considérer face à un cas d'échouage de tortues marines sur les côtes du Chili. Bien que ce livre ait été créé en tenant compte de notre réalité nationale, bon nombre des techniques, procédures et maladies décrites peuvent être extrapolées à d'autres pays et situations.

La tortue verte ou *Chelonia mydas* (Linnaeus, 1758) a été choisie comme modèle pour les procédures cliniques, cependant, s'il existe des différences pertinentes avec d'autres espèces, celles-ci seront mentionnées.

Une grande partie de la méthodologie proposée est destinée à la lecture et à la mise en œuvre par les professionnels de la médecine vétérinaire, en cas de nécessité, certaines des lignes directrices peuvent être suivies par des personnes sans connaissances spécifiques dans le domaine. Cependant, il est toujours conseillé de s'appuyer sur des avis de professionnels.

# OBJECTIFS

## *OBJECTIF GÉNÉRAL*

Le document suivant a pour principal objectif de fournir des directives générales concernant le processus de sauvetage et de réhabilitation des tortues marines.

## *OBJECTIFS SPÉCIFIQUES*

1. Fournir des connaissances générales sur le processus de réhabilitation de l'ordre des Testudines.
2. Indiquer les mesures de biosécurité à prendre en compte en travaillant avec des tortues marines.
3. Décrire les étapes initiales du processus de sauvetage et de réhabilitation de tortues marines.
4. Décrire le processus de réhabilitation des tortues marines présentes au Chili.
5. Décrire les affections les plus communes au niveau national (Chili) et international chez les tortues marines, ainsi que leur traitement respectif.

*CHAPITRE II*  
**CONSIDÉRATIONS GÉNÉRALES**



La thérapie de réhabilitation implique de réadapter et de rendre ses capacités à l'animal en termes sanitaire, physique et comportemental, afin qu'il soit capable de réintégrer son environnement naturel en accord avec les besoins biologiques de son espèce. De cette façon, l'animal réhabilité doit être capable de survivre et se reproduire dans son habitat naturel.

La réhabilitation est un processus lent, délicat et complexe, qui dépend principalement de l'état dans lequel l'animal est récupéré et nécessite un ensemble important de ressources matérielles, économiques et humaines pour son succès. Par conséquent, avant d'entamer tout processus de réhabilitation, il est important de déterminer les ressources disponibles et de planifier leur utilisation aussi efficacement que possible.



*CHAPITRE III*

**CONCEPTS GÉNÉRAUX DE LA  
RÉHABILITATION DE L'ORDRE  
TESTUDINES**



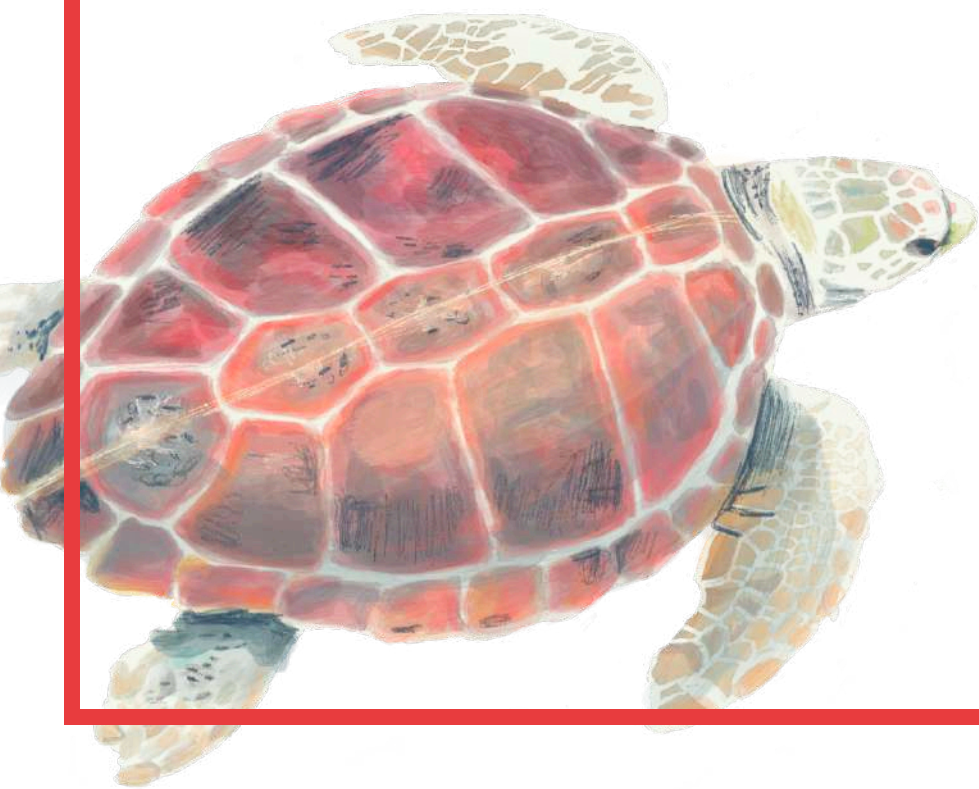
En termes thérapeutiques, la classe Reptilia est l'une des moins étudiées et présente certaines particularités qui doivent être prises en considération, telles que, par exemple, le fait qu'il s'agisse d'animaux ectothermes, c'est-à-dire qu'ils dépendent de la température externe ou environnante pour atteindre des niveaux optimaux de métabolisme, n'étant pas capables de générer et de maintenir leur propre température. Cependant, les tortues marines ont quelques adaptations qui leur permettent de conserver la chaleur corporelle :

- Génération de chaleur endothermique : fait référence à l'obtention de chaleur par le tissu adipeux brun.
- Réduction de la perte de chaleur dans les nageoires : il a été démontré que *Dermochelys coriacea* (Vandelli, 1761) présente, à la base de chaque membre, un système artérioveineux à contre-courant qui permet de réduire la perte de chaleur dans le centre du corps.
- Thermogénèse musculaire : fait référence à la génération de chaleur dans les muscles pectoraux qui a été étudiée chez *C. mydas* (Santadora 1982).

Il faut tenir compte du fait qu'une tortue en réhabilitation peut avoir ces qualités altérées. Il est donc fondamental de surveiller et de contrôler la température de l'eau dans laquelle celle-ci est maintenue.

Les tortues marines ont un système physiologique très résistant. Les processus pathologiques évoluent plus lentement et les symptômes de la maladie sont souvent inapparents. Par conséquent, lorsqu'un animal entame le processus de réhabilitation en mauvais état, il faut considérer qu'il est probablement dans un état de détérioration avancé. Cette caractéristique entraîne des traitements de longue durée et souvent inefficaces.

*CHAPITRE IV*  
**BIOSÉCURITÉ**



La biosécurité appliquée en centres de réhabilitation de tortues marines doit impliquer une série de mesures (Stamper *et al.* 2017) qui visent à garantir les éléments suivants :

- Les tortues : qui sont hospitalisées.
- Le personnel : pour éviter qu'il ne contracte des zoonoses.
- Les populations naturelles : lors des relâchés de tortues réhabilitées.
- Les animaux vivant en liberté : qui entrent en contact avec l'eau utilisée et rejetée par le centre.

Les protocoles de biosécurité peuvent présenter des variations d'un centre à un autre, mais tous doivent identifier les risques pour la santé et déterminer comment ils sont évalués, gérés et quelle doit être la communication concernant les facteurs de risque. Ces protocoles doivent inclure de manière complète ou partielle les aspects suivants :

- Gestion de l'approvisionnement et du rejet des eaux.
- Quarantaine.
- Gestion des visites et accès aux différentes zones.
- Mouvements des animaux et du personnel dans le centre.
- Réduction de la pollution.
- Plans de réponse en cas d'apparition d'une maladie.
- Protocole de désinfection des bassins et du matériel.
- Mesures pour prévenir la transmission de zoonoses.
- Surveillance des bactéries multirésistantes.
- Gestion et conservation de la nourriture.
- Gestion des déchets.

## PRÉVENTION DE RISQUES PHYSIQUES

Pour éviter les lésions tant sur le personnel que sur la tortue, lors des manipulations il est important de :

- Ne pas présenter la main face à la tête de la tortue. En cas de morsure, il faut éviter de paniquer et de faire des mouvements brusques, car cela pourrait aggraver la situation. Il est suggéré d'attendre que la tortue ouvre le bec ou bien d'essayer de l'ouvrir comme expliqué dans la section traitements du chapitre V.
- Durant la manipulation, toujours utiliser un tissu humide couvrant les yeux de la tortue pour réduire le stress occasionné en veillant à ne pas obstruer les narines.
- Toujours effectuer des mouvements lents et réfléchis en s'approchant de l'animal ou lors des manipulations. Idéalement, pour une plus grande sécurité tant de l'opérateur que de la tortue, une deuxième personne doit maintenir l'animal tout au long de la manipulation.

Plus d'informations quant à la manipulation et à la contention des tortues marines sont décrites au Chapitre V, section : Manipulation.

## PRÉVENTION DE RISQUES BIOLOGIQUES

Ce type de risque implique la transmission d'agents bactériens, viraux ou parasitaires vers le personnel et visiteurs (zoonoses), vers les animaux en réhabilitation (anthropozoonoses), entre tortues et vers l'environnement.

Les tortues marines sont porteuses d'une grande quantité de bactéries gram négatives et positives qui ont été identifiées comme infectieuses pour les humains, comme par exemple, *Vibrio* spp., *Aeromonas* spp., *Pseudomonas* spp., *Enterococcus* spp. et *Salmonella* spp., entre autres. Contrairement aux autres reptiles, le risque de transmission des *Salmonella* spp. par les tortues marines reste faible.

Bien que des études indiquent que la consommation de tortues marines implique un risque, leurs soins quotidiens ne présentent pas de danger pour le personnel (Stamper *et al.* 2017).

La transmission de pathogènes peut se produire par contact direct ou indirectement par l'eau, par vecteurs passifs ou par manipulation des aliments. Quelques suggestions de nettoyage et de désinfection des objets, des instruments et des bassins sont présentées ci-dessous :

1. Tout élément impliqué dans le transport doit être nettoyé et désinfecté avant et après le transfert des animaux au centre.
2. Si de l'eau provenant de l'océan est utilisée, elle doit être filtrée avant d'être utilisée pour les bassins où sont maintenues les tortues marines, car elle constitue une voie d'entrée pour les pathogènes dans le centre de soins.
3. Les bassins où sont accueillies les tortues marines peuvent être nettoyés avec de l'eau douce pour éliminer les débris de *biofilms* et de matière organique qui peuvent inactiver les produits de désinfection. Les bassins doivent ensuite être désinfectés avec du chlore (0,5 à 1 ppm) ou avec de l'ammonium quaternaire (l'alcool, la chlorhexidine, les produits à base de





peroxyde d'hydrogène, etc. peuvent également être utilisés) et rincés abondamment pour éviter que les tortues ne soient en contact avec des substances irritantes.

4. Il est fondamental de connaître l'usage et la concentration du produit qui va être utilisé, en plus du temps d'action nécessaire.

5. Pour nettoyer les instruments et les outils utilisés, la chlorhexidine et l'ammonium quaternaire sont recommandés. Les instruments chirurgicaux ou ceux de ponction doivent être stérilisés avant et après avoir été utilisés pour chaque tortue.

6. Des assecs sanitaires en laissant sécher à l'air libre et au soleil les bassins et/ou le matériel est considéré comme un moyen permettant d'éliminer un grand nombre de pathogènes sans utiliser de produit chimique.

7. Il est très important de nettoyer et de désinfecter le matériel et les serviettes entre chaque utilisation pour prévenir de la contamination croisée.

La fréquence des nettoyages et la maintenance des bassins où sont maintenues les tortues sont détaillées dans le Chapitre VI, section : Traitements de ce manuel.

## RECOMMANDATIONS D'HYGIÈNE ET DE DÉSINFECTION POUR LE PERSONNEL

Les mesures d'hygiène et de protection du personnel sont les mêmes que celles qui doivent être prises lors du travail avec tout animal faisant l'objet de soins médicaux :

- Le personnel doit manipuler les animaux le moins possible. En plus de se laver et se désinfecter les mains et les bras, avant et après la manipulation et d'un animal à l'autre.
- Utiliser des gants en nitrile ou en latex chaque fois qu'un animal va être manipulé. Ils doivent être changés d'un animal à l'autre. Si les gants se déchirent, ils doivent être changés immédiatement.
- L'usage du masque est recommandé lors de la réalisation de soins vétérinaires.
- Les objets courts tranchants doivent être jetés dans un contenant spécial, de préférence en plastique épais et résistant, qui ne se casse pas et qui ne pourra pas être traversé par une aiguille.
- Les éléments jetables (ex : gants, masques, aiguilles) doivent être jetés une fois la manipulation et/ou la procédure médicale terminée.
- Éviter le contact direct avec les sécrétions, les selles ou le sang. En cas de contact avec ceux-ci, laver immédiatement la zone avec de l'eau potable et désinfecter.
- Lors de la manipulation des tortues, le personnel doit éviter de porter des bijoux et doit avoir les cheveux attachés pour qu'ils n'entrent pas en contact avec l'eau des bassins ou avec l'animal.
- En cas de blessure accidentelle d'un membre du personnel, celui-ci doit recevoir les premiers soins et, si nécessaire, être transféré à un centre médical.
- Les pratiques de prévention efficaces pour le personnel sont les suivantes : lavage fréquent des mains et des bras, changement de vêtements sales et douche après avoir travaillé avec l'animal.

Il est recommandé que les personnes suivantes n'entrent ni en contact avec l'eau des bassins ni avec les tortues en réhabilitation : opérateurs présentant des plaies ou des abrasions sur les mains ou les bras, les personnes immunodéprimées, les femmes enceintes et les personnes à risque (personnes âgées et enfants).

La consommation ou la manipulation d'aliments (pour le personnel ou pour les tortues) doit s'effectuer dans une zone séparée de celle des bassins et ne doit jamais être réalisée pendant une procédure.

De manière générale, il est recommandé de considérer que tous les animaux peuvent être une source de contagion par des agents pathogènes zoonotiques (zoonoses).

## RECOMMANDATIONS POUR PRÉVENIR LA CONTAGION ENTRE SPÉCIMENS

En cas de présence de plus d'une tortue dans le centre, il faut travailler de l'animal le plus « sain » au plus malade et dans l'ordre chronologique d'arrivée au centre. D'autres précautions minimales doivent être prises, telles que :

- Lors de la manipulation, éviter les éclaboussures et dans le centre, il est recommandé de transférer les tortues sur une plateforme plutôt qu'avec les mains pour éviter que l'urine de l'animal ne contamine l'opérateur ou les autres surfaces.
- Il doit y avoir une séparation physique entre les bassins et chacun d'entre eux doit avoir son propre système d'approvisionnement en eau.
- Tous les outils et ustensiles doivent être nettoyés et désinfectés entre chaque usage et chaque tortue.
- L'idéal serait d'avoir une zone de quarantaine avec système *all-in-all-out*, mais compte tenu de son coût et de la quantité d'échouages annuels dans le pays, il est compréhensible que ce système ne soit pas applicable. Cependant, s'il est possible il est fortement recommandé.
- Les morts doivent être signalées à SERNAPESCA ou aux services d'équarrissage locaux pour déterminer comment sera traité le cadavre (enterré ou incinéré) après avoir réalisé la nécropsie et l'obtention d'échantillons pertinents.

## PROTECTION DE L'ENVIRONNEMENT

Étant donné que, dans certains cas, les centres de réhabilitation sont fortement liés à l'éducation environnementale et au respect de l'environnement, il convient de réfléchir à la manière dont l'eau utilisée dans les réservoirs sera éliminée car elle peut contenir, entre autres, des résidus de médicaments et des agents pathogènes. Le centre doit se renseigner pour savoir si la commune où il se trouve autorise l'évacuation de l'eau salée par le système d'égouts municipaux.

Si l'usage de l'égout municipal n'est pas possible ou si on le souhaite comme mesure additionnelle, l'eau des bassins peut être traitée par ozonisation, chloration (max. 0,5ppm) ou par déchloration avec du thiosulfate de sodium pour éliminer les pathogènes et par ozonisation ou filtration au charbon actif pour éliminer les résidus de médicaments. De plus, il est conseillé que les rejets soient aussi espacés que possible dans le temps.

## RECOMMANDATIONS D'HYGIÈNE ET DE DÉSINFECTION POUR LES VISITEURS

Ces mesures sont très similaires à celles suggérées pour le personnel mais il convient de prêter une attention particulière à ce que les boissons et la nourriture soient consommées dans une zone séparée de celle des bassins et lorsqu'ils se trouvent dans celle-ci, les visiteurs ne puissent avoir de contact direct ni avec les animaux ni avec les éléments dans lesquels ils se trouvent, c'est-à-dire, qu'ils ne doivent pouvoir observer les tortues marines qu'à une distance prudente.



## CONSIDÉRATIONS EN CAS DE FIBROPAPILLOMATOSE

La fibropapillomatose (FP) est une maladie qui a récemment été décrite au Chili (Álvarez-Varas *et al.* 2019) et qui se caractérise par une forte contagiosité et un grand affaiblissement des tortues atteintes. Les animaux présentant des symptômes compatibles avec la FP doivent être maintenus complètement séparés des autres tortues en réhabilitation.

Face à une tortue suspectée d'être atteinte de FP, il faut adopter des **PROTOCOLES DE BIOSÉCURITÉ STRICTS** quant à la gestion de l'équipement et du matériel utilisé. Par exemple, pour nettoyer et désinfecter les vêtements du personnel qui entre en contact avec une tortue atteinte, il est recommandé d'utiliser du chlore à 5% de concentration pendant 5 à 10 min. Pour nettoyer les surfaces, du chlore à 3% pendant 10 min, ce qui est efficace contre les virus enveloppés. Une autre option est le peroxymonosulfate de potassium à 1% pendant 10 min, qui est considéré comme étant à large spectre, incluant les virus enveloppés et non enveloppés (Page-Karjian & Herbst 2017).

Dans la mesure du possible, il est conseillé d'utiliser un système d'approvisionnement d'eau séparé et d'informer le personnel sur la maladie. Étant donné que l'expérience nationale en matière de réhabilitation de tortues marines présentant une symptomatologie positive est très limitée, les mesures prises par les pays plus expérimentés sont présentées.

- Face à une tortue présentant une symptomatologie concordante, il faut réaliser des examens pour déterminer la présence de tumeurs internes (Chapitre VII, section : Fibropapillomatose). Si l'animal en présente, une pratique commune est l'euthanasie. Cependant, ces espèces faisant l'objet de lois et de conventions nationales et internationales, cette décision doit être prise entre le vétérinaire traitant et l'autorité nationale responsable.
- Si la tortue ne présente que des tumeurs externes, deux manières de procéder ont été décrites :



1. Après ablation des tumeurs, la tortue est gardée au centre de réhabilitation pendant 12 à 18 mois pour évaluer si les tumeurs réapparaissent sur les zones d'ablation ou ailleurs sur le corps (Stamper *et al.* 2017). Seules les grandes tumeurs, ou celles qui compromettent les fonctions vitales de l'animal doivent être retirées. L'ablation des fibropapillomes ne doit pas être effectuée comme chirurgie esthétique car l'incision chirurgicale peut stimuler la croissance de nouvelles tumeurs.

2. Lors d'un échouage massif provoqué par un "Cold stunned" aux États-Unis, il a été décidé que les tortues qui présentaient des tumeurs n'affectant pas leurs fonctions vitales (vision, alimentation et mobilité) et qui avaient une bonne condition corporelle, devraient être relâchées une fois remises de l'hypothermie et une fois les plaies post-chirurgicales de l'ablation des tumeurs cicatrisées. Dans ce cas, les petites tumeurs ou celles ne compromettant pas la survie de l'animal, n'ont pas été extraites. Cette décision a été prise en considérant trois facteurs : (1) certaines tumeurs se résorbent chez les tortues saines, (2) d'autres se régénèrent après avoir été extraites et (3) l'agent étiologique est présent dans l'habitat qu'elles fréquentent (Di Bello *et al.* 20017, Innis & Staggs 2017).

En règle générale, il est recommandé de libérer les tortues marines présentant des tumeurs aussi tôt que le permet leur état de santé et/ou la cicatrisation des plaies post-chirurgicales. En particulier si la majorité des tortues en réhabilitation ne présentent pas la maladie. Et ce, parce que les animaux symptomatiques sont porteurs d'une plus grande quantité d'agents infectieux sur la peau, le corps et dans l'urine que les animaux asymptomatiques. Mais aussi parce que la dissémination de la maladie peut dépendre de l'existence de spécimens hautement contagieux connus sous le nom anglais "FP-positive super spreader".

Finalement et tenant compte de l'existence d'animaux asymptomatiques, il est important de souligner que les mesures de biosécurité doivent toujours être prises, en particulier avec les spécimens appartenant à l'espèce *C. mydas*, lesquels doivent séjourner au centre le moins longtemps possible (Chapitre VII, section : Fibropapillomatose).



*CHAPITRE V*  
**PREMIÈRES ÉTAPES DU SAUVETAGE**



Les cas d'échouage doivent être abordés par étapes, lesquelles doivent être travaillées suivant des protocoles standardisés dépendant des aspects anatomiques et physiologiques propres à chaque espèce. Pour cette raison, il est fondamental que le personnel en charge soit **PRÉALABLEMENT INFORMÉ** de ces étapes et de comment elles doivent se dérouler au cours de la réhabilitation pour ainsi diminuer le stress causé à la tortue prise en charge et garantir le bien-être physique et professionnel du personnel impliqué.

Les étapes constituant le processus de sauvetage et de réhabilitation appliqué à un échouage de tortues marines au Chili sont présentées ci-dessous.

## CONTACT AVEC LES AUTORITÉS

Tout organisme ou personne physique qui trouve une tortue échouée doit immédiatement contacter l'autorité compétente, qui dans le cas du Chili correspond au Service National de Pêche et Aquaculture (SERNAPESCA) pour relater l'état et la situation dans lesquels ont été retrouvée la tortue (Tableau 1). Cette autorité déterminera où et comment elle doit être transférée et qui en aura la responsabilité. Les informations nécessaires pour contacter SERNAPESCA régional se trouvent à la fin de ce manuel (Appendice 1).

**TABLEAU 1** : Données minimales et indispensables à récolter face à un échouage de tortue marine. Toutes les données recueillies doivent être fournies au moment du signalement aux autorités compétentes\*.

Informations générales de l'échouage	Informations spécifiques à l'animal
Identification de la personne qui reporte l'échouage	Identification de l'espèce
Lieu de l'échouage (le plus précis possible)	Sexe et stade (juvénile, immature, adulte)
Date et heure de l'évènement	Condition corporelle
Conditions dans lesquelles a été trouvée la tortue : <ul style="list-style-type: none"> <li>• Échouée sur la plage</li> <li>• Flottant à la surface de l'eau sans résister au moment de la capture</li> </ul>	Présence d'interaction avec : <ul style="list-style-type: none"> <li>• Matériel de pêche : filet, ligne, etc.</li> <li>• Résidus polluants : déchets plastiques, carburants, etc.</li> <li>• Autres animaux ou éléments liés à l'environnement : morsures, blessures de la carapace, etc.</li> </ul>
État de la tortue : vivante / morte	Présence d'épibionte (cirripèdes, crabes et/ou algues) ou ectoparasites (sangsues)

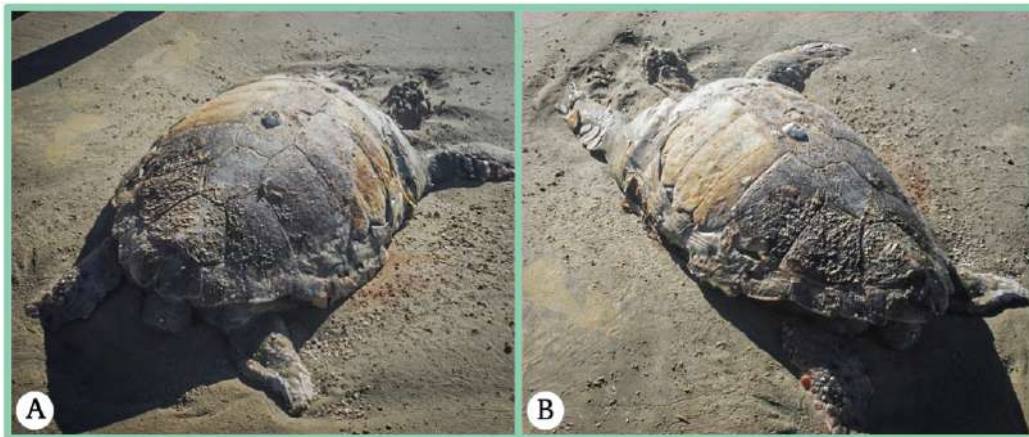
\*Source d'information : élaboration propre.

## REGISTRE PHOTOGRAPHIQUE

### *PHOTOGRAPHIES DE L'ÉCHOUAGE*

Des photographies doivent être prises pour illustrer les conditions et la situation dans lesquelles a été trouvée la tortue (Fig. 1). **LA TORTUE NE DOIT PAS ÊTRE BOUGÉE** avant de prendre ces photographies. Il est important que le fond des images soit uniforme et de tonalité neutre, pour faciliter l'analyse postérieure des photographies obtenues.

Dans le cas où la tortue est trouvée avec des restes de filets ou d'hameçons, ils doivent également être photographiés (Phelan & Eckert 2006). **MINIMUM 4 PHOTOGRAPHIES** doivent être prises pour identifier et individualiser l'échouage.

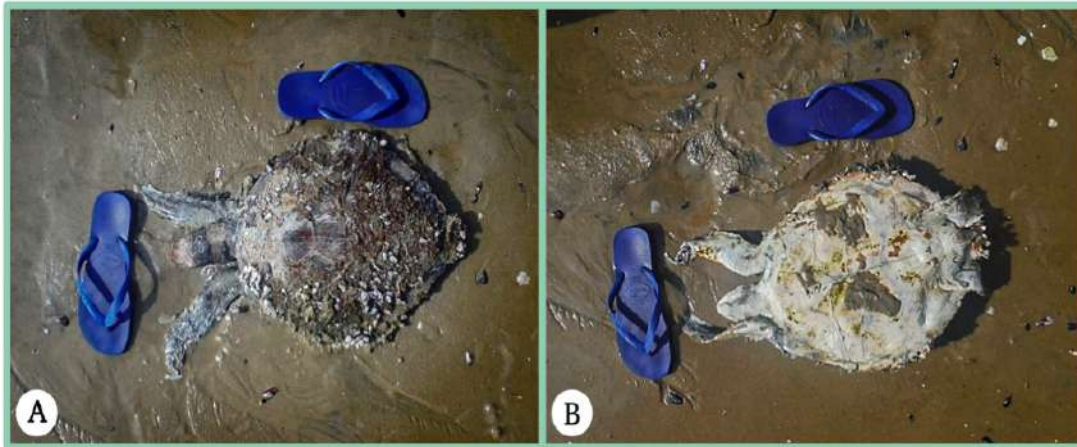


**FIGURE 1 :** Tortue caouanne échouée morte (*Caretta caretta*). (A et B) Différents angles d'observation permettant d'apprécier l'état de décomposition avancé de l'animal, photographie : Sofia Pereira-Figueroa.

### *PHOTOGRAPHIE DORSALE ET VENTRALE DU CORPS ENTIER*

Ces photographies doivent être prises de manière parallèle au sol et doivent inclure la tortue en entier (tête, carapace, nageoires antérieures et postérieures). Afin de mesurer ces caractéristiques, il est recommandé d'inclure une échelle à chacune des photographies (pied de

mètre ou règle). En cas d'utilisation d'un objet du quotidien, ses dimensions doivent être connues (Fig. 2). En plus, la tortue doit être complètement à l'ombre ou au soleil pour une image plus nette.



**FIGURE 2 :** Échouage de tortue verte (*Chelonia mydas*), où une savate est utilisée comme référence pour estimer la taille du spécimen. (A) Photographie dorsale où peut être observée une grande quantité d'algues et d'épibiontes sur la carapace et (B) Photographie ventrale de l'animal. Photographie : Sofia Pereira-Figueroa.

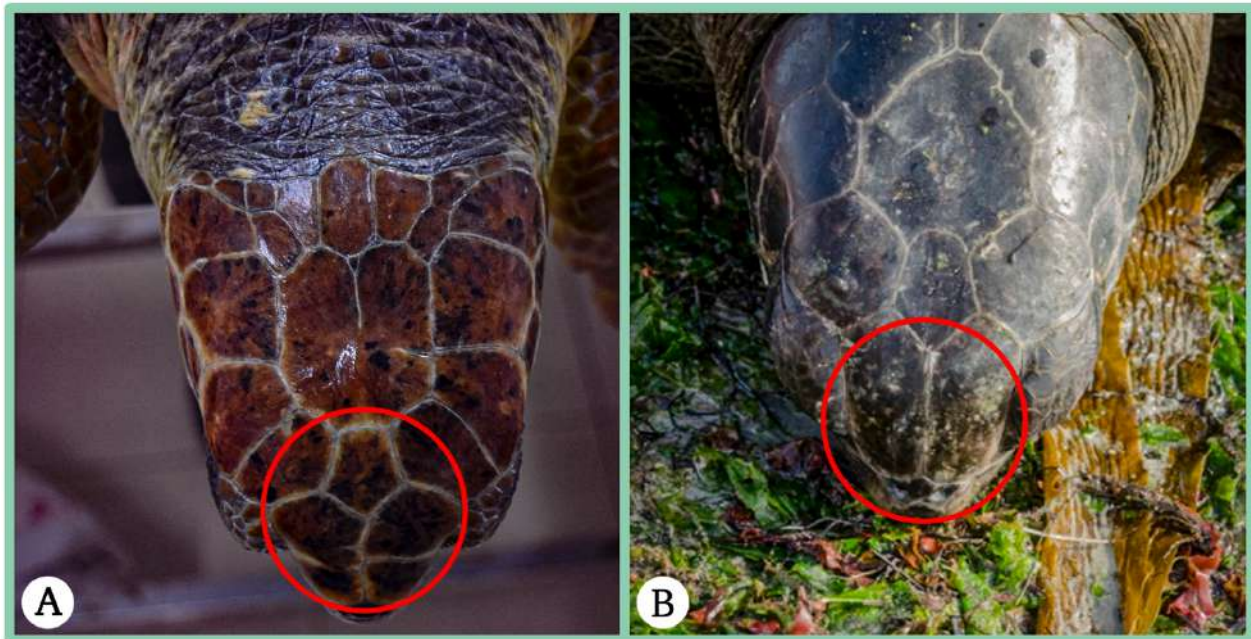
## *PHOTOGRAPHIE DORSALE DE LA TÊTE*

La photographie doit être centrée sur les écailles préfrontales (Fig. 3), la lentille de la caméra doit être positionnée parallèle à la tête.

## *PHOTOGRAPHIE LATÉRALE DE LA TÊTE (DROITE ET GAUCHE)*

La photo doit être centrée sur les écailles postorbitales et préorbitales de chaque côté de la tête (Fig. 4) car ces écailles forment un patron unique qui présente peu de variation au cours du cycle de vie des tortues marines (Carpentier *et al.* 2016). La lentille doit être parallèle à la tête de la tortue et le fond doit, dans la mesure du possible, être de couleur uniforme et neutre.





**FIGURE 3 :** Photographie dorsale de la tête de tortues marines où peuvent être observées les différences des écailles préfrontales tant par leur nombre que par leur patron (cercle rouge). (A) Photographie de tortue caouanne (*Caretta caretta*) avec une tonalité uniforme et neutre et (B) Photographie de tortue verte (*Chelonia mydas*) surexposée et n'ayant pas la luminosité adéquate pour apprécier les tons clairs, dans ce cas, il est suggéré de réduire l'exposition ou de prendre une photographie à l'ombre pour éviter le reflet provoqué par la brillance naturelle de l'animal. Photographie : (A) Lampedusa Turtle Rescue, Italie et (B) O.N.G. QARAPARA, Chili.



**FIGURE 4 :** Photographie latérale de la tête d'une tortue verte (*Chelonia mydas*). (A) Gauche et (B) Droite. Le patron des écailles préorbitales est unique et ne présente pas de variation dans le temps et au cours de la vie d'une tortue. Photographies : O.N.G. QARAPARA, Chili.

## PHOTOGRAPHIE DES MARQUES NATURELLES

Dans le cas où la tortue présente un type de tissu contrastant avec le reste de la peau ou de la carapace, également connu sous le nom de "marque vivante" (Phelan & Eckert 2006), ces marques doivent être recensées. Ceci est particulièrement important chez les tortues luths, où la forme du « Pink spot » présente sur la partie dorsale de la tête (Fig. 5) est unique à chaque spécimen.



**FIGURE 5 :** Marque "Pink spot" (cercle jaune) d'une tortue luth femelle (*Dermochelys coriacea*), à La Playona, Colombie. Photographie : Juan Manuel Rodríguez Barón.

## PHOTOGRAPHIE DES MARQUES D'IDENTIFICATION

Si la tortue trouvée (vivante ou morte) présente des marques d'identification unique en métal ou autre matériau sur ses nageoires (Fig. 6), le numéro de ces marques doit être enregistré, photographié et communiqué à l'autorité pertinente. Les marques d'identification unique présentes sur les tortues vivantes ne doivent pas être extraites, à moins qu'elles ne se détachent ou qu'elles ne blessent l'animal.





**FIGURE 6 :** Marque métallique avec un numéro d'identification unique sur la nageoire droite d'une tortue verte (*Chelonia mydas*). Photographie : O.N.G. QARAPARA, Chile.

## PHOTOGRAPHIE DES AUTRES CARACTÉRISTIQUES

Il est important de relever la quantité et l'état des écailles, la présence d'épibiontes, de marques, de cicatrices ou l'amputation totale ou partielle d'un membre (Fig. 7), en incluant à chaque photo un pied de mètre ou une règle qui permette de mesurer la taille de ces caractéristiques.

Bien que *D. coriacea* n'ait pas d'écaille (excepté au stade de nouveau-né), dans la mesure du possible, il est recommandé de prendre les photographies suivant les protocoles précédemment mentionnés.



**FIGURE 7 :** Tortues verte (*Chelonia mydas*). (A) Avec absence de nageoire pectorale gauche ; (B) Avec une cicatrice et (C) avec épibionte (cirripède) sur la carapace. Photographie : Sofía Pereira-Figueroa.

## IDENTIFICATION D'ESPÈCES

Des sept espèces de tortues marines qui existent dans le monde, cinq sont présentes à un moment donné de leur cycle de vie sur les côtes chiliennes. Afin de faciliter leur identification, les principales caractéristiques morphologiques des espèces présentes sur les côtes du pays sont brièvement décrites dans cette section. Pour davantage d'informations, se référer à l'annexe 1.

Il convient de mentionner que des hybridations entre espèces de tortues marines ont été reportées, ce qui implique l'existence de spécimens présentant des caractéristiques physiques comme génétiques de deux espèces. Il n'est cependant pas impératif que les hybrides présentent une morphologie mixte, ce qui explique qu'une évaluation visuelle seule ne permette pas une identification précise de ces spécimens (Brito *et al.* 2020).

Le moyen le plus fiable d'identifier une tortue hybride est l'étude des marqueurs mitochondriaux (ADNmt) lesquels sont hérités de la ligne maternelle et nucléaires (ANDn) hérités des deux géniteurs, ce qui rend possible l'identification des gènes de différentes espèces (Vilaça & Santos 2013 ; Brito *et al.* 2020). Un échantillon de peau ou d'autre tissu est nécessaire pour réaliser ce type d'étude (Kelez *et al.* 2016).

Pour l'océan Pacifique Sud, le premier spécimen hybride a été décrit à El Ñuro, au Pérou, celui-ci présentait des caractéristiques de *Chelonia mydas* et d'*Eretmochelys imbricata* (Linnaeus, 1766) et génétiquement, il a été confirmé qu'il s'agissait d'un croisement d'une femelle tortue imbriquée et d'un mâle de tortue verte (Kelez *et al.* 2016).

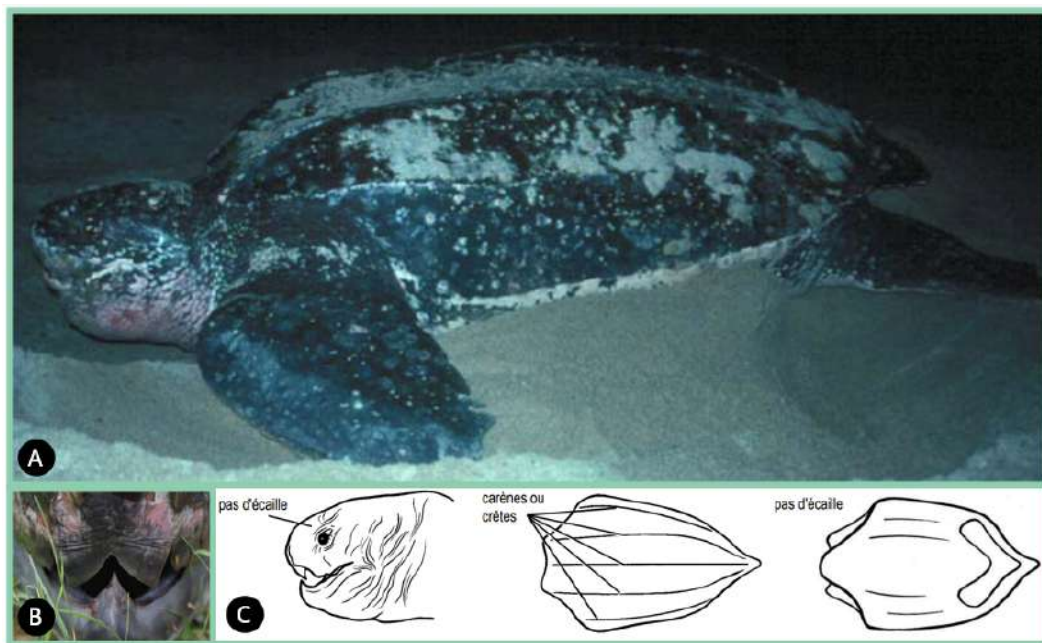
Il n'est pas encore possible de déterminer si la génération d'hybride est une stratégie de survie due à la diminution des populations ou un mécanisme naturel d'évolution (Kelez *et al.* 2016). Les hybrides décrits (au niveau mondial) jusqu'à cette date sont mentionnés en appendice 2.

## *Dermochelys coriacea* (VANDELLI, 1761)

### TORTUE LUTH, TORTUE CARAMBOLE

La tête est dépourvue d'écaille et peut mesurer près de 25 cm de large, elle se caractérise par la présence d'une marque naturelle connue sous le nom « Pink spot » sur la partie dorsale et au niveau de la rhamphothèque elle possède deux cuspides maxillaires en forme de « W » (Márquez 1990). La couleur varie selon les spécimens, mais est généralement noire grisée avec des taches blanches (Fig. 8).

Les adultes présentent une peau lisse sans écaille. La carapace est large, avec sept carènes longitudinales qui se terminent en une projection caudale prononcée en forme de lance. La longueur curviligne de la carapace (CCL) des adultes varie entre 115 à 175 cm, les tortues de l'océan Atlantique présentant une carapace plus longue d'en moyenne 10 cm que celles de l'océan Pacifique (Eckert *et al.* 2012, Witherington 2017). Le poids d'un spécimen adulte varie de 200 à 900 kilogrammes (Eckert *et al.* 2000).

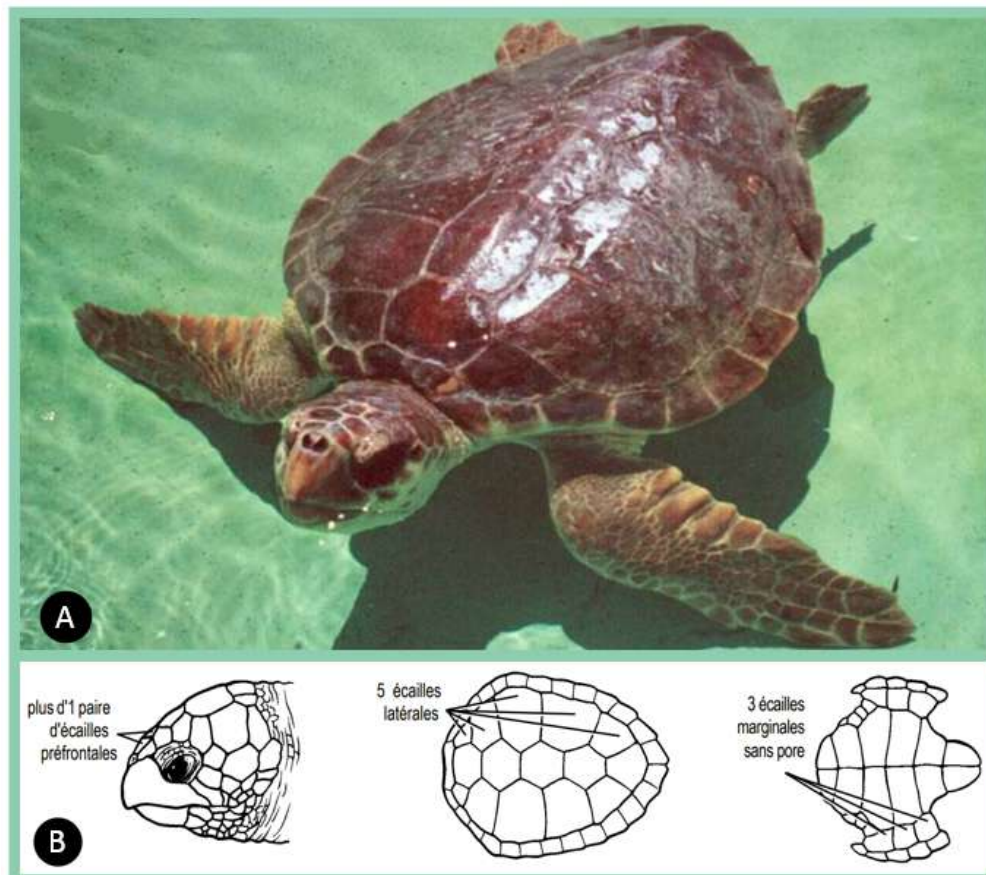


**FIGURE 8 :** (A) Tortue luth adulte (*Dermochelys coriacea*) ; (B) Rhamphothèque avec ses cuspides maxillaires en forme de « W » et (C) Clés taxonomiques pour l'identification de l'espèce. Photographie et illustration : (A et C) Wyneken 2004 et (B) Sofia Pereira-Figueroa.

## *Caretta caretta* (LINNAEUS, 1758)

### TORTUE CAOUANNE, TORTUE À GROSSE TÊTE

La tête relativement grande par rapport à la taille du corps est caractéristique et présente deux paires d'écailles préfrontales (Pritchard *et al.* 1984) et sa coloration est rougeâtre ou brun jaunâtre, mais peut varier jusqu'au brun verdâtre. La carapace en forme de cœur est composée de cinq paires d'écailles costales et est légèrement dentelée. La longueur droite de la carapace (SCL) des femelles varie de 70 à 110 cm. Les adultes du Pacifique sont en moyenne 6 cm plus petits que ceux de l'Atlantique. Le poids varie de 70 à 170 kilogrammes (Fig. 9) (Witherington 2017).



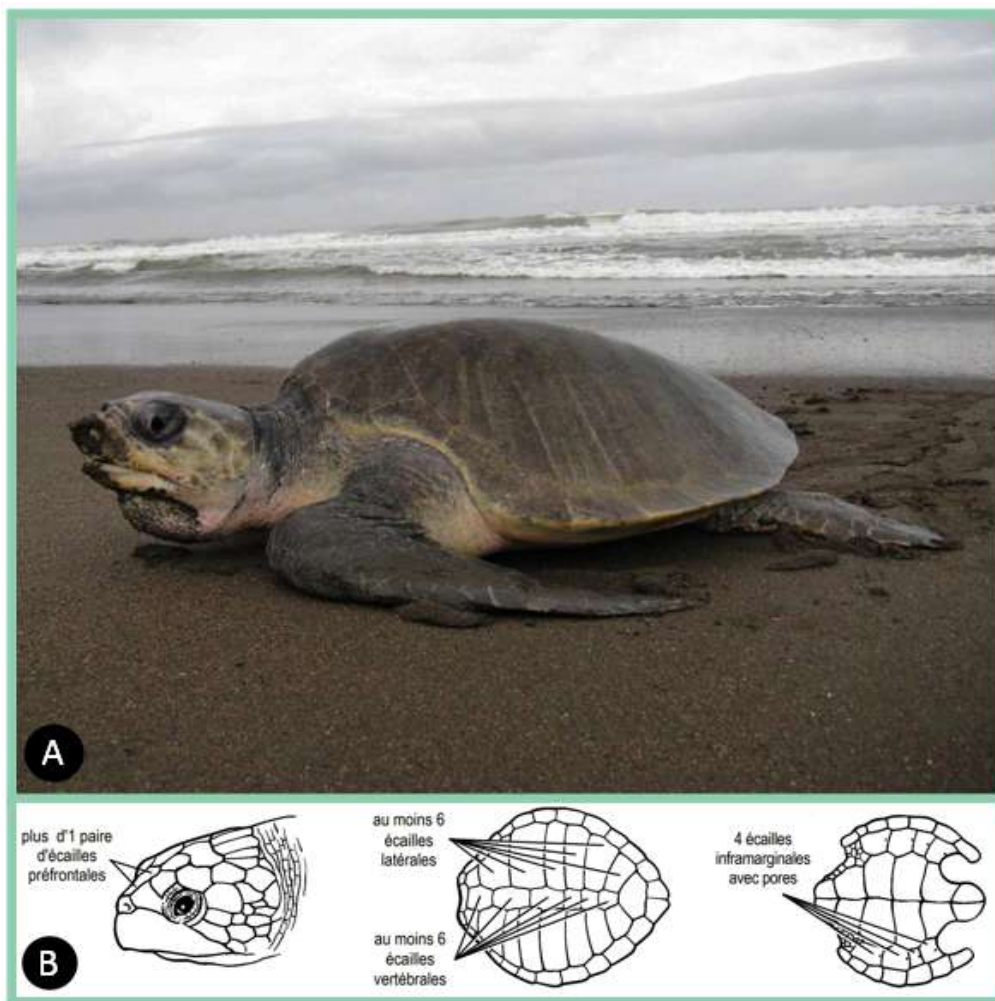
**FIGURE 9 :** (A) Tortue caouanne adulte (*Caretta caretta*) et (B) Clés taxonomiques d'identification de l'espèce. Photographie et illustration : Wyneken 2004.



## *Lepidochelys olivacea* (ESCHSCHOLTZ, 1829)

### TORTUE OLIVÂTRE

La tête présente deux paires d'écailles préfrontales et un bec corné. La carapace est courte et large, avec plus de 5 paires d'écailles costales (plus communément de 6 à 7), une configuration généralement asymétrique et une couleur grise à verte olive avec la face ventrale plus claire (Fig. 10) (Donoso-Barros 1966). La longueur droite de la carapace (SCL) varie de 63 à 75 cm et les femelles adultes pèsent en moyenne 36 Kg.



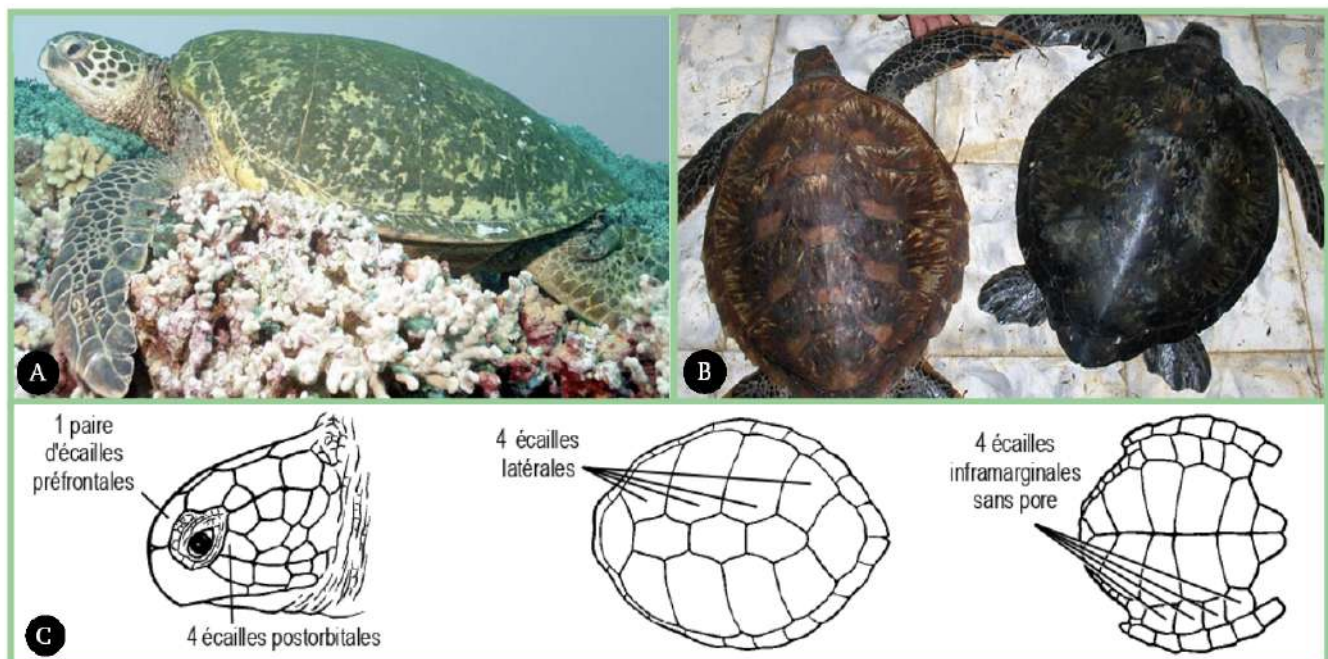
**FIGURE 10 :** (A) Femelle adulte de tortue olivâtre (*Lepidochelys olivacea*) et (B) Clés taxonomiques de détermination d'espèce. Illustrations : (A) Juan Siñuela et (B) Wyneken 2004.

## *Chelonia mydas* (LINNAEUS, 1758)

### TORTUE VERTE, TORTUE FRANCHE

C'est la plus grande espèce des tortues à écailles (Chéloniidés). Elle présente deux morphotypes : (1) Jaune présent dans tous les océans de tropicaux à tempérés et (2) Noir exclusivement présent dans le Pacifique Oriental (Amorocho *et al.* 2012) (Fig. 11A et B).

Bien qu'il existe différentes couleurs et morphologies entre les deux morphotypes, les deux présentent une paire d'écailles préfrontales et quatre paires d'écailles postorbitales (Fig. 11C). La carapace est ovale et plus plane chez les juvéniles. Elle présente quatre paires d'écailles costales, cependant, il est possible d'observer des écaillures atypiques (surnuméraires). Les spécimens du Pacifique Oriental présentent une SCL en moyenne 18 cm plus petite que celle des autres distributions, pour lesquelles cette mesure varie généralement de 85 à 120 cm. Les spécimens adultes peuvent peser jusqu'à 230 kilogrammes (Eckert *et al.* 2000).

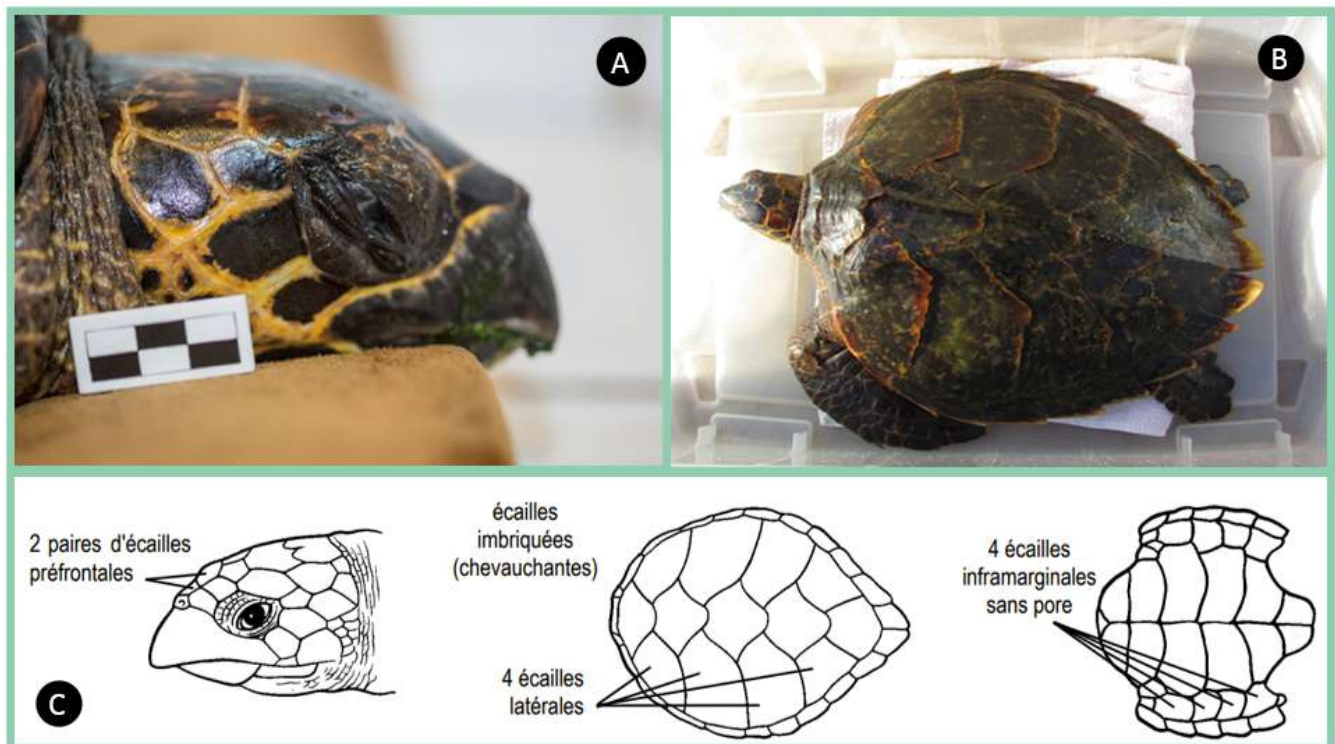


**FIGURE 11 :** (A) Tortue verte adulte (*Chelonia mydas*) ; (B) Tortue verte, morphotype jaune (gauche) et noir (droite) et (C) Clés taxonomiques d'identification de l'espèce. Photographies : (A et C) Wyneken 2004 et (B) Amorocho *et al.* 2012.

## *Eretmochelys imbricata* (LINNAEUS, 1766)

### TORTUE IMBRIQUÉE, TORTUE KARET, TORTUE À BEC DE FAUCON

Son cou est long, sa tête mesure environ 12 cm de large, avec un bec droit et deux paires d'écailles préfrontales. Dorsalement elles sont de couleur café (claire à obscure) avec des stries ambrées. La carapace est ovale et fine, avec des écailles marginales nettement dentelées. Elles présentent des écailles épaisses qui se chevauchent (imbriquées), avec 4 écailles costales (Fig. 12). La longueur droite de la carapace varie de 60 à 93 cm et la tortue peut peser entre 27 et 86 kilos (Witherington 2017). Au Chili, cette espèce est seulement décrite à Rapanui, aussi connue sous le nom d'Île de Pâques (Álvarez-Varas *et al.* 2015).



**FIGURE 12 :** Tortue imbriquée juvénile (*Eretmochelys imbricata*). (A) Vue latérale droite de la tête ; (B) Vue dorsale montrant l'absence de nageoire antérieure droite et (C) Clés taxonomiques pour l'identification de l'espèce. Photographie : (A et B) Álvarez-Varas *et al.* 2015 et (C) Wyneken 2004.

## DIMORPHISME SEXUEL

L'âge de maturité sexuelle varie selon les espèces et les populations. En général, la maturité sexuelle est atteinte lorsque la longueur curviligne de la carapace (Appendice 3) équivaut à 75% d'un adulte de l'espèce et de la population concernées (Snover 2002, Tristan & Norton 2017). Cependant, en terme pratique, il est recommandé d'utiliser comme "seuil" la mesure de la CCL de la plus petite femelle de la population de reproduction dont le spécimen en question est censé être originaire.

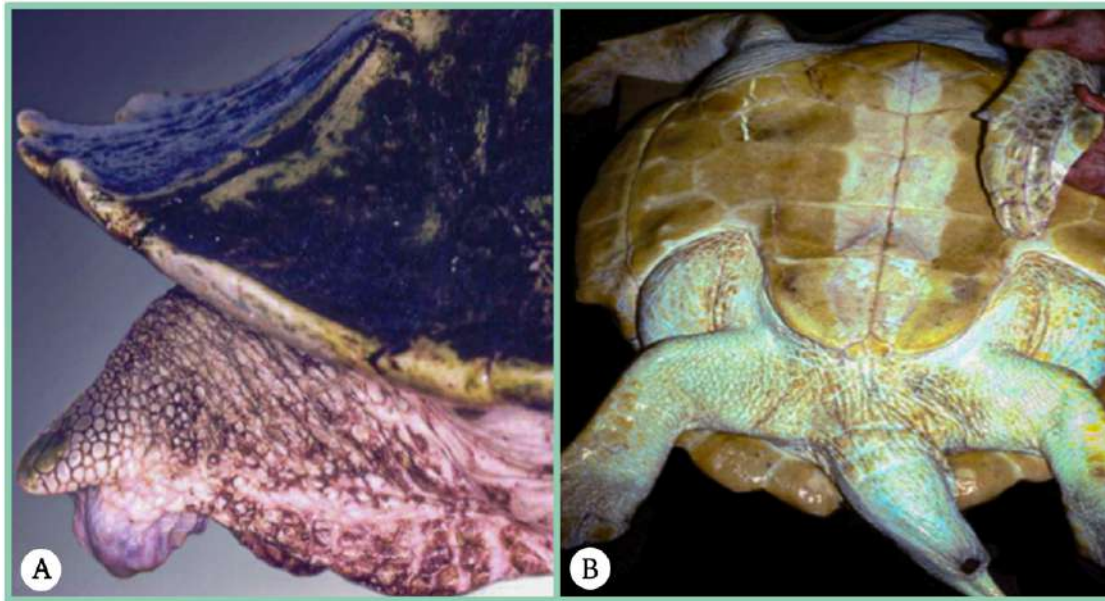
Au Chili, nous ne disposons que d'informations sur les populations de nidification de *C. mydas* qui s'alimentent à Bahía Salado. En prenant cela en compte, il est recommandé d'utiliser la taille minimale des femelles reportées pour la population de nidification des Galapagos, en Équateur décrite par Zárate *et al.* 2003 (CCL  $\geq 60,7$ cm), qui est la plus proche et à laquelle appartient la majorité des spécimens rencontrés dans les eaux côtières selon Álvarez-Varas *et al.* 2017.

La détermination du sexe, chez les spécimens adultes, se fait visuellement en observant les caractères sexuels secondaires comme la longueur de la queue (Appendice 3) et la taille des griffes.

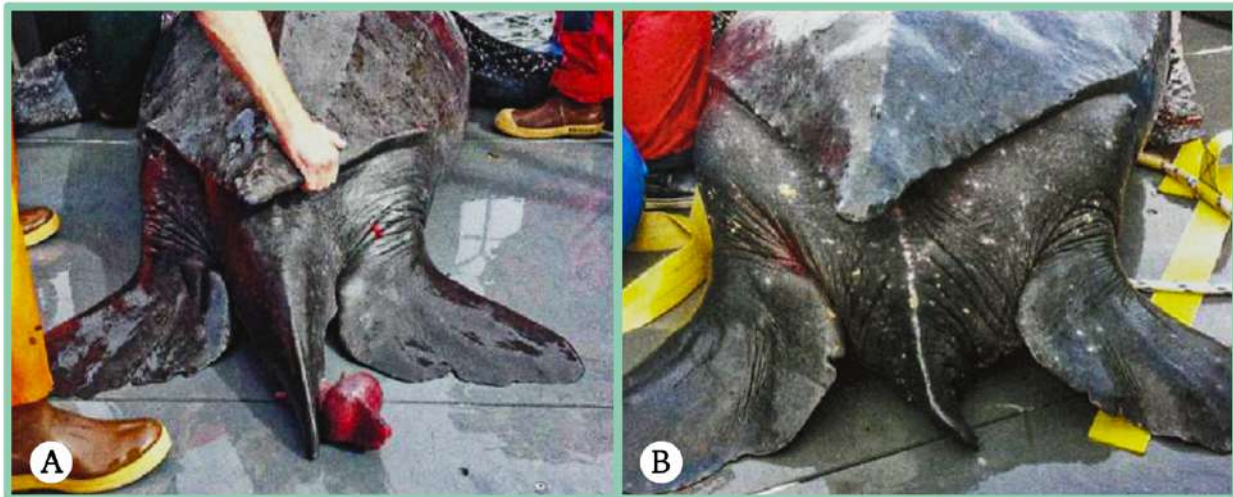
Ainsi, un animal adulte est considéré comme femelle s'il a une "queue courte", ne dépassant pas le bord caudal de la carapace et que l'orifice cloacal se situe approximativement à mi-distance entre l'extrémité de la queue et l'écaille anale du plastron (Fig. 13A). Les mâles, à l'inverse, ont une "queue longue" qui dépasse largement les nageoires caudales. De plus, l'orifice cloacal se trouve près de l'extrémité de la queue (Fig. 13B) (Eckert *et al.* 2000, Wyneken 2004).

La tortue luth est une exception à cette règle compte tenu du fait que la queue des femelles dépasse le bord caudal de la carapace. Cependant, la queue des mâles adultes (Fig. 14A) en comparaison, est toujours plus longue que celle des femelles (Fig. 14B). Un autre aspect à considérer est que chez les mâles de tortue luth, le plastron est légèrement concave et à la différence des autres espèces, celui-ci ne présente pas de perte de matière cornée ou d'augmentation de la vascularisation pendant la période reproductive (Wyneken 2004).





**FIGURE 13 :** Tortue de Kemp (*Lepidochelys kempii*). (A) Femelle adulte, montrant une queue courte qui peut être caractéristique des mâles immatures et (B) Mâle mature, dont la queue est considérablement plus longue que celle de la femelle. Ce qui concorde avec le développement d'une de ses caractéristiques sexuelles secondaires. Photographies : Wyneken 2004.



**FIGURE 14 :** Différences de la longueur de la queue de tortues luths adultes (*Dermochelys coriacea*). (A) Mâle dont la queue est nettement plus longue que B et (B) Femelle adulte, bien que la queue dépasse le bord caudal de la carapace, elle reste plus courte que celle du mâle. Photographie : Heather Harris, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

## POIDS

Il est très important d'obtenir ce paramètre car il est considéré comme un indicateur de base de la condition corporelle. L'idéal est de se servir d'une balance à suspension ou à plateforme.

Pour utiliser une balance à suspension, il faut soulever l'animal en l'air. Pour cela, il est recommandé d'utiliser des filets résistants, des civières ou de larges sangles en nylon (Fig. 15). Il faut prêter attention à ne pas appliquer une pression ou une traction inappropriée sur les nageoires de l'animal, cela pouvant entraîner une fracture ou une luxation.

Pour les tortues de plus petite taille, des cordes attachées à chaque extrémité peuvent également être utilisées (Innis *et al.* 2017b).

Sur les côtes chiliennes, il n'est pas commun de trouver des spécimens adultes. Il faut néanmoins prendre en compte le fait que les tortues marines peuvent peser jusqu'à 230 kg (et plus pour la tortue luth). Il est donc conseillé de disposer d'un objet stable qui facilite le maintien de l'animal au-dessus du niveau du sol afin d'obtenir le poids correct.

Le poids d'une tortue est d'un grand intérêt pour le processus de réhabilitation car il influe sur le calcul de la posologie et sur l'évaluation de l'efficacité du traitement. Lors de l'utilisation d'un support pouvant absorber de l'eau (ex : filet) il est donc fondamental de connaître son poids humide. Dans la mesure du possible, la balance doit être "tarée" avant la pesée, particulièrement si plusieurs tortues sont pesées car le poids du support peut augmenter au fil des pesées. Si la balance ne peut pas être tarée, le poids du support humide doit donc être soustrait au poids total après chaque pesée.

$$\text{Poids de la tortue (kg)} = \text{Poids total (kg)} - \text{Poids de l'objet humide (kg)}$$



Les balances à plateforme nécessitent seulement d'y poser l'animal pour obtenir la mesure, ce qui est plus sûr pour l'animal et pour le personnel. Cependant, il n'est pas toujours possible de les déplacer jusqu'au site de l'échouage et de plus ces balances nécessitent une surface plane et ferme. Les deux types de balances doivent être calibrées avant la mesure pour obtenir des résultats plus précis (Harris *et al.* 2017).

La mesure immédiate du poids de la tortue est essentielle pour pouvoir déterminer le dosage des traitements que pourrait nécessiter l'animal. Durant les soins, le poids doit être relevé de manière régulière (au moins 1 fois par semaine) afin de réaliser l'ajustement des posologies.



**FIGURE 15 :** Méthodologie utilisée par QARAPARA pour immobiliser une tortue verte (*Chelonia mydas*) durant une procédure de pesée sur le terrain. (A) À l'aide d'un filet de grande taille et (B) Une civière pour petits animaux adaptée pour la pesée des tortues marines. Photographies : O.N.G. QARAPARA, Chili.



## INDICES DE CONDITION CORPORELLE

La condition corporelle (CC) est un outil qui peut être utilisé pour déterminer l'état nutritionnel et d'hydratation de l'animal (Norton 2005). Les deux méthodes utilisées pour déterminer ce paramètre chez les tortues marines sont décrites ci-dessous.

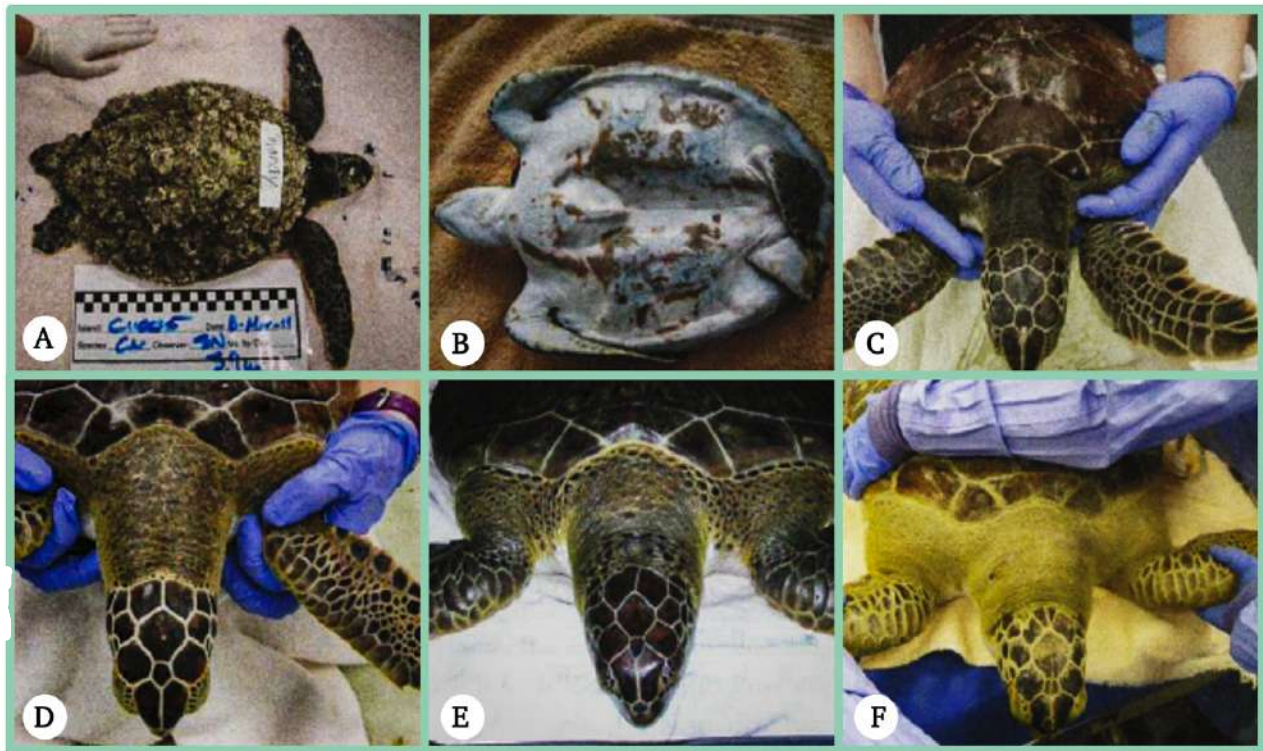
### CONDITION CORPORELLE SUBJECTIVE

Cette méthode consiste à assigner un numéro (critère) associé à un état de condition corporelle en se basant sur l'évaluation de certaines structures anatomiques comme indiqué dans le tableau 2.

**TABLEAU 2 :** Condition corporelle subjective : il est recommandé d'utiliser une échelle de 1 à 5\*.

Critère	Nom del'État	Description
1	Émaciée	Yeux enfoncés (enophtalmie) ; faible tonus musculaire ; atrophie musculaire notoire : des épaules (articulationscapulo-humérale), du cou (muscles latéraux et dorso-bilatéraux exposés) et région occipitale (os supra-occipital proéminent ; perte de graisse inguinale ; plastron concave, particulièrement au niveau de la zone centrale, charge élevée d'épibiontes (Fig. 16A et B)
2	Maigre	Graisse corporelle diminuée, mais pas émaciée Plastron plat ou légèrement concave, diminution notable de la masse musculaire autour des membres (Fig. 16C)
3	Normale	Plastron plat ou légèrement concave, avec une masse musculaire appropriée à la taille de la tortue (Fig. 16D)
4	Normale/ Robuste	Plastron convexe, d'apparence légèrement robuste (Fig. 16E)
5	Obèse	Apparence très robuste Généralement d'origine anthropogénique, n'est normalement pas observé dans la nature (Fig. 16F)

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Thomson *et al.* 2009, Norton & Wyneken 2014, Stewart *et al.* 2016 et Manire *et al.* 2017a.



**FIGURE 16 :** Tortue verte (*Chelonia mydas*) avec différents grades de condition corporelle subjective. (A) Tortue sévèrement émaciée avec une condition corporelle de 1/5 en position dorso-ventrale présentant une importante charge d'épibiontes ; (B) Tortue sévèrement émaciée avec une condition corporelle de 1/5 en position ventro-dorsale. On peut noter des proéminences marquées sur le plastron ; (C) Tortue avec une condition corporelle de 2/5 l'animal est maigre mais n'est pas émacié ; (D) Tortue avec une condition corporelle de 3/5 correspondant à un animal "normal" ; (E) Tortue avec une condition corporelle de 4/5 qui correspond à un animal robuste et (F) Tortue avec une condition corporelle de 5/5 correspondant à un animal obèse. Photographies : Georgia Sea Turtle Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

#### Considérations générales :

- Il faut connaître l'espèce traitée avant d'appliquer l'échelle, car il existe des variations selon l'espèce. Par exemple, les tortues luths sont très robustes à la fin de la période d'alimentation. Il est donc recommandé de toujours associer des photographies pour illustrer le critère retenu.
- Les tortues hypoalbuminémiques présenteront un œdème sous-cutané, ce qui peut conduire à une surestimation de la condition corporelle de l'animal.

- Si plus d'un animal s'échoue, il est recommandé que la même personne réalise l'estimation de condition corporelle subjective pour réduire l'erreur d'évaluation.

## CONDITION CORPORELLE OBJECTIVE

Elle est déterminée en calculant l'indice de condition corporelle (ICC) ; ce paramètre reflète l'état nutritionnel de l'animal (Tableau 3). Pour pouvoir le calculer, il est recommandé d'utiliser la formule décrite par Bjorndal *et al.* (2000) :

$$\text{ICC} = ([\text{poids (kg)} / \text{SCL (cm)}^3] 10000)$$

\*SCL : longueur droite de la carapace

**TABLEAU 3 :** Interprétation de l'indice de condition corporelle proposée par Bjorndal *et al.* 2000.

Code de l'indice	Indice de la Condition Corporelle	Interprétation Visuelle Subjective
0	>1.20	Très bonne
1	1.11 à 1.20	Bonne
2	1.00 à 1.10	Moyenne
3	<1.00	Médiocre

# MANIPULATION

La contention physique des tortues marines peut être nécessaire pendant la majorité des processus non invasifs et indolores. Il faut considérer que la contention représente toujours une source de stress pour l'animal et peut donc non seulement affaiblir son système immunitaire et interférer avec les résultats d'analyses mais aussi impacter la survie de l'animal. L'animal doit être attrapé de manière ferme et rapide. Néanmoins, une fois maintenue par la personne, celle-ci doit réaliser des mouvements lents et doux (Harris *et al.* 2017).

Afin de réduire davantage le stress, il est recommandé que le lieu où ces procédures sont effectuées comporte le moins de stimuli audiovisuels possible.

Il est important de considérer que les tortues ne doivent pas être retournées (plastron vers le haut) pendant de longues périodes, car le poids des organes écrase les poumons, affectant sa capacité ventilatoire. Pour replacer une tortue dans sa position initiale (plastron vers le bas) il est recommandé de la retourner dans la direction contraire à celle de la rotation initiale pour réduire la probabilité de torsion intestinale.

La tortue doit toujours être manipulée avec précaution et en portant attention à la tête et aux nageoires pour éviter des luxations ou d'autres types de lésions. Les tortues avec une condition corporelle de 1/5 ou 2/5 (Tableau 2) doivent être manipulées avec une extrême prudence (Chapitre VII, section : Syndrome de débilitation chronique).

La tortue luth ne doit jamais être placée en décubitus dorsal, car sa grande taille peut comprimer des organes vitaux (Harris *et al.* 2017).

## 1. Pour les tortues de petite taille, trois formes de contention sont décrites :

**a)** Maintenir la tortue par les bords latéraux de la carapace ; cette technique permet aux nageoires avant de bouger facilement, réduisant ainsi le risque de lésions comme les fractures (Fig. 17).





**FIGURE 17 :** Contention d'une tortue verte subadulte (*Chelonia mydas*) par les bords latéraux de la carapace. Photographie : O.N.G. QARAPARA, Chili.

**b)** Maintenir par les nageoires avant à la hauteur des épaules avec les deux mains, en s'assurant que les écailles inframarginales du plastron prennent appui sur les avant-bras de l'opérateur pour que l'animal soit dans une position sûre et confortable (Fig. 18). Cette technique doit être réalisée avec une extrême prudence car des fractures ou des dislocations peuvent se produire si la tortue n'est maintenue que par les nageoires pectorales. Les tortues de petite taille ont tendance à être plus sujettes aux fractures proximales de l'humérus et aux luxations gléno-humérales d'origine iatrogénique (Norton & Wyneken 2014, Tristan & Norton 2017).

**c)** Placer la tortue sur une surface surélevée : cette technique lui permet de bouger les extrémités librement (Fig. 19). Ce maintien est recommandé pour les petites tortues qui sont soumises à des procédés plus longs (Norton & Wyneken 2014).





**FIGURE 18 :** Contention correcte d'une tortue verte juvénile (*Chelonia mydas*). Photographie : O.N.G. Karumbé, Uruguay.

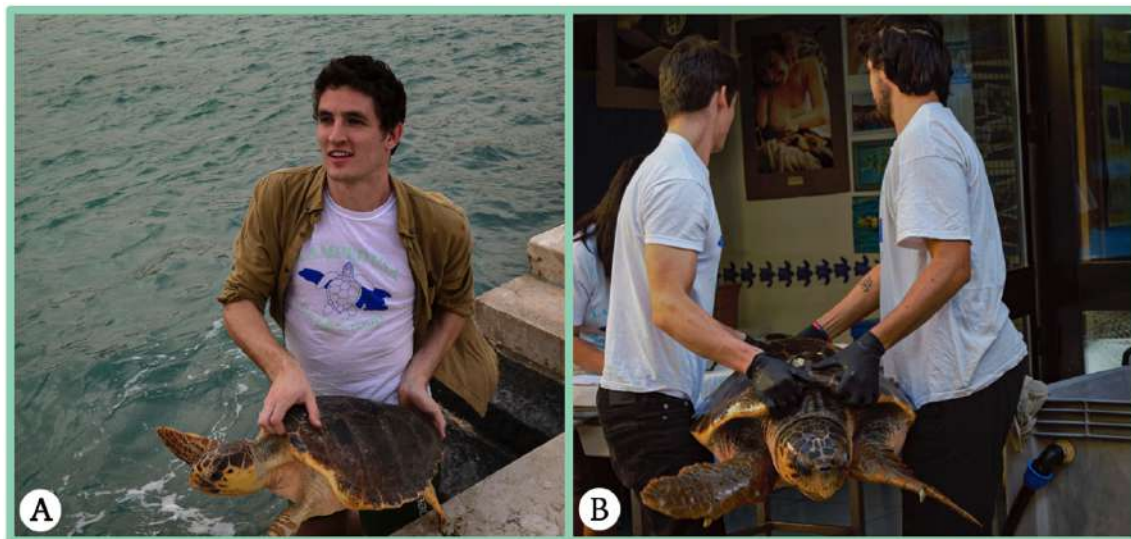


**FIGURE 19 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*), sur un objet qui permet le maintien stable de l'animal et permet à la fois aux extrémités avant de bouger librement et sans risque de lésion. Photographie : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

## 2. Pour les tortues de grande taille

Elles doivent être maintenues avec une main par le bord crânial de la carapace juste derrière la tête, et avec l'autre main, par le bord caudal entre les deux nageoires arrière (Fig. 20A et B) (Norton & Wyneken 2014, Tristan & Norton 2017). La contention peut être effectuée par plusieurs personnes si nécessaire. Un pneumatique peut également être utilisé pour

maintenir la tortue en place. Lorsque l'on utilise ce système de contention, il est important d'avoir des dispositifs de maintien latéraux qui permettent à l'animal de bouger les nageoires sans augmenter le risque de chute ou de blessure. De même, ce système peut être utilisé pour transférer les animaux puisqu'il limite leurs mouvements.



**FIGURE 20 :** Technique de contention de tortues caouanne juvéniles (*Caretta caretta*) selon la taille. (A) Tortue de petite taille, peut être maintenue par une seule personne et (B) Tortue de grande taille, manipulée par deux personnes. Photographies : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

L'utilisation d'une serviette ou d'un tissu humide sur la tête pour couvrir les yeux, et en évitant de recouvrir les narines comme illustré dans la figure 21 est un bon outil pour réduire le stress de l'animal durant le transfert et/ou la manipulation.

La personne qui réalise la contention doit faire très attention au bec de l'animal, car celui-ci présente un réel risque de morsures qui peuvent provoquer de graves blessures. Il faut aussi faire attention aux nageoires, car la tortue peut les agiter avec beaucoup de force et frapper la personne qui la maintient ou celles qui l'assistent.

Pour des raisons de biosécurité, il est recommandé que **TOUTES LES PERSONNES** qui entrent en contact avec l'animal portent gants et masque pour diminuer le risque de zoonoses et d'anthropozoonoses (Chapitre IV, section : Prévention de risques biologiques).



**FIGURE 21** : Tortue verte subadulte (*Chelonia mydas*) dont les yeux sont couverts par un tissu afin de limiter le stress durant le processus de marquage. Photographie : O.N.G. QARAPARA, Chili.

# TRANSPORT

Face à un échouage de tortue marine et après que les autorités sanitaires aient décidé du lieu de processus de réhabilitation, celle-ci doit être transférée le plus tôt possible à l'établissement correspondant pour qu'elle puisse recevoir les premiers soins. Il convient de rappeler que cette étape est très stressante pour l'animal et qu'elle présente un risque, non seulement pour la tortue mais aussi pour les opérateurs. Un article du journal *The State Of The World's Sea Turtles (SWOT)* (Pszonowsky *et al.* 2019) indique que chez les tortues affaiblies, les blessures provoquées pendant le transfert peuvent aggraver sa condition, contribuant ainsi au risque de mort de l'animal. C'est pourquoi cette étape doit être réalisée avec la plus grande prudence.

Il faut prêter particulièrement attention à la manière dont l'animal est soulevé, au contenant utilisé, au type de matelassage et à la température de l'animal pendant le transport.

Pendant le transfert, le contenant doit être manipulé avec soin, en évitant les mouvements brusques, en maintenant un environnement silencieux et en prenant en considération que la partie du véhicule dans laquelle est transporté l'animal doit avoir, dans la mesure du possible, un éclairage tamisé. Tout cela doit être réalisé afin que le stress causé à l'animal soit le plus faible possible. Ces mesures doivent également être prises en considération quand l'animal est transféré du centre de réhabilitation jusqu'à la zone de remise en liberté.

Rappelons que tous les opérateurs qui entrent en contact avec l'animal doivent suivre les normes de biosécurité minimales, comme par exemple l'usage de gants.

## 1. Comment soulever une tortue marine qui nécessite d'être transférée à un centre de réhabilitation ?

Il faut éviter de soulever uniquement par la carapace les tortues qui présentent des signes de débilitation chronique (Chapitre. VII, section : Syndrome de débilitation chronique) ou une condition corporelle de 1/5 ou 2/5 (Chapitre V, section : Indices de condition corporelle). Si la pression exercée sur l'animal n'est pas appropriée, les os du plastron (hypoplastron et



xyphoplastron) peuvent perforer le cœur ou d'autres organes. Pour cette raison, il est essentiel de maintenir la tortue sur une surface plane pendant le transport (Fig. 22).



**FIGURE 22 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*) transférée sur une surface plane. Photographie : Loggerhead Marinelife Center, (Carla Mroz, SWOT (The State of the World's Sea Turtles)) 2019.

## 2. Quel contenant est le plus approprié ?

La taille du bac va dépendre de la taille de l'animal. La tortue doit pouvoir entrer entièrement dans le contenant pour éviter toute luxation, fracture ou difficulté respiratoire pendant le transfert. Il est recommandé d'utiliser des caisses en plastique, car elles peuvent être facilement nettoyées et désinfectées, en plus d'être réutilisables (Fig. 23). Il existe d'autres options comme les caisses en bois ou en carton, pour lesquelles il faut prendre en compte le poids de l'animal pour garantir la sécurité de la manipulation et du transport de celui-ci.

Idéalement, les contenants doivent avoir des coins arrondis et des bords légèrement inclinés vers l'extérieur pour éviter que la tortue n'obstrue sa respiration en s'appuyant sur les coins ou les bords (Fig. 24).



**FIGURE 23 :** Type de contenants en plastique utilisés pour le transfert de tortues marines de petite taille. Photographie : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.



**FIGURE 24 :** Bénévoles de l'O.N.G. Lampedusa Turtle Rescue transférant deux tortues caouannes (*Caretta caretta*) dans des contenants arrondis. Photographie : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

### 3. Que puis-je utiliser comme type de matelassage ?

Il faut transférer la tortue en position dorso-ventrale, avec le plastron appuyé sur une surface molle, ce pourquoi il est recommandé que le fond du contenant soit recouvert de caoutchouc ou d'un matériau similaire. Si cela n'est pas possible, des serviettes propres peuvent être utilisées en prêtant attention à ce que les griffes de l'animal ne s'y accrochent pas.

### 4. Que puis-je faire pour réguler la température de l'animal pendant le transport ?

Il est recommandé de transporter les animaux dans des véhicules fermés, particulièrement en période de grand froid ou de forte chaleur. Pendant le voyage, il est recommandé que la température corporelle soit maintenue constante dans la mesure du possible. Il faut éviter de changer brusquement la température de l'animal pour éviter un choc thermique. L'intervalle optimal de température pour les tortues marines se situe entre 20°C et 25°C (Walsh 2000).

Pour maintenir, élever ou baisser la température de la tortue, des tissus ou chiffons, des serviettes ou des bâches secs ou humides peuvent être utilisés (Fig. 25).



**FIGURE 25 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*) avec un chiffon humide sur la carapace pour éviter la dessiccation. Photographie : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

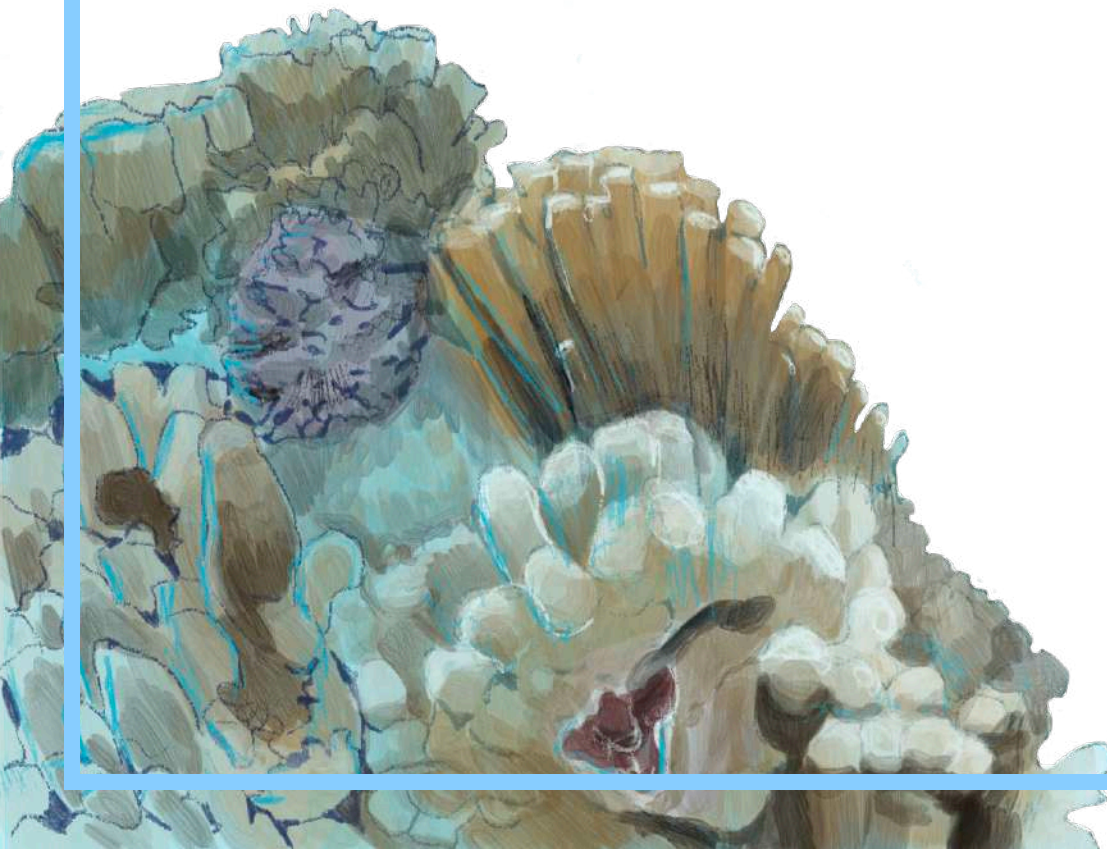
**TABLEAU 4 :** Informations sur les points importants et les précautions nécessaires lors du sauvetage d'une tortue marine pendant le transfert au centre de réhabilitation\*.

Ne pas oublier	Précaution
Soulever l'animal avec un objet de surface plane	<b>NE PAS</b> transférer les animaux dans de l'eau, les plus faibles pouvant se noyer
Utiliser des contenants aux bords arrondis	<b>NE PAS</b> transférer la tortue en position ventro-dorsale
La tortue doit être en position dorso-ventrale avec le plastron appuyé sur une surface plane et molle	La tortue <b>NE DOIT</b> être soumise à <b>AUCUN</b> type de procédure non nécessaire (marquage, prise d'échantillon, lavage gastrique, etc)
En cas de déshydratation, un chiffon humide peut être placé sur la tortue et/ou de la vaseline peut être étalée sur la carapace et la peau.	<b>NE PAS</b> présenter de nourriture ni d'eau pendant le transfert

\*Source d'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Walsh 2000 et Manual de recomendaciones para el rescate de aves, tortugas y mamíferos marinos 2006.



*CHAPITRE VI*  
**PROCESSUS DE RÉHABILITATION**



Le processus de réhabilitation se compose de six étapes : (1) Réception au centre de soins ; (2) Évaluation initiale ; (3) Examen clinique spécifique ; (4) Prise d'échantillons et examens complémentaires ; (5) Traitements et soins ; (6) Fin du processus de réhabilitation des tortues admises.

Les premières étapes sont essentielles pour l'élaboration de pré-diagnostics et du diagnostic. Elles consistent en une évaluation minutieuse de l'état de la tortue et de son historique clinique. En termes simples, ces étapes sont divisées comme indiqué dans le tableau 5.

**TABLEAU 5** : Détail des premières étapes du processus de réhabilitation de tortues marines\*.

Réception au centre	Évaluation Initiale	Examen Clinique Spécifique
Historique de l'échouage (Tableau 1) Informations élémentaires de l'animal	Hors de l'eau Dans l'eau Matériel de pêche Autres spécimens et espèces de l'échouage	1) Tête 2) Région cervicale 3) Syst. cardiorespiratoire 4) Peau 5) Nageoires et griffes 6) Carapace et plastron 7) Queue et cloaque

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Manire *et al.* 2017a.

## RÉCEPTION AU CENTRE DE SOINS

Les informations minimales à recueillir au moment de l'admission de la tortue au centre de réhabilitation sont les suivantes :

- Espèce.
- Mesures morphologiques standards (Appendice 3).
- Poids.
- Stade (juvénile, immature ou adulte).
- Sexe (seulement pour les adultes).
- Présence ou absence de marques d'identification.
- Historique de l'échouage : lieu, date, heure, condition générale de la tortue lorsqu'elle a été trouvée (état de conscience et présence de lésions apparentes), autres spécimens échoués, embarcations à proximité, moyen et durée du transport du lieu d'échouage au centre de réhabilitation (entre autres).

L'idéal est de compléter une **FICHE D'ÉCHOUAGE** (Appendice 4) où peuvent être renseignées les informations nécessaires à l'historique de l'échouage. Il faut en plus, tenir un registre de : l'identification unique de la tortue, des hypothèses cliniques, du pronostic, de la thérapie à suivre et des conditions de maintien mises en œuvre. Tout cela dans le but d'identifier l'animal, d'avoir des registres et de suivre le processus de réhabilitation.

Il est primordial de maintenir un ordre, d'écrire chaque traitement instauré et comment la tortue y répond pour pouvoir suivre l'évolution clinique du cas et identifier le moment opportun pour libérer l'animal.

# ÉVALUATION INITIALE

## ÉVALUATION PHYSIQUE VISUELLE HORS DE L'EAU

Cette étape s'effectue immédiatement après réception de la tortue et avant de commencer son examen clinique. Il s'agit d'évaluer les différents aspects physiques et comportementaux de l'animal hors de l'eau (Tableau 6).

Pendant cette évaluation, le personnel doit être réduit au minimum et doit maintenir une distance prudente avec la tortue pour réduire son niveau de stress.

Au cours de cette étape, l'animal doit être sous constante vigilance ; **IL NE DOIT JAMAIS ÊTRE LAISSÉ SANS SURVEILLANCE** de la part des opérateurs. Cela s'applique chaque fois que la tortue doit être sortie du bassin, soumise à une procédure de routine comme la pesée ou le traitement d'une plaie et toute autre manipulation requérant une manipulation directe.

**TABLEAU 6 :** Aspects à évaluer lors de l'examen initial de la tortue hors de l'eau\*.

État de conscience	Niveau d'activité	Comportement sur le sol	Réponse de l'animal
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Alerte</li> <li>• Déprimé</li> <li>• Stupeur</li> <li>• Comateux</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Hyperactif</li> <li>• Normal</li> <li>• Modéré</li> <li>• Faible</li> <li>• Nul</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Présence de mouvements saccadés</li> <li>• Capacité de maintenir la tête élevée</li> <li>• Mouvement natatoire</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Rétraction des nageoires lorsqu'on les tient doucement</li> <li>• Réflexe palpébral</li> <li>• Réflexe pupillaire</li> <li>• Réflexe cervical</li> <li>• Réflexe cloacal</li> <li>• Évaluation de la douleur profonde : rétraction des nageoires lorsqu'on les pince</li> </ul>

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Manire *et al.* 2017a.

Chez les tortues saines, la tête est normalement relevée (particulièrement lors de la respiration). Les différents niveaux de léthargie, l'incapacité à lever la tête (quand la tortue est en position dorso-ventrale), l'inclinaison de la tête, les tremblements et/ou l'hyperréactivité aux stimuli externes sont considérés anormaux.

Par ailleurs, étant donné que la tortue se trouve hors de l'eau, cette occasion devrait être exploitée pour évaluer d'autres aspects tels que ceux mentionnés dans le tableau 7.

**TABLEAU 7 :** Aspects additionnels à prendre en compte pendant l'évaluation initiale d'une tortue marine\*.

Respiration	Localisation et Sévérité des Anomalies	Interaction avec du Matériel de Pêche	Épibiontes et Parasites
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Fréquence</li> <li>• Bruits</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Blessures externes</li> <li>• Masses tumorales</li> <li>• Fractures</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Intégrité des membres, du cou et de la tête</li> <li>• Lésions de la carapace ou du plastron</li> <li>• Éléments de pêche dans la cavité orale, le cloaque (signe d'ingestion) et/ou au niveau des nageoires</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Localisation (peau, carapace, plastron)</li> <li>• Espèce</li> <li>• Quantité (une charge importante d'épibiontes est généralement signe d'inactivité chronique ou de débilitation chronique précédant l'échouage)</li> </ul>

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Manire *et al.* 2017a.

## ÉVALUATION PHYSIQUE DANS L'EAU

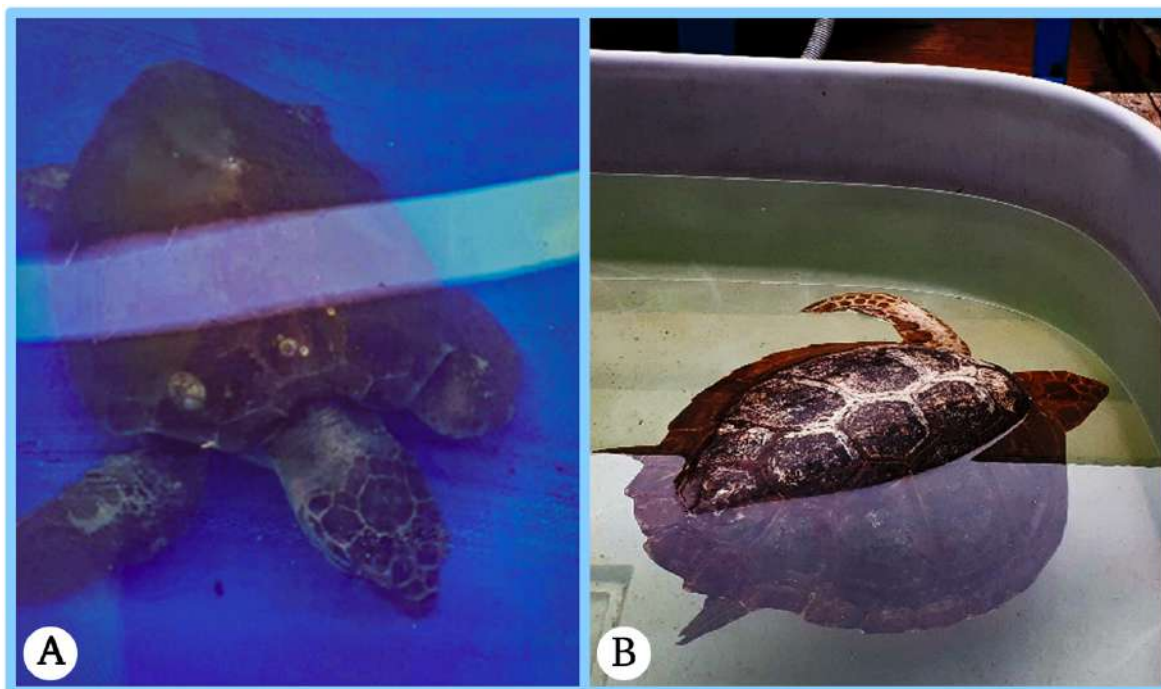
L'objectif de cette étape est d'évaluer l'état de flottabilité, la capacité de plongée, la respiration, la vision, l'alimentation, la défécation, le mouvement des nageoires, la capacité de natation et l'attitude générale (Tristan & Norton 2017).

Cette évaluation est facile à réaliser et il est préférable qu'elle s'effectue de manière individuelle, c'est-à-dire en l'absence d'autres tortues dans le bassin.

Il est recommandé de réaliser ces contrôles dans un bassin avec **PEU DE PROFONDEUR D'EAU** (niveau d'eau suffisant uniquement pour que la tortue puisse s'immerger) et à une température entre 24° à 28°C, à moins que la tortue n'arrive en hypothermie, auquel cas la température doit être similaire à celle de celle-ci pour prévenir un choc thermique. De plus, un opérateur doit surveiller la tortue tout au long de l'évaluation pour éviter qu'elle ne se noie ou que son état ne s'aggrave.

## 1. Activité générale

Observer le niveau d'activité natatoire de la tortue, sa force et sa position dans la colonne d'eau (flottabilité) (Fig. 26). Les nageoires avant sont responsables de la propulsion, tandis que les nageoires arrière se chargent de la direction. Toute altération de ce patron est indicative d'anomalie.



**FIGURE 26 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*) en évaluation physique visuelle dans l'eau. (A) Spécimen avec un patron de natation sans altération apparente et (B) Spécimen avec une altération de la flottabilité, la sécheresse de la carapace indique que la tortue ne s'immerge pas souvent et qu'elle flotte de manière asymétrique. Photographies : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

## 2. Respiration

Le schéma (profondeur) et la fréquence respiratoire doivent être évalués. Il faut également identifier la présence de bruits respiratoires, qui peuvent être dus à des obstructions, des pneumonies ou à divers traumatismes ou maladies respiratoires infectieuses.

Ces éléments seront d'une grande aide au diagnostic, par exemple, pour identifier les tortues atteintes de pneumonie ou de pneumopathie dont les respirations sont superficielles, courtes et comportant des bruits supplémentaires. En outre, observer si la tortue lève la tête pour respirer (Fig. 27).



**FIGURE 27 :** Évaluation de la capacité respiratoire d'une tortue caouanne juvénile (*Caretta caretta*), malgré l'absence de la nageoire pectorale droite, la tortue ne présente pas d'altération apparente lorsqu'elle lève la tête pour respirer. Photographies : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

## 3. Vision

La vision peut être évaluée en observant la réaction de la tortue lorsqu'on lui propose de la nourriture ou face à une menace.



#### 4. État de conscience

L'état de conscience s'évalue en mesurant la réponse aux stimuli externes. La tortue peut être alerte, déprimée, stuporeuse ou comateuse. Les tortues qui ont été exposées à de basses températures pendant l'échouage seront léthargiques à comateuses en arrivant au centre. À mesure qu'augmente la température de l'animal, son niveau d'activité augmente également.

Si la tortue ne lève pas la tête pour respirer, ne bouge pas les nageoires ou qu'il existe un asynchronisme natatoire, **LA TORTUE DEVRA ÊTRE INITIALEMENT MAINTENUE HORS DE L'EAU** jusqu'à être capable de respirer par elle-même (Chapitre VII, section : Syndrome de débilitation chronique).

## EXAMEN CLINIQUE

Il est important de suivre une procédure standardisée. La littérature recommande de commencer par la tête et de travailler en direction caudale jusqu'à la queue. Il ne faut pas oublier que tous les animaux doivent être soumis à un examen neurologique basique. En cas de symptomatologie, il convient de réaliser un examen plus approfondi.

Un examen neurologique pour petits animaux a été adapté pour les tortues marines par Chrisman *et al.* (1997) et sera décrit dans cette section. Une fiche « type » issue du livre Sea Turtle Health and Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a) permettant de réaliser un examen neurologique complet sur des tortues marines est présentée dans l'appendice 5.

### TÊTE

Il faut évaluer la symétrie et l'intégrité de la tête, des yeux, des tympanes, des narines et de la rhamphothèque, en plus de l'intégrité du crâne et des écailles de la zone (Fig. 28A).

Des plaies superficielles provoquées par des champignons, des bactéries ou des coups de moindre intensité d'origine anthropique ou naturelle peuvent être observées (Fig. 28B). D'autre part, les fractures du crâne peuvent être provoquées par des causes naturelles (ex : attaque de requins) ou anthropogéniques, comme par collision avec des bateaux (Fig. 28C) ou par des chocs avec des objets contondants entre autres.

L'intégrité du neurocrâne (structure qui recouvre le cerveau) est de la plus haute importance dans la mesure où les lésions de cette zone peuvent ne pas être évidentes à l'œil nu et sont directement liées au pronostic de l'animal. Ainsi, si la fracture ne l'implique pas, le pronostic sera de modéré à bon, à l'inverse, si le neurocrâne est affecté, le pronostic est considéré réservé à mauvais.

Pour pouvoir déterminer l'état du neurocrâne, l'os supra-occipital (Fig. 29) doit être palpé à la recherche de crépitation ou d'autres altérations, en plus de réaliser un examen radiographique.

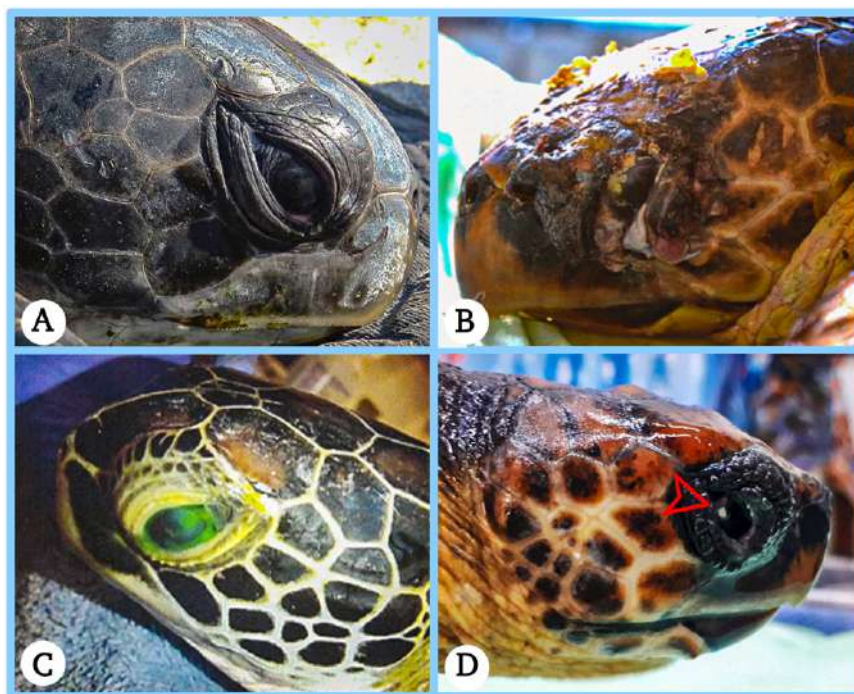
En poursuivant l'examen de la tête, lors de l'auscultation oculaire, il faut évaluer l'humidification et l'intégrité de l'œil et des structures périorbitaires (Fig. 30). Les principales structures à examiner et les anomalies possibles sont énumérées dans le tableau 8.



**FIGURE 28 :** Photographie de la tête de tortues caouannes (*Caretta caretta*) avec différentes lésions. (A) Asymétrie de la tête due à des lésions sévères du côté droit, notamment au niveau de la zone périoculaire ; (B) Présence de blessures de différentes profondeurs avec ostéomyélite d'origine inconnue et (C) Fracture du crâne résultant d'une collision avec un bateau. Photographies : (A et B) Lampedusa Turtle Rescue, Italie ; (C) Georgia Sea Turtle Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).



**FIGURE 29 :** Crâne de tortue caouanne (*Caretta caretta*). La flèche blanche indiquant la protubérance de l'os supra-occipital qui doit être palpée lors de l'examen physique de la tête. Photographie : Georgia Sea Turtle Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).



**FIGURE 30 :** (A et C) Tortues vertes (*Chelonia mydas*) et (B et D) Tortue caouanne (*Caretta caretta*), où l'on peut observer : (A) Photographie d'œil sans altération apparente ; (B) Lésion sévère affectant la zone périoculaire ; (C) Ulcère cornéen avec coloration fluorescente et (D) Substance blanchâtre dans l'œil (flèche rouge). Photographies : (A) O.N.G. QARAPARA, Chili, (B et D) Lampedusa Turtle Rescue, Italie et (C) Craig Harms, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

**TABLEAU 8 :** Principales structures de l'œil qui doivent être évaluées lors de l'examen clinique et quelques anomalies possibles de chacune d'entre elles\*.

Structure	Anomalies**
Paupières : elles sont trois, toutes kératinisées. Deux mobiles (supérieures et inférieures) et une fixe (secondaire)	Présence de fibropapillomes
Membrane nictitante	Présence d'exsudations ou d'autre matériel solide adhérent à la conjonctive (Fig. 30C)
Écailles palpébrales situées sur le bord de la paupière inférieure	Présence de lacérations
Cornée	Présence d'ulcérations (Fig. 30B)

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Manire *et al.* 2017a.

\*\* Les "Anomalies" mentionnées ne sont pas directement liées à la colonne « Structures ».

Si des anomalies telles que des masses tumorales ou des fluides sont trouvées, il est recommandé d'en prélever un échantillon afin de réaliser une culture ou une cytologie (Tristan & Norton 2017).

Lors de l'examen neurologique de la zone, trois types de réflexes peuvent être évalués : (1) Réflexe photomoteur, (2) Réflexe de menace et (3) Réflexe palpébral.

### 1. Réflexe photomoteur (ou pupillaire)

Il doit être évalué à l'aide d'une lampe de poche médicale. La pupille doit se contracter et se dilater à l'exposition et au retrait du stimulus lumineux respectivement.

### 2. Réflexe de menace

Si ce réflexe n'est pas altéré, lors d'un geste de la main devant l'œil, la tortue devrait cligner des yeux. Pour que l'examen soit plus précis, le courant d'air doit être minimal au moment du geste et personne ne doit être en train de toucher la tortue. De plus, l'autre œil doit être couvert pour éviter qu'il ne contribue à la réponse.

### 3. Réflexe palpébral

Il est évalué **DANS LE CAS OÙ LE RÉFLEXE DE MENACE EST NÉGATIF**. Il faut toucher le canthus médial et latéral de l'œil. La réponse positive à ce réflexe se manifeste par un clignement des yeux.

La vision corticale peut être évaluée en observant l'alimentation et la mobilité de l'animal dans le bassin.

En poursuivant l'évaluation de la tête, concernant l'examen de l'oreille, il faut prendre en compte le fait que chez les tortues marines elle est recouverte d'une écaille tympanique. Il est

essentiel de rechercher des signes d'inflammation qui peuvent indiquer la présence d'un abcès auriculaire, l'accumulation d'air ou de liquide secondaires à une fracture du crâne.

Pour l'examen des narines, il faut tenir compte de la symétrie, de la présence de corps étrangers, d'écoulements nasaux et de traumatismes. La couleur et la consistance de l'écoulement nasal doivent être évaluées et, si possible, une cytologie ou une culture doit être réalisée.

Pour examiner la rhamphothèque, la cavité buccale doit être ouverte. Cette opération peut être réalisée en appliquant une pression continue sur la mandibule inférieure. Un spéculum rembourré ou un tube de PVC peut être utilisé afin de la maintenir ouverte. Il est facile de fracturer ou de rayer la kératine du bec, il faut donc procéder avec précaution. En fonction de la facilité avec laquelle s'ouvre le bec, certaines altérations neurologiques ou musculaires peuvent être décelées (Tableau 9).

**TABLEAU 9** : Différentes situations conditionnant la difficulté à ouvrir la rhamphothèque d'une tortue marine\*.

Ouverture de la Cavité Buccale		
Ne s'ouvre pas	S'ouvre avec difficulté	S'ouvre facilement
Altération d'origine neurologique (paire de nerfs crâniens V), par mycose ou fibrose des muscles masséters	Sans altération apparente	Tortue faible ou présentant un trouble neurologique

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Manire *et al.* 2017a.

En accédant à la cavité buccale, il faut examiner la couleur de la muqueuse (rose pâle et humide), la fonction linguale, l'état de la glotte, l'intégrité et le tonus de la mandibule, en plus de rechercher toute autre anomalie comme la présence de parasites, de plaques buccales (blanchâtres ou jaunâtres), d'ulcérations, d'odeur anormale, d'hameçon ou de fil de pêche (Fig. 31). Dans le cas où un fil de pêche ou d'une autre origine sort de la cavité buccale de la tortue, **IL NE DOIT EN AUCUN CAS ÊTRE TIRÉ POUR TENTER DE L'EXTRAIRE**, pour plus d'information



sur la procédure à suivre dans ce cas de figure, se référer au Chapitre VII, section : Enchevêtrements.



**FIGURE 31 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*) avec un fil de pêche sortant de la cavité buccale. Photographie : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

Lors de l'examen neurologique de la zone, il faut évaluer la fonctionnalité des paires de nerfs crâniens V, IX, X et XII. Ainsi, la paire de nerfs crâniens V qui innerve les muscles masséters peut être évaluée, comme mentionné antérieurement, en ouvrant la cavité buccale. Les paires IX, X et XII peuvent être évaluées lors de la prise alimentaire, compte tenu de leur relation avec l'action de déglutition et des mouvements de la langue.

## *REGION CERVICALE*

Il est recommandé de réaliser une palpation profonde et une inspection minutieuse de la peau de ce secteur, sans quoi, certaines lésions pourraient passer inaperçues. La huitième vertèbre cervicale est fusionnée à la carapace et est généralement affectée quand la tortue présente des fractures du crâne. Quelques-unes des anomalies qui peuvent être présentes dans

cette zone sont : corps étrangers dans l'œsophage (ex : hameçon), œdème, atrophie musculaire, emphysème, lacérations, lignes de pêche emmêlées, mycose (Fig. 32) et fibropapillomatose.

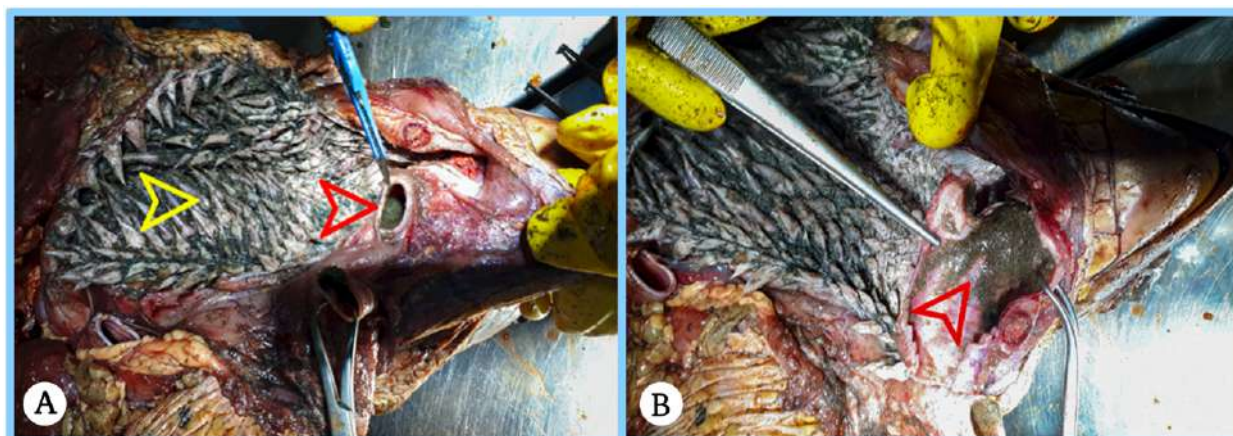


**FIGURE 32 :** Tortue caouanne juvénile (*Caretta caretta*) avec une potentielle mycose au niveau de la zone cervicale. (A) Avant d'être traitée et (B) peu de semaines après le début du traitement. Photographies : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

## SYSTÈME CARDIORESPIRATOIRE

Pour évaluer la fréquence cardiaque, il faut utiliser un *Doppler* ou des ultrasons, lequel doit être placé entre la portion distale de la région cervicale et la portion proximale de la nageoire pectorale. La littérature indique que la fréquence cardiaque d'une tortue juvénile et adulte au repos varie de 20 à 50 battements par minute (BPM) et peut atteindre les 90 BPM chez les tortillons (García-Parraga *et al.* 2017). La fréquence moyenne pour une tortue verte au repos est de 24 BPM (Bulter *et al.* 1984, Tristan & Norton 2017).

Lors de l'évaluation de la fréquence respiratoire, il faut tenir compte du fait qu'elle varie en fonction de la température environnante et du niveau d'activité de la tortue. Il faut noter que les tortues marines ne possédant pas de diaphragme ne peuvent ni tousser ni vomir. Cependant, les obstructions trachéales (Fig. 33) et les maladies des voies respiratoires peuvent se manifester par des gargouillis, des sibilances, des râles ou des ouvertures répétées du bec (Norton & Wyneken 2014, Reckendorf *et al.* 2016).



**FIGURE 33** : Nécropsie d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*) où peut être observée une quantité importante de résidus. (A) œsophage (flèche jaune) et trachée (flèche rouge) avec une concentration élevée de sable et (B) Intérieur de la trachée où peut être observée une quantité importante de sable qui a probablement fortement affecté la capacité respiratoire de l'animal. Photographies : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

## PEAU

Toute lésion cutanée doit être décrite en indiquant sa localisation et sa durée estimée (lésion de type aigüe ou chronique). Cette lésion peut être causée par un enchevêtrement dans des filets de pêche ou des déchets, des morsures de requin, une fibropapillomatose, des ectoparasites ou des épibiontes (Fig. 34). Il est possible de trouver deux ou plusieurs lésions simultanément sur le même animal.

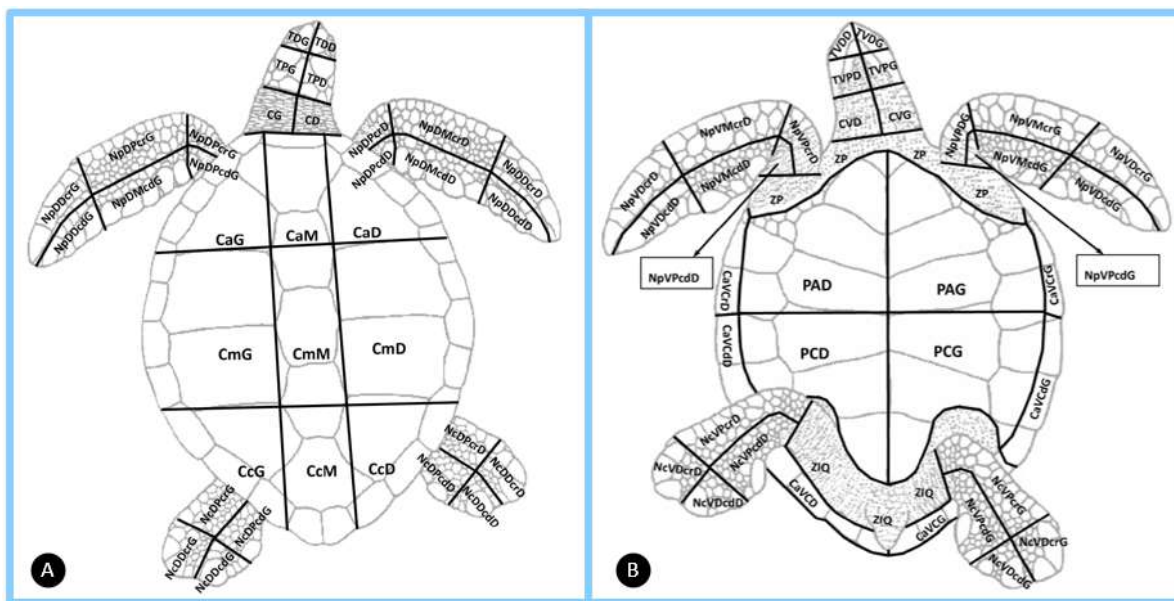


**FIGURE 34 (page précédente) :** Différentes lésions de la peau chez des tortues marines. (A) Nageoire pectorale d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*) sévèrement étranglée par une ligne de pêche ; (B) Lésions cutanées d'une tortue verte (*Chelonia mydas*) en forme de plaque dans la fosse pré-fémorale correspondant à tableau clinique précoce de fibropapillomatose et (C) Tortue caouanne avec une charge importante de sangsues et d'épibiontes. Photographies : (A) Lampedusa Turtle Rescue, Italie et (B et C) Georgia Sea Turtle Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

La charge et le type d'épibiontes ou de parasites externes présents sur l'animal dépendra de l'espèce de tortue, de son stade de développement et de la région qu'elle habite. Il est donc crucial de préciser le type d'épibionte, d'algue et/ou de parasite externe présent (mollusque, crustacé, sangsue, etc.) et sa localisation. Pour cela, il existe plusieurs méthodologies, mais dans ce manuel nous avons choisi de diviser le corps de l'animal en quadrants pour faciliter la description de l'emplacement de ceux-ci comme le montre la figure 35.

Le nombre d'épibiontes augmente lorsque la mobilité de la tortue diminue ou que celle-ci passe beaucoup de temps au fond de l'océan. Des charges cutanées élevées de ces parasites, en particulier des sangsues, sont associées à la malnutrition (maigre ou cachectique) et indiquent que la tortue est affaiblie. Une charge algale exacerbée sur la carapace caudale ou dorsale peut indiquer une surexposition au soleil ou des anomalies de flottabilité. Il faut également considérer qu'une charge élevée d'épibiontes peut entraîner des infections secondaires de la peau et/ou de la carapace. Davantage d'informations sur les épibiontes et les parasites externes seront fournies plus loin dans le Chapitre VI, section : Traitements.





**FIGURE 35 :** Schéma de vue (A) Dorsale et (B) Ventrale d'une tortue verte (*Chelonia mydas*). Le corps est divisé en quadrants pour faciliter la localisation d'épibionte. Pour davantage d'informations quant à ce schéma, se référer à l'appendice 6. Photographies : Sofia Pereira-Figueroa (basés sur les illustrations de Eckert *et al.* 2000).

## NAGEOIRES ET GRIFFES

Les nageoires pectorales et caudales doivent être examinées en évaluant l'amplitude des mouvements à chaque articulation, le tonus musculaire et la présence éventuelle d'une atrophie ou d'une hypertrophie musculaire. Il est normal que la tortue résiste aux mouvements, l'absence de résistance peut indiquer un affaiblissement grave de l'animal ou une altération neurologique (Tristan & Norton 2017).

Examiner la tortue à la recherche de coupures, de lacérations, de crépitations, de déformations osseuses et de débris qui compriment ou endommagent la zone. Les griffes doivent également être examinées (Fig. 36) à la recherche de signes de traumatismes ou d'infection. Il convient de mentionner que toutes les espèces de tortues marines sont pourvues de griffes, à l'exception de la tortue luth (Annexe 1.1).

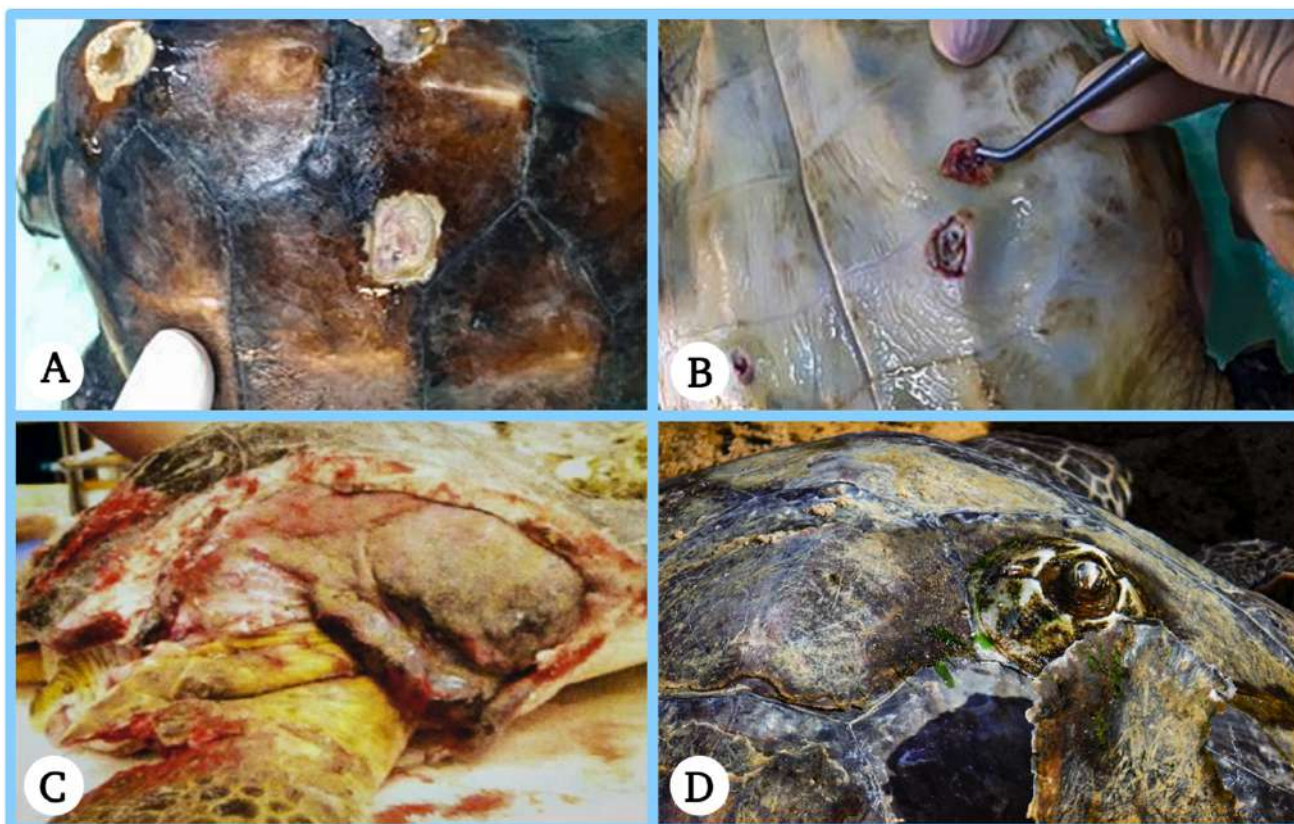


**FIGURE 36 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*). La griffe présente sur une de ses nageoires pectorales. La présence et le nombre de griffes sur les nageoires va dépendre de l'espèce. Photographie : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

## *CARAPACE ET PLASTRON*

L'intégrité de la carapace et du plastron doit être évaluée à la recherche d'anomalies de kératinisation, de fractures, de plaies, d'ulcérations, d'ostéomyélite, de signes d'attaques de prédateurs, de déformations, de fibropapillomes, de points mous (décalcifications) et de présence d'épibiontes, comme mentionné ci-dessus (Fig. 37).





**FIGURE 37 :** Différentes lésions associées à la carapace ou au plastron de tortues marines. (A) Tortue caouanne (*Caretta caretta*) avec une lésion ulcératrice sur la carapace en voie de guérison ; (B) Tortue caouanne avec des ulcérations sur le plastron ; (C) Tortue verte (*Chelonia mydas*) avec une lésion provoquée par une morsure de requin au niveau de la zone caudale de la carapace et de la nageoire et (D) Tortue verte avec épibionte sur la carapace, le détachement de l'ancienne kératine d'une écaille costale peut être observé. Photographies : (A et B) Lampedusa Turtle Rescue, Italie, (C) Georgia Sea Turtle Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a) et (D) Sofia Pereira-Figueroa.

Les fractures caudales de la carapace impliquant des vertèbres sont souvent associées à des lésions spinales et à une flottabilité positive anormale de la partie caudale du corps (Chapitre VII, section : Défauts de la flottabilité). En cas de suspicion d'une lésion vertébrale, il faut évaluer la sensibilité de la zone en appuyant avec une pince hémostatique entre les écailles vertébrales dorsales.

Si la tortue est émaciée, elle doit être manipulée avec une extrême prudence, car les os du plastron sont tranchants et plus mobiles que chez les tortues ayant une bonne condition corporelle. Cette condition peut provoquer une perforation cardiaque due à l'avulsion des os du plastron (Fig. 38), entraînant une hémorragie et la mort de l'animal (Tristan & Norton 2017)

(Chapitre VII, section : Syndrome de débilitation chronique). De plus, le simple fait de soulever l'animal peut provoquer des fractures et des avulsions, des lésions de la peau et du tissu conjonctif, ainsi que des hématomes et des caillots sous la carapace.

Pour faciliter la description de la localisation de l'affection ou de la lésion, il est recommandé d'utiliser la nomenclature mentionnée en annexe 1.3.



**FIGURE 38 :** Nécropsie de tortue caouanne (*Caretta caretta*), où l'on peut observer les os tranchants du plastron qui, s'ils ne sont pas manipulés avec soin, peuvent provoquer une perforation cardiaque chez les tortues cachectiques. Photographie : Tim Tristan, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

## *CLOAQUE ET QUEUE*

Le cloaque et les plis cutanés qui entourent la queue doivent être exempts de matières fécales, d'urates, de corps étrangers (ex : plastique), de masses, de parasites externes, sans signe d'irritation, de tuméfaction ou de prolapsus de tissu intestinal.

Le prolapsus cloacal peut se produire chez les tortues qui sont hors de l'eau ou qui ont souffert d'une impaction ou d'une obstruction gastrique. La plupart de ces cas se résolvent sans traitement une fois que l'animal retourne dans l'eau (Manire 2017b).

Lorsque des corps étrangers sont trouvés dans le cloaque, **IL NE FAUT PAS TIRER POUR TENTER DE LES RETIRER**, car cela pourrait provoquer des lacérations ou des obstructions par corps étranger linéaire au niveau intestinal (Chapitre VII, section : Hameçons et lignes de pêche).

Si la tortue défèque, il faut collecter les selles et les analyser pour évaluer la couleur, la consistance, déterminer l'existence de traces de sang, de parasites ou de corps étrangers tels que des plastiques (macro et microplastiques).

# PRISE D'ÉCHANTILLONS ET EXAMENS

## PRISE DE SANG

Avant de réaliser la prise de sang, le site de prélèvement doit être désinfecté et toutes les mesures de biosécurité appropriées doivent être prises.

Il n'est pas recommandé de prélever plus de 0,5 à 0,8% du poids corporel, cependant, le Service National de Pêche Marine (NMFS) des États-Unis recommande de prélever un maximum de 3ml de sang par Kg chez les tortues saines et de ne pas espacer les prélèvements de moins de 45 jours (Stacy & Innis 2017).

Il a été démontré que la différence entre un échantillon à jeun et un échantillon postprandial n'est pas assez significative pour affecter une décision clinique, cependant, si l'animal a ingéré de la nourriture, il est recommandé d'attendre deux heures avant de le manipuler pour éviter les régurgitations (Anderson *et al.* 2011).

La taille de l'aiguille dépend de la taille de l'animal. La littérature suggère d'utiliser des aiguilles 18-25 G de différentes longueurs (Tableau 10), en tenant compte du fait que la plus grande longueur doit être utilisée pour les tortues luths étant donné que les vaisseaux sanguins sont plus profonds (Stacy & Innis 2017). Cependant, l'état corporel et l'état d'hydratation sont également des facteurs à prendre en compte, car chez les animaux émaciés, à faible condition corporelle ou déshydratés, des aiguilles plus petites que la taille recommandée pour la taille de la tortue doivent être utilisées.

**TABLEAU 10** : Calibre d'aiguille recommandé selon la taille de l'animal\*.

Taille de la tortue	Dimension Recommandée	
	Gauge	Longueur (cm)
Juvéniles	25 G	2,5
Adultes	21 à 25 G	2,5 à 3,8
Tortues luths adultes	18 à 25 G	8,9

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Manire et al. 2017a.

## SITES DE PRÉLÈVEMENT

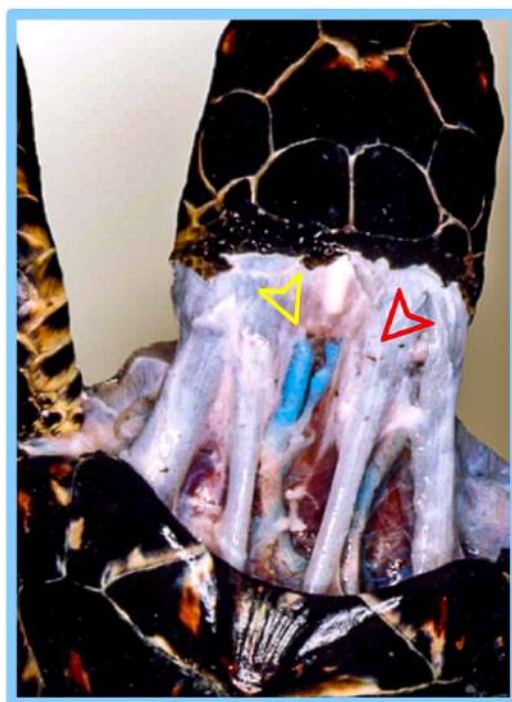
### 1. Sinus cervical dorsal

Ce site est considéré comme le site de prélèvement privilégié pour les grands animaux. Le sang prélevé proviendra de la veine jugulaire externe qui, bien que non visible à l'œil nu, est considérée comme très facile d'accès. Anatomiquement parlant, elle se situe dans la partie dorsale du cou, entre la tête et la carapace, médialement au muscle digastrique cervical (Fig. 39).

Le prélèvement peut être effectué n'importe où le long du cou, cependant, il existe quelques différences entre les espèces. Par exemple, la veine jugulaire externe chez *C. mydas* et *E. imbricata* a un diamètre inférieur à celui des autres espèces et chez *D. coriacea* la ramification qui est normalement située dans la zone cervicale, est plus proche de la tête (Wyneken 2004).

Chez les tortues vertes, il est préférable de faire le prélèvement près de la tête ou plus médialement (Fig. 40A). Pour faciliter le prélèvement sanguin, il est recommandé d'élever la partie caudale de la tortue de sorte que la tête soit vers le bas avec le cou étendu, il faut ensuite déplacer la tête vers le côté opposé à celui souhaité pour le prélèvement (Fig. 40B).





**FIGURE 39 :** Vue dorsale de la zone cervicale d'une tortue marine (*Eretmochelys imbricata*), où peuvent être observés les veines jugulaires (flèche jaune) et le muscle digastrique cervical (flèche rouge). Photographie : Wyneken 2004.



**FIGURE 40 :** Procédure de prélèvement d'échantillon sanguin du sinus cervical dorsal. (A) Sur une tortue de petite taille et (B) Tortue verte subadulte (*Chelonia mydas*) en posture idéale pour extraire un échantillon sanguin (tête inclinée vers le bas et partie postérieure de l'animale levée). Photographies : (A) New England Aquarium, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a) et (B) O.N.G. QARAPARA, Chili.



## 2. Sinus sub-carapacial

Il se situe près de la ligne médiane du cou du côté dorsal, ventral par rapport au bord de la carapace. L'aiguille doit être introduite dans une direction dorso-caudale vers la jonction des vertèbres cervicales 7 et 8 qui sont fusionnées à la carapace (Hernandez-Divers *et al.* 2002) (Fig. 41). En raison de sa proximité avec la colonne vertébrale, certains auteurs ne recommandent pas d'utiliser ce site en raison du **RISQUE DE TRAUMATISME SPINAL**. En outre, il convient d'être prudent concernant l'espace intrathécale et les éventuels dommages neuronaux qui peuvent être causés par la ponction (Stacy & Innis 2017).



**FIGURE 41 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*), à laquelle est prélevé un échantillon sanguin du sinus sub-carapacial (cercle rouge). Photographie : Daphne Wrobel.

## 3. Sinus post-occipital

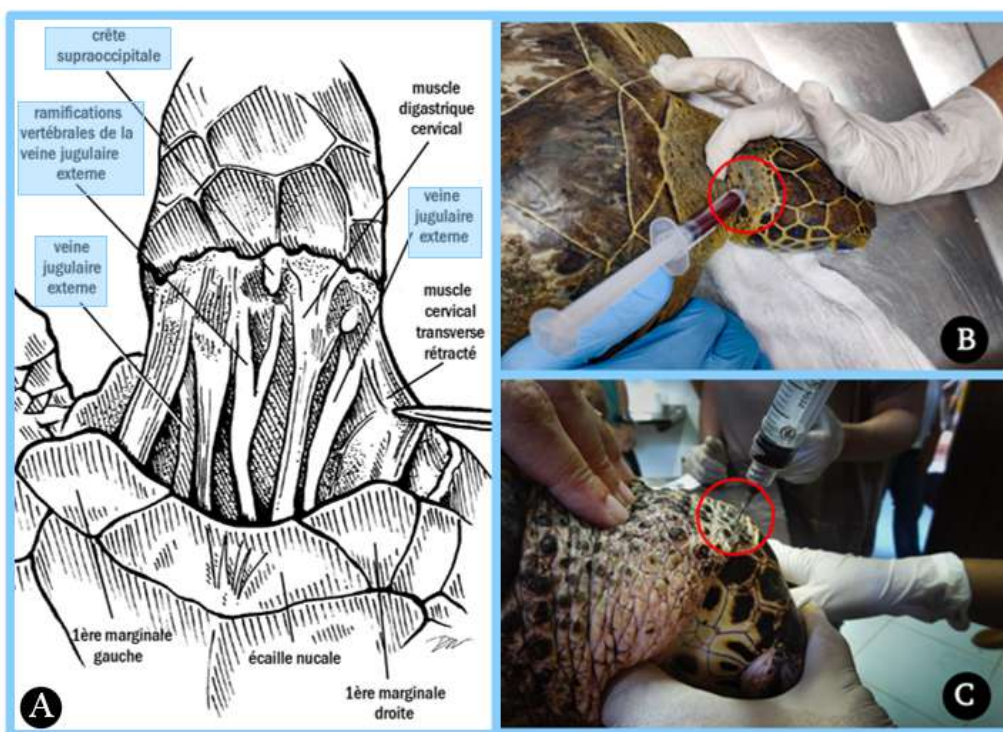
Une ramification de la veine jugulaire est ponctionnée (Fig. 42A). Elle se situe latéralement à l'os supra-occipital (celui-ci se situe postérieurement à l'os pariétal et peut être palpé), médiale à latérale à la partie caudale de la tête (Stacy & Innis 2017). Certains experts considèrent que ce site est sûr et facile d'accès chez les tortues vertes (Fig. 42B et C).

#### 4. Autres sites de prélèvement pour les tortues luths adultes

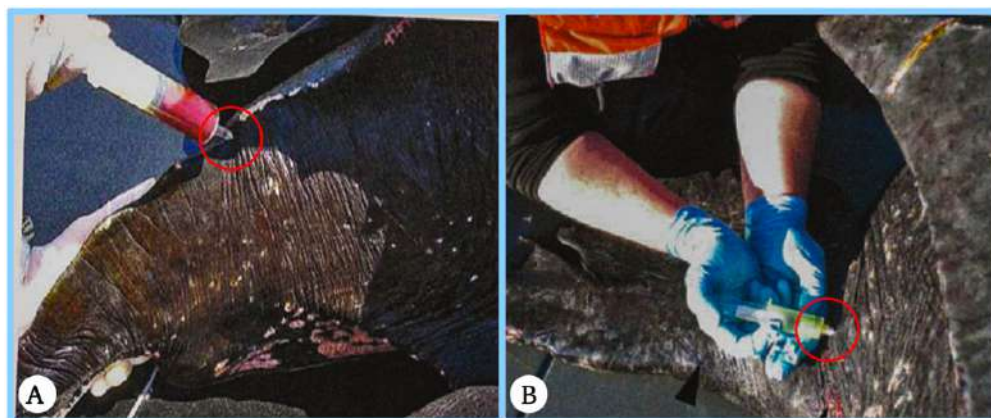
D'autres sites de prélèvement sont possibles pour cette espèce : la veine dorsale caudale (coccygienne), le sinus sub-carapacial, le sinus post-occipital, le sinus poplité et les vaisseaux interdigitaux (Wallace & George 2007, Harris *et al.* 2011).

La veine dorsale caudale est située sur la ligne médiane de la queue sur sa face dorsale (Fig. 43A). Il faut palper l'apophyse dorsale des vertèbres de la zone et insérer l'aiguille à un angle de 45° à 90° entre les apophyses palpées ; dans cette zone, il y a un risque de contamination de l'échantillon par la lymphe et le liquide synovial. Il est important de considérer que, si la ponction est effectuée de manière incorrecte, l'espace intrathécal peut être ponctionné et l'échantillon contaminé par le liquide céphalo-rachidien, tout en causant de possibles dommages neurologiques à l'animal (Rivera *et al.* 2011).

Pour accéder à la veine poplitée, la seringue doit être positionnée caudalement par rapport à l'articulation du genou (Fig. 43B). Pour accéder aux vaisseaux interdigitaux (adjacents au métatarse et à la première phalange de la nageoire postérieure), il est recommandé d'utiliser des aiguilles de calibre 20 à 22 G et de 2,5 à 3,75 cm de longueur.



**FIGURE 42 :** (A) Schéma de la zone cervicale d'une tortue marine où l'on peut observer la localisation des différentes ramifications de la veine jugulaire et de la crête supra-occipitale (surlignés en bleu clair) ; (B) Photographie dorsale de la tortue verte (*Chelonia mydas*) et (C) latérale d'une tortue imbriquée (*Eretmochelys imbricata*), où une prise de sang du sinus post-occipital est réalisée (cercle rouge). Photographies : (A) Wyneken 2004 et (B et C) Daphne Wrobel.



**FIGURE 43 :** Extraction d'échantillon sanguin (cercle rouge) sur une tortue luth (*Dermochelys coriacea*), utilisant différents sites d'accès. (A) Accès à la veine dorso-caudale et (B) accès au sinus poplité. Photographies : (A) New England Aquarium, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a) et (B) Heather Harris, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

## *Anticoagulants*

L'anticoagulant de prédilection est l'héparine, qui est disponible sous différentes présentations, notamment :

- Héparine de lithium : c'est l'anticoagulant utilisé dans la plupart des tubes commerciaux et c'est l'anticoagulant de prédilection pour ces espèces.
- Plasma hépariné : c'est l'anticoagulant de prédilection si l'on ne dispose que d'une petite quantité de sang, car le même échantillon peut être utilisé pour un hémogramme et un profil biochimique.
- Héparine sodique : il faut tenir compte du fait qu'en grande quantité, elle peut provoquer une altération des taux de sodium mis en évidence par les tests de biochimie sanguine.
- Sérum hépariné : il est utilisé si le laboratoire auquel les échantillons sont envoyés l'exige pour des raisons de protocole. Il est donc extrêmement important de savoir à quel laboratoire les échantillons seront envoyés avant de réaliser la procédure.

Il n'est pas recommandé d'utiliser l'anticoagulant EDTA, car il a été démontré qu'il provoque une hémolyse.

## *Examens complémentaires*

Ces examens permettent d'orienter le diagnostic grâce à l'analyse des gaz du sang ; les solides totaux, l'hémoglobine et la couleur du plasma ; la numération et la morphologie des globules blancs ; l'hémogramme ; le profil biochimique ; l'examen radiographique et l'échographie. Aux fins du présent manuel, les auteurs ne jugent pas pertinent de décrire la technique d'endoscopie dans cette édition. Toutefois, si nécessaire, il est recommandé de consulter le livre *Sea turtle Health & Rehabilitation* (Manire *et al.* 2017a), Chapitre 7 : Clinical Pathology (Stacy & Innis 2017).

Les analyses sanguines préliminaires de base recommandées pour orienter le diagnostic et le traitement sont les suivantes :

- Analyse immédiate des gaz du sang (en utilisant le sang total).
- Solides totaux et couleur du plasma (centrifugation du tube capillaire contenant le sang total).
- Frottis sanguin pour évaluer la numération préliminaire de globules blancs et la morphologie de cellules sanguines.

L'hématocrite (PCV) obtenue de manière automatisée n'est **PAS CONSIDÉRÉ COMME UNE TECHNIQUE FIABLE CHEZ LES REPTILES** pour déterminer le volume globulaire moyen (VGM) (Stacy & Innis 2017), car les noyaux des érythrocytes de ces espèces peuvent provoquer des erreurs dans le comptage effectué par les appareils. La meilleure façon d'obtenir une lecture fiable du PCV est la centrifugation du sang total dans un tube capillaire, comme expliqué par la suite.

La carapace limitant l'examen clinique, en plus des tests sanguins préliminaires de base, un examen radiologique complet est considéré comme essentiel pour le diagnostic de la pneumonie, des troubles gastro-intestinaux, la détection de corps étrangers associés au matériel de pêche et l'intégrité de la structure osseuse.

## 1. Analyse des gaz du sang

Pour cette analyse, on utilise du sang total avec de l'héparine. L'analyse doit être réalisée le plus tôt possible et il faut se rappeler que chez les reptiles, les valeurs obtenues doivent être reliées à la température corporelle de la tortue (température : cloacale, par laser ou ambiante).

Plusieurs publications proposent différentes formules mathématiques pour réaliser cet ajustement, pour *C. mydas* la formule suivante est proposée (Anderson *et al.* 2011, Lewbart *et al.* 2014) :

a) Pour une température corporelle >25°C :

$$\text{pH veineux} = (0.014 \times \Delta T) + \text{pH}$$

\*Où  $\Delta T$  correspond à 37°C - Température corporelle de la tortue.

b) Pour une température corporelle <25°C :

$$\text{pH veineux} = [0.005 \times (25 - T_B) + 0.168^1 + \text{pH}]$$

\*Où  $T_B$  correspond à la température corporelle de la tortue.

Le pH veineux des tortues saines à 25°C est de 7,4 à 7,6. De nombreuses tortues malades, blessées, anesthésiées ou épuisées présentent une acidose métabolique et respiratoire.

Des valeurs élevées de  $p\text{CO}_2$  sont également fréquentes. Comme les valeurs de  $p\text{CO}_2$  et de  $p\text{O}_2$  varient directement avec la température et que les techniques de mesure sont décrites pour les mammifères (37°C), il faut tenir compte de la température corporelle de l'animal lors de l'interprétation des résultats (Stacy & Innis 2017).

Il est fondamental de connaître ces paramètres pour décider du type de liquides à administrer lors d'une fluidothérapie afin de ne pas altérer ou de rétablir l'équilibre acido-basique de la tortue.



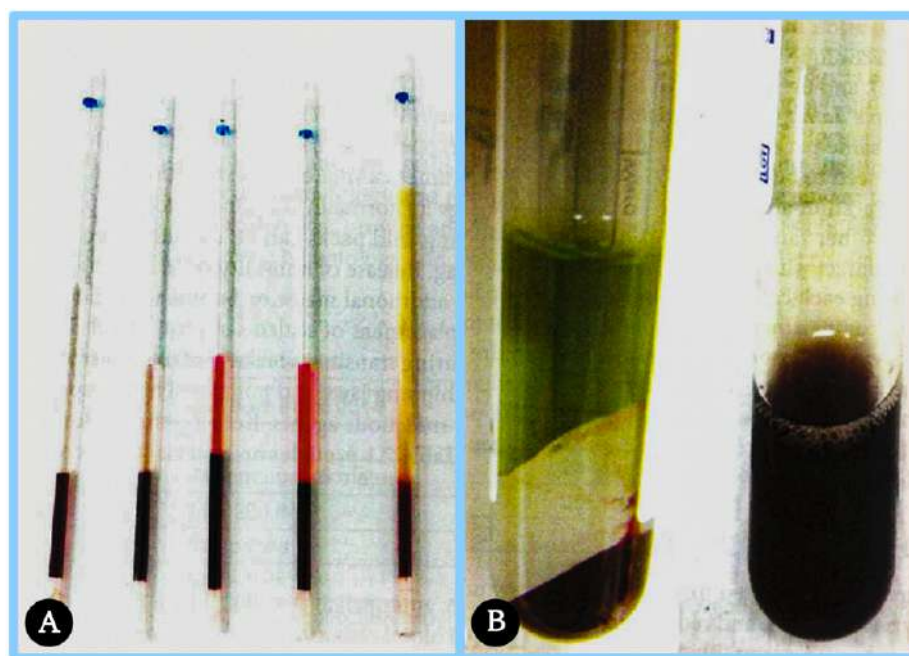
## 2. Solides totaux, hémoglobine et couleur du plasma

La technique de prédilection pour déterminer le PCV (Tableau 11) et pouvoir évaluer la couleur du plasma est la centrifugation du sang total dans un tube capillaire (Fig. 44). Pour l'hémoglobine (Hg) il est recommandé d'utiliser la méthode de ciano-méthémoglobine (Stacy & Innis 2017).

**TABLEAU 11** : Valeurs considérées normales selon la littérature\*.

Valeur PCV	Interprétation
>25%	Normale pour des tortues adultes
20 à 30%	Normale pour des juvéniles

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Manire et al. 2017a.



**FIGURE 44** : (A) Centrifugation de sang total dans un tube capillaire montrant du plasma sanguin de différentes couleurs. De gauche à droite : normal (aucune altération apparente), hémolyse légère, hémolyse modérée, hémolyse marquée, lipémie et (B) plasma vert (biliverdine) et brun. Photographies : Georgia Sea Turtle Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

La couleur du plasma est révélatrice de différentes affections dont peut souffrir l'animal (Stacy & Innis 2017) :

- Incolore ou transparent : état sanitaire normal, inaltéré.
- Rose à rouge : considérée comme indicative d'une hémolyse.
- Jaunâtre ou blanchâtre : indicative d'une lipémie.
- Vert : indique la présence de biliverdine dans le sang, cet état peut être observé en cas de cachexie, de maladie hépatique et d'hémolyse.
- Marron : signe de caillots sanguins, de rhabdomyolyse et de méthémoglobinémie.

### **3 Numération des globules blancs et morphologie**

Il faut prendre en compte le fait que chez les reptiles, les globules rouges et les leucocytes sont nucléés. Par conséquent, les analyses sanguines réalisées par des appareils peuvent présenter un certain taux d'erreur. Pour cette raison, il est recommandé d'effectuer en parallèle une technique de comptage manuel afin de comparer les résultats.

Si une numération des globules blancs est effectuée, trois méthodes manuelles sont recommandées (Stacy & Innis 2017) :

- Méthode directe de Natt et Herrick : cette méthode colore les cellules sanguines avec différentes nuances de violet, les personnes inexpérimentées peuvent donc commettre des erreurs de comptage.
- Méthode indirecte à la Phloxine B : cette méthode est basée sur la coloration des neutrophiles, ce qui peut ne pas être représentatif chez les tortues malades car elles sont susceptibles de présenter un nombre élevé de lymphocytes.
- Frottis sanguin : le frottis doit être de haute qualité, c'est-à-dire qu'il doit s'agir d'une monocouche de cellules avec une rupture cellulaire minimale, des bords nets, l'absence de caillots de leucocytes, l'observation de noyau et de cytoplasme.

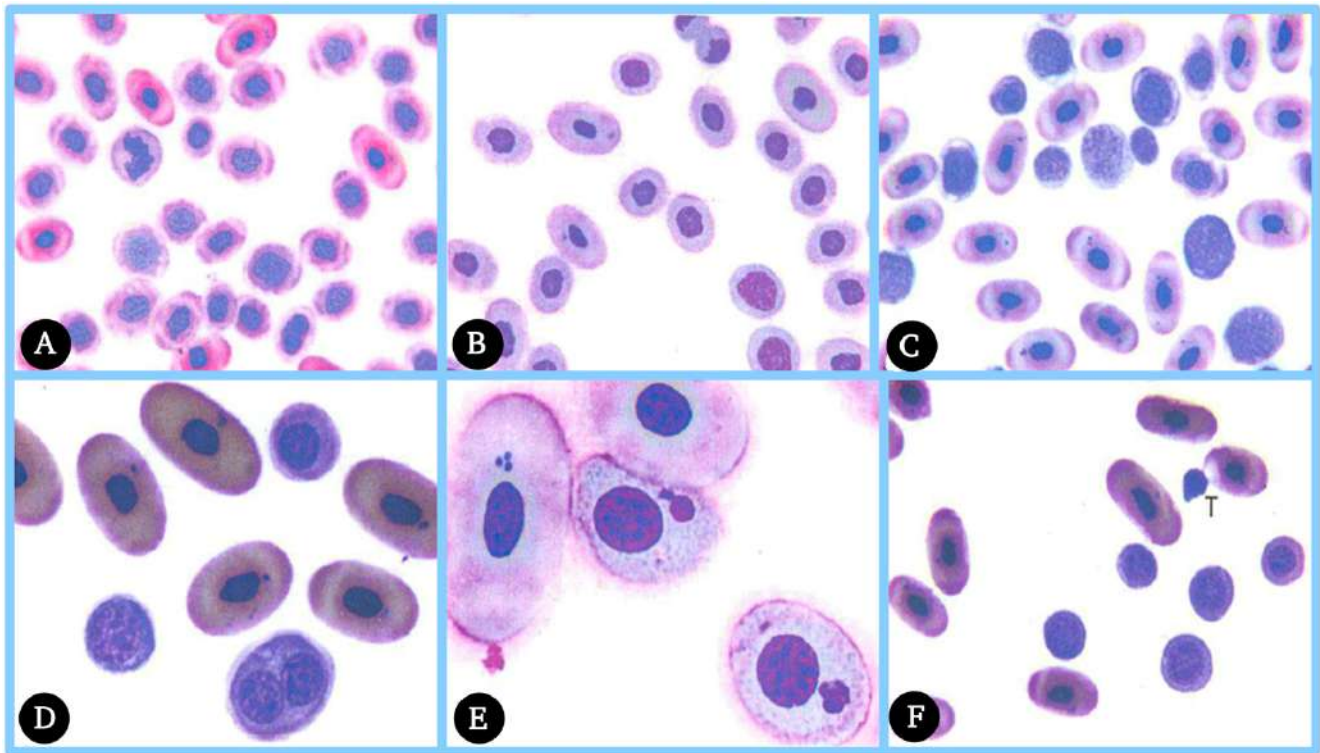
Comme mentionné précédemment, il faut choisir une monocouche avec une dispersion uniforme de cellules, compter les globules blancs dans 10 champs de haute puissance ou plus (généralement avec un objectif 40X ou 50X), puis calculer avec la formule suivante :

$$\text{WBC estimé/ } \mu\text{l} = [\text{moyenne WBC x CHP}] \times (\text{puissance de l'objectif})^2$$

\*Où WBC équivaut à la numération des globules blancs et CHP au nombre de champs de haute puissance comptés

En ce qui concerne la morphologie cellulaire, chez les espèces non mammifères, le moyen le plus fiable d'évaluer si l'anémie est régénérative ou non est le frottis sanguin, où la morphologie des cellules peut être observée.

La présence d'une ou de plusieurs de ces conditions ou cellules indique une régénération : polychromasie augmentée et anisocytose, basophilie et stades précoces des précurseurs érythrocytaires, y compris la présence de rubriblastes et de prorubriocytes (Fig. 45).



**FIGURA 45 :** Frottis sanguin avec coloration de Wright-Giemsa et objectif 50X de tortue verte (*Chelonia mydas*). (A) Avec un PCV de 24%, après une anémie initiale avec un PCV de 9% : réponse érythrocytaire régénérative caractérisée par une anisocytose, une polychromasie, des figures mitotiques et une binucléation ; (B) Réponse régénérative avec présence d'anisocytose, de polychromasie, de figures mitotiques et d'érythrocytes immatures ; (C) Avec un PCV de 18% après une anémie initiale avec un PCV de 6% : réponse régénérative avec anisocytose, polychromasie et présence de précurseurs érythrocytaires, y compris des rubriblastes ; (D) Frottis sanguin de tortue caouanne (*Caretta caretta*) avec un PCV de 14% : Une réponse régénératrice érythrocytaire est observée avec la présence d'anisocytose, de polychromasie, de précurseurs érythrocytaires binucléés avec basophilie et de deux précurseurs érythrocytaires ronds (coloration de Wright-Giemsa, objectif 50X) ; (E) Frottis sanguin de tortue verte avec un PCV de 9% avec deux stades érythrocytaires immatures avec basophilie et micronoyaux (coloration Diff-Quik, objectif 100X) et (F) Frottis sanguin de tortue caouanne avec anémie (PCV 11%) : réponse régénérative précoce caractérisée par la présence de précurseurs érythrocytaires ronds (à distinguer des lymphocytes). La lettre "T" indique un thrombocyte (coloration Diff-Quik, objectif 100X). Photographies : Stacy & Innis, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

#### 4. Hémogramme : pour le diagnostic d'anémie

Il doit être réalisé lors de l'admission de l'animal dans le centre de réhabilitation et pendant son séjour, car c'est un outil peu coûteux qui nous permet de diagnostiquer et de suivre l'état de la tortue dans le temps.

Cette technique nous permet de détecter des conditions telles que l'anémie ( $PCV \leq 25\%$  pour les tortues adultes), les processus inflammatoires (aigus et chroniques), les néoplasies hématopoïétiques et les troubles hémostatiques.

L'anémie en tant que signe sera abordée plus en profondeur ultérieurement (Chapitre VII, section : Syndrome de débilitation chronique). Les niveaux de PCV considérés comme normaux ou anémiques (Tableau 12) sont basés sur la bibliographie disponible. Il convient de noter que la déshydratation peut masquer l'anémie ou sa gravité (Frai 1997, Rousselet *et al.* 2013, Coleman *et al.* 2016).

**TABLEAU 12 :** Valeurs de PCV pour les tortues marines\*.

Valeur PCV	Interprétation
>25%	Normal pour des tortues adultes
20 à 30%	Normal pour des juvéniles
19 à 25%	Anémie légère
13 à 18%	Anémie modérée
$\leq 12\%$	Anémie sévère

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Manire *et al.* 2017a.

#### 5. Profil biochimique

Pour obtenir ces informations, le plasma peut être analysé avec des appareils pour animaux de compagnie. La réalisation de cette analyse à plusieurs reprises au cours du processus de soins est très utile pour prendre des décisions concernant le traitement et le

diagnostic. Dans cette section, seuls certains des paramètres fournis par le profil biochimique seront abordés plus en profondeur (Stacy & Innis 2017).

**a)** Azote uréique (BUN) : varie selon la condition de la tortue, ainsi :

- L'azote uréique sanguin est plus élevé chez les tortues carnivores que chez les tortues herbivores. Il devrait donc être bas chez les tortues vertes en bonne santé.
- Les tortues affaiblies présenteront des concentrations d'azote uréique sanguin relativement basses malgré leur déshydratation. La cause exacte de ce phénomène est inconnue, mais il est associé à une diminution de la production d'urée due à l'anorexie et à une diminution de la fonction hépatique.
- Les tortues en période de nidification auront également des taux d'azote uréique sanguin plus faibles que celles qui se trouvent dans des zones d'alimentation.
- Des taux élevés d'azote uréique sanguin ont été constatés chez des tortues vertes présentant un tableau clinique de fibropapillomatose, une maladie générale et un choc hypothermique.

**b)** Acide urique : est généralement bas chez les tortues saines (<1 à 2 mg/dl). Ce paramètre peut être augmenté chez les tortues échouées en raison de la déshydratation. Il peut également être associé à des lésions rénales. Des niveaux élevés d'acide urique (>11 mg/dl) sont associés à un mauvais pronostic (Innis *et al.* 2009).

**c)** Créatinine : les taux sont généralement très faibles, même en cas de dysfonctionnement rénal grave. Ce paramètre n'est donc pas considéré comme pertinent pour le diagnostic (Manire *et al.* 2002, Innis *et al.* 2009).

**d)** Solides totaux (protéines) : la détermination des solides totaux par réfractométrie peut être surestimée en cas d'hémolyse, de lipémie, de turbidité et/ou de concentration élevée de certaines substances (glucose, urée, sodium, chlorure). Elle doit être utilisée à titre préliminaire



jusqu'à l'obtention du résultat des protéines plasmatiques totales, pour lequel la méthode du biuret est recommandée.

**e)** Albumine : il faut considérer que, si elle est mesurée à l'aide de vert de bromocrésol, la concentration d'albumine sera plus élevée que si l'analyse est réalisée par électrophorèse (Macrelli *et al.* 2013). Les tortues marines malades peuvent présenter une hypoprotéinémie et une hypoalbuminémie, la cause spécifique de l'hypoalbuminémie est inconnue.

**f)** Glucose : selon l'outil de mesure, différentes valeurs seront obtenues ; ainsi, si un glucomètre portable est utilisé, la valeur obtenue sera plus élevée que celle fournie par le profil biochimique (Wess & Reusch 2000). Cependant, si cet outil n'est pas disponible, le glucomètre peut être très utile.

Les tortues malades peuvent communément présenter une hypo- ou une hyperglycémie. La présence d'une hyperglycémie accompagnée d'une augmentation de la corticostérone a été corrélée au stress. Les maladies hépatiques et pancréatiques, l'activation du système de gluconéogenèse et l'utilisation de stéroïdes (pendant et après) sont d'autres causes d'hyperglycémie. L'hypoglycémie peut être causée par : une anorexie prolongée, une septicémie et une fatigue extrême.

## **6. Examen Radiographique**

Avant de prendre des radiographies, il est nécessaire d'éliminer autant d'épibiontes et d'algues que possible, car leur radio-opacité peut se superposer à celle d'une structure anatomique, ce qui produit des artefacts et une perte de définition (Fig. 46). La méthode d'élimination est expliquée au Chapitre VI, section : Traitements.



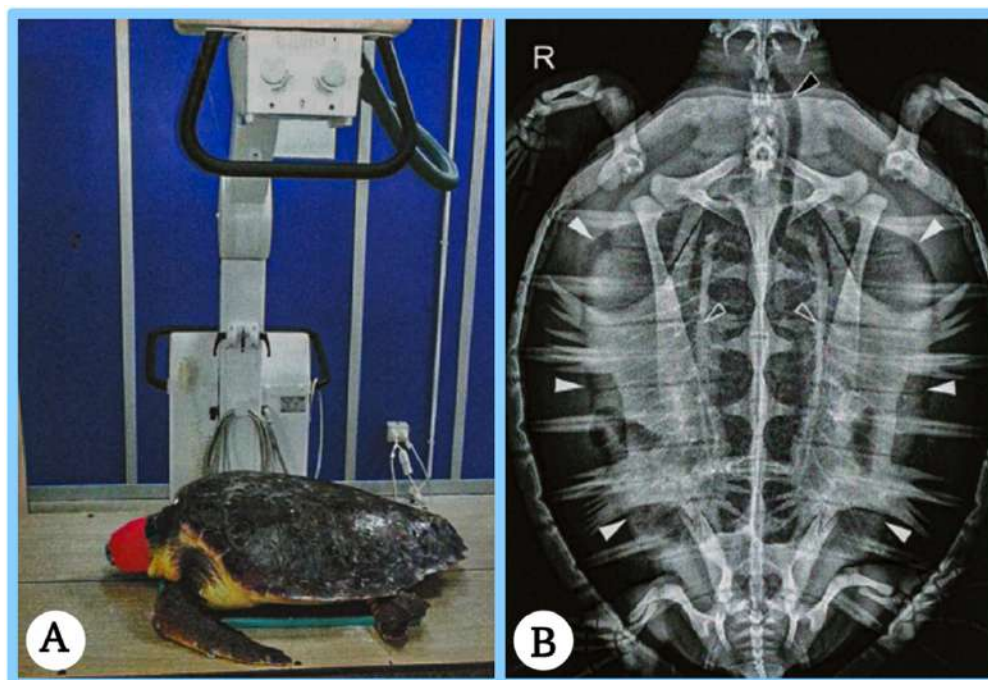
**FIGURE 46 :** Vue dorso-ventrale d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*). L'artéfact causé par les balanes fixées sur la carapace peut être observé (flèches blanches). D'autres épibiontes fixés sur la carapace apparaissent à l'intérieur de l'intestin (flèche noire). Photographies : Antonio Di Bello, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

En général, aucune anesthésie ou sédation n'est nécessaire pour effectuer une radiographie sur les tortues marines. La radiographie doit être réalisée lorsque la tortue ne bouge plus ; pour qu'elle reste calme, la procédure doit être réalisée avec le moins de personnes possible et dans une pièce avec un éclairage de faible intensité. De plus, il est recommandé de couvrir les yeux de la tortue avec une serviette ou quelque chose de similaire, en évitant de couvrir les narines afin de réduire le stress (Chapitre V, section : Manipulation).

Les principales vues sont dorso-ventrales, latéro-latérales et crânio-caudales, celles-ci doivent être prises avec la tortue reposant sur son plastron (décubitus ventral). Toutefois, si l'animal présente des lésions sur les nageoires, le cou ou la tête, il est recommandé de réaliser une analyse radiographique de la structure endommagée pour évaluer l'intégrité osseuse de la

zone. Les vues préférentielles qui fournissent les informations les plus générales sur les tortues marines sont les suivantes :

**a)** Projection dorso-ventrale : le faisceau de rayons X doit être positionné au centre de la carapace (Fig. 47A). Cette vue permet d'évaluer le tractus gastro-intestinal et le squelette, y compris la carapace et le plastron. Bien que cette vue seule ne soit pas idéale pour examiner les voies respiratoires en raison de la superposition des organes, elle est utile pour déterminer l'étendue du champ pulmonaire, de la trachée, des bronches et des vaisseaux pulmonaires (Fig. 47B). De plus, certaines lésions et altérations pulmonaires diffuses peuvent être observées (Pease *et al.* 2017), pour les tortues de grande taille, il peut être nécessaire de prendre plus d'une radiographie afin d'évaluer l'animal entier.



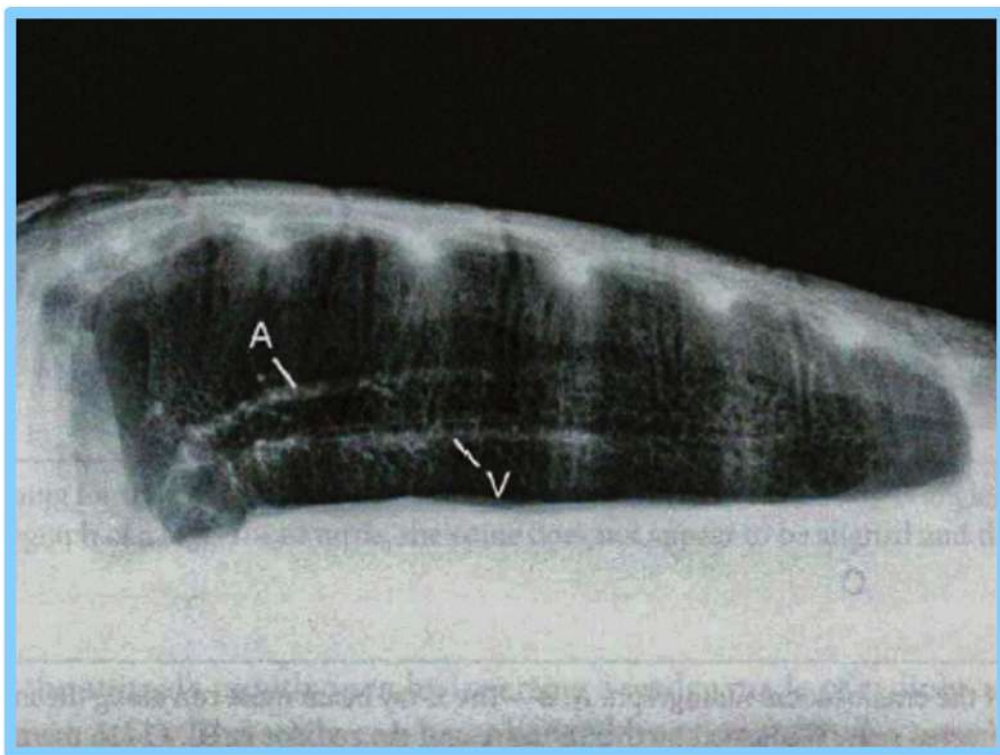
**FIGURE 47 :** (A) Tortue caouanne (*Caretta caretta*) dans la position correcte pour obtenir une vue dorso-ventrale. Le faisceau doit être centré sur le centre de la carapace et (B) Radiographie dorso-ventrale de tortue verte (*Chelonia mydas*) montrant la trachée (flèche noire), les vaisseaux pulmonaires (flèches blanches non remplies) et les limites du champ pulmonaire (flèches blanches). Photographies : Antonio Di Bello, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

**b) Projection latéro-latérale :** pour cette vue, il est nécessaire de positionner la tortue sur un piédestal radiotransparent (ex : une boîte en plastique). La base du piédestal doit être légèrement plus petite que le diamètre du plastron et doit être suffisamment haute pour empêcher les nageoires de toucher la table (Fig. 48 et 49). Chez les tortues de grande taille, il peut être nécessaire de prendre une radiographie crânienne et une radiographie caudale. Il est également recommandé que cette vue soit prise des deux côtés pour plus de clarté.

Cette vue est importante pour évaluer les voies respiratoires, et est également utile pour identifier les lésions de la carapace, des vertèbres et du plastron. Elle est considérée d'une grande utilité pour évaluer la présence d'hameçons dans l'œsophage. Cette vue **NE DOIT PAS ÊTRE UTILISÉE POUR ÉVALUER LE SYSTÈME DIGESTIF** en raison de la superposition des structures.



**FIGURE 48 :** Positionnement correct d'une tortue verte (*Chelonia mydas*) afin d'obtenir une vue latérale. Celle-ci est posée sur un piédestal radiotransparent pour éviter que les nageoires ne reposent sur la table. Photographie : Georgia Sea Turtle Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

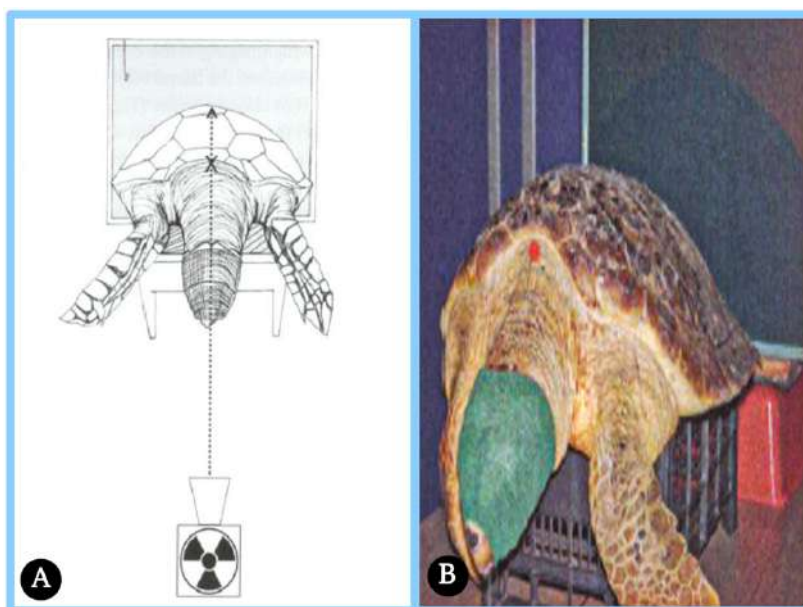


**FIGURE 49 :** Vue latérale d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*) sans altération. On peut observer l'aspect du parenchyme pulmonaire et la position de l'artère "A" et de la veine "V" pulmonaire, entre lesquelles on distingue les bronches (radiotransparentes). Photographie : Antonio Di Bello, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

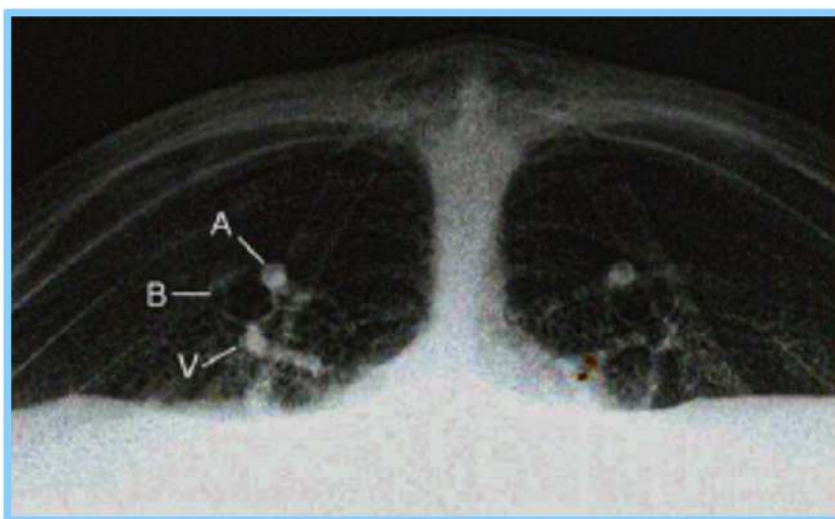
**c)** Projection crânio-caudale : l'animal doit être sur un piédestal, comme pour la vue précédente, mais avec la tête face au tube radiographique. Le faisceau central doit être dirigé immédiatement sous le bord crânien de l'écaille nucale de façon à être parfaitement aligné avec le plan sagittal de la tortue (Fig. 50A et B). Il faut faire très attention à la position, car les variations de l'angle de prise de vue peuvent provoquer une asymétrie pulmonaire sur la radiographie.

Cette vue est importante pour réaliser une évaluation approfondie des poumons (Fig. 51), car elle permet d'observer les poumons de façon indépendante, sans superposition avec d'autres organes. Des altérations de la densité radiographique ou de la symétrie seront le signe d'anomalies pulmonaires.





**FIGURE 50 :** Le positionnement correct pour la radiographie crânio-caudale est montré sur les deux images. Le faisceau de rayons X doit traverser la tortue dans le plan sagittal médian et être centré sous le bord crânien de l'écaille nucale. (A) Illustration du positionnement correct d'une tortue pour obtenir une vue crânio-caudale, le "X" marque l'endroit où le faisceau de rayons X doit pénétrer et (B) Tortue caouanne (*Caretta caretta*) où l'endroit mentionné ci-dessus est marqué d'un point rouge. Photographies : Antonio Di Bello, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).



**FIGURE 51 :** Vue crânio-caudale d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*), montrant l'homogénéité du parenchyme et la symétrie du champ pulmonaire. On peut également voir les artères "A", les veines "V" et les bronches "B" pulmonaires. Photographie : Antonio Di Bello, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).



## 7. Échographie

Pour accéder à la cavité coelomique, les tortues comptent 10 fenêtres : unilatéralement on trouve la fenêtre cervicale dorsale et la fenêtre cervicale ventrale. Bilatéralement, on distingue les fenêtres cervico-brachiale (zone comprise entre la région cervicale distale et la nageoire pectorale), axillaire, pré-fémorale et post-fémorale (Tableau 13 et Fig. 52). La zone cloacale peut également être échographiée à travers la peau qui l'entoure.

**TABLEAU 13 :** Résumé des fenêtres acoustiques présentes chez les tortues marines pour examiner les différents organes\*.

Organes	Fenêtre d'Accès	Observations
Œsophage et cœur	Cervicale ventrale Cervico-brachiale (Fcb) uniquement chez les animaux de grande taille	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Fcb : œsophage distal, peut être identifié grâce aux papilles kératinisées hyperéchoïques</li> <li>• Cœur : situé sur la ligne médiane entre les lobes hépatiques</li> </ul>
Estomac et foie	Cervico-brachiale gauche Axillaire Pré-fémorale	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Estomac : situé caudalement au lobe hépatique gauche</li> <li>• Foie : composé de deux lobes, il a une position ventrale à la ligne médiane de la cavité coelomique</li> </ul>
Intestins, reins et vessie	Pré-fémorale	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Vésicule biliaire : fenêtre pré-fémorale droite</li> <li>• Intestins : en termes d'échographie l'intestin grêle est similaire à celui des mammifères</li> <li>• Gros intestin : il est fin, les couches ne sont pas distinguables</li> <li>• Vessie : peut être hyperéchoïque si elle présente des cristaux d'urate ou des parasites</li> </ul>
Reins (partie caudale)	Post-fémorale	<ul style="list-style-type: none"> <li>• De forme ovoïde</li> </ul>
Gonades	Pré et post-fémorale	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Juvéniles : sont difficiles à identifier</li> <li>• Adultes : utile pour déterminer le sexe et chez les femelles pour déterminer si elle est en phase d'ovogénèse ou non</li> </ul>
Yeux	Œil	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Évaluer les structures telles que la chambre antérieure et postérieure, le cristallin, la rétine, le corps ciliaire, le globe oculaire et les structures périorbitaires</li> </ul>
Pancréas et rate		<ul style="list-style-type: none"> <li>• Difficiles à identifier par échographie de par leur position anatomique</li> </ul>

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Manire *et al.* 2017a.



**FIGURE 52 :** Fenêtres acoustiques pour réaliser des échogrammes de la cavité coelomique, des organes et des vaisseaux principaux d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*). (A) Fenêtre cervicale dorsale ; (B) Fenêtre cervicale ventrale ; (C) Fenêtre cervico-brachiale (bilatérale) ; (D) Axillaire (bilatérale) ; (E) Fenêtre pré-fémorale (bilatérale) et (F) Fenêtre post-fémorale (bilatérale). Photographies : Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

# TRAITEMENTS

## *Voies d'administration*

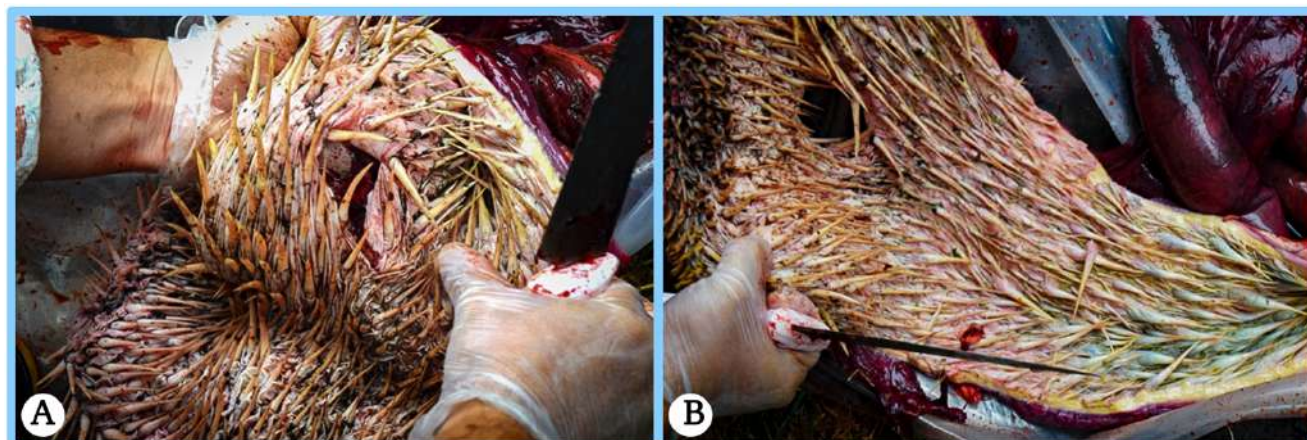
Elles sont similaires à celles utilisées pour les mammifères, les plus communes étant : orale (PO), sous-cutanée (SC), intramusculaire (IM), intraveineuse (IV), intracoelomique (ICo), voie topique (VT). Une autre voie moins utilisée est la voie intra-osseuse (IO). Chacune d'entre elles est expliquée brièvement ci-après :

### 1. Voie orale

Il a été démontré que les tortues de mer ont une bonne absorption des médicaments ingérés. Cette voie est donc considérée comme très efficace (Jacobson *et al.* 2003, Jacobson *et al.* 2005, Innis *et al.* 2014, Norton *et al.* 2015). Comme les tortues marines ne peuvent pas rétracter leur tête dans leur carapace et qu'elles ne présentent pas une grande résistance pour maintenir leur bouche ouverte, cette technique est considérée comme relativement facile, cependant, il faut faire attention pendant la manipulation pour éviter les morsures.

- PO volontaire : Si l'animal accepte les médicaments sans résistance, cette voie est fortement recommandée. Les comprimés ou les capsules peuvent être administrés dans des aliments très appétants tels que du calamar. La personne qui administre le médicament doit s'assurer que la tortue l'ingère.
- PO forcée : chez les tortues anorexiques, de petites quantités de médicaments peuvent être administrées à l'aide d'une seringue. Pour des volumes plus importants, il faut procéder à l'insertion d'une sonde œsophagienne (œsophagostomie) en prenant soin de ne pas endommager les papilles cornées de l'œsophage (Fig. 53). Pour les petites tortues, il est recommandé d'utiliser des tubes en matériau flexible, comme une sonde urinaire. Pour les animaux plus grands, on peut utiliser des tubes nasogastriques pour grands chiens ou chevaux. De plus amples informations sur cette technique sont données dans la section : Alimentation pendant le processus de réhabilitation de ce chapitre.





**Figure 53 :** (A et B) Papilles cornées présentes à l'intérieur de l'œsophage d'une tortue luth (*Dermochelys coriacea*), les papilles se projettent caudalement le long de l'œsophage. Photographies : Sofia Pereira-Figueroa.

**LES AUTEURS NE RECOMMANDENT PAS LA TECHNIQUE D'INSERTION DE SONDE ORO-GASTRIQUE**, celle-ci étant considérée comme une **PROCÉDURE À HAUT RISQUE** qui ne doit être réalisée qu'en dernier recours et par un personnel expérimenté dans ce domaine (Fig. 54). **DES ERREURS DE MANIPULATIONS LORS DE CETTE PROCÉDURE PEUVENT ENTRAÎNER LA PERFORATION ŒSOPHAGIQUE ET LA MORT SUBSÉQUENTE DE LA TORTUE.**



**FIGURE 54** : Professionnelle qualifiée réalisant la procédure risquée d'insertion d'une sonde oro-gastrique sur une tortue verte juvénile (*Chelonia mydas*). Photographie : SERNAPESCA.

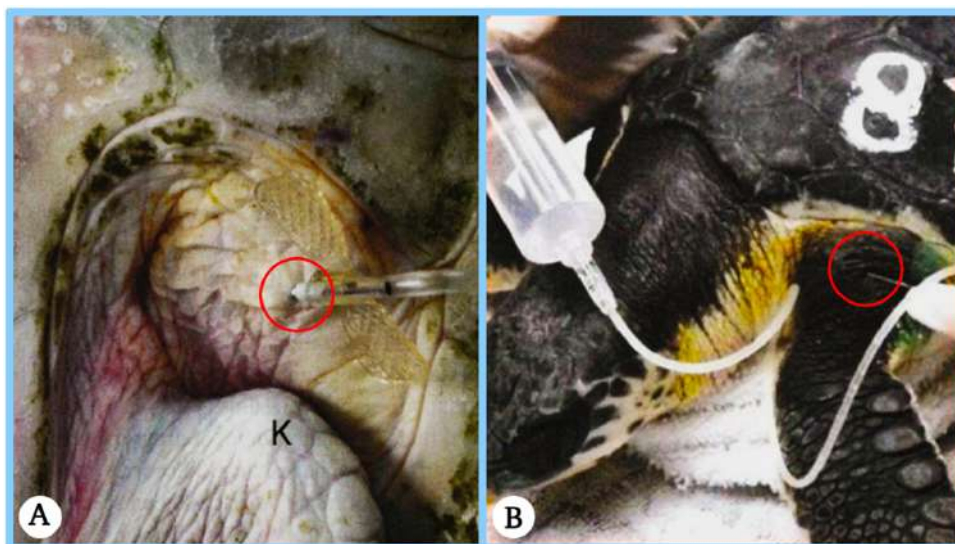
## 2. Voie sous-cutanée

Il s'agit d'une voie couramment utilisée pour la fluidothérapie et l'administration de médicaments, car elle permet d'administrer de grandes quantités de liquide et est considérée comme très bien absorbée. Elle est idéale pour les tortues émaciées présentant une faible masse musculaire.

Il est important d'éviter les composés irritants (principalement alcalins) qui peuvent provoquer une inflammation de la zone, une nécrose des tissus et même une dépigmentation de la peau.

Les zones les plus utilisées sont l'espace pré-fémoral (Fig. 55A) où il faut faire attention à ne pas pénétrer dans la cavité coelomique, les espaces dorsal et médial de l'épaule et latéralement au cou (Fig. 55B). Ce dernier permet à la tortue d'être dans une position de repos normale pendant la procédure (Stacy & Innis 2017).

Si des solutions de dextrose doivent être administrées, leur concentration ne doit pas dépasser 2,5 % (Innis *et al.* 2017a).



**FIGURE 55 :** Tortue de Kemp (*Lepidochelys kempii*) recevant une fluidothérapie par voie sous-cutanée (A) Au moyen d'une aiguille de type papillon dans la zone pré-fémorale (cercle rouge, la lettre "K" indique le genou) et (B) Au moyen d'une aiguille de type papillon dans la zone située entre le cou et la nageoire pectorale (cercle rouge). Photographies : New England Aquarium, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

### 3. Voie intramusculaire

Les médicaments administrés par cette voie sont rapidement absorbés. Les muscles les plus couramment utilisés sont le deltoïde (situé entre la nageoire pectorale et le cou) et les muscles pectoraux (situés entre les nageoires pectorales) (Fig. 56).

Les injections successives doivent être évitées car elles peuvent provoquer des myosites ou des nécroses musculaires d'origine iatrogène, en particulier lors de l'administration de médicaments connus pour avoir cet effet chez les plus petites espèces et lors de l'administration de médicaments à des tortues émaciées ou ayant une faible masse musculaire.

Les médicaments doivent toujours être administrés au niveau de la partie **ANTÉRIEURE DE L'ANIMAL** afin d'éviter le système porte rénal, comme cela sera évoqué au cours de cette section.





**FIGURE 56 :** Tortue de Kemp (*Lepidochelys kempii*) avec la nageoire pectorale relevée pour accéder aux muscles pectoraux lors de l'administration de médicaments par voie IM. Photographie : New England Aquarium, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

#### 4. Voie intraveineuse

Toutes les veines accessibles peuvent être utilisées, comme par exemple, la veine dorsale caudale (partie dorsale de la queue), les vaisseaux interdigitaux et le sinus sub-caparacial. Cependant, la plus couramment utilisée est la veine jugulaire externe, comme mentionné précédemment.

En cas d'utilisation de la veine dorsale caudale ou du sinus sub-caparacial, il faut tenir compte de leur proximité avec la colonne vertébrale et donc du risque élevé d'effectuer une injection intrathécale ; **CES OPTIONS DOIVENT DONC ÊTRE RÉSERVÉES AUX SITUATIONS CRITIQUES** où l'accès à la veine jugulaire externe n'est pas possible (Innis *et al.* 2017a). Cette voie est couramment utilisée pour administrer du sang total, des anesthésiques, de l'atropine, du dextrose, des antibiotiques, des colloïdes et tout autre médicament à administrer en IV.

Si le médicament à administrer nécessite une diffusion lente, il faut envisager l'utilisation d'un cathéter qui peut être placé sous échoguidage. Il faut tenir compte du fait que chez les tortues de grande taille, les mouvements du cou et de la tête ont tendance à déplacer les cathéters, les rendant difficiles à maintenir.

Chez les tortues gravement affectées, cette voie permet une hydratation rapide et l'administration de traitements d'urgence.

## 5. Voie intracoelomique

Certains professionnels utilisent cette voie pour administrer la thérapie liquidienne, mais d'autres considèrent que la SC et l'IV sont meilleures. Cette voie n'est pas recommandée pour les tortues souffrant d'ascite, car l'absorption sera plus lente (Innis *et al.* 2017a), ni chez les tortues souffrant de complications respiratoires, car l'absence de véritable diaphragme peut compromettre davantage leur capacité respiratoire (Mitchell 2008). Il existe un risque de perforer les viscères (ex : les poumons ou le tractus gastro-intestinal) et de provoquer une coelomite en utilisant cette voie.

L'un des avantages de la voie ICo est la possibilité d'administrer des cristalloïdes tels que le dextrose à 5% (concentration plus élevée que la voie SC, qui est de 2,5%), ce qui est très utile chez les tortues hypoglycémiques.

L'aiguille ou le cathéter doit être introduit dans la zone pré-fémorale : crânial à la nageoire caudale, en direction crânio-médiale. Cette procédure doit être réalisée avec précaution pour éviter d'endommager les poumons situés dorsalement.

## 6. Voie topique

Elle est principalement utilisée pour le traitement des lésions au niveaux des yeux, de la peau et de la carapace. Étant donné que les tortues doivent être maintenues dans l'eau, il faut tenir compte du temps minimum indiqué par la posologie du produit utilisé. Une solution pour augmenter le temps de contact est l'utilisation de bandages imperméables. L'application de vaseline (Fig. 57) pour créer une couche protectrice résistante à l'eau est également une option pour une durée limitée. Si un bandage imperméable de plus longue durée est nécessaire pour maintenir le produit topique, il est recommandé de se reporter au Chapitre VII, section : Traumatismes de la peau, de la carapace et du plastron.

Les substances topiques qui peuvent être utilisées sont notamment les antiseptiques, le miel et certains antibiotiques (Innis *et al.* 2017a).



**FIGURE 57 :** Tortue caouanne juvénile (*Caretta caretta*) avec de la vaseline sur deux zones de la carapace (flèche rouge) pour protéger la zone traitée par voie topique. Photographie : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

## 7. Voie intra-osseuse

L'humérus peut être utilisé, cependant, les avis divergent sur l'utilisation de cette voie, certains professionnels affirment qu'elle est aussi efficace que la voie IV et d'autres doutent de son efficacité (Krum 1997).

Les risques associés à l'utilisation de cette voie sont l'ostéomyélite, la douleur et les fractures d'origine iatrogène, elle n'est donc **PAS RECOMMANDÉE**.

## Fluidothérapie

Si la tortue est suffisamment stable pour être maintenue dans l'eau, l'**IMMERSION EN EAU DOUCE** peut être utilisée comme une forme de fluidothérapie par ingestion et éventuellement par absorption cloacale (Innis *et al.* 2017a). Cependant, la durée de l'immersion doit être contrôlée, car il a été rapporté que quelques jours d'immersion en eau douce ont entraîné une surhydratation, une hyponatrémie et la mort de certains juvéniles de *Lepidochelys kempii* (tortue de Kemp). Si la tortue présente l'un de ces effets indésirables, elle doit être transférée dans un bassin d'eau salée.

La littérature indique que les tortues déshydratées peuvent rester dans l'eau douce pendant 4 à 6 heures. Si elles doivent y être laissées plus de 24 heures, les niveaux d'électrolytes, de PCV et de solides totaux doivent être monitorés en permanence. Si une quelconque altération se produit, la tortue doit être remplacée dans un environnement salin.

Si au lieu d'utiliser de l'eau douce, on utilise une eau **SAUMÂTRE** (12 à 16 g/L), la tortue peut y être maintenue plus longtemps avec moins de risques d'effets délétères.

Les fluides les plus couramment utilisés pour les tortues qui ne peuvent pas être soumises à une immersion en eau douce sont : la solution Ringer lactate, le sérum physiologique (0,45 %) avec du dextrose (2,5 %), le Normosol-R et le sérum physiologique à 0,9 %. Ceux-ci peuvent également être utilisés en combinaison selon les cas (Innis *et al.* 2017a).

Les fluides colloïdes, tels que l'hydroxyéthylamidon, peuvent être utiles pour les tortues hypoalbuminémiques et hypovolémiques, en dilution 1:1 avec du sérum physiologique à 0,9% à une dose de 5-10 ml/kg en IV. L'administration doit se faire en bolus lent ou en diffusion (Innis *et al.* 2017a).

Il existe des divergences d'opinion sur l'utilisation de différents fluides. Il n'existe pas de liquide idéal pour tous les cas. Le traitement doit être décidé au cas par cas, en tenant compte de l'état de la tortue et des résultats des analyses sanguines, en prêtant une attention particulière aux niveaux de glucose, de lactate, de potassium et à l'équilibre acido-basique.

Les fluides sont généralement administrés à une dose de 10-20 ml/kg/jour. Si la tortue est gravement déshydratée, une plus grande quantité de fluide peut être administrée. Pour la

fluidothérapie, il faut faire davantage attention en utilisant la voie IV que la voie SC et celle-ci doit être surveillée et évaluée en fonction de l'évolution de l'état de la tortue (Innis *et al.* 2017a).

## *Pharmacologie appliquée*

Il faut se rappeler qu'il existe très peu de principes actifs dont la pharmacodynamique est bien connue chez les tortues marines, la littérature se limite à quelques études et surtout à des résultats empiriques de collègues expérimentés dans ce domaine. Par conséquent, le médicament, la dose à utiliser et la fréquence d'administration doivent être soigneusement évalués avant d'instaurer une thérapie et l'état de la tortue doit être monitoré pour déterminer si le traitement est efficace ou non.

**LES AUTEURS DE CE MANUEL N'ONT PAS L'EXPÉRIENCE CLINIQUE NÉCESSAIRE POUR RECOMMANDER DES DOSES**, par conséquent, toutes les doses et les fréquences horaires indiquées dans cette section sont basées sur le livre Sea turtle Health & Rehabilitation (2017) et d'autres articles pertinents, qui seront dûment cités.

### **1. Antibiothérapie**

#### **a) Généralités**

Il existe plusieurs maladies bactériennes pouvant affecter les tortues marines. C'est pourquoi face à l'un de ces cas, il faut réaliser une culture pour déterminer l'agent pathogène et par la suite effectuer un test de résistance aux antibiotiques car des bactéries multirésistantes ont été reportées (Stamper *et al.* 2017). Cependant, en raison du temps nécessaire à la réalisation de ces tests, il est recommandé de commencer le traitement avec des antibiotiques à large spectre et de le modifier ultérieurement.

Pour choisir le médicament à utiliser, il faut non seulement prendre en compte le type d'agent et la résistance aux antibiotiques, mais aussi la voie d'administration, la métabolisation et l'excrétion du principe actif.

Dans la majorité des cas, les infections bactériennes chez les reptiles sont causées par des bactéries gram-négatives, par conséquent, l'utilisation d'un antibiotique de ce spectre comme traitement initial peut être judicieuse.

Les médicaments les plus couramment utilisés chez les tortues marines ainsi que la posologie suggérée pour ces espèces sont présentés dans le tableau 14. Si un autre type d'antibiotique est nécessaire ou si des informations supplémentaires sont requises, il est recommandé de consulter des manuels de pharmacologie pour animaux sauvages/exotiques, tels que le formulaire Exotic Animal Formulary de James W. Carpenter et le livre Sea Turtle Health & Rehabilitation de Manire *et al.* 2017a.

Les doses dépendront de la température corporelle de la tortue, de l'espèce à laquelle elle appartient et de sa taille. Les doses de certains antibiotiques pour les tortues caouannes et vertes peuvent être extrapolées à partir de protocoles pour mammifères.

Les médicaments à excrétion rénale pour mammifères (fluconazole, ceftazidime, ticarcilline et oxytétracycline), ont généralement une excrétion plus lente chez les tortues, les doses doivent donc être administrées avec un plus grand intervalle de temps.

Les médicaments d'excrétion rénale et qui sont métabolisés par le foie peuvent avoir une excrétion plus lente (enrofloxacin, marbofloxacin, danofloxacin, tramadol) ou plus rapide (florfenicol, clindamycine, meloxicam) par rapport aux mammifères (Innis *et al.* 2017a).



**TABEAU 14 :** Principes actifs des antibiotiques les plus utilisés chez les tortues marines en précisant si leur usage est autorisé par le Service Agricole et d'Élevage chilien (SAG) ainsi que les doses suggérées\*.

Principe Actif	Usage autorisé en MV	Dose	Voie	Fréquence	Observations
Enrofloxacin	Oui	20 mg/Kg	SC et PO	Tous les 3 à 7 jours	<ul style="list-style-type: none"> <li>• IM : dilution 1:1 dans du sérum physiologique pour éviter les effets corrosifs</li> <li>• PO : bonne absorption et dilution tissulaire ; agit contre les bactéries gram-négatives et certaines bactéries gram-positives aérobies</li> </ul>
		5 mg/Kg	PO	SID	
Marbofloxacin	Oui	2 mg/Kg	IM, IV et PO	SID	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Agit contre les bactéries gram-négatives et certaines bactéries gram-positives aérobies</li> </ul>
Danofloxacin	Non	6 mg/Kg	IM	Un jour sur deux	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Agit contre les bactéries gram-négatives et certaines bactéries gram-positives aérobies</li> </ul>
Amikacin	Non	2,5 à 10 mg/Kg	IM ou IV	Tous les 2 à 3 jours	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Bon effet contre les bactéries gram-négatives aérobies</li> <li>• Effet synergique avec la pénicilline</li> <li>• ADR comprenant néphro et ototoxicité. Il est important de maintenir la tortue bien hydratée tout au long de la thérapie</li> <li>• Excrétion 100% rénale. Peut avoir une demi-vie plus longue</li> </ul>
		1 <sup>re</sup> dose : 2,5 à 5 mg/Kg 2 <sup>de</sup> dose : 2,5 à 3 mg/Kg	1 <sup>re</sup> dose : IM ou Sc 2 <sup>de</sup> dose : IM	Tous les 3 à 5 jours	
Amoxicilline	Oui	5 à 30 mg/Kg	PO	Toutes les 24 heures	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Bactéries gram-positives aérobies et anaérobies et certaines gram-négatives</li> <li>• Est combiné avec de l'acide clavulanique (30 mg/kg)</li> <li>• Excrétion rénale. Peut avoir une demi-vie d'élimination plus longue</li> </ul>
Ampicilline	Oui	5 mg/Kg (+amikacin)	IM	Toutes les 24 heures	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Bactéries gram-positives aérobies et anaérobies et certaines gram-négatives</li> <li>• Excrétion rénale. Peut avoir une demi-vie plus longue</li> <li>• Efficace contre <i>Enterococcus</i> spp. (20 à 30 mg/Kg)</li> </ul>
		10 mg/Kg (+sulbactam) 20 à 30 mg/Kg			
Gentamicine	Oui	2,5 mg/Kg	IM	Toutes les 72 heures	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Bon effet contre les bactéries gram-négatives aérobies</li> <li>• ADR comprenant néphro et ototoxicité</li> <li>• Il est important de maintenir la tortue bien hydratée tout au long de la thérapie</li> </ul>
Métronidazole	Oui	20 à 50 mg/Kg	PO	SID ou un jour sur deux	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Efficace contre les bactéries anaérobies et certains protozoaires</li> <li>• Sa distribution tissulaire inclut abcès et os</li> <li>• Testé uniquement sur tortues d'eau douce</li> </ul>
Ceftazidime	Non	20 mg/Kg	IM	Toutes les 72 heures, pendant 2 à 3 semaines	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Mauvaise absorption PO</li> <li>• Très utilisé chez les tortues marines pour son spectre gram-négatif (comprend <i>Pseudomonas</i> spp.)</li> <li>• Peut être administré à intervalles de 72h et les ADR sont moindres</li> <li>• Peut générer une résistance bactérienne</li> <li>• Sa distribution dans l'organisme inclut les os et le liquide cérébro-spinal</li> </ul>
		22 mg/Kg		Tous les 3 jours	

Abréviations : IM = Intramusculaire ; IV = Intraveineuse ; PO = Perorale ; SC = Sous-cutanée ; SID = Une fois par jour, ADR = Réaction adverse aux médicaments et MV = Médecine Vétérinaire.

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Innis *et al.* 2017b et par le Service Agricole et d'Élevage ([https://medicamentos.sag.gob.cl/ConsultaUspPublico/BusquedaMedicamentos\\_1.asp](https://medicamentos.sag.gob.cl/ConsultaUspPublico/BusquedaMedicamentos_1.asp)).

## b) Système porte rénal

Il est de la plus haute importance de tenir compte du système porte rénal chez les reptiles lorsqu'on instaure une antibiothérapie ou d'autres traitements médicamenteux, surtout si ceux-ci sont néphrotoxiques ou ont une excrétion rénale active (Beck *et al.* 1995 ; Holz *et al.* 1997a et b ; Mitchell 2006 ; Murray 2006) car, dans la partie postérieure du corps, le sang circule à travers les reins avant de passer par le foie. Cela implique que les médicaments administrés passeront par les reins sans être métabolisés, ce qui renforcera l'effet néphrotoxique. Par ailleurs, les tortues marines n'ayant pas d'anse de Henle, site du néphron où la plupart de la réabsorption d'eau a lieu (Wyneken 2004), la santé de la tortue pourrait être mise en danger par une déshydratation. Par conséquent, **L'ADMINISTRATION DE MÉDICAMENTS PAR LES VOIES IV ET IM DANS LA PARTIE POSTÉRIEURE DE L'ANIMAL N'EST PAS CONSEILLÉE** (Innis *et al.* 2017a).

## 2. Antimycotiques

La plupart des infections fongiques chez les tortues marines en réhabilitation sont causées par des agents opportunistes (Fig. 58).

Quelques-uns des agents antifongiques utilisés chez les tortues marines sont mentionnés dans le tableau 15, où des doses sont suggérées, cependant, pour plus d'informations, il est recommandé de consulter des manuels de pharmacologie pour les animaux sauvages/exotiques, tels que l'Exotic Animal Formulary de James W. Carpenter et le livre Sea Turtle Health & Rehabilitation de Manire *et al.* 2017a.



**FIGURE 58 :** Tortue caouanne juvénile (*Caretta caretta*) avec des lésions fongiques en zone cervicale, probablement produites par une flore d'origine opportuniste. Photographie : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

**TABLEAU 15 :** Antimycotiques les plus utilisés chez les tortues marines en précisant si leur usage est autorisé par le Service Agricole et d'Élevage Chilien (SAG) ainsi que les doses suggérées\*.

Principe Actif	Usage autorisé en MV	Doses	Voie	Fréquence	Observations
Itraconazole	Oui	5 mg/Kg	PO	SID	--
		15 mg/Kg		Tous les 3 jours	
Fluconazole	Non	1° dose 21 mg/Kg 2° dose 10 mg/Kg	SC	Tous les 5 jours	Certains agents pathogènes ont présenté une résistance

Abréviations : PO = Per Os ; SC = Sous-cutanée. SID = Une fois par jour et MV = Médecine vétérinaire.

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Manire *et al.* 2017a et par le Service Agricole et d'Élevage chilien

([https://medicamentos.sag.gob.cl/ConsultaUsrPublico/BusquedaMedicamentos\\_1.asp](https://medicamentos.sag.gob.cl/ConsultaUsrPublico/BusquedaMedicamentos_1.asp)).

### 3. Traitement antiparasitaire et élimination des épibiontes

Parmi les parasites décrits chez les tortues marines, on trouve : les cestodes, les trématodes, les nématodes, les sangsues et les protozoaires.

D'autre part, ils peuvent également coexister dans un état d'épibiose dans lequel un être vivant (épibionte) a une interaction facultative avec un autre organisme en le colonisant superficiellement (basibionte) (Wahl 1989).

#### a) Parasites internes

Certains professionnels suggèrent de ne vermifuger que si l'animal présente une symptomatologie ou s'il doit rester indéfiniment en captivité (Innis *et al.* 2017a).

Les vermifuges qui ont été utilisés chez les tortues marines, ainsi que leur posologie suggérée, sont mentionnés dans le tableau 16. Pour plus d'informations à ce sujet, il est recommandé de consulter des manuels de pharmacologie pour les animaux sauvages/exotiques tels que l'Exotic Animal Formulary de James W. Carpenter et le livre Sea Turtle Health & Rehabilitation de Manire *et al.* 2017a.

**TABLEAU 16 :** Antiparasitaires les plus utilisés pour traiter des tortues marines en précisant si leur usage est autorisé par le Service Agricole et d'Élevage Chilien (SAG) ainsi que les doses suggérées\*.

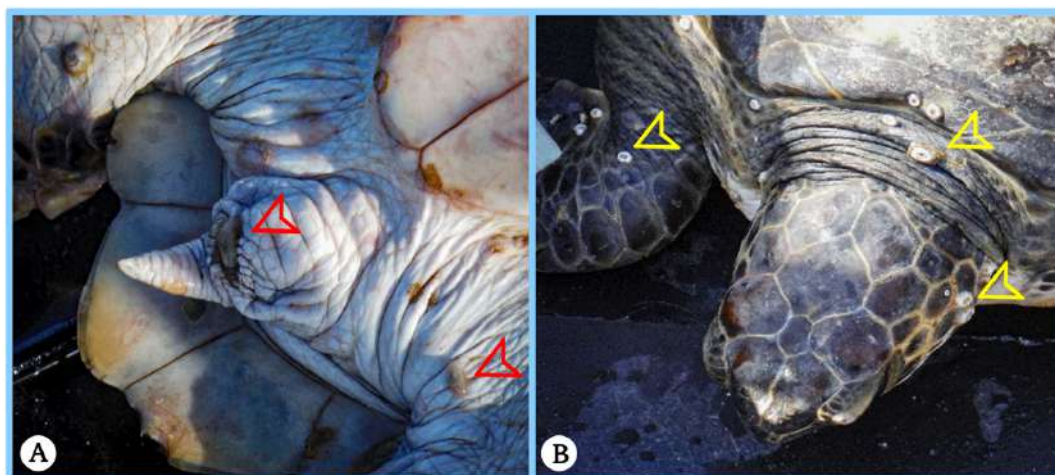
Principe Actif	Usage autorisé en MV	Doses	Voie	Fréquence	Observations
Praziquantel	Oui	25 mg/Kg	PO	TID toutes les 3 heures en 1 jour	• Traitement contre la famille <i>Spirorchiiidae</i> . Il peut ne pas y avoir d'amélioration clinique apparente au début du traitement en raison de granulomes et d'embolies causés par les œufs.
		5 à 10 mg/Kg		Toutes les 2 semaines	• Traitement contre les Cestodes
Fenbendazole	Oui	25 à 100 mg/Kg	PO	Tous les 7 à 14 jours	• Traitement contre les helminthes • La durée du traitement doit être évaluée selon les symptômes de l'animal
		25 à 50 mg/Kg		SID pendant 3 à 5 jours, à répéter après 2 semaines	• L'animal doit être monitoré durant le traitement car celui-ci peut être toxique pour les reptiles • À éviter chez les tortues présentant des signes de suppression de moelle épinière
Pyrantel	Oui	5 à 10 mg/Kg	PO	Tous les 7 jours	• À répéter le nombre de semaines nécessaires (observer une amélioration clinique) • Traitement contre les helminthes
Lévamisole	Oui	5 à 8 mg/Kg	IM	--	• Pourrait être toxique pour les chéloniides • Manque d'études concrètes quant à l'efficacité du traitement • Traitement contre les helminthes
Ivermectine	Oui	--	--	--	<b>• L'USAGE DE CE MÉDICAMENT N'EST PAS RECOMMANDÉ POUR LES TORTUES MARINES</b> , car il a été démontré qu'il produit une toxicité aigüe chez les chéloniides
Métronidazole	Oui	50 mg/Kg	PO	SID pendant 5 à 7 jours	• Traitement anti-coccidies

Abréviations : IM = Intramusculaire ; PO = Per Os. TID = Trois fois par jour ; SID = Une fois par jour et MV = Médecine Vétérinaire.

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Manire & Montgomery 2014 ; Manire *et al.* 2017a et par et par le Service Agricole et d'Élevage chilien ([https://medicamentos.sag.gob.cl/ConsultaUsrPublico/BusquedaMedicamentos\\_1.asp](https://medicamentos.sag.gob.cl/ConsultaUsrPublico/BusquedaMedicamentos_1.asp)).

## b) Parasites externes et épibiontes

Parmi les parasites externes les plus communs, on trouve les sangsues (Fig. 59A) et les crustacés (Fig.59B). Ceux-ci peuvent se trouver sur la carapace, le plastron, la peau ou le cloaque.



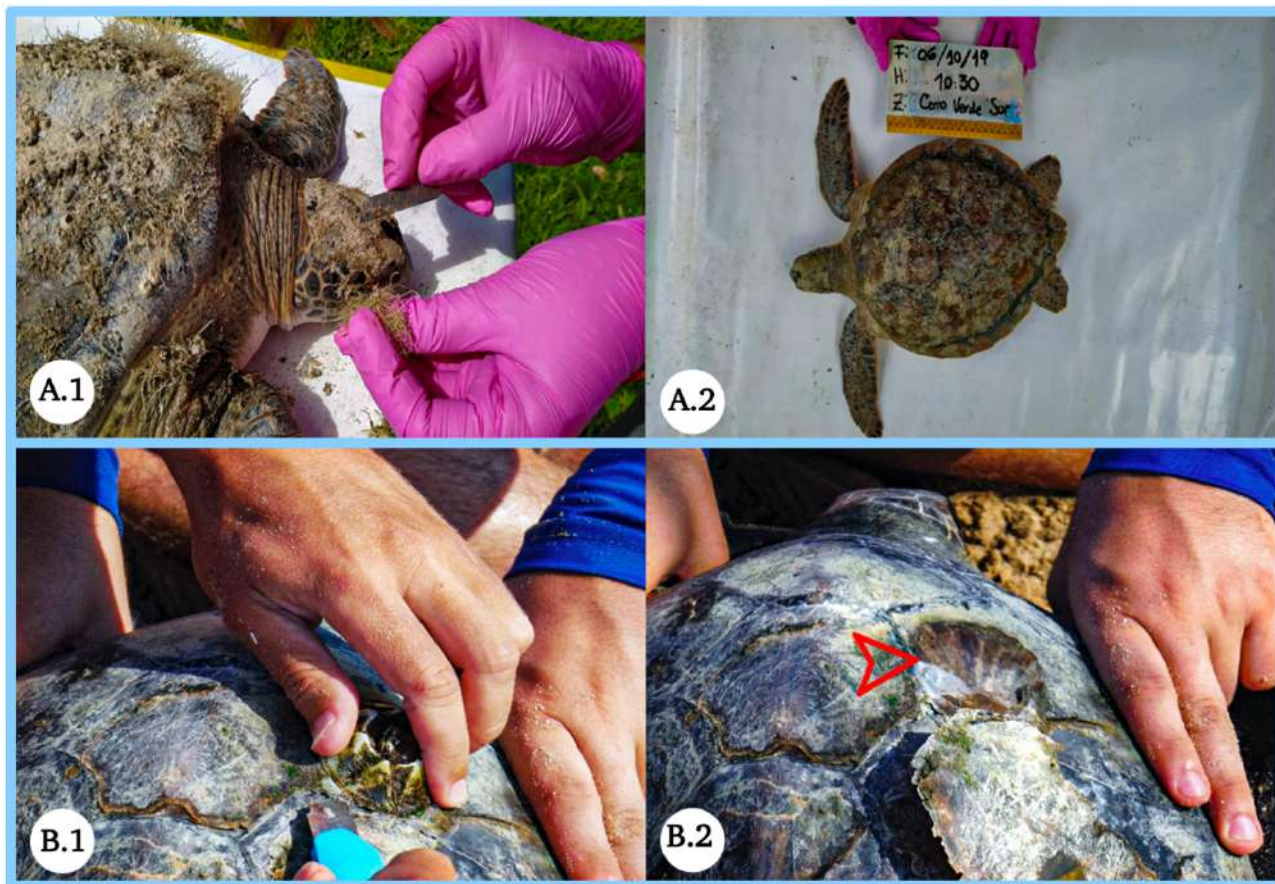
**FIGURE 59** : Tortue verte juvénile (*Chelonia mydas*). (A) Présentant une parasitose causée par des sangsues au niveau du cloaque et de la zone inguinale (flèches rouges) et (B) Avec de petits épibiontes de type crustacé au niveau des nageoires, de la tête, de la zone cervicale et de l'écaille nucale (flèches jaunes). Photographies : Sofia Pereira-Figueroa.

Les sangsues doivent toujours être éliminées, car le fait qu'elles se nourrissent du sang de l'animal peut aggraver l'état anémique et constituer un vecteur de transmission d'agents pathogènes.

Dans le cas des épibiontes, il faut d'abord et idéalement les identifier au niveau taxonomique le plus bas possible, car cette information est directement liée à la zone marine habitée par le spécimen (côtière ou océanique). Par exemple, la présence de patelles nous indique une tortue aux habitudes océaniques, tandis que la présence et/ou l'association d'algues et d'invertébrés est généralement associée à un spécimen aux habitudes côtières. Il faut ensuite décider si les épibiontes doivent être retirés ou non, ce qui dépendra de la quantité présente sur la tortue. Ainsi, si la charge est élevée et/ou affecte la mobilité de la tortue, les épibiontes doivent être retirés.



Le retrait peut être effectué à l'aide de pinces, d'un scalpel ou d'un autre outil tranchant selon l'espèce (Fig. 60). Lors de ces procédures, il faut faire attention à ne pas lésionner la peau ou la carapace. Une autre méthode consiste à laisser la tortue dans de l'eau douce pendant 12 heures au maximum, en faisant attention à ce que la tortue ne souffre pas de surhydratation (Chapitre VI, section : Traitements).



**FIGURE 60 :** Avant (A.1 et B.1) et après (A.2 et B.2) une procédure de retrait d'épibiontes sur une tortue verte juvénile (*Chelonia mydas*). (A) Retrait d'algues et d'épibiontes et (B) Retrait de balanes de la carapace ainsi que l'aspect après retrait (flèche rouge). Photographies : (A) Marina Reyes et (B) O.N.G. Karumbé, Uruguay.

Indépendamment de la décision prise concernant le retrait des épibiontes, des algues et des parasites externes, avant de commencer les soins, il est recommandé d'effectuer un relevé photographique et quadrillé du spécimen (Chapitre VI, section : Examen clinique). Les

photographies doivent être prises dans un plan parallèle à l'animal et présenter clairement la silhouette complète de la tortue (vue dorsale et ventrale) et, si nécessaire, inclure son étiquette d'identification (Fig. 61). Par ailleurs, il est recommandé de prendre des photographies spécifiques permettant de distinguer clairement le type d'épibionte, d'algue ou de parasite externe présents. Si l'on souhaite conserver un échantillon des parasites extraits, il est recommandé d'utiliser du formol à 4% pour les algues et de l'alcool à 90% pour le reste des épibiontes (Reyes & Vélez-Rubio 2019).



**FIGURE 61 :** Registre photographique des épibiontes présents sur des tortues vertes juvéniles (*Chelonia mydas*). (A) Vue dorsale et (B) Vue ventrale. Photographies : O.N.G. Karumbé, Uruguay.

#### 4. Analgésie et anesthésie

Cette section aborde un sujet essentiel pour garantir une bonne pratique et le bien-être de l'animal. Plusieurs des procédures décrites tout au long de ce manuel nécessitent une analgésie préalable, par exemple, lors de l'approche d'une tortue présentant des blessures ou des lacérations graves dues à une collision avec un bateau ou à une attaque de prédateur. Par ailleurs, il est nécessaire de savoir quels anesthésiques peuvent être utilisés pour la sédation et l'anesthésie générale, car certaines affections nécessitent une intervention chirurgicale, comme par exemple le retrait d'hameçons et de lignes de pêche. Les informations fournies dans cette

section proviennent principalement du livre Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a), Chapitre 22 : analgésie et anesthésie (Norton *et al.* 2017), auquel il est recommandé de se référer pour plus d'informations.

#### a) Analgésie

La compréhension de la douleur et l'application de l'analgésie chez les tortues marines sont des sujets peu étudiés. Seules les pharmacodynamiques du meloxicam et du tramadol ont été étudiées chez les tortues caouannes.

La morphine et l'hydromorphone sont considérés comme les analgésiques à privilégier chez les tortues marines. Si une réversion est nécessaire, la naloxone à des doses de 0,02 mg/kg peut être administrée en IM. Cependant, ces opioïdes produisent une grande dépression du système respiratoire ; si la dépression respiratoire est très marquée, une dose plus élevée de naloxone jusqu'à 2 mg/kg IM peut être utilisée (Sladky *et al.* 2007, Norton *et al.* 2017).

Dans la mesure où ces médicaments ne sont pas toujours accessibles, le tramadol constitue une bonne alternative, et produit par ailleurs une dépression moindre du système respiratoire. Comme mentionné ci-dessus, ce médicament a été étudié chez les tortues caouannes, maintenant des niveaux plasmatiques satisfaisants pendant 48 heures après administration d'une dose de 5 mg/kg par voie orale et pendant 72 heures après administration d'une dose de 10 mg/kg par voie orale (Norton *et al.* 2017). Cette étude est plus précisément décrite dans Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a), Chapitre 22 : analgésie et anesthésie (Norton *et al.* 2017).

Concernant le meloxicam, les études réalisées sur *C. caretta* n'ont pas permis d'atteindre des niveaux plasmatiques satisfaisants, ce pour quoi son usage n'est pas recommandé pour cette espèce (Clauss *et al.* 2007, Soloperto *et al.* 2011, Lai *et al.* 2015, Norton *et al.* 2017). Cependant, des résultats positifs ont été obtenus pour *C. mydas* pour des doses de 0,1 à 0,3 mg/Kg.

## b) Anesthésie

### i. Locale

Elle peut être utilisée par voie topique, avant la cicatrisation des plaies, pour réaliser des blocs locaux et pour l'administration intrathécale entre les vertèbres coccygiennes : pour les interventions chirurgicales au niveau de la queue, des organes génitaux, du cloaque et des nageoires postérieures. L'effet doit se manifester dans les 5 à 15 minutes suivant l'application. Les doses et la durée de l'effet sont indiquées dans le tableau 17.

**TABEAU 17 :** Principes actifs et doses recommandées pour des interventions locales\*

Procédure	Principe Actif	Dose	Voie	Observations
Administration IT au niveau des vertèbres coccygiennes	Lidocaïne (1 à 2%)	4 mg/Kg	IT	<1 heure de durée d'action
	Bupivacaïne (0,5%)	1 mg/Kg		1 à 2 heures de durée d'action
Blocs locaux	Lidocaïne (2%)	Maximum 5 mg/Kg	IM et SC	Doit être diluée en proportion 1:1 avec du bicarbonate ou de l'eau stérile
Usage topique	Lidocaïne (4%)	--	--	Sur des lésions traitées localement
Anesthésie locale	Bupivacaïne (0,5%)	Maximum 2 mg/Kg	--	--

Abréviations : IT = Intrathécale ; IM = Intramusculaire et SC = Sous-cutanée.

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Manire *et al.* 2017a.

### ii. Générale

Lors d'une intervention qui nécessite une anesthésie générale de l'animal, certaines considérations doivent être prises en compte. La première est que la trachée de la tortue est composée d'anneaux cartilagineux complets et que la muqueuse est très délicate, de sorte qu'il faut faire attention lors de l'insertion d'une sonde endotrachéal. La seconde est liée au métabolisme hépatique de l'animal, qui est directement lié à la température de l'environnement et donc de la tortue. Ainsi, plus la température est basse, plus le métabolisme est lent et plus le temps de récupération de l'anesthésie est long.



Il existe différents protocoles d'anesthésie générale chez les tortues marines (tableau 18). Compte tenu du peu d'informations disponibles sur ce sujet, le protocole à choisir dépendra des critères du vétérinaire en charge et des moyens médicamenteux et matériels disponibles. Il est recommandé que l'anesthésie générale soit une anesthésie gazeuse, composée d'isoflurane ou de sevoflurane avec de l'oxygène à 100%.

En général, il faut considérer que quel que soit le protocole utilisé lors de l'utilisation d'une anesthésie gazeuse, certains animaux peuvent ne pas être complètement anesthésiés ou présenter une induction sera très lente. Cela est dû au "bloc intracardiaque de droite à gauche" qui se produit chez les tortues marines, ce qui réduit le volume de sang qui est exposé à l'anesthésie gazeuse.

À l'inverse, il est aussi possible que l'animal atteigne un plan anesthésique profond. En effet, les tortues marines ont normalement un schéma respiratoire très particulier qui leur permet de mieux utiliser l'oxygène. Dans ce schéma, l'animal fait de nombreuses respirations puis fait une "pause" inspiratoire. Le poumon se transforme alors en un réservoir pour le gaz anesthésique inhalé, augmentant ainsi l'effet de l'anesthésique.

Le débit de gaz pendant l'anesthésie gazeuse est le même que celui utilisé pour les animaux de compagnie. Ainsi, les circuits réinhalatoires (fermés) auront un débit de 10-100 ml/kg/min et les circuits non-réinhalatoires (ouverts) auront un débit de 200-300 ml/kg/min.

La plupart des tortues marines soumises à une anesthésie générale connaîtront une période d'apnée. Le choix de la ventilation manuelle ou mécanique dépend de l'anesthésiste et de l'équipement disponible. Il est recommandé de maintenir un rythme de 1 à 6 respirations par minute.

En ce qui concerne la fluidothérapie pendant une procédure chirurgicale, il existe deux modalités. La première consiste à l'administrer sous la forme d'un bolus SC ou IV avant et après l'intervention. La seconde consiste en la pose d'un cathéter intraveineux avec un débit de 5 à 10 ml/kg/Hr. La deuxième option est recommandée pour les interventions de longue durée, où le cathéter doit être retiré une fois l'opération terminée. Le fluide à privilégier pourrait être la solution de Ringer lactate, mais rappelons que chaque cas est différent et qu'il faut adapter le choix aux besoins de la tortue prise en charge (Chapitre VI, section : Traitements).

La récupération de la tortue dépend des médicaments utilisés et de l'existence ou non d'un agent de réversion, mais elle est généralement lente. Pour cette raison, il est recommandé de monitorer l'animal jusqu'à ce que le vétérinaire responsable soit sûr que la tortue soit suffisamment remise de l'anesthésie pour la remettre dans l'eau. Il faut alors la surveiller pendant une à deux heures ou jusqu'à ce qu'elle ne montre plus aucun signe d'anesthésie et qu'elle soit capable de respirer de manière autonome.



**TABEAU 18 :** Protocoles de sédation et d'anesthésie utilisés pour les tortues marines.

Médicament	Dose	Voie	Observations
Sédation			
Butorphanol	0,2 à 0,4 mg/Kg	IM	• Analgésie et sédation additionnelle à un protocole de DM ou DM/K
	0,3 mg/Kg	IM et IV	• Prémédication : <i>C.c</i> , <i>C.m</i> et <i>L.k</i>
Midazolam	0,1 à 1 mg/Kg	IM et IV	• Sédation (0,3 mg/kg convient pour commencer)
	1 à 2 mg/Kg	IM	• Sédation ou prémédication : <i>C.c</i> (1 à 1,5 mg/Kg) <i>C.m</i> juvénile (2 mg/Kg)
Anesthésie Parentérale / Agents Inducteurs			
Dexmédétomidine	0,025 à 0,1 mg/Kg	IM et IV	• 0,005 mg/kg utilisée pour les tortues qui nécessitent un débridement
Propofol	5 à 7 mg/Kg	IV	• Dose initiale, supplémentation avec la moitié de la dose
	5 mg/Kg		• <i>C.c</i> , <i>C.m</i> et <i>L.k</i> en monitoring d'apnée
	8 mg/Kg		• <i>L.k</i>
Anesthésies Parentérales Combinées			
Tilétamine/ Zolazépam (Télazol)	0,75 à 1,25 mg/Kg	IV	• Tortues marines adultes <i>C.c</i> , <i>C.m</i> et <i>L.k</i>
	1 à 3 mg/Kg		• Tortues marines de petite taille. Pour des procédures mineures ou induction d'anesthésie générale
Kétamine/ Dexmédétomidine	K : 2,5 à 5 mg/Kg DM : 0,05 à 0,07 mg/Kg	IV	• Induction d'anesthésie générale <i>C.c</i> , <i>C.m</i> et <i>L.k</i>
Kétamine/ Médétomidine	K : 5 mg/Kg M : 0,04 à 0,05 mg/Kg	IV	• Induction d'anesthésie générale
	K : 10 à 15 mg/Kg M : 0,08 mg/Kg	IM	• Maintien avec sévoflurane 2,5% pour <i>C.c</i> et induction anesthésique pour <i>C.c</i>
Antidotes			
Atipamézol	0,15 à 1 mg/Kg	IV	• Antagoniste de M et DM • Normalement 5 fois la dose de M et 10 fois la dose de DM
Flumazénil	0,01 à 0,04 mg/Kg	IM	• Antagoniste du midazolam, réduit le temps de récupération post-anesthésique
Naloxone	0,2 à 2 mg/Kg	IM	• Antagoniste des opioïdes : quand l'animal anesthésié avec des opioïdes demeure dans un plan anesthésique profond. Récupération rapide
Gaz Anesthésiques			
Isoflurane	Induction : 5% Maintien : 1,5 à 2,7%	Inhalation	• Utilisation d'une sonde endotrachéale
Sévoflurane	Induction : 7 à 8% Maintien : 1 à 4,5%		

Abréviations : IM = Intramusculaire ; IV = Intraveineuse ; SC = Sous-cutanée ; DM = Dexmédétomidine ; M = Médétomidine ; DM/K = Dexmédétomidine + Kétamine ; *C.c* = *Caretta caretta* ; *C.m* = *Chelonia mydas* et *L.k* = *Lepidochelys kempii*.

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Norton *et al.* 2017.

# ALIMENTATION PENDANT LE PROCESSUS DE RÉHABILITATION

Cette section présente les moyens de nourrir une tortue en réhabilitation en fonction de son état de santé ; s'il altère ou non sa capacité à s'alimenter par voie orale.

En règle générale, pendant le processus de réhabilitation l'alimentation peut être complétée par de la vitamine B (Appendice 7). Ce complexe peut stimuler l'appétit qui, à son tour, favorise le fait que la tortue s'alimente d'elle-même. Il peut être administré principalement par voie IM une fois par semaine ou en le diluant dans un liquide pour une administration ultérieure par voie SC (Innis *et al.* 2017a). Les autres vitamines qui peuvent être supplémentées en fonction de la condition clinique de l'animal sont les vitamines A, D et E (Appendice 7).

Les tortues présentant différents états d'anémie peuvent être supplémentées en fer. Bien qu'il n'ait pas été démontré que l'anémie des tortues soit causée par une carence en fer, et que les niveaux sanguins de fer n'aient pas été déterminés, son administration est considérée comme sûre (Innis *et al.* 2017a). Avant d'essayer de proposer de la nourriture de manière volontaire, une injection de fer-dextran peut être administrée (Appendice 7), qui peut ensuite être remplacée par une administration orale de fer.

## *Alimentation Entérale*

### **1. Alimentation volontaire**

Avant de commencer l'alimentation entérale, il faut connaître la température de l'eau où se trouve la tortue, son espèce et son stade ou son âge estimé, car cela déterminera le type de nourriture proposé (Tableau 19).

La taille de la tortue doit être proportionnelle à la taille de la nourriture proposée, ainsi plus la tortue est grande, plus la taille de la nourriture proposée est importante (Hoopes *et al.* 2017).

**TABLEAU 19** : Type d'alimentation suggérée pour les différentes espèces de tortues marines qui peuplent les côtes chiliennes selon leur poids et leur stade ou âge estimé\*.

Espèce	Taille de la Tortue	Type d'alimentation
<i>Chelonia mydas</i>	32 kg	Mélange de plantes et de protéines
	34 à 59 kg	Algue rouge
	50 à 55 cm CCL	Herbiers marins et algues
<i>Caretta caretta</i>	Juvéniles et adultes	Poissons, invertébrés (méduses, gastropodes, calamars et bivalves). Occasionnellement algues
<i>Lepidochelys olivacea</i>	Juvéniles et adultes	Poissons, invertébrés (mollusques, crustacés et crabes)
<i>Eretmochelys imbricata</i>	Juvéniles et adultes	Principalement éponges marines et invertébrés (méduses, gastropodes). Occasionnellement algues et herbiers marins
<i>Dermochelys coriacea</i>	Juvéniles et adultes	Principalement méduses, mais aussi calamars et poulpes

Abréviation : CCL = Longueur Courbe de la Carapace

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Manire *et al.* 2017a.

La nourriture proposée doit être aussi similaire que possible au régime des tortues dans leur habitat naturel. Elle doit donc contenir les éléments essentiels suivants : acides aminés, protéines, hydrates de carbone, acides gras, lipides, vitamines, minéraux et eau, cette dernière étant exclusivement obtenue de la nourriture dans la nature.

Les aliments distribués doivent être manipulés avec soin afin d'éviter toute contamination physique, chimique ou croisée. La personne chargée de préparer les aliments doit d'abord se laver les mains et porter des gants, qui doivent être eux-mêmes lavés au préalable.

Les aliments doivent être stockés de manière à préserver leurs qualités nutritionnelles. Si des aliments marins vivants sont distribués, le niveau de bien-être animal de la proie,

l'approvisionnement durable de la nourriture (flore et faune) et la transmission éventuelle de parasites de la proie à la tortue doivent être pris en compte (Hoopes *et al.* 2017).

Le calamar est couramment utilisé comme aliment pour les tortues en réhabilitation. Cependant, il est riche en phosphore et pauvre en calcium, il ne doit donc pas être le composant principal du régime alimentaire.

Avant de proposer de la nourriture, il faut stabiliser la tortue et évaluer si elle est assez forte pour rester dans l'eau afin de la recevoir. Si la tortue accepte la nourriture, le régime peut être adapté en fonction de sa condition corporelle (CC). Ainsi, les grandes tortues ayant une bonne CC doivent recevoir 1 % de leur poids corporel par jour. **LES TORTUES PLUS PETITES ONT BESOIN D'UNE PLUS GRANDE QUANTITÉ DE NOURRITURE PAR JOUR.** Pour les animaux en réhabilitation qui doivent prendre du poids, il est recommandé de proposer de la nourriture *ad libitum*.

Si la tortue est émaciée, en plus du traitement de soutien, elle aura besoin de grandes quantités de nourriture par jour. Dans le cas des tortues vertes, lorsqu'elles sont émaciées et en raison de leur appareil digestif particulier, elles peuvent être initialement nourries avec un régime marin riche en protéines, et une fois leur état stabilisé, le régime peut être orienté vers un régime plus végétarien en fonction de la taille (CCL) ou du poids de l'animal (Hoopes *et al.* 2017).

Certaines tortues marines peuvent ne pas manger au début du processus de réhabilitation en raison du stress, du fait de se trouver dans un endroit inconnu, de consommer des aliments non familiers et/ou du fait de leur condition médicale (Hoopes *et al.* 2017).

La nourriture peut être distribuée à l'aide de pinces ou de tenailles et doit être placée devant les narines et le bec (Fig. 62). La nourriture ne doit pas être donnée directement à la main en raison du risque de morsure et pour éviter que la tortue ne s'habitue à la présence humaine. Ce type d'alimentation prend du temps et demande de la patience, par conséquent, si l'animal ne mange pas après plusieurs minutes, il faut réessayer au cours de la journée.

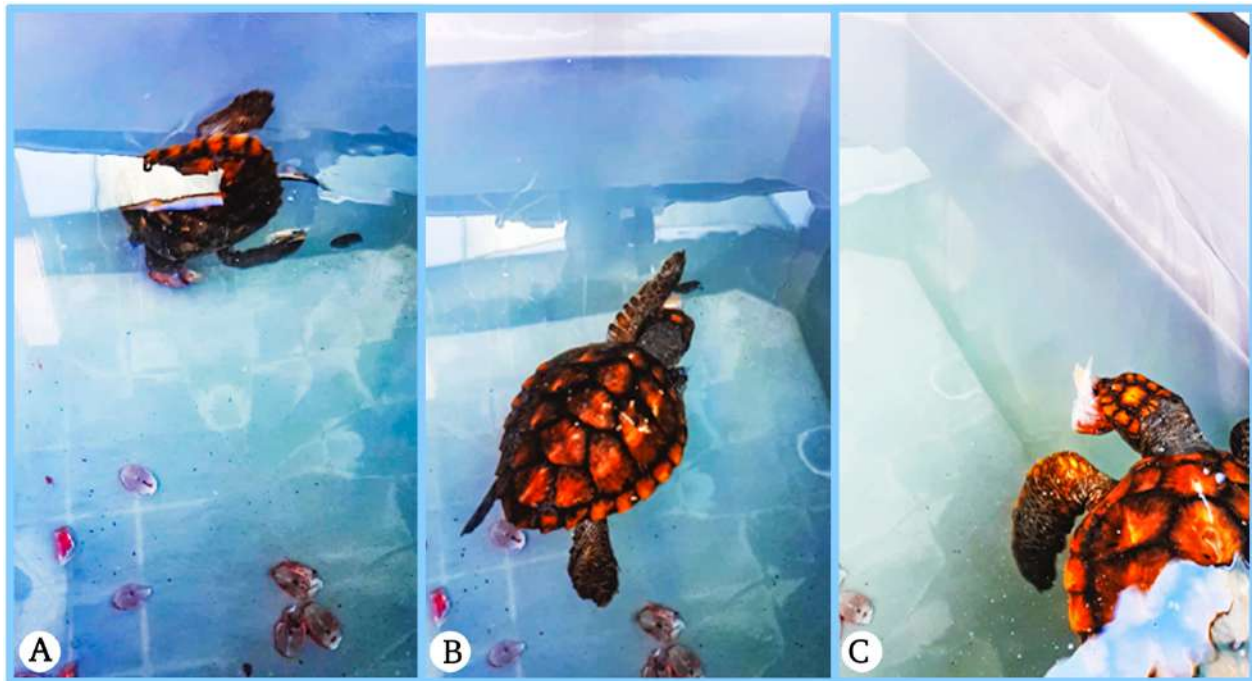
Une fois que la tortue commence à manger régulièrement, la nourriture doit être dispersée dans le bassin pour stimuler le comportement de recherche de nourriture (Fig. 63). L'enrichissement de l'environnement doit être envisagé à ce stade de la réhabilitation (Fig. 64).

Il est important de surveiller et d'enregistrer en permanence le poids et l'état corporel de l'animal, en particulier chez les tortues débilitées.

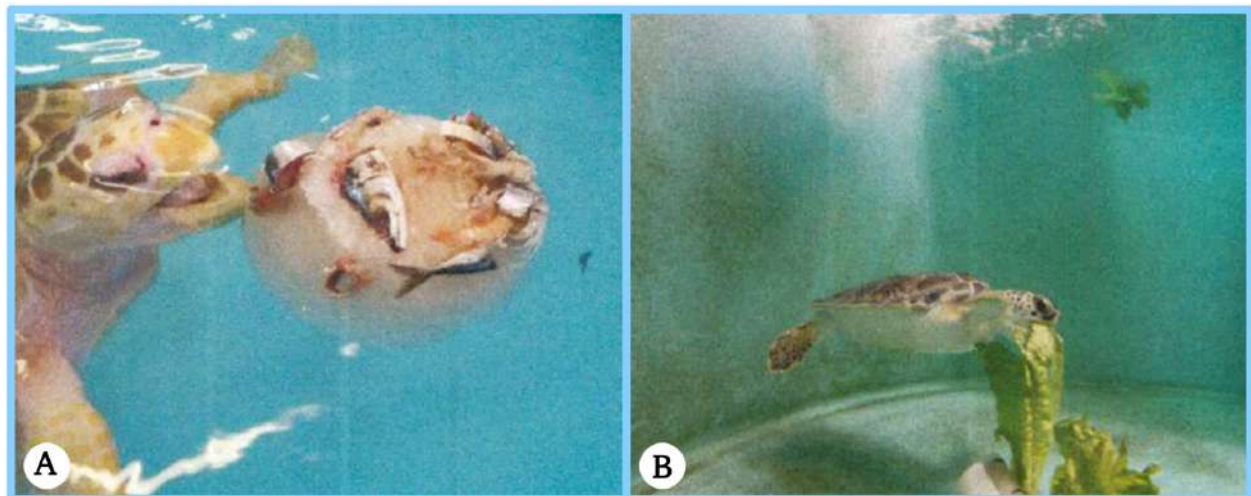


**FIGURE 62 :** Tortue caouanne débilitée (*Caretta caretta*), à laquelle de la nourriture est proposée à l'aide d'un tube. L'extrémité qui tient l'aliment doit être fermement attaché au tube afin que la tortue ne l'arrache pas et ne l'ingère pas. Photographie : Georgia Sea Turtle Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).





**FIGURE 63 :** Séquence d'images, présentant une tortue caouanne juvénile (*Caretta caretta*) amputée de la nageoire droite, s'alimentant de morceaux de poisson. Le comportement de recherche d'alimentation peut être observé ; la tortue plonge au fond du bassin pour atteindre la nourriture. Photographies : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.



**FIGURE 64 :** Enrichissement de l'environnement de tortues marines (A) Tortue caouanne (*Caretta caretta*), se nourrissant d'un cube de glace contenant du poisson et (B) Tortue verte (*Chelonia mydas*) se nourrissant grâce à un dispositif en PVC situé au fond du bassin pour stimuler son comportement naturel de recherche de nourriture. Photographies : Georgia Sea Turtle Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).



## 2. Alimentation forcée

Si l'animal n'accepte pas volontairement les aliments proposés, l'utilisation d'une sonde d'alimentation doit être envisagée. Cependant, cette décision doit être prise en tenant compte des résultats des paramètres sanguins, de l'état corporel et de l'examen clinique, et la motilité gastro-intestinale doit être restaurée (Hoopes *et al.* 2017). Il ne faut pas oublier que cette procédure est stressante pour l'animal et qu'elle n'est pas sans risque, elle est donc réservée aux tortues cachexiques ou extrêmement affaiblies qui ne peuvent pas s'alimenter de manière autonome, qui ne montrent pas d'intérêt pour la nourriture proposée de manière répétée et/ou qui ne peuvent pas supporter des périodes prolongées sans prise de nourriture.

Une tortue en **BONNE CONDITION CORPORELLE PEUT RESTER PLUSIEURS JOURS SANS MANGER**, il est donc recommandé d'insister sur l'alimentation volontaire plusieurs fois par jour. Si ce mode d'alimentation est utilisé, il faut commencer par de faibles volumes (1% du poids corporel) et augmenter progressivement jusqu'à déterminer quel volume la tortue peut tolérer et observer une prise de poids. La plupart des tortues commenceront à manger peu après avoir commencé ce type d'alimentation, c'est pourquoi il faut proposer une alimentation manuelle (PO volontaire) entre les nourrissages forcés.

La littérature indique que la température de la purée doit être similaire à celle de la tortue (Hoopes *et al.* 2017), cependant, certains centres administrent une mixture légèrement chaude, car cela stimule les mouvements péristaltiques et améliore la digestion. Elle est réalisée à partir de proies entières (dans un mixeur), qui doivent avoir une forte teneur en protéines, comme du poisson, du poulpe ou des crevettes. Cette préparation doit être broyée de manière à pouvoir être passée dans la sonde d'alimentation. Si des médicaments doivent être administrés par cette voie, ils doivent passer avant la purée (Hoopes *et al.* 2017).

Il existe deux méthodes pour réaliser cette procédure, l'une est l'insertion d'une sonde orogastrique (Fig. 65) et l'autre est la pratique d'une œsophagostomie (Tableau 20 et Fig. 66). Certains centres de réhabilitation à l'étranger suggèrent d'effectuer **UNIQUEMENT ET EXCLUSIVEMENT LA PROCÉDURE CHIRURGICALE** car les caractéristiques anatomiques particulières de l'œsophage chez ces espèces (Fig. 67) augmentent les risques de provoquer une

**PERFORATION À LA HAUTEUR DE LA COURBURE DE L'ŒSOPHAGE** lors de l'insertion de la sonde, ce qui entraînerait la **MORT DE L'ANIMAL**.



**FIGURE 65 :** Insertion d'une sonde orogastrique par des professionnels formés et expérimentés où la relation entre la taille de la tortue et celle du matériel utilisé peut être appréciée. (A) Tortue caouanne (*Caretta caretta*) alimentée par le moyen d'une sonde de grande taille et (B) Tortue verte (*Chelonia mydas*), pour laquelle une sonde de plus petite taille est utilisée du fait de la plus petite taille de la tortue. Photographies : Georgia Sea Turtle Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

La procédure chirurgicale est considérée comme sûre pour la tortue et moins stressante, en plus de faciliter l'administration d'aliments liquides. Parmi ses avantages, la purée peut être administrée lorsque l'animal est dans l'eau, ce qui évite de le manipuler. Pour cette raison, et après avoir consulté les directeurs d'autres centres de soins, nous sommes arrivés à la conclusion que la méthode manuelle ne sera pas décrite dans cet ouvrage, car en plus d'être de moins en moins utilisée, comme mentionné ci-dessus, elle présente un risque élevé pour la tortue. Parmi les aspects à prendre en compte en cas d'œsophagostomie, il convient de nettoyer et de désinfecter quotidiennement la plaie externe avec des solutions antiseptiques, et il est également recommandé de réaliser un lavage avec une solution de chlorhexidine diluée

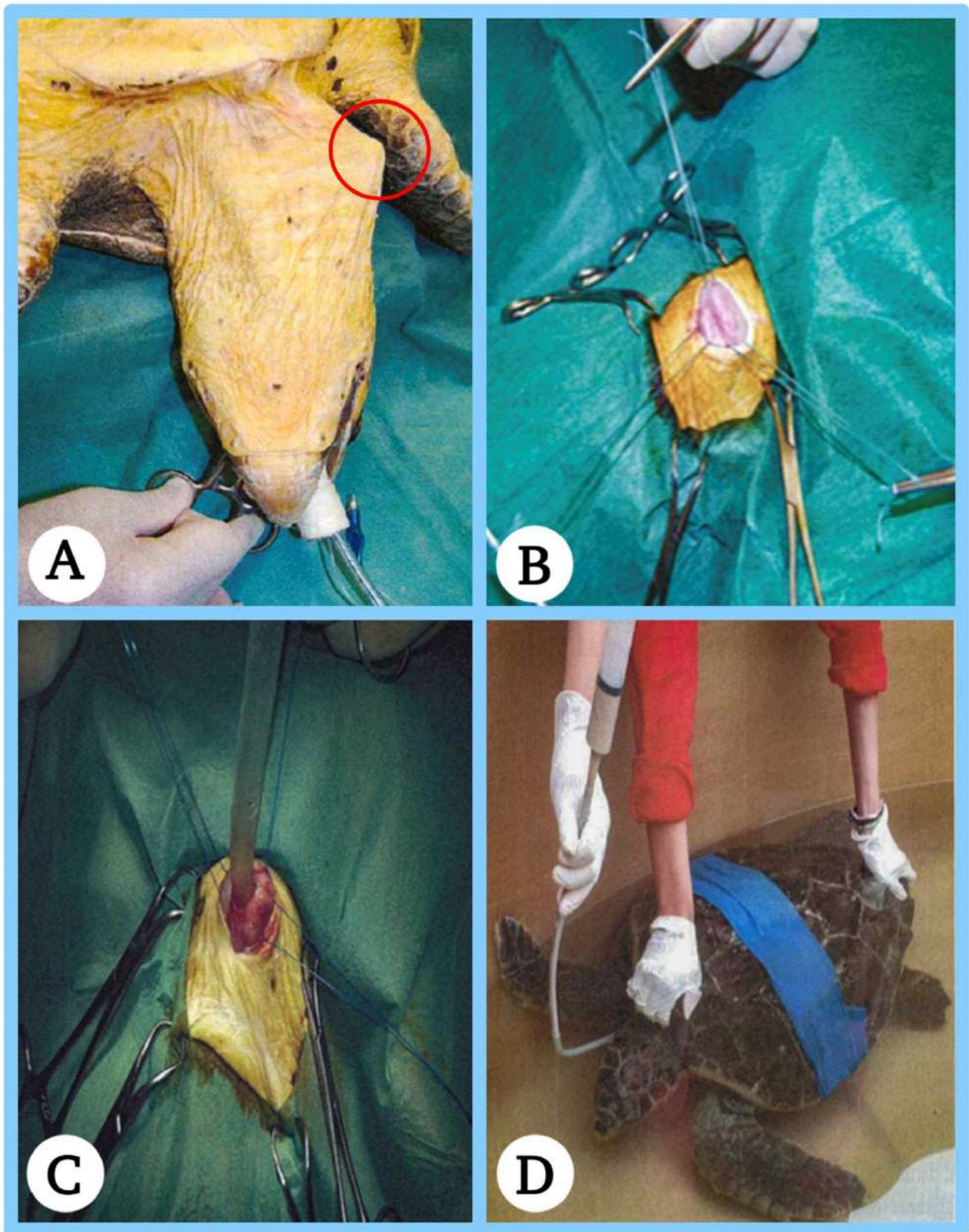
(Periogard, par exemple) afin d'éliminer les résidus alimentaires du tube et d'éviter la prolifération de micro-organismes. Un autre aspect important est le maintien de la qualité de l'eau (Chapitre VI, section : Maintien ex situ des tortues pendant la période de réhabilitation).

**TABLEAU 20** : Description des étapes d'approche chirurgicale par œsophagotomie\*.

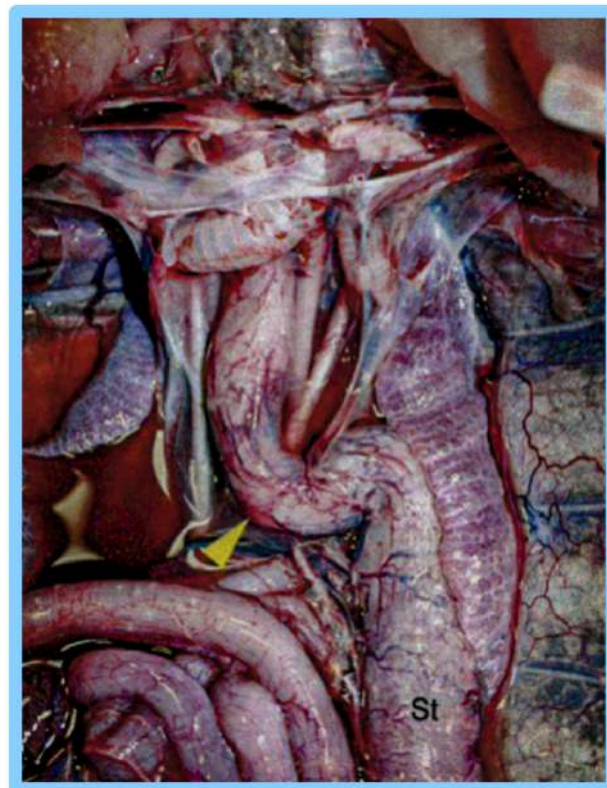
Étape	Approche chirurgicale
Contention	<ul style="list-style-type: none"> <li>Anesthésie générale</li> <li>Tortue en décubitus dorsal, tête étirée et légèrement plus basse que la superficie sur laquelle est appuyée la carapace (Di Bello <i>et al.</i> 2017)</li> </ul>
Sonde d'alimentation	<ul style="list-style-type: none"> <li>Le diamètre doit être choisi selon la taille de la tortue (pour les tortues de taille petite à moyenne : 4 à 8mm et pour les tortues de grande taille : 10 à 14mm)</li> <li>De l'huile végétale ou un lubrifiant à base d'eau peut être utilisé pour lubrifier la sonde (Di Bello <i>et al.</i> 2017)</li> </ul>
Longueur de la sonde (estimation entre le lieu d'insertion et l'estomac)	<ul style="list-style-type: none"> <li>Marquer la distance entre le tiers distal de la région cervicale et la marge latérale gauche de la carapace au niveau de la largeur maximale (75 à 120 cm) (Di Bello <i>et al.</i> 2017)</li> </ul>
Insertion de la sonde	<ul style="list-style-type: none"> <li>Œsophagostomie</li> </ul>
Administration de la mixture	<ul style="list-style-type: none"> <li>Après avoir alimenté la tortue, la sonde doit être lavée avec une solution saline et de la chlorhexidine</li> </ul>
Retrait du tube	<ul style="list-style-type: none"> <li>Après la reprise d'une alimentation autonome par la tortue pendant plusieurs jours</li> <li>Débrider le tissu fibreux cicatriciel formé dans l'œsophage autour de la sonde avant de suturer l'œsophage, le muscle et la peau</li> </ul>
Observations et risques	<ul style="list-style-type: none"> <li>Technique bien tolérée par les tortues marines</li> <li>Tortues qui requièrent une alimentation forcée à moyen ou long terme, avec des lésions de la rhamphothèque, quand la méthode manuelle est trop stressante (Hoopes <i>et al.</i> 2017)</li> <li>Réaliser des examens nécessaires pour évaluer si la tortue supportera l'intervention (PCV, glucose, solides totaux) et restaurer l'équilibre hydrique préalablement (Di Bello <i>et al.</i> 2017)</li> <li>La sonde peut être maintenue pendant plusieurs semaines et n'empêche pas la tortue de s'alimenter de manière autonome</li> <li>En cas de doute concernant la localisation de la sonde, une solution saline peut être administrée ou une radiographie peut être réalisée</li> </ul>

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit dans les chapitres nutrition (4) et chirurgie (23) du livre Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).





**FIGURE 66 (page précédente) :** Description de la technique d'œsophagotomie sur une tortue caouanne (*Caretta caretta*). (A) Introduire une pince hémostatique Kelly courbe par la cavité buccale jusqu'à atteindre la partie distale de la portion crâniale de l'œsophage en manipulant la pince par le côté droit de l'œsophage (cercle rouge). Au moment de l'incision (12 à 15 mm) appuyer la pince latéralement en direction distale pour déplacer crânialement les vaisseaux sanguins de la zone ; (B) Incision du tissu sous-cutané et du muscle constricteur, 3 points de fixation stabilisent la paroi œsophagique. Une fois la paroi fixée, une incision du diamètre de la sonde peut être réalisée et la pince Kelly peut être retirée par la cavité buccale ; (C) Insérer la sonde précédemment lubrifiée. Tirer les points de fixation en direction crâniale et vers la droite pour faciliter le passage de la sonde par la courbure de l'œsophage avant de traverser le sphincter du cardia de l'estomac. De la solution saline peut être administrée par la sonde pour vérifier qu'elle se trouve bien dans l'estomac. Fixer la sonde à la paroi de l'œsophage avec une suture non résorbable de 2 UPS avec des points séparés en U ou avec une suture en bourse. L'incision de la peau est suturée autour de la sonde et (D) La portion externe de la sonde doit être positionnée en direction dorsale et être fixée sur la carapace avec un bandage autoadhésif. L'extrémité de la sonde doit être maintenue fermée avec une seringue ou avec un bouchon de cathéter. Il est recommandé de nourrir la tortue dans l'eau afin de réduire le stress causé par la procédure. Photographies : Antonio Di Bello, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).



**FIGURE 67 :** Œsophage de tortue verte (*Chelonia mydas*), où on peut observer la courbure en forme de S vers la gauche (flèche jaune) antérieure à l'estomac "St". Photographie : Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

## ALIMENTATION PARENTÉRALE

Elle est utilisée lorsque l'alimentation entérale n'est pas possible, par exemple en cas de maladie affectant la tête, le cou, la bouche, l'œsophage ou l'estomac. Elle est généralement utilisée chez les tortues émaciées qui pourraient souffrir d'une maladie intestinale (Innis *et al.* 2017a).

La formule est généralement composée d'acides aminés, de dextrose et de lipides. Plusieurs auteurs décrivent différentes préparations, cependant, celle-ci dépendra toujours des besoins de la tortue. Le mélange peut être réalisé manuellement, par exemple en mélangeant 48g d'acides aminés, 13,5g de dextrose et 40g de lipides, ou être acheté, auquel cas il doit être adapté à une administration en IV, comme Lipovenos ou Aminoven, qui sont utilisés au Brésil et sont également disponibles au Chili. **SI DES LIPIDES SONT AJOUTÉS À LA FORMULE, CELLE-CI DOIT ÊTRE RÉFRIGÉRÉE ET SE CONSERVERA ENVIRON 14 JOURS.**

La méthode d'administration peut être la même que chez d'autres espèces, via un cathéter. L'alimentation en bolus est considérée comme très risquée (Cassale *et al.* 2012). Dans le cas où la tortue ne peut pas être maintenue hors de l'eau pour de longues périodes, l'alimentation parentérale peut être administrée en bolus très lent directement à partir de l'aiguille (Manire *et al.* 2014, Innis *et al.* 2017a).

L'administration doit toujours être lente. Pour les tortues pesant moins de 20 kg, un volume de 2,5 à 3 ml/kg sur 45 à 60 min est recommandé. Un article indique que chez une tortue caouanne adulte, 90 ml ont été administrés avec succès à une vitesse de 90 à 120 ml/Hr (Innis *et al.* 2017a).

L'administration parentérale de calcium doit être réservée aux animaux en état d'hypocalcémie, elle ne doit pas être réalisée de manière systématique.



## SOINS QUOTIDIENS

Il est important d'établir une routine et de planifier, au moins un jour à l'avance, les soins et les procédures à effectuer au cours de la journée. Tous les soins doivent être correctement contrôlés et corroborés avant d'être inscrits dans le dossier individuel de chaque tortue. Les soins quotidiens à réaliser et des habitudes à adopter incluent :

### **1. En arrivant au centre de soins :**

Le matin, toujours contrôler comment se portent les tortues. Les observer rapidement sans les manipuler.

### **2. Planification des tâches quotidiennes et distribution entre le personnel**

Certaines de ces activités sont le nettoyage des parties communes du centre, le nettoyage de la zone des bassins, la préparation des rations alimentaires pour les tortues, les soins vétérinaires, entre autres. Ainsi, des mesures de biosécurité peuvent être prises pour éviter la contamination croisée lors de la préparation de la nourriture et du nettoyage des différentes zones du centre ; éviter que les personnes à risque n'entrent en contact avec les tortues en réhabilitation ; si les visites sont autorisées, elles doivent être coordonnées de sorte que leurs horaires ne coïncident pas avec les manipulations des tortues.

### **3. Réalisation de la pesée et estimation de la condition corporelle**

Cette procédure doit avoir lieu minimum 1 fois par semaine pour pouvoir prendre des décisions quant aux traitements et à l'alimentation distribuée aux tortues en réhabilitation.

#### 4. Nettoyage des bassins

Le processus de nettoyage varie d'un centre à l'autre, mais en règle générale il se divise en deux types de nettoyage :

**a)** Nettoyage complet : toute l'eau du bassin est changée et un désinfectant est utilisé. Ce type de nettoyage est recommandé, par exemple, avant l'arrivée d'un nouvel animal dans le bassin, après le nourrissage et après le relâché de la tortue. L'utilisation de gants et la prise de mesures de biosécurité sont recommandées (Chapitre IV, section : Prévention des risques biologiques), ainsi que les dispositions suivantes :

- I.** Transférer la tortue dans un bac temporaire le temps que son bassin soit nettoyé. Ce bac doit être propre et l'animal doit être dans une position confortable. Éviter de placer l'animal dans un autre bassin pour éviter toute contamination croisée.
- II.** Vider le bassin et éliminer les restes de matières inorganiques et organiques qui peuvent s'y trouver. Les fèces doivent être collectées pour réaliser un examen coprologique. Il est important de tenir un registre individuel des déjections de l'animal (urates et fèces).
- III.** Appliquer un produit de désinfection, tel que l'eau de javel, en suivant les indications du fabricant quant à la dilution et au temps d'action. Avec les produits volatils, il est recommandé que le personnel utilise des masques afin de protéger les voies respiratoires.
- IV.** Rincer le bassin plusieurs fois et abondamment avec de l'eau pour éviter qu'il ne reste des résidus de produits qui peuvent être irritants pour l'animal.
- V.** Essuyer l'eau restante avec un chiffon. Il est recommandé que chaque bassin dispose de son propre chiffon.
- VI.** Remplir le bassin avec de l'eau de mer filtrée ou de l'eau salée.
- VII.** Nettoyer la tortue, par exemple avec une éponge ou une brosse et beaucoup d'eau. La carapace, la peau et le plastron de la tortue doivent être nettoyés aussi soigneusement que possible avant de la remettre dans son bassin propre (Fig. 68). Il est recommandé que chaque tortue ait son propre matériel de nettoyage.
- VIII.** Remettre la tortue dans son bassin, une fois que celui-ci a un niveau d'eau suffisant.





**FIGURE 68 :** Nettoyage de la carapace d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*), la tortue est doucement brossée pour retirer les algues et la saleté et est ensuite rincée. Une fois le nettoyage terminé, la tortue peut être replacée dans son bassin propre. Photographies : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

**b)** Nettoyage partiel : les ressources sont précieuses et rares dans les centres de réhabilitation et la manipulation constante des animaux augmente leur niveau de stress, ce qui est contre-productif pour leur réhabilitation. Pour ces raisons, s'il est déterminé qu'il n'est pas nécessaire de changer toute l'eau du bassin, ou si seul le fond est sale, les résidus ou la saleté peuvent être aspirés et l'eau perdue remplacée. Cette opération peut être effectuée sans sortir la tortue du bassin. L'opérateur doit veiller à garder ses mains hors de portée de l'animal pour éviter les morsures.

Dans la mesure du possible, le nettoyage doit être effectué le matin, afin que les tortues soient tranquilles le reste de la journée. De plus, selon les conditions climatiques, notamment en été, l'eau du bassin peut augmenter de température au cours de la journée en raison de l'exposition au soleil.

## 5. Alimentation

Cela peut être le matin ou l'après-midi. Les tortues sont des animaux diurnes, cependant, dans le centre de réhabilitation géré par Lampedusa Turtle Rescue, il a été prouvé de manière empirique que la consommation de nourriture entre le matin et l'après-midi ne présentait pas de grandes variations chez la plupart des spécimens. La fréquence d'alimentation peut être tous les jours, tous les deux jours ou selon ce qui est estimé le plus approprié, en fonction principalement de la température corporelle et de l'état de l'animal. Si l'alimentation n'est pas quotidienne, il est recommandé de séparer les jours de nettoyage complet et d'alimentation, car le stress du nettoyage peut affecter la prise alimentaire de la tortue.

Il n'est pas recommandé de procéder à des traitements, au nettoyage des plaies ou à des manipulations avant de nourrir les tortues, car cela peut affecter la prise alimentaire.

## 6. Température

Idéalement, la température de l'eau devrait être mesurée deux fois par jour (matin et soir) et avant l'alimentation pour obtenir un relevé complet.

# FIN DU PROCESSUS DE RÉHABILITATION

## *CRITÈRES POUR DÉCIDER DE LA FIN DU PROCESSUS*

Les critères pour déterminer la fin du processus de réhabilitation d'une tortue marine sont divers, mais tous visent à augmenter les probabilités de succès de la survie de la tortue dans son milieu naturel. Ils prennent en compte différents aspects de la tortue :

1. **Examen clinique** : le poids et/ou l'état corporel de la tortue doivent s'être améliorés, de même que la cicatrisation des plaies et l'état clinique général.
2. **Comportement** : la tortue doit présenter des comportements normaux pour l'espèce ; par exemple, réagir à la présence de nourriture, avoir un bon niveau d'activité, nager et plonger correctement.
3. **En termes de bilan analytique (Tableau 21)** : les paramètres les plus importants à évaluer sont le PCV, la couleur du plasma, le frottis sanguin, les protéines totales, le glucose, l'acide urique, le calcium, le phosphore, le sodium, le potassium, la créatine kinase (CK), le magnésium et le lactate (en cas de noyade). Il faut notamment contrôler :
  - a) **Anémie** : le PCV doit être d'au moins 25 % chez les tortues juvéniles et 30 % chez les adultes, des valeurs inférieures pouvant être acceptables selon le jugement clinique du professionnel responsable. Le plasma obtenu par centrifugation du tube capillaire doit être transparent et incolore.
  - b) **Leucogramme sans altération** : effectuer une analyse du frottis sanguin pour déterminer la quantité et la morphologie des cellules.
  - c) **Gaz du sang** : il n'est pas nécessaire de les mesurer à nouveau s'ils se sont normalisés au cours du processus de réhabilitation.

**TABEAU 21** : Paramètres basiques pour terminer un processus de réhabilitation\*

Examen	Basiques	Idéaux (en plus des basiques)
Hématologie	PCV, couleur du plasma, solides totaux, analyse du frottis sanguin	Numération manuelle des globules blancs
Biochimie plasmatique	BUN, acide urique, solides totaux, glucose, chlorure, potassium, magnésium, CK, calcium (total et ionisé), phosphore, lactate (noyade)	Protéines (électrophorèse), AST, cholestérol, triglycérides, osmolarité
Gaz sanguins	pH, pO <sub>2</sub> .	pCO <sub>2</sub> , bicarbonate

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Stacy & Innis 2017.

## LIBÉRATION ET MARQUAGE

Si la tortue réunit les critères présentés ci-dessus, elle devrait être prête à terminer le processus de réhabilitation et à retourner dans son habitat naturel. Pour relâcher une tortue qui a terminé son processus de réhabilitation, l'autorité compétente (SERNAPESCA dans le cas du Chili) doit être notifiée pour coordonner la procédure. Par ailleurs, les aspects suivants, entre autres, doivent être pris en compte :

### 1. Climat et saison de l'année

Les tortues marines, comme mentionné précédemment, appartiennent au groupe des reptiles et, par conséquent, leur métabolisme est directement lié à la température ambiante. C'est pourquoi, dans la mesure du possible, il est préférable de les relâcher au printemps et en été ou durant les périodes où la température de l'environnement et de l'eau sont plus favorables. Cependant, il n'est pas recommandé de garder en captivité des animaux sains uniquement à cause des conditions climatiques. La tortue peut être acclimatée à des températures plus basses afin de pouvoir être relâchée le plus rapidement possible, à moins que la température de l'eau soit inférieure à 10°C.





## 2. Marquage

Avant d'être transférée au lieu de relâché, la tortue doit être identifiée par une marque externe (Fig. 69A) et complémentaiement par un transmetteur passif intégré (PIT tag). Un PIT est une micropuce recouverte d'une capsule de verre qui est insérée par voie SC ou IM, transmettant le code individuel de l'animal lors de l'interaction avec le lecteur externe (Wyneken *et al.* 2010). Bien qu'il s'agisse d'une technique sans danger pour l'animal, des cas d'irritation et d'infection du site d'insertion de la micropuce ont été signalés (Dutton & McDonald 1994). De plus, le coût du matériel tel que le lecteur externe et la micropuce, entre autres, doit être pris en compte (Wyneken *et al.* 2010, Omeyer *et al.* 2019).

La taille des marques externes (en plastique ou en métal) doit être adaptée à la taille de la tortue, étant donné que les juvéniles n'ont pas fini leur croissance (Eckert *et al.* 2000). Les marques les plus couramment utilisées sont les bagues métalliques, qui sont posées à l'aide de pinces spéciales entre la première et la deuxième écaille de chacune des deux nageoires avant. D'autres protocoles existent, comme celui de Qarapara, qui consiste à baguer la troisième écaille des deux nageoires pectorales. La bague doit laisser un espace ouvert de 3 à 5 mm entre le bord de la nageoire et le bord intérieur de la bague pour permettre la croissance du spécimen (Eckert & Beggs 2006), ce qui se traduit par un ratio de nageoire marquée et non marquée d'environ 70:30 respectivement. Certains des aspects problématiques de cette technique sont que les bagues peuvent se perdre, s'incarner ou provoquer une infection (Fig. 70).

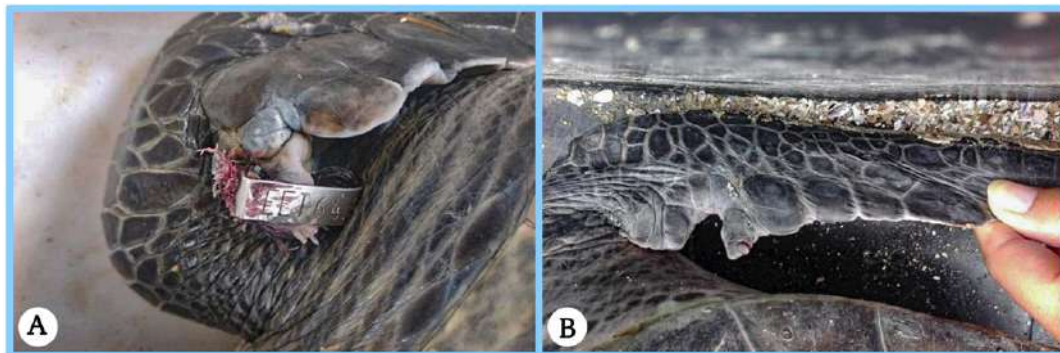
Il est recommandé d'effectuer un relevé de photo-identification (Carpentier *et al.*, 2016) parallèlement à la méthode de marquage choisie, car les puces PIT peuvent être expulsées du corps avant que la plaie ne cicatrise (Feldheim *et al.* 2002, Godley *et al.* 1999) ou peuvent migrer dans les tissus de l'animal (Van Dam & Diez 1999 et Wyneken *et al.* 2010), rendant leur lecture impossible. Les bagues métalliques de type Monel ont un taux de perte annuel de 0,57% (Bellini *et al.* 2001) et les bagues de type Incondel ont un taux de perte annuel de 0,13% (Reisser *et al.* 2008).

Si d'autres dispositifs tels que la télémétrie par satellite (Fig. 69B) sont ajoutés, ils doivent être fixés avant le marquage. Pour le marquage externe, les sites de marquage doivent

être nettoyés et désinfectés qu'il s'agisse des nageoires pectorales (Fig. 69C), ou des nageoires postérieures, et la pose réalisée à l'aide d'une pince adaptée (Fig. 69D).



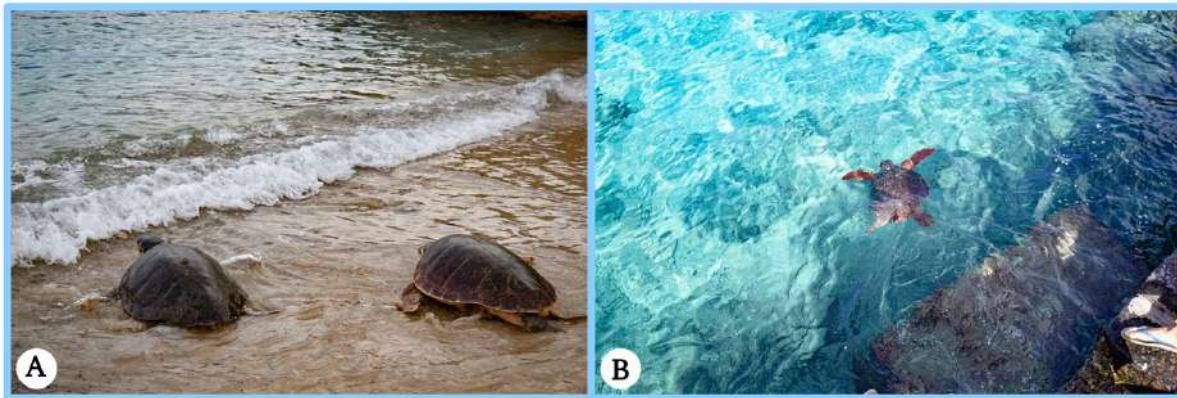
**FIGURE 69 :** (A) Pose de bagues métalliques d'identification sur une tortue caouanne juvénile (*Caretta caretta*) ; (B) Tortue caouanne avec un dispositif de télémétrie satellite fixé à la carapace ; (C) Bague Inconel sur la nageoire pectorale d'une tortue verte (*Chelonia mydas*) et (D) Pince spéciale pour la pose de bague métallique sur les tortues marines. Photographies : (A et B) Lampedusa Turtle Rescue, Italie et (C et D) O.N.G. Karumbé, Uruguay.



**FIGURE 70 :** Tortue verte (*Chelonia mydas*). (A) Bague métallique incarnée dans la nageoire pectorale et (B) Nageoire pectorale avec une cicatrice associée à la perte d'une marque par déchirure. Photographies : O.N.G. Karumbé, Uruguay.

### 3. Lieu du relâché

Les tortues marines amenées au centre de soins doivent être relâchées à l'endroit où elles ont été trouvées ou sur un site où elles pourront regagner un groupe de tortues de la même population. De plus, il faut s'assurer que le site présente un faible risque pour la tortue, par exemple un endroit calme sans grande affluence de personnes, idéalement hors d'une zone de forts courants marins, et qui ne soit pas à proximité d'un port ou d'une zone de pêche, pour éviter les attroupements d'otaries, entre autres. Le site peut être une plage (Fig. 71A) ou une jetée (Fig. 71B) (Stamper *et al.* 2017).



**FIGURE 71 :** (A) Deux tortues caouannes (*Caretta caretta*) relâchées sur une plage et (B) tortue caouanne nageant après avoir été relâchée depuis un quai. Photographies : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

### 4. Transport

Pour le transfert de l'animal du centre de réhabilitation au site de lâcher, il faut prendre les mêmes précautions que celles expliquées au Chapitre V, section : Transport, en plus des mesures de biosécurité mentionnées au Chapitre IV. Les tortues de grande taille devront généralement être déplacées par plus d'une personne (Fig. 72).



**FIGURE 72 :** Trois volontaires transférant une tortue caouanne adulte (*Caretta caretta*) à la plage où elle va être relâchée. Photographie : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

## 5. Modalités de relâché

### a) Relâchés privés

Ils représentent généralement moins de stress pour l'animal et demandent moins de temps et d'organisation, mais sont tout aussi importants que les relâchés publics. Ils sont généralement effectués uniquement par le personnel du centre, sans que la communauté locale en soit informée (Fig. 73A). Une fois la tortue relâchée, il est possible, si on le souhaite, de réaliser des vidéos ou des photographies sous-marines à des fins éducatives, à condition de maintenir une distance de sécurité avec la tortue (Fig. 73B).

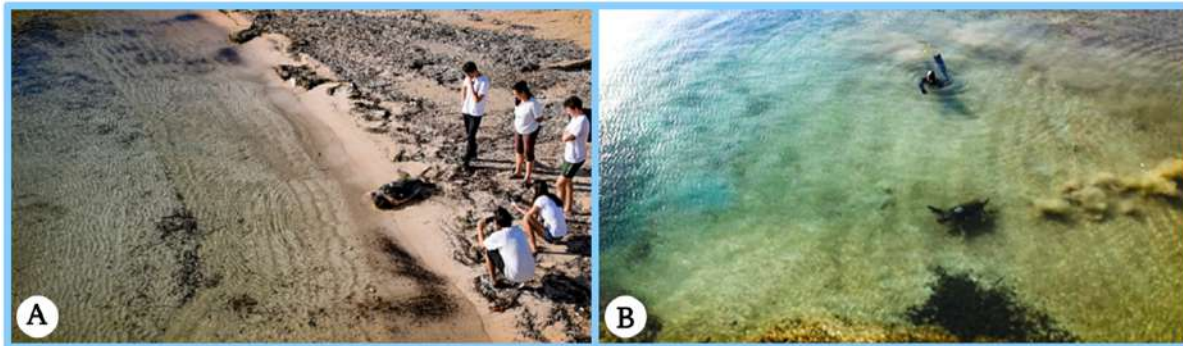
### b) Relâchés publics

Lors d'un lâcher public, il convient de l'organiser à l'avance afin de ne pas maintenir la tortue hors de l'eau plus longtemps que nécessaire, pour ne pas augmenter son niveau de stress. Ces relâchés sont l'occasion pour le public et les participants d'en apprendre plus sur les dangers et le travail de conservation de l'espèce. Par ailleurs, des groupes d'intérêt, comme les



enfants, peuvent être impliqués, ce qui contribuera à sensibiliser la population à notre environnement et à la conservation de ces espèces (Fig. 74).

Les opérateurs doivent savoir à l'avance quel rôle ils vont jouer pendant le relâché et doivent veiller à maintenir le public à une distance raisonnable d'au moins cinq mètres de la partie caudale de la tortue (Chacón *et al.* 2000) afin de ne pas causer de stress inutile.



**FIGURE 73 :** (A) Relâché privé, où le site choisi est calme et (B) Plongeur réalisant une vidéo sous-marine du relâché en maintenant une distance de sécurité adéquate. Photographies : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.



**FIGURE 74 :** Relâché public sur une plage où l'opérateur aidé par deux enfants du public relâche une tortue verte (*Chelonia mydas*). Photographie : O.N.G. Karumbé, Uruguay.

# MAINTIEN EX SITU DE TORTUES MARINES PENDANT LA PÉRIODE DE RÉHABILITATION

## *DIMENSIONS DES BASSINS/BACS*

La taille du bassin doit être proportionnelle à la taille de la tortue, les valeurs standards utilisées aux Etats-Unis sont présentées dans la figure suivante (Tableau 22).

**TABEAU 22 :** Dimensions minimales des bassins où sont maintenues les tortues selon leur taille et le nombre de spécimens selon les standards des États-Unis\*.

Taille de la Tortue (SCL**)	Aire de Superficie du Bassin		Profondeur Minimale D'Eau (cm)	Augmentation de la Superficie par Tortue Additionnelle
	SCL**	SCW		
6 à 50 cm	X7	X2	75	50%
50 à 65 cm	X7	X2	90	50%
>65 cm	X9	X2	120	100%

Abréviations : SCL= Longueur droite de la carapace et SCW= Largeur droite de la carapace.

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Manire *et al.* 2017a.

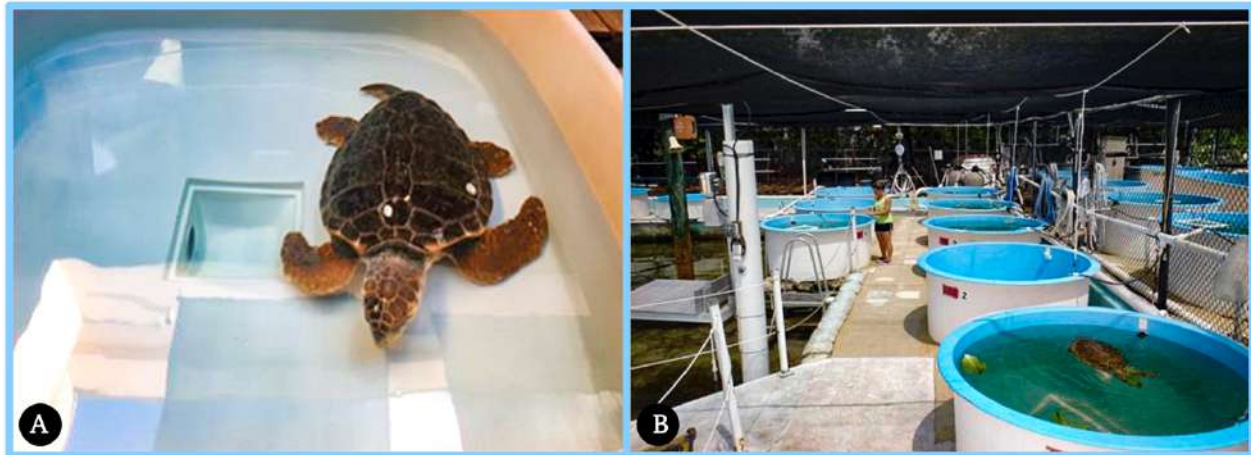
\*\*La taille minimale des bassins ne peut pas être inférieure au double de la SCL.

Cependant, les tortues malades ou blessées doivent souvent être maintenues dans des bassins **INDIVIDUELS ET PLUS PETITS**. Si la tortue est très instable, on peut la maintenir hors de l'eau en la recouvrant de vaseline et de serviettes humides pour éviter la déshydratation et/ou la dessiccation. De plus, il est conseillé de la placer sur un support matelassé ou rembourré pour qu'elle puisse respirer sans difficulté. Une fois stabilisée, elle doit être transférée dans un bassin adapté à sa taille. Cependant, il est toujours préférable de maintenir les tortues marines dans l'eau, car les laisser au sec pendant des périodes prolongées peut entraîner des complications telles que le prolapsus cloacal (Tristan & Norton 2017).

L'intérieur des bassins doit être lisse et leur taille doit être suffisante pour permettre aux tortues de s'immerger librement (Higgins 2003) (Fig. 75A). De plus, ils ne doivent pas être aménagés ou comporter d'élément susceptible de nuire à l'animal et doivent avoir une bonne



exposition au soleil et un système de drainage. L'animal doit être facilement visible à tout moment (Fig. 75B) (Stamper *et al.* 2017).



**FIGURE 75 :** (A) Bassin avec des bords arrondis dans lequel est maintenue une tortue caouanne (*Caretta caretta*) de grande taille et (B) Bassins arrondis pour le maintien de tortues marines *ex situ* pendant la période de réhabilitation. Photographies : (A) Lampedusa Turtle Rescue, Italie et (B) The Turtle Hospital. Rescue, Rehab, Release. Floride, États-Unis.

En règle générale, les tortues luths adultes ne devraient pas être confinées en raison de leur grande taille et de leurs besoins écologiques et alimentaires. Pour cette espèce, il est suggéré d'essayer un traitement *in situ*, à condition qu'il soit sans danger pour la tortue et les personnes impliquées dans l'opération (Jones *et al.* 2000, Mette & Norton 2017).

## QUALITÉ DE L'EAU

Cette section est basée sur les informations fournies dans le livre Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a), Chapitre 3 : Environnement, qualité de l'eau et biosécurité (Stamper *et al.* 2017).

## 1. Nettoyage

L'eau doit être maintenue propre. Pour cela, l'eau du bassin peut être changée partiellement ou totalement selon sa qualité, comme indiqué ci-dessus. Il est également utile d'utiliser des filtres pour les bassins ou les lieux de stockage de l'eau. Si l'eau est désinfectée avec du chlore (0,5 mg/L pour atteindre un niveau de 0,5 ppm), elle doit être testée périodiquement. Des niveaux de chlore supérieurs à 1 ppm peuvent provoquer une irritation oculaire (Campbell 1996).

## 2. Salinité

L'ajout de NaCl seul n'est pas suffisant, car l'eau de mer contient plus d'éléments inorganiques que le chlorure de sodium. Si l'on ne dispose pas d'eau de mer, on peut utiliser du sel marin commercial, qui est considéré comme plus complet.

La salinité peut être mesurée à l'aide d'un multiparamètre, d'un réfractomètre, d'un conductivimètre ou d'un hydromètre. La salinité de l'eau de mer est de 35 ppt à 25°C, mais lorsque la température de l'eau de mer augmente, la salinité diminue. Dans les bassins accueillant des tortues marines en réhabilitation, la salinité doit être maintenue entre 20 et 35 ppt (USFWS, 2013).

Si le bassin se trouve à l'extérieur, l'évaporation de l'eau et la dilution causée par la chaleur altèrent la salinité, il faut donc la monitorer.

## 3. pH

Le pH de l'eau de mer varie selon l'endroit et les conditions de l'eau, mais il est généralement de 7,8 (USFWS, 2013). Les tortues marines sont moins sensibles aux changements de pH que les poissons, cependant, il doit rester entre 7,2 et 8,5 (USFWS, 2013). Si le pH diminue, cela indique que la qualité de l'eau se dégrade et qu'il faut la remplacer. Une fois que l'eau a été changée et/ou désinfectée, le pH doit être mesuré à nouveau pour vérifier qu'il

corresponde aux paramètres ci-dessus. Une méthode simple pour mesurer le pH consiste à utiliser un multiparamètre ou des bandelettes d'analyse du pH.

#### **4. Température**

La température optimale pour un processus de réhabilitation adéquat dépend de l'espèce et de la taille de la tortue marine. Cependant, elle se situe généralement entre 25 et 30°C (Higgins 2003).

Il faut être attentif à la température du bassin, les systèmes fermés nécessitant plus d'ombre (50%) que les systèmes ouverts (30%). La température du bassin doit être contrôlée deux fois par jour (matin et après-midi). Un chauffage de piscine ou d'aquarium ou une lampe chauffante peuvent être utilisés pour éviter les variations ou augmenter la température de l'eau pendant les saisons froides (Fig. 76). Lors de l'utilisation d'une lampe chauffante, il faut prendre les mêmes précautions de base que pour les autres espèces de reptiles, par exemple établir un gradient thermique afin que l'animal puisse choisir sa température de confort, et le bassin doit comporter des endroits qui ne sont pas directement exposés, surtout si la tortue ne peut pas s'immerger, car une exposition directe constante à cette lumière peut être contre-productive.

Si la température est élevée (>30°C), elle favorisera une croissance parasitaire et bactérienne exacerbée et la tortue montrera des signes de léthargie et de stress hyperthermique, entre autres complications. D'autre part, si la température de l'eau est très basse (<25°C), le métabolisme de la tortue sera réduit, la rendant immunodéprimée et donc plus sensible aux agents pathogènes. Une anorexie et un retard de guérison peuvent également survenir. L'eau des tortues hypothermiques doit être chauffée lentement. Si la température initiale est inférieure à 20°C, elle doit être augmentée progressivement jusqu'à 20°C puis 30°C (voir plus en détail au Chapitre VII, section : Syndrome de débilitation chronique).



**FIGURE 76 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*) en étape post-opératoire, exposée à une lampe chauffante. Photographie : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

## 5. Lumière solaire et photopériode

Il est primordial que les tortues soient exposées à la lumière directe du soleil, car non seulement elle les aide à réguler leur température corporelle et leur métabolisme, mais elle les expose également aux rayons ultraviolets B (UVB). Ceux-ci génèrent une photolyse et seront convertis en vitamine D3 qui contrôle l'absorption, le transport et le dépôt du calcium et, dans une moindre mesure, du phosphore, intervenant directement dans le maintien des os et de la carapace (Fernandez *et al.* 2013). Par conséquent, aucune lumière artificielle ne peut remplacer la lumière directe du soleil (Tracchia 2018).

En termes de photopériode, les tortues marines sont considérées comme des reptiles diurnes, cependant, elles présentent naturellement un certain degré d'activité nocturne. Une étude sur *C. mydas* comparant l'activité nocturne et diurne de l'espèce a révélé que dans des conditions de captivité, les spécimens présentent une fluctuation significative des niveaux de mélatonine (MEL) et de corticostérone (CORT) entre le jour et la nuit, alors que chez les animaux vivant en liberté, les variations des concentrations de MEL et de CORT entre le jour et la nuit sont minimales, ce qui augmente leur aptitude de survie et de reproduction (Jessop *et al.* 2002). Par conséquent, il est très important de maintenir la quantité d'heures de lumière naturelle du site où la tortue a été récupérée et de ne pas l'exposer à la lumière artificielle, car cela constituerait un facteur de stress important pour l'animal (Tracchia 2018).

## EUTHANASIE

L'euthanasie est une procédure vétérinaire utilisée lorsqu'il est nécessaire de mettre fin à la vie d'un animal dans des **CONDITIONS MINIMALES DE DOULEUR ET DE STRESS**. Cette pratique présente un fort impact éthique, moral et émotionnel tant pour les personnes qui prennent la décision que pour celles qui l'exécutent. C'est pourquoi **LA DÉCISION DOIT TOUJOURS ÊTRE PRISE PAR L'AUTORITÉ SANITAIRE COMPÉTENTE** (SERNAPESCA dans le cas du Chili) **EN CONCERTATION AVEC LES VÉTÉRINAIRES EN CHARGE**, qui doivent avoir de l'expérience avec les reptiles et connaître ces espèces. Cette section est principalement basée sur le livre *Sea Turtle Health & Rehabilitation* (Manire *et al.* 2017a), Chapitre 21 : traitements (Innis *et al.* 2017a) et sur les informations obtenues de Bluvias & Eckert (2010).

Pour déterminer si l'euthanasie doit être pratiquée ou non, trois questions fondamentales peuvent aider à prendre une décision :

- La tortue marine peut-elle survivre à ses blessures ?
- Son état actuel lui permet-il de survivre dans la nature ou a-t-elle besoin d'une réhabilitation ?
- Existe-t-il des centres de réhabilitation disposant d'installations adéquates et disponibles pour l'animal ?

L'objectif de la réhabilitation est toujours de relâcher des tortues marines qui auront la capacité de se reproduire (Innis *et al.* 2017b). Ces espèces se caractérisent par leur résilience, par exemple Mora & Robinson (1982) ont rapporté l'observation d'une tortue olivâtre complètement aveugle nidifiant au Costa Rica, par conséquent, l'euthanasie n'est une option que s'il existe un professionnel qualifié disposant des moyens et du matériel nécessaire pour la réaliser et si le spécimen en question est dans un état terminal, par exemple, avec de multiples membres amputés (ex : nageoires pectorales et caudales du même côté du corps, les deux nageoires caudales ou qu'aucune de ses nageoires n'est fonctionnelle), en cas d'éviscération, de blessures à la tête avec exposition de masse cérébrale, d'anomalies permanentes de la flottabilité, de paralysie empêchant un comportement natatoire efficace, pour accélérer la mort d'une tortue mourante (ex : traumatisme crânien grave, section de la moelle épinière ou insuffisance rénale chronique, entre autres) ou lorsqu'il n'est pas possible de la relâcher à l'issue

du processus de réhabilitation et qu'il n'existe aucun endroit présentant les conditions nécessaires pour la maintenir en captivité de manière permanente.

**LA MÉTHODE D'EUTHANASIE LA PLUS HUMAINE ET LA MOINS TRAUMATIQUE EST D'ADMINISTRER UNE SURDOSE LÉTALE D'ANESTHESIQUE OU DE MÉDICAMENT EUTHANASIQUE** tel que le pentobarbital à une dose de 60-100 mg/kg en IV (Innis *et al.* 2017a) ou une solution d'euthanasie (préparation commerciale de pentobarbital et de phénobarbital) à une dose de 3 ml par 5 kg de poids corporel par voie IV éventuellement complétée de 1,5 ml par 5 kg de poids corporel (en IV) au cas où la tortue serait encore vivante (Bluvias & Eckert 2010).

Si la voie IV n'est pas envisageable, les voies ICo, IM (anesthésiques non barbituriques) ou intracardiaque peuvent être utilisées, cette dernière uniquement pour les animaux mourants et avec une administration préalable d'anesthésique (IM ou par inhalation) ou d'analgésique par IM.

Les autres agents anesthésiques qui peuvent être utilisés en surdose pour l'euthanasie sont : la kétamine, le télazol, la dexmédétomidine et le propofol. Si du chlorure de potassium ou du sulfate de magnésium est utilisé, l'animal doit d'abord être anesthésié (Bluvias & Eckert 2010).

Uniquement et exclusivement si aucun vétérinaire n'est disponible pour réaliser la procédure, un pistolet d'abattage pour bétail peut être utilisé pour détruire le cerveau. Cette procédure est décrite de manière exhaustive dans Bluvias & Eckert (2010), mais par choix des auteurs, elle ne sera pas détaillée dans cette édition du manuel.

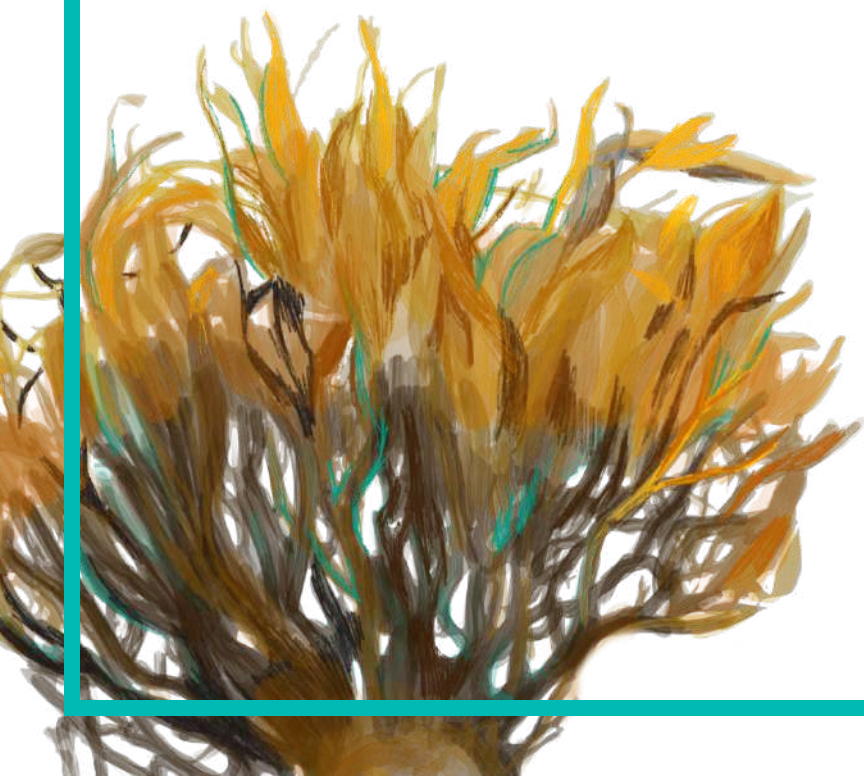
Les méthodes d'euthanasie telles que l'inhalation de CO<sub>2</sub> ou de CO et la surdose d'anesthésique par inhalation **NE SONT PAS EFFICACES POUR CES ESPÈCES** et les méthodes alternatives telles que la congélation, l'électrocution ou la noyade **NE SONT PAS CONSIDÉRÉES COMME ÉTHIQUES** en raison du long délai nécessaire à la mort de l'animal.

Déterminer si l'animal est mort peut être difficile, car le cœur des tortues, comme celui des autres reptiles, peut continuer à se contracter après la mort. Quelques-uns des critères permettant de déterminer la mort sont : absence de mouvement spontané, absence de réflexes palpébraux et cornéens, *rigor mortis*, absence de pouls mesuré par *Doppler*, et absence d'activité significative à l'écho ou à l'électrocardiogramme.



*CHAPITRE VII*

# **PROBLÈMES LES PLUS COMMUNS CHEZ LES TORTUES MARINES AU CHILI**



Cette section présente les problèmes les plus courants affectant les tortues marines qui s'échouent sur les côtes chiliennes. La meilleure approche diagnostique et thérapeutique sera également décrite, en tenant compte des techniques disponibles au niveau national dans le domaine de la médecine vétérinaire.

## **SYNDROME DE DÉBILITATION CHRONIQUE**

Ce syndrome est considéré comme le résultat d'une émaciation quasi terminale, quelle qu'en soit la cause, et peut se manifester chez les juvéniles ou les adultes de toutes les espèces de tortues marines. Les tortues gravement affaiblies doivent généralement bénéficier d'un processus de réhabilitation prolongé pouvant s'étendre sur plusieurs mois. Cette section est basée principalement sur le livre *Sea Turtle Health & Rehabilitation* (Manire *et al.* 2017a), Chapitre 28 : débilitation chronique (Manire *et al.* 2017b).

### ***CAUSES DU SYNDROME DE DÉBILITATION CHRONIQUE***

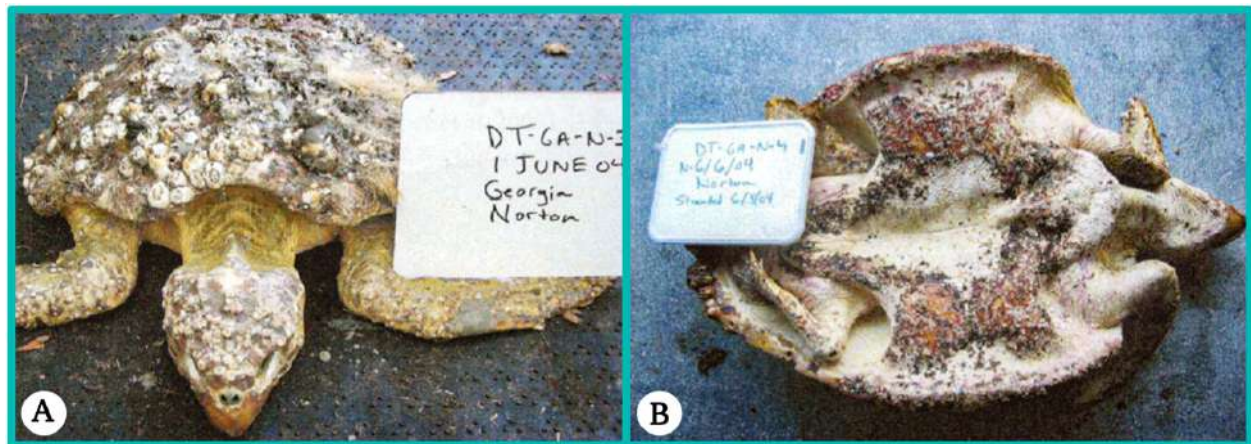
Bien que la cause primaire ne soit souvent pas évidente, toute affection qui altère l'apport ou l'absorption des nutriments peut entraîner une débilitation chronique. Parmi les causes de ce syndrome, citons : l'ulcération gastrique associée à des infections bactériennes ou parasitaires, la présence de corps étrangers dans l'œsophage (ex : hameçons), l'enchevêtrement prolongé dans du matériel de pêche, un traumatisme (ex : mandibulaire), l'hypothermie ou l'exposition prolongée à l'eau froide, l'occlusion intestinale (ex : par du plastique), entre autres. Certaines de ces causes, comme l'ingestion d'hameçons et l'enchevêtrement, seront abordées en détail ultérieurement dans cette section.

## *SIGNES CLINIQUES*

Bien que la cause soit indéterminée, les signes cliniques sont généralement concordants. Parmi ceux-ci, les plus caractéristiques et pertinents sont :

### **1. Émaciation sévère**

La tortue présente une atrophie musculaire marquée (en particulier dans la région du cou où l'os supra-occipital est très marqué) et une diminution du tissu adipeux (Fig. 77A). Le sternum est proéminent, le plastron est fin et concave (Fig. 77B) et des zones de la carapace sont molles du fait d'une ostéopénie (en particulier au niveau des écailles marginales). Les yeux sont enfoncés, mais cela peut également être dû à une déshydratation. Il arrive que des tortues émaciées présentent un œdème sévère qui masque l'état cachectique. Face à cette situation, la tortue doit être manipulée avec une extrême prudence car la peau et/ou le plastron peuvent se détacher de la carapace et les os du plastron peuvent provoquer une perforation cardiaque (Manire *et al.* 2017b).



**FIGURE 77 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*) sévèrement émaciée. (A) Vue crânio-caudale où on peut observer la masse musculaire sévèrement réduite au niveau cervical et entre les nageoires pectorales. On distingue clairement l'os supra-occipital à l'arrière de la tête et (B) Vue ventrale, où le plastron concave et creusé peut être observé. Photographies : Georgia Sea Turtle Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

## 2. Charge d'épibiontes et/ou d'ectoparasites exacerbée

Une charge élevée d'épibiontes n'est pas nécessairement un signe de maladie ; pendant la période de brumation, la mobilité est réduite au minimum, ce qui favorise la fixation des épibiontes. Il est donc fondamental d'évaluer la charge en épibiontes en tenant compte de la condition corporelle. Cependant, il faut considérer que *C. mydas* présente généralement une charge d'épibiontes très faible et que, chez la plupart des espèces, il est rare d'en trouver sur la peau de tortues saines (Fig. 78) (Stamper *et al.* 2009, Manire *et al.* 2017b).



**FIGURE 78** : Tortue caouanne (*Caretta caretta*) débilitée et présentant une charge importante d'épibiontes sur la carapace, les nageoires, la tête et le cou. Ces deux conditions suggèrent que la tortue présente un syndrome de débilitation chronique. Photographie : Georgia Sea Turtle Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

### 3.     **Activité diminuée ou nulle**

L'animal présente une réponse réduite ou nulle aux stimuli externes, l'un des signes les plus significatifs étant le peu ou l'absence de mouvement des nageoires avant lorsque la tortue est tenue par les côtés, à la jonction entre les écailles marginales de la carapace et les écailles inframarginales du plastron (Annexe 1). L'animal peut présenter des difficultés à maintenir la tête relevée ; une mobilité faible ou nulle dans l'eau, un manque de coordination et/ou une flottaison sans mouvement des nageoires et un intérêt faible ou nul pour la nourriture proposée. De plus, les réflexes palpébraux, cornéens et de menace seront également affectés.

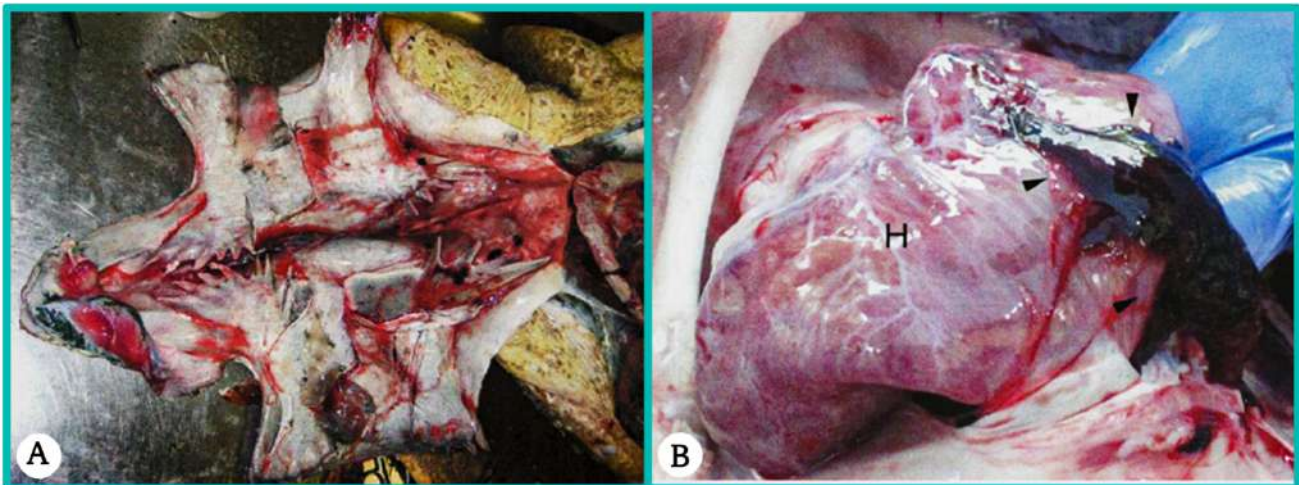


## MANIPULATION

Comme mentionné ci-dessus, les tortues dans cet état sont très fragiles et doivent être manipulées avec une extrême prudence. Si la manipulation est inadéquate, la tortue peut périr pendant le transport vers le centre de soins. Les deux principaux points de vigilance lors de la manipulation sont : (1) Le plastron et (2) La jonction carapace-plastron au niveau des écailles marginales (Manire *et al.* 2017b).

### 1. Plastron

Lorsque la tortue se trouve hors de l'eau, elle doit être posée sur un support mou à la hauteur des écailles marginales, pour éviter d'exercer une pression directe sur le plastron car le manque de tissu conjonctif peut entraîner une perforation d'organes internes (ex : cœur) ou des vaisseaux sanguins importants par l'épiplastron, l'endoplastron ou l'hypoplastron (Fig. 79A et B).



**FIGURE 79 :** Nécropsie de tortue caouanne (*Caretta caretta*) (A) Vue de la face intérieure du plastron où les proéminences affilées des os de l'épiplastron, de l'endoplastron et de l'hypoplastron peuvent être observées et (B) Photographie du cœur "H" avec une hémorragie (flèches noires) résultant d'une perforation cardiaque ou des vaisseaux principaux provoquée par les os du plastron. Photographies : Georgia Sea Turtle Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).



Cette précaution doit être adoptée jusqu'à ce que la tortue ait reconstitué assez de tissus conjonctifs et osseux pour supporter son poids. Divers matériaux tels que des serviettes pliées, des flotteurs de piscine, etc. peuvent être utilisés comme support.

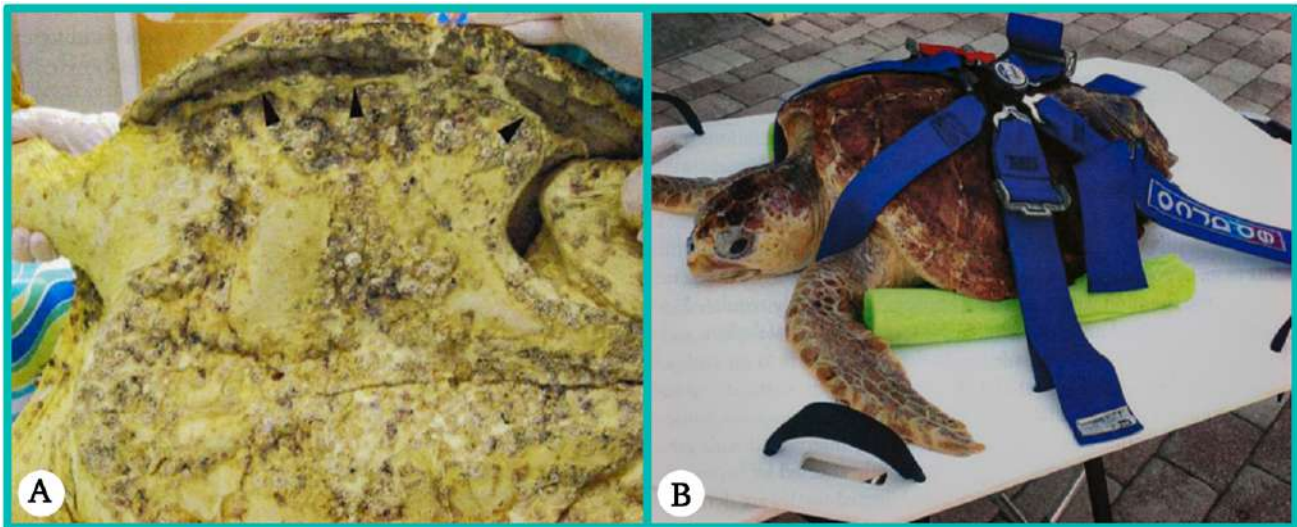
## **2. Union carapace-plastron**

La jonction de ces deux structures au niveau des écailles marginales peut être fortement affaiblie, par conséquent, pour éviter la séparation (Fig. 80A), il est recommandé de transporter la tortue sur une civière avec une surface ferme et plate, en tenant compte de ce qui est mentionné dans le point précédent (Fig. 80B).

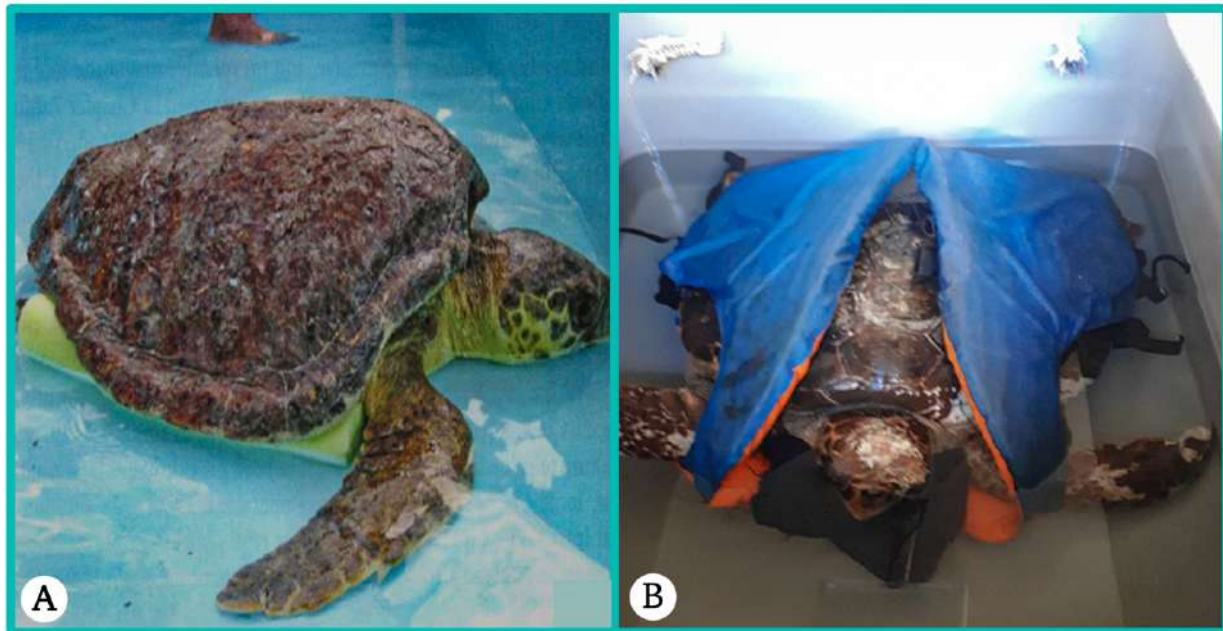
Lorsque la tortue arrive au centre de soins, elle doit être placée dans l'eau le plus rapidement possible afin de limiter la pression causée par la gravité. Les tortues ne doivent être sorties de l'eau que lorsque cela est nécessaire pour les traitements et seulement pour la durée minimale requise (Fig. 81).

Il est possible de placer la tortue dans de l'eau douce pour éliminer les épibiontes, en tenant compte des précautions nécessaires mentionnées dans la sous-section sur la fluidothérapie pour éviter une surhydratation de la tortue (Chapitre VI, section : Traitements).

Si la tortue est trop faible pour être maintenue dans l'eau, elle doit être maintenue sur une surface molle et être continuellement humidifiée pour éviter la dessiccation. Dans ce cas, une alimentation parentérale peut être envisagée (Chapitre VI, section : Traitements).



**FIGURE 80 :** Tortues caouannes (*Caretta caretta*) (A) Vue ventrale où la séparation entre la carapace et le plastron peut être observée au niveau des écailles marginales (flèches noires) et (B) Transport sur une surface plane et matelassée avec de la mousse pour diminuer la pression exercée sur le plastron. Photographies : (A) Loggerhead Marinelif e Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a) et (B) Georgia Sea Turtle Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).



**FIGURE 81 :** Tortue caouanne débil itée (*Caretta caretta*) (A) Sur un support moelleux pour la maintenir dans l'eau et (B) Avec un gilet de sauvetage, en raison de la difficulté de la tortue à flotter de manière autonome. Dans les deux cas, il faut s'assurer que la tête de la tortue se trouve en permanence à la surface de l'eau. Photographies : (A) The Loggerhead Marinelif e Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a) et (B) Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

## *DIAGNOSTIC*

### **1. Historique et signes cliniques**

Dans la plupart des cas, l'anamnèse des tortues présentant un syndrome de débilitation chronique mentionnera qu'elles ont été trouvées échouées sur une plage ou flottant dans la mer et ne présentant pas de résistance au moment de la récupération.

Comme mentionné précédemment, les signes les plus communs sont l'émaciation, la léthargie, la déshydratation, une charge importante d'épibiontes et/ou de parasites sur la carapace et la peau. La déshydratation est fréquemment masquée par un œdème.

### **2. Examens complémentaires**

#### **a) Examens sanguins**

Les tests sanguins sont le moyen de prédilection pour diagnostiquer ce syndrome. Selon l'état de la tortue, le volume de sang obtenu pour réaliser les analyses doit être le plus petit possible. La priorité est d'effectuer une formulation sanguine complète (PCV et WBC), l'évaluation de la couleur du plasma, l'analyse des solides totaux, du frottis sanguin et de la biochimie du plasma. De plus, la glycémie et les gaz du sang doivent être mesurés.

L'hémogramme révélera une anémie non régénérative modérée à sévère (PCV <12%). La gravité de l'anémie peut être masquée par la déshydratation. Des signes d'inflammation systémique (ex : hétérophilie et monocytose) peuvent également être constatés.

Le profil biochimique révélera une diminution de la concentration de protéines et d'albumine ou une augmentation due à la déshydratation. Il est fréquent d'observer une hypoprotéïnémie, une hypoalbuminémie, une diminution des lipides plasmatiques, un déséquilibre des minéraux et des électrolytes (hyponatrémie, hyperchlorémie, hyperphosphatémie, hypocalcémie, etc.), une hypoglycémie, une acidose métabolique, entre

autres. Chez les tortues carnivores, un faible taux d'azote uréique sanguin est associé à des processus cataboliques et à l'anorexie ; par conséquent, son augmentation lorsque la tortue commence à ingérer de la nourriture est considérée comme une amélioration clinique. Si le régime alimentaire de la tortue est plutôt herbivore, l'azote uréique sanguin peut être élevé lorsque la tortue est affaiblie ou malade (pour plus d'informations sur les niveaux d'azote uréique sanguin chez les tortues marines, voir le Chapitre VI, section : Prise d'échantillons et examens).

## **b) Imagerie**

Elle peut être utile pour évaluer le système gastro-intestinal. L'impaction gastro-intestinale, l'iléus, l'accumulation de liquide cœlomique et la présence de corps étrangers peuvent être diagnostiqués et d'autres troubles tels que les pathologies respiratoires peuvent être observées. Envisager une immersion en eau douce avant la radiographie pour éliminer les épibiontes (Chapitre VI, section : Traitements). Les projections prioritaires sont dorso-ventrales et latéro-latérales.

## *PRONOSTIC*

Le pronostic dépend de plusieurs facteurs, comme par exemple, les résultats des examens cliniques, la prise de poids, le niveau d'activité, le comportement alimentaire et les résultats des analyses sanguines (en particulier le PCV et l'albumine). Un PCV < 5% et une hypoglycémie sévère (<20 mg/dl) sont signes de mauvais pronostic, cependant, les animaux concernés peuvent présenter une amélioration avec le temps.



## *TRAITEMENT*

Étant donné que ce syndrome peut avoir différentes origines et causer diverses pathologies, le succès du rétablissement de la tortue va dépendre de la priorité accordée aux traitements des différents troubles dont elle souffre. C'est-à-dire que les pathologies les plus importantes doivent être traitées en premier afin que l'animal soit assez stable pour traiter le reste des affections.

### **1. Hypoglycémie**

De nombreuses tortues sont très affaiblies lors de leur admission au centre de soins et peuvent mourir si leur taux de glucose n'est pas rétabli rapidement. Idéalement, la glycémie doit être supérieure à 60 mg/dL pour commencer tout traitement. La seule chose à faire avant de stabiliser la glycémie est de prélever un échantillon de sang pour l'analyser et obtenir des résultats pertinents. Normalement, l'animal commence à se nourrir dans les heures ou les jours qui suivent la stabilisation de la glycémie, ce qui indique un bon pronostic. Pour maintenir une normoglycémie, du miel ou du maïs peuvent être administrés par voie orale. Le traitement dépendra de la gravité de l'hypoglycémie. Ainsi, si la tortue présente une hypoglycémie modérée à sévère, du dextrose doit être administré à une concentration qui dépendra de la voie d'administration utilisée :

- Voie IV → Solution 5% (30 à 49 mg/dL) et 10% (<30 mg/dL).
- Voie SC → Solution 2,5%.

### **2. Nutrition**

Cette partie du traitement est considérée comme critique, étant donné que de nombreuses tortues peuvent avoir des problèmes d'absorption au niveau intestinal. L'alimentation parentérale est réservée aux **CAS LES PLUS GRAVES** (protéines totales <2,2 mg/dL ; PCV <7% ; albumine <0,5 mg/dL). Si elle est nécessaire, elle doit être commencée le

plus tôt possible (le deuxième jour après une hydratation adéquate de la tortue). Comme l'animal est affaibli et qu'il ne doit idéalement pas être maintenu hors de l'eau, la mise en place d'un cathéter peut être difficile et risquée, il est donc recommandé d'administrer la solution de nutrition parentérale lentement par bolus intraveineux (Chapitre VI, section : Traitements).

L'alimentation orale doit être initiée dès que la tortue montre de l'intérêt pour la nourriture proposée. Cependant, la fonction intestinale peut ne pas être complètement rétablie, c'est pourquoi de petites rations doivent être proposées pour stimuler la motilité intestinale.

Il est recommandé de commencer par de petits aliments mous, tels que des morceaux de chair de poisson et de calamar sans éléments difficiles à digérer (osseux ou cartilagineux). Tant que la défécation n'est pas observée, il n'est pas recommandé d'augmenter les portions alimentaires. Une fois la fonction digestive rétablie, il est recommandé de suivre les indications du Chapitre VI, section : Traitements.

Une supplémentation en vitamines injectables telles que le complexe B, la vitamine K (uniquement si les lésions ou les foyers hémorragiques sont présents pendant un maximum de 3 jours) et la vitamine C (Appendice 7) est recommandée et des complexes multivitaminés peuvent être administrées par voie orale. Si le taux de calcium est inférieur à 2,8 mg/dL, il est recommandé d'administrer du gluconate de calcium par voie SC et dès que la tortue commence à ingérer de la nourriture, la supplémentation peut être administrée par voie orale. Il est important que la tortue reçoive autant de lumière solaire que possible pour favoriser l'activation de la vitamine D.

### 3. Fluidothérapie

Le choix du fluide dépendra des résultats aux examens de laboratoire et à l'analyse des gaz du sang. Les tortues présentant une anémie ou une hypoalbuminémie sont susceptibles d'être sujettes à une surhydratation et à des troubles liés à une diminution de la pression oncotique. Un fluide colloïde dilué à 1:1 avec du sérum physiologique à 0,9% peut être utilisé à une dose de 5 ml/kg en IV sous forme de bolus ou de diffusion.





#### 4. Anémie

Pour remédier à la situation anémique, il faut rétablir l'équilibre nutritionnel, car la régénération des globules rouges semble être étroitement liée à la prise alimentaire volontaire et aux améliorations cliniques. Pour contrôler l'anémie, la réponse de la moelle osseuse doit être fréquemment évaluée par frottis sanguin (Chapitre VI, section : Prise d'échantillons et examens).

Les transfusions sanguines sont généralement réservées aux tortues dont le PCV est  $<5\%$ , cependant, selon le cas, il arrive que même avec un PCV de 3-5%, cette opération ne soit pas nécessaire. Les candidats à la transfusion sanguine sont les tortues présentant une hypoprotéïnémie ( $<10$  g/L) et une hypoalbuminémie ( $<3$  g/L) sévères et si des troubles de la moelle osseuse sont suspectés.

Comme mentionné ci-dessus, l'anémie n'est pas toujours liée à une carence en fer. Le fer peut être supplémenté (5 à 12 mg/Kg trois fois par jour en IM ou SC tous les 7 à 14 jours). Les intervalles entre les doses dépendront de la réponse clinique. Il faut garder à l'esprit que la supplémentation en fer peut conduire à une surdose de fer et par conséquent à une diminution de l'appétit.

#### 5. Immunosuppression, septicémie et autres infections

Il est juste de considérer que les tortues marines atteintes de ce syndrome sont immunodéprimées, de sorte que les infections ordinaires peuvent mettre leur vie en danger. C'est pourquoi elles doivent être traitées de manière agressive et immédiate.

Une antibiothérapie à large spectre avec de l'enrofloxacin, de la ceftazidime, de l'amikacine, de l'ampicilline ou de l'amoxicilline (Chapitre VI, section : Traitements) doit être instaurée jusqu'à l'obtention des résultats de la culture bactérienne. Lorsque la tortue commence à ingérer de la nourriture, elle peut être traitée avec du métronidazole pour couvrir le spectre anaérobie.

Pendant le traitement, la réponse immunitaire de la tortue doit être surveillée afin de relever toute amélioration de son leucogramme (amélioration morphologique des hétérophiles, ex : disparition de la déviation vers la gauche ou de la toxicité).

Les affections fongiques ne sont pas fréquentes et sont généralement associées à des pneumonies. Si nécessaire, il est recommandé d'identifier l'agent avant d'initier un traitement antifongique (Chapitre VI, section : Traitements) et il faut tenir compte du fait que la plupart des antifongiques sont administrés par voie orale et ne seront donc pas efficaces tant que la fonction gastro-intestinale ne sera pas rétablie.

## 6. Maladies intestinales

Les troubles intestinaux les plus courants varient selon l'espèce de tortue, cependant, il est toujours important de déterminer si l'animal présente un type d'occlusion au niveau intestinal. Le traitement de l'occlusion dépendra de sa localisation, de sa cause et de la capacité de la tortue à tolérer le traitement.

S'il n'y a pas d'occlusion, la priorité est de rétablir la motilité gastrique. De nombreuses tortues présentent un iléus constipant qui répond généralement à la fluidothérapie, aux médicaments facilitant la motilité intestinale, à l'alimentation orale (qui stimule la motilité) et parfois à l'administration d'huiles minérales ou de lavements salins ou d'autres lubrifiants. Il faut d'abord essayer l'alimentation et la fluidothérapie. En l'absence de résultat, des médicaments tels que le Métopoclopramide ou le Cisapride peuvent être administrés (Appendice 7). Les lavements et les huiles minérales ne doivent être envisagés qu'en dernier recours. Leur administration doit être pratiquée avec prudence, uniquement par un praticien expérimenté, étant donné que dans le cloaque se trouvent le rectum, l'urètre et les voies génitales. Il y a donc un risque élevé d'insérer la sonde dans l'urètre et par conséquent d'induire une infection des voies urinaires ascendantes d'origine iatrogène.

Dans de multiples cas, la tortue présentera des ulcères gastriques. Ceux-ci peuvent être traités avec du sucralfate (50 à 100 mg/Kg, voie PO toutes les 24 heures), lequel peut être

administré en le mélangeant à la nourriture. Ce traitement peut être maintenu jusqu'à 2 mois pour assurer la guérison des ulcères.

## 7. Parasites

Une fois l'état de la tortue stabilisé, et seulement si celle-ci présente une symptomatologie concordante (altérations du comportement, de l'alimentation, etc.), il sera nécessaire d'instaurer un traitement antiparasitaire. Si des médicaments par voie orale sont utilisés, ils doivent être administrés après une amélioration clinique significative de l'état de la tortue.

Un nombre élevé de nématodes logés dans le système gastro-intestinal peut aggraver les ulcères et provoquer des infections. Le traitement par fenbendazole doit être évité jusqu'à ce que la réponse de la moelle osseuse soit stable (PCV d'au moins 15%, accompagné de signes d'amélioration clinique), car il a été démontré chez certaines espèces de reptiles et d'oiseaux qu'il provoquait une suppression de la moelle osseuse.

De nombreuses *C. caretta* adultes présentant des infections dues à des spirochètes peuvent être traitées avec du praziquantel (25 mg/Kg toutes les 12 Hrs (3 fois) ou 25 mg/Kg toutes les 24 Hrs pendant 3 jours). Cependant, ce médicament n'élimine que les parasites adultes.

## 8. Lésions externes

Les lésions externes peuvent être traitées topiquement avec un traitement antibiotique de soutien (céphalosporines ou aminoglycosides), qui doit être initié après avoir effectué un prélèvement pour une analyse microbiologique. Le traitement topique comprend le retrait manuel des épibiontes et le nettoyage de la carapace avec de la povidone iodée ou de la chlorhexidine toutes deux diluées. Certaines lésions de la carapace peuvent être traitées à l'aide de miel avec de la propolis, celui-ci doit être appliqué sur toute la surface lésée, qui doit avoir été préalablement nettoyée et débridée. Toute lésion qui pénètre la cavité coelomique (ex : à la

jonction des écailles marginales avec le plastron) doit être traitée immédiatement et de manière agressive. De plus amples informations sur ce sujet seront données plus loin dans ce chapitre.

## *RELÂCHÉ DE LA TORTUE*

Le rétablissement des tortues atteintes de ce syndrome est lent (4 à 6 mois). Le critère pour déterminer si la tortue est apte à être relâchée est un PCV >25 à 30%, un leucogramme stable sans traitement antibiotique et une stabilité métabolique (profil biochimique sans altération, plastron et carapace renforcés). En plus de ce qui est mentionné au Chapitre VI, section : Fin du processus de réhabilitation.

# TRAUMATISMES DE LA PEAU, DE LA CARAPACE ET DU PLASTRON

## *ÉTIOLOGIE DU TRAUMATISME*

Les causes les plus communes sont notamment : les collisions avec les bateaux, les rencontres avec des prédateurs (ex : lions marins), les enchevêtrements dans les dragues marines et les blessures causées par l'interaction avec du matériel de pêche. Cette section est principalement basée sur le livre *Sea Turtle Health & Rehabilitation* (Manire *et al.* 2017a), Chapitre 25 : Traumatisme et soin des blessures (Mette & Norton 2017).

Indépendamment de la cause spécifique du traumatisme, l'étiologie est généralement divisée en 4 catégories : traumatisme aigu, contusion par choc, constriction et avulsion. Il peut y avoir une combinaison de ces causes, par exemple, une morsure de requin est un traumatisme aigu (dents) et une contusion (force de la mâchoire). Chaque étiologie a ses propres caractéristiques :

### **1. Traumatisme aigu**

Ces types de lacérations sont généralement causés par des hélices de bateaux. Les traumatismes générés sont caractérisés par des bords nets et anguleux. Le coup peut transpercer la carapace et provoquer des lésions viscérales ou l'amputation d'un membre (Fig. 82).

### **2. Contusions par choc**

Provoque généralement des fractures comminutives et les bords des lacérations ne sont généralement pas nets. Avec ou sans fracture évidente, un traumatisme de ce type peut provoquer une rupture des ligaments hépato-pulmonaire, gastro-pulmonaire et colo-pulmonaire. Des ruptures ou lacérations hépatiques et cardiaques peuvent également être

provoquées, entraînant des hémorragies internes. L'impact des vagues et les morsures de requins en sont un exemple (Fig. 83).



**FIGURE 82 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*) présentant un traumatisme aigu provoqué par une hélice de bateau avec une fracture de la carapace et du crâne ainsi que d'autres lacérations profondes sur le corps. Photographie : Georgia Sea Turtle Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).



**FIGURE 83 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*) présentant des lésions provoquées par une morsure de requin, on peut observer que les reins sont exposés (cercle rouge). Photographie : Georgia Sea Turtle Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).



### 3. Constrictions et avulsions

Les constrictions se produisent lorsqu'un objet (généralement linéaire) s'enchevêtre dans une partie du corps de la tortue, comprimant et lacérant le tissu qui se trouve en dessous. Lorsque le traumatisme entraîne l'amputation du membre affecté, on considère qu'il s'agit d'un cas d'avulsion. L'enchevêtrement est un exemple de ce phénomène, qui sera développé plus loin dans cette section.

## TRAITEMENT

Le traitement dépendra de l'espèce et du type de lésion. S'il s'agit d'une tortue luth, un traitement *in situ* pourrait être envisagé, si possible, étant donné qu'elles ne supportent pas bien la vie en captivité et que leur hospitalisation nécessite des conditions particulières qui sont difficiles à mettre en place compte tenu des caractéristiques de l'espèce.

Il est recommandé de remettre l'animal à l'eau dès que possible. La qualité de l'eau influencera le traitement de la blessure. Si la qualité de l'eau n'est pas bonne ou excellente (Chapitre VI, section : Maintien ex situ des tortues pendant la période de réhabilitation), la plaie doit être scellée avant d'immerger la tortue afin d'éviter toute contamination.

Indépendamment du type de blessure, un examen complet de l'animal doit être réalisé pour vérifier l'absence d'hémorragie interne et de troubles du système nerveux central (Appendice 5). Selon le type de traumatisme, une réanimation cardiopulmonaire ou RCP peut s'avérer nécessaire (Annexe 2). L'instauration d'une antibiothérapie et l'usage d'analgésiques sont recommandés au moment de réaliser le traitement.

Les examens complémentaires recommandés sont la radiographie, les analyses sanguines (globules rouges et blancs et profil biochimique) et l'évaluation de la condition corporelle.

Les tortues marines sont des animaux très résilients qui peuvent survivre à un grand nombre de blessures. Des cas de tortues nidifiant sur les plages avec une ou même deux nageoires amputées ont été reportés. Par conséquent, l'euthanasie ne devrait pas être envisagée

sauf si la blessure implique l'immobilité ou l'absence de 3 nageoires ou plus, si les deux yeux ne fonctionnent pas ou dans une situation où l'animal ne peut pas être réintroduit et qu'il n'y a pas de structure pouvant maintenir l'animal *ex situ* de façon permanente (Chapitre VI, section : Euthanasie).

## PLAIES

Le derme des tortues marines n'étant pas aussi élastique que celui des mammifères, les plaies larges ou multiples ne pourront pas toujours cicatriser par première intention.

Si la tortue présente une charge élevée d'épibiontes, il est possible de les retirer en la laissant dans de l'eau douce pendant quelques heures, en tenant compte des précautions mentionnées dans la section sur la fluidothérapie (Chapitre VI, section : Traitements). Toutefois, cette procédure n'est pas recommandée chez les animaux gravement blessés, car l'eau douce peut léser les tissus si l'exposition est prolongée (plus de 24 heures).

Les tortues dont les plaies nécessitent une manipulation et un traitement quotidien doivent de préférence être maintenues dans des bassins plus petits afin de faciliter leur manipulation. Il faut veiller à ce que la température de l'eau du bassin soit maintenue entre 24 et 29°C.

Pour suivre l'évolution de la cicatrisation, il est important de réaliser des analyses de sang. Les signes d'amélioration d'un hémogramme sont la présence d'une leucocytose, l'absence d'hétérophilie avec déviation à gauche et de toxicité. À l'inverse, la déshydratation, l'anémie, l'hypoprotéinémie (<1,5 g/dL) et l'hypocalcémie sont des conditions qui retardent le processus de cicatrisation.

Il est recommandé de considérer que toutes les plaies des tortues marines sont contaminées. Les bactéries les plus courantes pour ces espèces sont : *E. coli*, *Pseudomonas spp*, *Vibrio spp*, *Citrobacter spp*, *Aeromonas spp* et *Salmonella spp*. En outre, les lésions graves peuvent prendre, en moyenne, de 6 à 12 mois pour cicatriser complètement et permettre à la tortue



d'être relâchée. Il est donc conseillé d'effectuer un antibiogramme pour guider l'antibiothérapie pendant cette période afin d'éviter la résistance bactérienne.

## *TRAITEMENT D'UNE BLESSURE*

### **1. Nettoyage et retrait mécanique de corps étranger**

L'élimination des corps étrangers s'effectue à l'aide de pinces et d'un rinçage doux à la seringue, dont la taille dépend du type de lésion et de la taille de l'animal. S'il n'y a pas de preuve de contamination et que la plaie est en phase inflammatoire, elle peut être suturée entièrement ou partiellement, après quoi le rinçage est poursuivi, selon l'appréciation du vétérinaire en charge, jusqu'à ce qu'elle soit refermée par seconde intention.

Il est recommandé de rincer la plaie avec une solution saline ou une solution de Ringer lactate. Si la plaie est grande ou présente un grand nombre de corps étrangers, seul le rinçage initial peut être réalisé à l'eau potable, mais il faut être conscient que cela risque d'endommager les tissus.

### **2. Antisepsie**

La plaie doit être rincée avec une solution antiseptique. Pour ce faire, la tortue doit être positionnée de sorte que le liquide de lavage s'écoule en direction ventrale, surtout si la cavité coelomique est affectée.

L'alcool n'est recommandé que pour la désinfection de la peau ou des tissus sains. Par conséquent, en cas de blessures, le lavage peut se faire avec de la povidone iodée ou de la chlorhexidine, mais comme ces produits peuvent endommager les tissus, ils doivent être dilués avant leur application, comme décrit ci-dessous :

- Chlorhexidine : concentrée à 0,05% (1 volume de chlorhexidine à 2% dans 40 volumes de solution isotonique). Cette solution est considérée comme un antiseptique à large



spectre, cependant, elle n'est pas efficace contre *Proteus* spp., *Pseudomonas* spp. ou contre les levures. Elle est efficace en présence de matière organique et de corps étrangers. Son effet dure jusqu'à 2 jours et son efficacité augmente au fur et à mesure qu'augmente la fréquence de son usage. Elle est considérée comme toxique pour l'épithélium cornéen, et ne doit par conséquent pas être utilisée pour les yeux.

- Povidone iodée : le concentré à 10% doit être dilué dans une solution saline pour obtenir une solution à 1% (1:10) ou à 0,1% (1:100). Ce produit est considéré comme désinfectant à large spectre et efficace contre les bactéries, les champignons, les protozoaires et les levures. Son effet antibactérien est atteint après 15 secondes à 0,01% mais dure peu de temps (4 à 8 heures). C'est un bon choix pour le rinçage des yeux avant une intervention chirurgicale. Il faut noter qu'il est inactivé en présence de matières organiques.

### 3. Élimination de tissu nécrosé et infecté

Il n'est pas recommandé de couper les restes de carapace ou de peau, car il est préférable de les laisser se séparer naturellement.

Si l'animal saigne abondamment, le saignement doit être stoppé dès que possible en appliquant une pression sur la zone manuellement ou à l'aide d'un bandage. De plus, des agents hémostatiques peuvent être utilisés pour aider à arrêter l'hémorragie. En fonction de la plaie, une cautérisation ou une ligature des vaisseaux impliqués peut être nécessaire.

En premier lieu, les plaies fraîches doivent être nettoyées quotidiennement au cours des premières semaines de traitement. Si de grandes quantités de tissus doivent être retirées fréquemment, il est recommandé d'utiliser des agents analgésiques tels que la dexmédétomidine (DM) et d'injecter ensuite de l'atipamézole par voie IV comme agent d'inversion (Chapitre VI, section : Traitements). La dexmédétomidine peut également être administrée par voie intranasale ou IM, mais ces voies augmentent le temps d'induction. Pour ce type de procédure, l'utilisation de DM à une dose de 5 µg/kg est recommandée.

La durée et la fréquence de ces procédures dépendent de l'avis du vétérinaire en charge.



#### 4. Application de produits topiques qui favorisent la cicatrisation des lésions

Tous les efforts doivent être concentrés sur la réduction du temps de cicatrisation des plaies. Dans cette optique, divers produits peuvent être utilisés pour favoriser l'asepsie et la cicatrisation des lésions, et il convient de mettre en place une rotation des produits utilisés afin d'éviter toute résistance microbienne.

Les produits à base d'argent tels que la sulfadiazine d'argent peuvent être utilisés, étant donné qu'ils ont une action antibactérienne et antifongique, qu'ils favorisent l'épithélialisation et qu'ils pénètrent dans le tissu cicatriciel. La sulfadiazine d'argent doit être appliquée deux à trois fois par jour. Il est donc recommandé d'envisager d'autres options si la tortue ne tolère pas bien la manipulation. Une autre option est celle des médicaments à base de miel ou de miel brut non pasteurisé (Fig. 84), car la chaleur inactive l'enzyme responsable de la stimulation des processus d'angiogenèse et de croissance des fibroblastes. Les propriétés du miel incluent des effets antioxydants, antimicrobiens et anti-inflammatoires. Il attire également les macrophages, accélère l'élimination des tissus nécrosés et infectés, fournit localement de l'énergie aux cellules, génère une couche protéique protectrice sur la lésion et favorise la formation d'un tissu de granulation sain. D'autres qualités intéressantes sont qu'il est modelable et reste en place, ce qui le rend très utile dans les fractures de la carapace qui traversent la cavité coelomique. Il doit être appliqué une fois par jour et nécessite un pansement imperméable.



**FIGURE 84 :** Tortue verte (*Chelonia mydas*) à laquelle du miel a été appliqué pour traiter une lésion de la carapace. Photographie : Georgia Sea Turtle Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

## 5. Bandages résistants à l'eau

Afin de maintenir les produits topiques en place et d'éviter la contamination de la plaie, il convient d'appliquer un pansement imperméable. Pour ce faire, les zones de peau saine, de carapace ou de plastron à bander doivent être nettoyées et désinfectées avec de l'alcool, puis soigneusement séchées. Une fois que la zone à bander est sèche, il faut appliquer une couche de gaze de pétrolatum, que l'on peut acheter ou créer en appliquant une pommade au pétrolatum (telle que la vaseline) sur une gaze classique. Ensuite, il faut appliquer un bandage adhésif (tel qu'un bandage Coban) aussi peu coloré que possible. Enfin, un ruban adhésif imperméable doit être appliqué sur l'ensemble de la plaie.

Les tortues très affaiblies qui sont incapables de rester dans l'eau sans surveillance peuvent être gardées dans un bassin peu profond pour assurer une bonne ventilation. La tête



doit toujours être au-dessus de la surface de l'eau ou à l'extérieur de l'eau sur une surface molle pendant la nuit.

Après les premières semaines de traitement, une couche de débris fibronécrotiques devrait se former sur la plaie, laquelle est très facile à débrider. Si ce tissu est adhérent, il ne doit pas être retiré car il fait partie du processus de cicatrisation. Il est important de savoir que le tissu cicatriciel des tortues marines est flexible et de couleur brune.

En cas de plaies pénétrantes, il sera nécessaire d'évaluer radiographiquement l'atteinte des organes internes (vues crânio-caudale, latéro-latérale et dorso-ventrale), car les lésions peuvent avoir pénétré la cavité coelomique. Si tel est le cas, un traitement antibiotique et analgésique doit être instauré jusqu'à ce que l'on observe la formation d'un tissu de granulation sain, et la contamination de la plaie doit être minimisée par l'utilisation de bandages temporaires, de serviettes ou de tout autre matériel de protection stérile. Les plaies pénétrantes impliquant les poumons peuvent entraîner d'autres complications qui doivent être traitées, telles qu'une pneumonie secondaire d'origine bactérienne ou fongique.

En cas de perforation de la cavité coelomique, la pression négative doit être rétablie pour permettre aux poumons de se gonfler normalement, car si le volume tidal diminue, le parenchyme pulmonaire peut se fibroser de façon permanente (Mettee & Norton 2017).

# FRACTURES

Les fractures sont courantes chez les tortues marines et peuvent avoir différentes étiologies. Leur traitement peut nécessiter ou non une intervention chirurgicale, cependant, étant donné que les cas d'échouage qui se sont produits dans le pays jusqu'à présent n'impliquent pas de fractures nécessitant une intervention chirurgicale, seuls les soins généraux des fractures seront abordés dans ce manuel. Cette section aborde les blessures principalement au niveau de la carapace. Les informations fournies sont principalement basées sur le livre *Sea Turtle Health & Rehabilitation* (Manire *et al.* 2017a), Chapitre 25 : Traumatismes et soin des plaies (Mettee & Norton 2017).

Les fractures au niveau des nageoires seront abordées plus loin dans ce chapitre, dans la section consacrée à l'enchevêtrement.

## ÉTIOLOGIE ET CLASSIFICATION

Parmi les causes de fractures, on peut citer les attaques de prédateurs, l'enchevêtrement, les collisions avec des bateaux et les coups produits par les vagues ou les rochers, entre autres.

Classification selon le type de fracture (fermée ou ouverte) et pronostic :

### 1. Fermée

Correspond aux fractures où la structure osseuse affectée n'est pas exposée. Les tortues marines ne possèdent pas de périoste, c'est pourquoi leurs os ne fusionnent pas une fois fracturés. Par conséquent, il est essentiel d'évaluer le niveau de mouvement, ainsi, si la tortue n'a aucun problème pour nager et se nourrir, il est recommandé de la relâcher une fois qu'elle a recouvré son niveau d'hydratation, son état corporel ou d'autres affections qu'elle peut présenter.

## **2. Ouverte**

Elles sont généralement plus complexes parce qu'elles s'accompagnent souvent d'autres lésions, telles que, par exemple, des solutions de continuité tissulaires, des hémorragies, des contusions pulmonaires, des ruptures d'organes, des lésions de la moelle épinière, entre autres.

Les fragmentations et les fractures de la carapace ou du plastron doivent être traitées immédiatement, non seulement en raison de l'accès possible des bactéries à la cavité coelomique, mais aussi en raison d'une éventuelle myiase.

Le pronostic est déterminant dans l'estimation du temps et des ressources à consacrer à la guérison de la tortue. Qu'il soit excellent ou favorable, modéré ou réservé, il dépendra du type de lésion que présente l'animal, ainsi :

## **3. Pronostic excellent :**

C'est le cas des fractures de stress qui n'impliquent pas la colonne vertébrale. Si la fracture n'est pas déplacée et qu'elle est stable, elle tend à s'améliorer rapidement et la tortue peut n'avoir besoin que de soins de soutien (Fig. 85).



**FIGURE 85 :** Carapace de tortue caouanne (*Caretta caretta*) présentant une fracture linéale simple sans déplacement. Les lésions de ce type peuvent être soignées en étant nettoyées, avec une analgésie et un traitement de soutien. Photographie : Marathon Sea Turtle Hospital, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

#### 4. Pronostic bon

S'applique aux fractures multiples et instables, les fractures exposées de petite taille ou les plaies par perforation qui ne compromettent pas l'intégrité de la membrane coelomique. Ces cas se caractérisent par des fractures exposées avec des os qui se chevauchent et présentent des bords exposés et une perte de fragments osseux. Dans ces cas, le traitement peut prendre des semaines, voire des mois.

#### 5. Pronostic modéré

Lorsqu'il y a une rupture de la membrane coelomique, de multiples fractures de la carapace et du plastron et des lésions des structures internes (ex : au niveau pectoral ou pelvien). Ces tortues requièrent beaucoup d'efforts en termes d'interventions et de stabilisation, et leur réhabilitation nécessite généralement plusieurs mois. Même après leur réhabilitation, certaines tortues ne pourront pas remplir leurs fonctions biologiques et ne seront par conséquent pas candidates à être relâchées dans leur milieu naturel.

## 6. Pronostic réservé

Concerne les cas d'incapacité à bouger une extrémité, de blessures externes graves et/ou de fractures externes avec des lésions internes des tissus mous (traumatisme viscéral). Les tortues nécessitent des soins intensifs pendant plusieurs jours avant de pouvoir traiter les lésions de la carapace. Il est important de traiter les lésions du tissu mou interne avant de concentrer les efforts sur la fermeture des blessures de la carapace (Fig. 86).



**FIGURE 86 :** Fracture de la carapace d'une tortue verte (*Chelonia mydas*) avec exposition de tissu mou interne. Photographie : Marathon Sea Turtle Hospital, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

## 7. Pronostic grave

En cas de fractures multiples, blessures internes, lésions de la moelle épinière ou de la tête. Bien que la tortue puisse continuer à vivre avec une moelle épinière sectionnée, elle ne sera, le plus souvent, pas candidate à la remise en liberté. Même si elle se remet de ses blessures physiques, elle peut garder des séquelles telles qu'un iléus neurologique, des problèmes de flottabilité et/ou la paralysie d'une ou de plusieurs extrémités, ce qui peut affecter la tortue à long terme. Si la moelle épinière est complètement sectionnée (Fig. 87), l'euthanasie doit être envisagée (Chapitre VI, section : Euthanasie).



**FIGURE 87 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*) avec de multiples fractures. Des lésions internes, un traumatisme de la tête avec lésion cérébrale ou au niveau médullaire. L'hélice d'un bateau a sectionné la moelle épinière caudale provoquant une paralysie des nageoires postérieures et de la queue entraînant un prolapsus du pénis. Photographie : Marathon Sea Turtle Hospital, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).



## *DIAGNOSTIC*

Un examen physique complet doit toujours être réalisé (Chapitre VI, section : Évaluation initiale). Parmi les examens complémentaires recommandés figurent : la détermination du PCV, la numération des globules blancs, le profil biochimique, l'analyse des gaz du sang, les radiographies et l'endoscopie de la cavité coelomique en cas de suspicion de lésions internes (Chapitre VI, section : Prise d'échantillons et examens).

Au cours de l'examen radiologique, les vues choisies dépendront du cas, en général les vues crânio-caudales, latéro-latérales et dorso-ventrales sont recommandées (Chapitre VI, section : Prise d'échantillons et examens). Si la partie affectée concerne les nageoires ou la tête, des clichés radiographiques spécifiques doivent être pris pour ces zones.

La présence de bulles ou d'emphysème dans la zone entourant la blessure de la carapace n'est pas nécessairement un signe de rupture de la membrane coelomique ou de dommages au parenchyme pulmonaire. L'air emprisonné entre la membrane coelomique et la carapace peut produire des bulles de gaz lorsque l'animal respire ou lorsque la blessure est lavée.

## *NETTOYAGE ET ANTISEPSIE*

Le nettoyage et l'antisepsie doivent être réalisés comme expliqué dans la section précédente. Bien qu'il soit essentiel de remettre l'animal dans l'eau dès que possible, si nécessaire, la tortue peut être maintenue à l'extérieur pendant des jours ou des semaines sous fluidothérapie, dans un endroit matelassé, avec une alimentation assistée et des mesures visant à prévenir la dessiccation, par exemple des douches, des linges humides, de la vaseline topique, entre autres. Toutefois, cette pratique doit être évitée dans la mesure du possible, car il a été démontré que les animaux peuvent développer une détresse respiratoire et un prolapsus cloacal (Tristan & Norton 2017).

Si la plaie pénètre dans la cavité coelomique, il faut être particulièrement prudent pendant le lavage pour éviter l'introduction de corps étrangers. L'animal doit donc être positionné de sorte que le liquide de lavage s'écoule facilement vers l'extérieur.

Il faut évaluer les signes d'infection dans la cavité coelomique, tels que la nécrose, la tuméfaction des tissus ou les exsudats. En cas de signes d'infection, la réalisation d'une culture et d'une cytologie est recommandée pour déterminer les agents infectieux. L'infection doit être traitée avant de réparer la carapace. Elle peut être maintenue bandée jusqu'à ce que le problème principal soit résolu.

En règle générale, toute fracture externe datant d'un certain temps doit être considérée comme infectée et traitée avec des antibiotiques systémiques et topiques (Chapitre VI, section : Traitements). Il est généralement recommandé de traiter ces fractures comme des lésions ouvertes afin d'en contrôler la propreté et l'antisepsie.

Si la fracture présente des structures superposées, il faut, dans la mesure du possible, retirer les parties dévitalisées, nettoyer les bords de la fracture, nettoyer et désinfecter la zone et remettre les tissus en position normale à l'aide de sédatifs ou d'anesthésiques (Chapitre VI, section : Traitements).

## *STABILISATION ET BANDAGE*

Une intervention orthopédique n'est généralement pas nécessaire, sauf si la fracture est instable ou si la moelle épinière est touchée. Si la fracture doit être stabilisée, différentes techniques de fixation peuvent être utilisées, ce qui permettra ensuite la formation de fibrocartilage qui joindra les fragments.

Étant donné que la carapace est un tissu vivant qui se développe avec l'animal, les spécimens dont la carapace comporte des éléments de fixation externe ne peuvent pas être relâchés et l'utilisation de matériaux occlusifs tels que la fibre de verre n'est pas recommandée, car ils peuvent générer des infections.

Les fractures non déplacées, qu'il s'agisse d'un membre ou de la carapace, ne nécessitent pas d'immobilisation. Dans ces cas, il est recommandé de laisser la tortue dans un petit bassin pour limiter ses mouvements et réduire les manipulations afin de favoriser une cicatrisation plus rapide de la lésion. Si la tortue est de grande taille, il est recommandé de la transporter sur une surface plane (Chapitre V, section : Transport).

Lors de la stabilisation des fractures dont les structures se chevauchent, il faut éviter tout dommage supplémentaire et il est important d'empêcher les fragments de se coincer dans les ouvertures. Beaucoup de ces fractures ne nécessitent pas de stabilisation supplémentaire une fois que les fragments ont été alignés (Fig. 88).

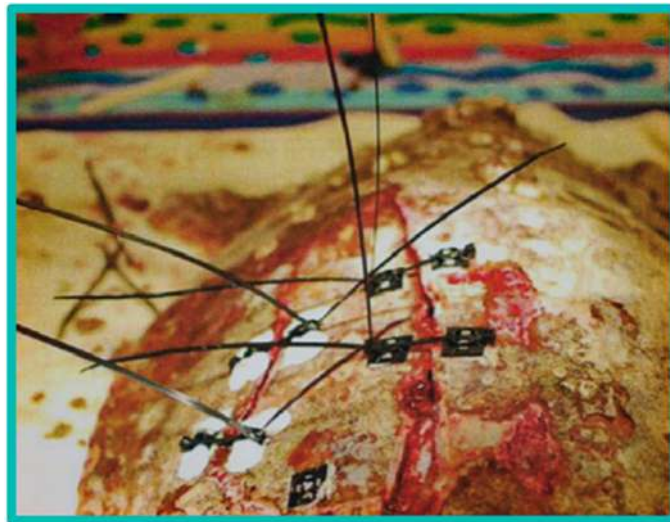


**FIGURE 88 :** Carapace de tortue verte (*Chelonia mydas*) fracturée, il est recommandé de débrider les bords de la plaie pour faciliter la manipulation des fragments. Photographie : Marathon Sea Turtle Hospital, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

Si la fracture laisse de larges ouvertures en raison de la perte de substance osseuse ou du mauvais alignement des fragments, la zone doit être stabilisée pour favoriser la formation d'un tissu de granulation qui se transformera plus tard en tissu cicatriciel et finira par s'ossifier et se rekératiniser.

Il existe plusieurs méthodes de stabilisation des fractures, qui seront utilisées en fonction de l'état de l'animal et des ressources disponibles. Des pinces en plastique ou des éléments similaires peuvent être utilisés pour la fixation ; les extrémités mâle et femelle étant placées sur

différents fragments de la carapace pour les assembler (Fig. 89). Cela permet d'ajuster lentement la distance entre les fragments pour permettre la cicatrisation par seconde intention. Cette méthode est peu coûteuse et efficace. D'autres matériaux peuvent être utilisés, comme les fils métalliques et les éléments de fixation orthopédique. Pour coller les éléments de fixation, on peut utiliser de la résine époxy dentaire ou marine, qui évite la création d'ouvertures supplémentaires pour le placement de vis ou d'autres éléments, et dont la mise en place ne nécessite pas d'anesthésie.



**FIGURE 89 :** Carapace fracturée d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*) pour laquelle des brides ont été utilisées pour rapprocher les fragments. Photographie : Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

La fixation doit être vérifiée quotidiennement pour s'assurer que la tension soit correcte. Le moyen de stabilisation peut être modifié en fonction des besoins de la tortue. La guérison de ces fractures peut prendre des semaines, voire des mois. Le retrait des éléments de stabilisation doit être progressif à des intervalles de 1 à 2 semaines pour assurer la fermeté du nouveau tissu. Lors du retrait de la résine époxy, il faut veiller à ne pas endommager la kératine sous-jacente.

Après stabilisation de la fracture, un pansement étanche doit être appliqué et changé quotidiennement comme expliqué dans la section précédente.

Au moment de la libération, la tortue ne doit présenter aucune attache à la carapace ou à toute autre partie du corps.

## HAMEÇONS ET LIGNES DE PÊCHE

### GÉNÉRALITÉS

L'ingestion d'hameçons et de lignes de pêche est l'une des causes les plus courantes de mortalité chez les tortues marines. Les facteurs qui déterminent le type de blessure causée par l'hameçon et la ligne sont notamment : le type d'engin de pêche utilisé dans la zone, le type d'hameçon, le matériau de la ligne, la taille et l'espèce des tortues marines vivant dans la zone à risque. Parfois, l'hameçon peut traverser le système digestif sans causer de problèmes. Dans d'autres cas, il peut entraîner la mort de l'animal. Cette section est principalement basée sur le livre *Sea Turtle Health & Rehabilitation* (Manire *et al.* 2017a), Chapitre 23 : Surgery (Di Bello *et al.* 2017).

Les hameçons peuvent se trouver dans la cavité buccale, l'œsophage, l'estomac et l'intestin. En fonction de la position et des lésions associées, le clinicien doit évaluer s'il est nécessaire ou non de retirer l'hameçon et, si c'est le cas, décider de la méthode la plus appropriée (manuelle ou chirurgicale).

En cas d'ingestion accidentelle d'hameçons, on observe souvent une partie du nylon attaché à l'hameçon sortir de la cavité buccale ou du cloaque (Fig. 90). Dans certains cas, lorsque la cavité buccale est ouverte, des morceaux de filaments ou l'hameçon sont accrochés à la langue, au palais ou à d'autres tissus adjacents.

Si un fil de nylon ou un fil de pêche quelconque sort de la cavité buccale ou du cloaque, il ne faut **JAMAIS TIRER POUR ESSAYER DE L'EXTRAIRE**, car en plus de la blessure causée par l'hameçon, il peut provoquer des déchirures d'autres tissus et compliquer le tableau clinique, voire perforer ou provoquer un pliage en accordéon dans les anses intestinales, caractéristique de l'ingestion d'un corps étranger linéaire.

Si le nylon dépassant de la cavité buccale est très long, il est recommandé de le couper à une longueur d'environ 20 cm afin d'éviter qu'il ne s'emmêle autour d'un membre de l'animal, ce qui pourrait ensuite provoquer une constriction susceptible d'entraîner l'amputation du membre concerné.

Même si l'on ne voit pas le nylon sortir de la cavité buccale ou du cloaque de l'animal, il faut exclure la possibilité que les hameçons présents soient attachés à un fil de pêche et se trouvent dans l'intestin.



**FIGURE 90 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*) avec une ligne de pêche sortant de la cavité buccale. On peut observer comment la ligne excédentaire s'est enroulée autour de la nageoire pectorale gauche. Photographie : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

Il est recommandé de procéder à un diagnostic radiographique avec des vues dorso-ventrales et latéro-latérales (Chapitre VI, section : Prise d'échantillons et examen) pour toutes les tortues suspectées d'être affectées par des hameçons. Bien qu'il se trouve dans la cavité buccale, un fil de pêche peut comporter plusieurs hameçons, il faut donc réaliser un examen radiographique complet.

D'autres examens complémentaires peuvent être effectués, comme l'endoscopie et l'échographie, cette dernière étant très utile pour déterminer la présence de perforations ou d'intussusceptions au niveau intestinal. Les fenêtres d'accès recommandées sont la pré-fémorale gauche et la pré-fémorale droite (Chapitre VI, section : Prise d'échantillons et examens).

Enfin, il convient de rappeler que les blessures causées dans le tube digestif s'associent à une contamination rapide et peuvent entraîner des infections secondaires graves. Par conséquent, en fonction du type de blessure et de la forme d'extraction, il convient d'envisager des thérapies supplémentaires telles qu'une antibiothérapie.



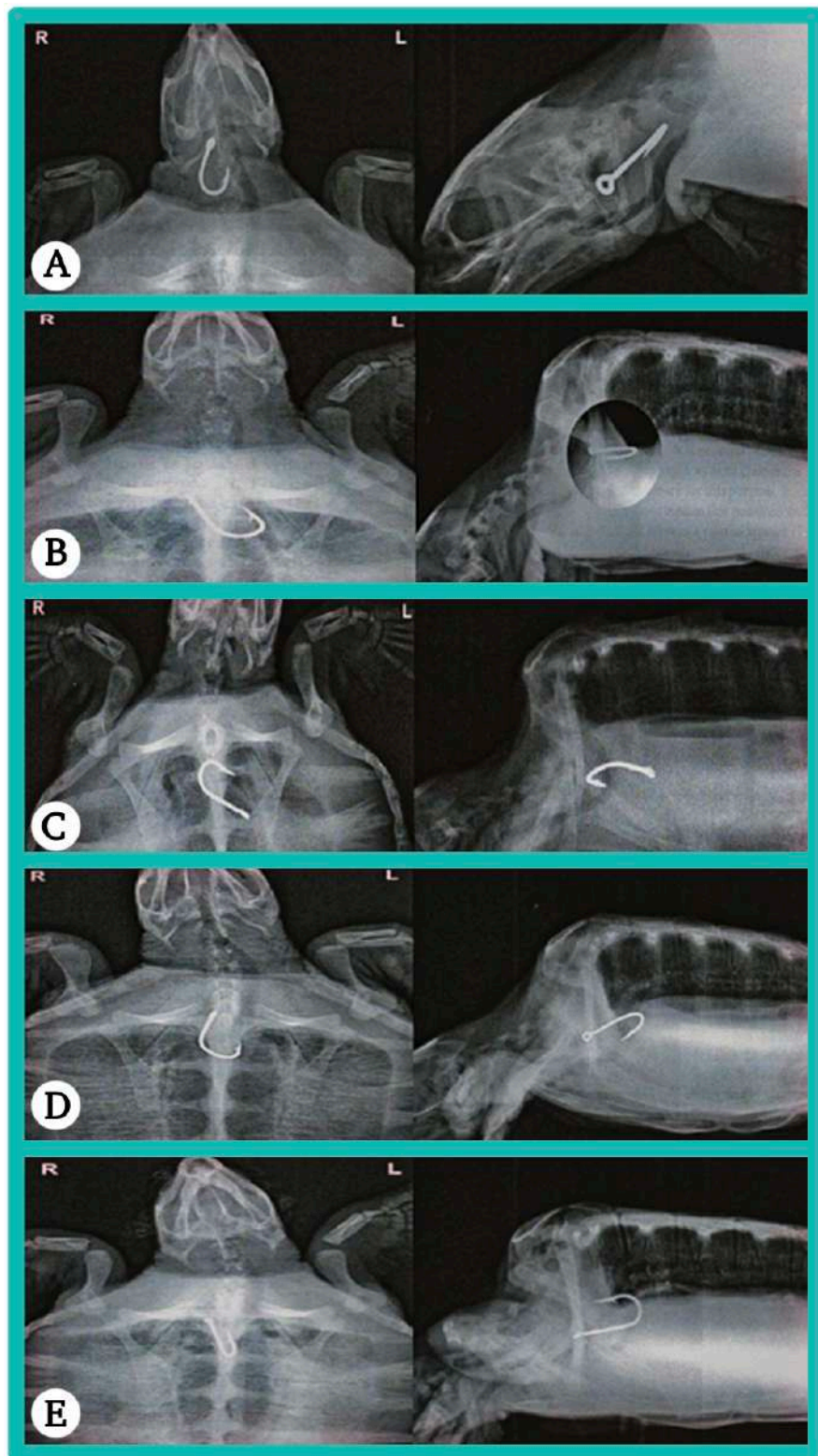
## CONSIDÉRATIONS CONCERNANT LA POSITION DE L'HAMEÇON

Les radiographies doivent être prises avec le cou de la tortue étiré pour éviter les erreurs d'interprétation de la position de l'hameçon. Si l'hameçon est dans l'œsophage, il faut déterminer s'il se trouve dans la partie cervicale ou intra-cœlomique de l'œsophage. Pour cela, une vue dorso-ventrale peut être prise. Un anneau radio-opaque au niveau de la huitième vertèbre cervicale marque la séparation des deux portions (Fig. 91).



**FIGURE 91 :** Radiographie dorso-ventrale d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*) où on peut observer l'anneau radio-opaque (flèche noire) formé par la superposition des arcs des vertèbres cervicales ventrales. Ce point marque la séparation entre les portions cervicale et cœlomique de l'œsophage. Photographie : Antonio Di Bello, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

La localisation et l'orientation de l'hameçon sont déterminantes pour le choix de l'approche (manuelle ou chirurgicale), de la voie d'accès à utiliser et des autres structures susceptibles d'être impliquées (Fig. 92 et Tableau 23).



**FIGURE 92 (Page précédente) :** Radiographies dorso-ventrale et latéro-latérale de tortues caouannes (*Caretta caretta*) présentant des hameçons localisés dans différentes portions du tube digestif. (A) Hameçon dans la région cervicale de l'œsophage, sur la vue dorso-ventrale la pointe de l'hameçon semble être en contact avec la trachée, cependant la vue latéro-latérale démontre que ce n'est pas le cas ; (B) On peut observer un hameçon dans la zone intracœlomique de l'œsophage, aligné de manière horizontale avec la pointe en direction crâniale, ce pourquoi le risque de perforation d'organes adjacents est faible ; (C) On peut observer l'hameçon dans la région intracœlomique de l'œsophage, aligné de manière horizontale avec la pointe en direction caudale, la courbure de l'hameçon est dangereusement proche de la bronche gauche ; (D) Sur la vue dorso-ventrale, il n'est pas possible de déterminer si la pointe de l'hameçon est en direction ventrale ou dorsale, mais la vue latéro-latérale confirme que la pointe est en direction ventrale très proche de la bronche droite et (E) Sur la vue dorso-ventrale on pourrait penser que la bronche droite est menacée, cependant la vue latéro-latérale révèle que l'hameçon est dans la zone intracœlomique de l'œsophage avec la pointe en direction dorsale, ce qui élimine le risque lié à la bronche droite. Photographies : Antonio Di Bello, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

**TABLEAU 23 :** Information concernant la procédure à suivre selon la localisation et l'orientation d'hameçons à l'intérieur d'une tortue marine\*.

Localisation de l'hameçon	Orientation de l'hameçon	Méthode d'extraction	Accès	Observations générales
Portion cervicale de l'œsophage	Rx DV : Pointe de l'hameçon orientée vers la gauche (Fig. 92A)	Manuelle ou chirurgicale	Zone cervicale ventrale	Il est important de maintenir le cou de la tortue étiré au moment de prendre les radiographies
	Rx LL : Pointe proche de la trachée (Fig. 92A)			
Portion intracœlomique de l'œsophage (attention à ne pas perforer les organes ou les structures de la zone [Cœur, vaisseaux importants, bronches, poumons])	Horizontale avec la pointe de l'hameçon crâniale (Fig. 92. B)	Chirurgicale	Supra-plastron	Moins de risques de perforer les organes ou les structures adjacentes Considérés comme des cas relativement faciles à traiter
	Horizontale avec la pointe de l'hameçon caudale (Fig. 92C)			Risque de léser la bronche gauche
	Le long du plan sagittal avec la pointe de l'hameçon ventrale (Fig. 92D)			Risque élevé de léser les organes adjacents tels que la bronche droite et le tronc vasculaire brachiocéphalique. L'accès supra-plastron est difficile à utiliser dans ces cas.
	Le long du plan sagittal avec la pointe de l'hameçon dorsale (Fig. 92D)			Risque élevé d'endommager les organes adjacents tels que la bronche gauche. Considéré comme difficile à extraire

Abréviations : RX DV : vue radiographique dorso-ventrale ; RX LL : vue radiographique latéro-latérale.

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Manire *et al.* 2017a.

## EXTRACTION D'HAMEÇONS PAR ZONES

Le site exact de l'incision et la méthode d'extraction dépendent du nombre d'hameçons, de leur position à l'intérieur de l'animal, et du fait qu'ils soient attachés à un fil de pêche ou non. Il peut parfois être nécessaire de procéder à plusieurs incisions pour retirer le corps étranger.

L'extraction peut se faire de deux manières, l'une *in situ* à l'aide d'une technique de terrain connue sous le nom de *Dehooker* et l'autre *ex situ* à l'aide de **PROCÉDURES CHIRURGICALES**. Cette dernière est considérée comme la méthode de choix car **LE RETRAIT DE L'HAMEÇON EST UN PROCESSUS DOULOUREUX POUR L'ANIMAL** qui crée une voie d'accès pour les agents pathogènes susceptibles de provoquer une infection. De plus, comme mentionné ci-dessus, la tortue peut avoir d'autres hameçons ou lignes de pêche le long de son système digestif.

Avant de décider d'une intervention chirurgicale, il faut vérifier que l'on dispose des outils nécessaires, d'un bloc opératoire comprenant un équipement adapté aux tortues marines, des médicaments nécessaires à une bonne anesthésie (Chapitre VI, section : Traitements) et s'assurer que les conditions de soins postopératoires soient adéquates. De plus, le professionnel responsable doit connaître l'anatomie de l'animal et la procédure chirurgicale, en particulier si l'**ACCÈS AXIAL** doit être utilisé. Ce dernier doit être pratiqué par des chirurgiens expérimentés, car **IL EST CONSIDÉRÉ COMME UN ACCÈS DIFFICILE ET À HAUT RISQUE** pour la tortue en raison des structures adjacentes au site d'insertion, telles que les nerfs et les vaisseaux sanguins importants. **LA DESCRIPTION DES PROCÉDURES CHIRURGICALES FOURNIE DANS CETTE SECTION N'EST PAS SUFFISANTE POUR LES RÉALISER EN TOUTE SÉCURITÉ ET AVEC DILIGENCE**. Pour des informations plus complètes, le livre sur l'anatomie des tortues marines de Wyneken (2004) peut être consulté et pour une explication détaillée de chaque procédure chirurgicale, il est recommandé de consulter le livre *Sea Turtle Health & Rehabilitation* (Manire *et al.* 2017a), Chapitre 23 : Surgery (Di Bello *et al.* 2017).

## 1. Cavité buccale

La cavité buccale ainsi que la partie cervicale de l'œsophage sont les zones où les hameçons s'accrochent le plus souvent. Au cours des procédures suivantes, il faut faire particulièrement attention à ne pas blesser la glotte, car une lésion de cette zone peut entraîner une pneumonie par aspiration.

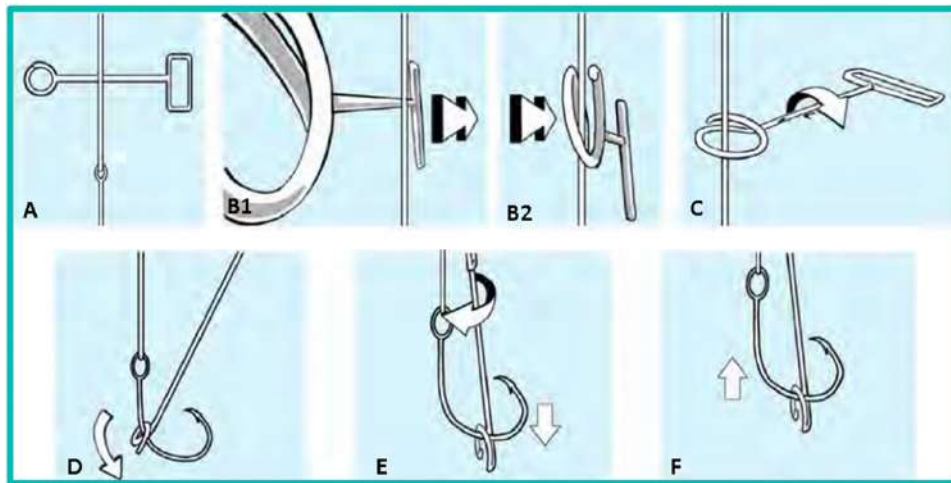
### a) Extraction *in situ*

Pour une extraction *in situ*, on utilise un outil appelé *Dehooker* qui est généralement utilisé par les pêcheurs pour retirer les hameçons à bord (Fig. 93).

Cette technique consiste en l'introduction d'un stylet en fer avec une extrémité courbée, qui est inséré dans la cavité buccale à travers un tube en PVC de longueur et de diamètre variables en fonction de la taille de la tortue. Une fois à l'intérieur, le stylet doit être inséré lentement, en utilisant le fil de pêche comme guide, jusqu'à ce qu'il touche la structure de l'hameçon. A ce stade, le mouvement de décrochage doit être effectué, en poussant doucement vers l'intérieur de la cavité, jusqu'à sentir que l'hameçon est décroché. Une fois l'hameçon libéré, il doit être retiré avec précaution sans relâcher le fil.

Cette procédure est considérée exclusivement comme un **OUTIL DE TERRAIN** utilisé *in situ* dans les situations où les tortues ne peuvent pas être transportées dans un centre de soins. Dans la mesure du possible, il est recommandé de **TOUJOURS EMMENER L'ANIMAL DANS UN CENTRE DE SOINS VÉTÉRINAIRES POUR PROCÉDER À L'EXTRACTION CHIRURGICALE**, sous sédation, afin d'éviter d'autres traumatismes et une douleur inutile. Même si les pêcheurs parviennent à retirer l'hameçon, il est nécessaire d'envoyer la tortue dans un centre de soins vétérinaires pour un examen plus approfondi car, même si aucune blessure apparente n'est observée, il faut exclure une éventuelle déchirure de l'œsophage, la présence d'un fil de nylon ou d'autres hameçons qui pourraient ultérieurement causer la mort de la tortue.





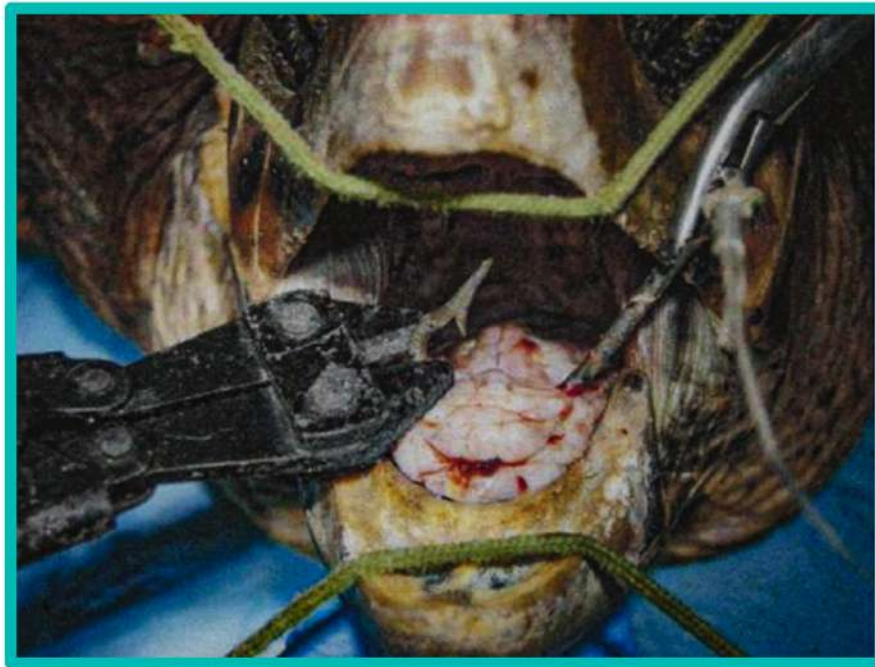
**FIGURE 93 :** Schématisation de l'utilisation d'un *Dehooker* à manche court. (A) Le *Dehooker* doit être placé avec un angle de 90° en rapport à la ligne, avec l'extrémité enroulée orientée vers le haut ; (B1 et B2) tirez l'outil vers vous en imitant le mouvement d'un arc et d'une flèche jusqu'à ce que la ligne se trouve dans la portion enroulée ; (C) Tournez le *Dehooker* de  $\frac{1}{4}$  de tour dans le sens des aiguilles d'une montre. La ligne de pêche doit rester dans la boucle de l'outil ; (D) Déplacez l'outil le long de la ligne jusqu'à ce qu'il s'accroche à la partie inférieure de l'hameçon ; (E) Tirez la ligne fermement et de manière parallèle au *Dehooker*, en donnant 2 ou 3 petits coups rapides en poussant et tournant afin de détacher l'hameçon et (F) Jusqu'à ce que l'hameçon sorte de la tortue, la ligne doit être maintenue tendue et l'hameçon doit toujours se trouver dans la boucle de l'outil. Photographies : NOAA Fisheries, Protected species workshop handling, release, and identification guidelines 2020.

## b) Extraction *ex situ*

Si la tortue est prise en charge dans un centre vétérinaire, il existe deux méthodes de retrait d'hameçons de la cavité buccale sans causer d'autres lésions. La première chose à faire est de sédaté la tortue. Une fois la tortue sédatée, sa cavité buccale doit être ouverte manuellement à l'aide d'un spéculum revêtu d'un matériau tendre ou de cordes de nylon épaisses. En fonction de la taille et de la position de l'hameçon, celui-ci peut être retiré des manières suivantes :

- I. Antérograde : appuyer sur l'extrémité de l'hameçon jusqu'à ce que la pointe émerge à travers une autre partie du tissu. L'hameçon doit alors être coupé en deux au niveau de la "gorge" ou de la "tige" ou "hampe". De cette façon, les deux parties sortiront facilement (Fig. 94).





**FIGURE 94 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*) avec un hameçon dans la cavité buccale qui est retiré de manière antérograde. L'hameçon est coupé en deux pour être ensuite retiré sans causer davantage de lésion dans la zone. Photographie : Antonio Di Bello, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

- II. Rétrograde : consiste à retirer l'hameçon par le même trou que celui par lequel il est entré, bien que la section avec la pointe de l'hameçon soit plus grande que le reste de l'hameçon, les dommages causés aux tissus sont moindres.

## 2. Œsophage portion cervicale

Une œsophagostomie doit être pratiquée par la zone cervicale caudale, où l'incision doit être de 3 à 4 cm de long au niveau de la région paramédiane cervicale droite, à la hauteur de la pointe de l'hameçon (Fig. 95). Si l'hameçon n'affecte que l'œsophage, il peut être retiré par simple traction, en veillant à ne pas déchirer la muqueuse. S'il a traversé plus d'un tissu, il est recommandé de le retirer par la méthode antérograde, en faisant très attention à ne pas endommager la trachée.

Si l'hameçon est attaché à une ligne de pêche qui sort par la cavité buccale, il est recommandé de couper la ligne aussi près que possible de l'hameçon et de demander à un

assistant de retirer la ligne par la cavité buccale, et non par l'incision, afin d'éviter toute contamination.

Si la ligne est orientée vers l'estomac, il est possible d'essayer de la retirer par le site d'incision. Cependant, une résistance est notée lors de la traction de la ligne, il est probable qu'elle se trouve également au niveau de l'intestin et qu'il sera nécessaire de pratiquer une autre incision plus distale (fosse pré-fémorale) pour pouvoir l'extraire. **IL NE FAUT EN AUCUN CAS TIRER SUR LA LIGNE POUR L'EXTRAIRE**, car cela risque d'aggraver les lésions, en particulier au niveau de l'intestin.



**FIGURE 95 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*), sur laquelle une œsophagostomie est pratiquée afin d'extraire un hameçon (flèche noire), le point d'incision est indiqué par la pince. Photographie : Antonio Di Bello, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

Le champ opératoire de l'œsophage doit être soigneusement nettoyé avec du sérum physiologique stérile avant d'être suturé avec un fil de suture monofilament résorbable. Lors de la suture, il faut veiller à ne pas inclure de papille cornée, car cela entraverait la cicatrisation des tissus et pourrait provoquer des fistules.

Les muscles du cou et le tissu sous-cutané peuvent être suturés à l'aide d'un fil de suture monofilament résorbable et d'un point continu simple.

Pour la peau, un fil monofilament non résorbable peut être utilisé pour une suture discontinue à points simples ou un surjet à points bloqués de Ford. Les sutures multifilament peuvent être utilisées car leur effet ne diffère pas beaucoup de celui des sutures monofilament et les points de suture peuvent être plus résistants à l'eau.

### **3. Œsophage portion intracœlomique**

Elle est considérée comme très complexe en raison de la zone anatomique et des structures adjacentes à l'œsophage dans cette région. Elle doit être réalisée par une approche chirurgicale supra-plastronienne. Une incision transversale doit être réalisée de 5 à 8 cm crânialement à la jonction de la peau à la marge crâniale de l'écaille inter-gulaire du plastron (Fig. 96). La procédure dépend de la position de l'hameçon et de l'orientation de la pointe de l'hameçon.

**a)** Si l'hameçon ne dépasse pas la surface externe de l'œsophage ou si sa position ne présente pas de danger pour les structures adjacentes, il est conseillé d'extérioriser l'œsophage au maximum en tirant crânialement pour faciliter l'extraction. L'œsophagostomie doit ensuite être réalisée.

**b)** Si l'hameçon a complètement perforé la paroi œsophagienne, l'œsophage ne doit en aucun cas être soumis à une traction, car cela pourrait endommager les bronches, les vaisseaux adjacents et les nerfs du plexus brachio-céphalique. La zone où se trouve l'hameçon doit être isolée. Ce n'est qu'une fois l'hameçon retiré que l'œsophage peut être extériorisé pour être examiné, nettoyé et suturé comme indiqué ci-dessus.

L'incision doit être suturée de la même manière que pour l'approche cervicale mentionnée ci-dessus, mais il faut faire attention lors de la suture du muscle cervical au bord crânien du plastron en utilisant un monofilament résorbable et un point continu simple.



c) Si l'hameçon est attaché à un fil de pêche qui est orienté caudalement, celui-ci doit être coupé avant que l'hameçon ne soit retiré, par exemple par endoscopie, car la manipulation de l'hameçon attaché à la ligne peut entraîner des dommages au niveau de l'intestin.



**FIGURE 96 :** Image indiquant le lieu d'incision pour réaliser une extraction dans la zone intracœlomique de l'œsophage (ligne discontinue). Photographie : Antonio Di Bello, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

#### 4. Estomac

Lorsque des hameçons se trouvent dans cette zone, ils sont généralement attachés à une ligne de pêche. Il faut alors réaliser l'approche au plus près de l'hameçon et faire attention à ne pas tirer sur la ligne.

Dans la plupart des cas, l'hameçon se trouve dans la partie crâniale et médiane de l'estomac, et le fil sort généralement par la cavité buccale.

L'incision doit être faite dans la **ZONE AXILLAIRE GAUCHE** (Fig. 97), cette approche, comme mentionné plus haut, **EST À HAUT RISQUE ET DOIT ETRE EFFECTUEE PAR UN CHIRURGIEN EXPÉRIMENTÉ DANS LE DOMAINE, PARCE QU'ELLE EST CONSIDEREE**



**COMME ETANT D'UNE HAUTE COMPLEXITE, DU FAIT DE LA PROXIMITE DU PLEXUS BRACHIAL.** Une fois la cavité coelomique atteinte, l'estomac se situe dans la partie inférieure du champ opératoire, dorso-latéralement au lobe gauche du foie. Une fois l'estomac localisé, la gastrotomie doit être réalisée sur une zone peu vascularisée.



**FIGURE 97 :** Image montrant le lieu d'accès à la cavité coelomique par la zone axillaire gauche (ligne discontinue). Photographie : Antonio Di Bello, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

La méthode de retrait de l'hameçon est similaire à celle décrite ci-dessus. La suture recommandée pour les couches internes est un monofilament résorbable.

Si l'hameçon se trouve dans la partie distale de l'estomac, il est conseillé d'entrer par la fosse pré-fémorale (comme expliqué ci-après), en particulier lorsque la ligne sort par le cloaque ou implique une grande partie de l'intestin.

## 5. Intestin

L'entrée se fait par la fosse pré-fémorale du côté le plus proche de l'hameçon (Fig. 98). Si une ligne est présente, l'entrée par le côté droit est préférable car, de ce côté, une grande partie de l'intestin peut être opérée et extériorisée.

Une incision curviligne de 5 à 7 cm de long doit être pratiquée au centre de la fosse pré-fémorale. Si la tortue est en mauvaise condition physique, l'incision peut atteindre directement la cavité coelomique. Si, en pénétrant dans la cavité coelomique, on observe une grande quantité de liquide trouble, hémorragique ou purulent, il est probable qu'il s'agisse d'une coelomite due à une perforation gastro-intestinale.



**FIGURE 98 :** Image indiquant le lieu d'incision pour accéder à la cavité coelomique par la fosse pré-fémorale (ligne discontinue). Photographie : Antonio Di Bello, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

La procédure chirurgicale varie en fonction de l'étendue de la ligne dans l'intestin, du matériau, de la position et du nombre d'hameçons ainsi que du nombre de lésions de la paroi intestinale. Une fois que la partie de l'intestin à opérer a été localisée, elle doit être extériorisée. Il est parfois nécessaire de pratiquer plus d'une entérotomie pour retirer des lignes plus



longues. La ligne ne doit pas être tirée ; il est recommandé de pratiquer plusieurs petites incisions (généralement de 2 à 5 cm) jusqu'à ce que le corps étranger soit entièrement retiré.

L'intestin doit être inspecté à la recherche de perforations, qui doivent être suturées à l'aide d'un point simple continu (suture monofilament résorbable), après avoir débridé les bords et les zones dévitalisées qui doivent être éliminées par anastomose.

Pour la suture de l'entérotomie, il est recommandé d'utiliser un point simple continu avec un monofilament résorbable ou un surjet à points bloqués de Ford suivi de renforts en points simples continus.

Une fois le corps étranger complètement retiré, l'étanchéité de la suture et la perméabilité de la lumière intestinale doivent être testées avec du sérum physiologique sur tous les sites d'intervention.

Avant de replacer l'intestin dans la cavité coelomique, les anses intestinales doivent être lavées abondamment avec une solution saline tiède, ce qui permet non seulement de nettoyer, mais aussi d'aider la tortue à récupérer sa température corporelle qui a diminué au cours de l'opération. Lors de la fermeture, la membrane coelomique doit d'abord être suturée avec la fine couche de muscles qui la recouvre, puis il faudra suturer le muscle grand droit de l'abdomen et enfin la peau, comme indiqué ci-dessus (Fig. 99).



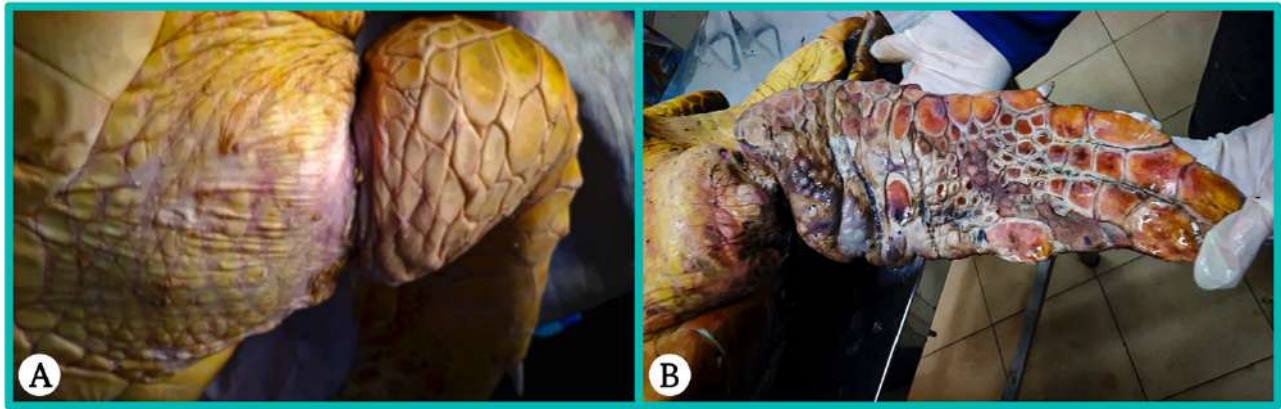
**FIGURE 99 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*), à laquelle une ligne de pêche a été retirée par la fosse pré-fémorale droite. On peut observer les points de suture simples discontinus avec lesquels a été suturée la peau après l'intervention chirurgicale. Photographie : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

## ENCHEVÊTREMENTS GÉNÉRALITÉS

Il s'agit de l'une des causes les plus courantes de réhabilitation. L'animal entier peut être affecté par l'enchevêtrement, mais les nageoires pectorales sont les plus susceptibles d'être impactées par l'enchevêtrement. Il s'agit de blessures par constriction qui peuvent entraîner l'avulsion du membre affecté. Cette section est principalement basée sur le livre *Sea Turtle Health & Rehabilitation* (Manire *et al.* 2017a), Chapitre 35 : Fisheries and sea turtles (Parga *et al.* 2017).

Le type de matériel influencera la fermeté de la ligature et sa chronicité, par exemple, les lignes de pêche de petit diamètre ont tendance à cisailer le tissu affecté et peuvent même fracturer l'os (Fig. 100A). D'autre part, les matériaux plus larges ont tendance à générer une compression affectant la circulation sanguine de la zone, ce qui peut engendrer une gangrène et d'autres complications (Fig. 100B). Les deux cas peuvent entraîner l'amputation du membre affecté (Mettee & Norton 2017). Soit en raison de l'effet de cisaillement, soit en raison de la réduction de la circulation sanguine dans la partie distale à la compression, pouvant à son tour provoquer une ulcération, un œdème et une dévitalisation des tissus, et peut également conduire à une nécrose et à des fractures dans la zone affectée. Si la compression se produit au niveau du cou, il est probable que la tortue meure en raison des structures vitales situées dans cette zone.

Comme mentionné dans les paragraphes précédents, ces types de blessures impliquent souvent des fractures osseuses et des tissus dévitalisés, c'est pourquoi la tortue doit être manipulée avec une extrême prudence afin de ne pas aggraver son état.



**FIGURE 100 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*) avec différentes lésions dues à des constrictions par enchevêtrement. (A) Lésion provoquée par une constriction de la nageoire pectorale gauche par une ligne de pêche et (B) Affection de la nageoire pectorale gauche, on peut observer une grande quantité de tissu dévitalisé au niveau distal de la constriction. Photographies : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

## TRAITEMENT

Le traitement dépendra du matériau de la ligne, de la gravité de la compression et de sa chronicité. Par ailleurs, la présence d'un professionnel qualifié dans le domaine et l'accès à un centre vétérinaire sont également des facteurs qui détermineront la marche à suivre dans ces cas.

### 1. Approche initiale

Face à ces situations, il existe généralement trois stratégies initiales en fonction de l'intégrité du membre atteint et de l'état général de l'animal :

**a)** En l'absence de personnel qualifié pour procéder au désenchevêtrement, si l'animal est en bonne condition physique, qu'il ne présente pas de pathologie apparente et que le membre affecté n'est pas compromis, la meilleure option est de retirer complètement et le plus rapidement possible le matériel à l'origine de la constriction, puis de relâcher la tortue.

**b)** Si le membre est affecté et que l'animal ne peut être admis dans un centre vétérinaire, il est recommandé de couper l'excès de tissu et de laisser la constriction intacte, ce qui entraîne l'amputation traumatique du membre. En effet, certains auteurs indiquent que retirer la constriction peut entraîner une septicémie ou que la présence d'un membre non fonctionnel augmente le risque de décès de la tortue. Il convient de souligner que des recherches supplémentaires sont nécessaires dans ce domaine afin de déterminer la meilleure méthode pour traiter ces cas.

**c)** Si le membre est touché et/ou si la tortue marine est autrement affectée, et si l'accès à un centre vétérinaire est possible, l'animal doit y être transféré dès que possible pour qu'un professionnel procède au retrait du matériel et au traitement de toute pathologie associée qui pourrait être présente. Il n'est pas recommandé de retirer le tissu excédentaire avant que la tortue ne soit admise dans un centre vétérinaire. Le transfert de l'animal doit être effectué avec précaution, comme expliqué ci-dessus (Chapitre V, section : Transport).

## **2. Nettoyage et antiseptie des lésions**

Pour évaluer l'état général de la tortue, il est recommandé de réaliser des prises de sang afin de déterminer le taux de PCV, les globules blancs et le profil biochimique de la tortue.

Avant de traiter les lésions, il convient de retirer tout le matériel à l'origine de la constriction (Fig. 101). Après avoir enlevé tout le matériel, il faut nettoyer avec une solution saline ou une solution de Ringer lactate et aseptiser la zone affectée avec de la chlorhexidine ou de la povidone iodée, comme indiqué précédemment dans cette section.

Il faut retirer les tissus dévitalisés et arrêter les saignements dans les zones hémorragiques dès que possible. Si nécessaire, la tortue peut être sédaturée pendant la procédure avec de la dexmédétomidine (Appendice 7).

Compte tenu du fait que la décompression du membre atteint peut générer un retour des toxines bactériennes dans la circulation systémique, il est recommandé de compléter le traitement de la lésion par une antibiothérapie (Chapitre VI, section : Traitements).





**FIGURE 101 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*), présentant une constriction au niveau de la nageoire gauche. On peut observer la ligne de nylon qui doit être extraite avec précaution pour ne pas aggraver la lésion de la zone. Photographie : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

## *FRACTURES*

Un examen radiographique de la zone affectée est recommandé pour vérifier l'intégrité du tissu osseux. Comme mentionné précédemment, la constriction peut fracturer et dévitaliser ce tissu. En cas de fracture, il convient d'évaluer si un traitement est nécessaire ou non.

Si la fracture n'est pas infectée (Fig. 102A) et que la tortue peut nager et s'alimenter normalement, une intervention orthopédique n'est pas nécessaire. En revanche, si la fracture présente des signes d'infection et que la partie distale à la constriction du membre présente une grande partie des tissus dévitalisés, l'amputation du membre peut s'avérer nécessaire. (Fig. 102 B et C).





**FIGURE 102 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*). (A) Constriction de la nageoire pectorale, une radiographie a révélé une fracture de la diaphyse de l'humérus, cependant, la zone affectée ne présentait pas d'infection et la tortue pouvait nager et se nourrir sans difficulté et (B et C) Suivi de la même tortue avec une constriction de la nageoire pectorale gauche. On peut observer que le tissu distal à la constriction présente de grandes zones dévitalisées. Cet animal est candidat à une amputation de l'extrémité affectée. Photographies : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

## AMPUTATIONS

Les lésions gangreneuses nécessitant une amputation se trouvent généralement sur les nageoires antérieures. Cela peut s'expliquer par le fait qu'elles sont plus longues et plus susceptibles d'interagir avec des lignes de pêche ou des matériaux qui peuvent s'y emmêler et causer des blessures par constriction (Di Bello *et al.* 2017).

Bien que l'amputation du membre soit nécessaire en cas de plaies importantes ou d'une grande quantité de tissus dévitalisés, il convient, si possible, de traiter le plus grand nombre possible de lésions pour éviter l'amputation.

L'amputation de la partie la plus proximale (articulation scapulo-humérale ou coxo-fémorale) ou de la partie la plus distale (Fig. 103), c'est-à-dire à la moitié de la diaphyse de l'humérus ou du fémur, au niveau du coude, du carpe, du genou ou du tarse, dépend du type et de l'étendue de la lésion et de la décision du vétérinaire. Si des tissus sains sont encore présents, une approche plus distale est recommandée afin de maintenir une certaine fonctionnalité du membre.





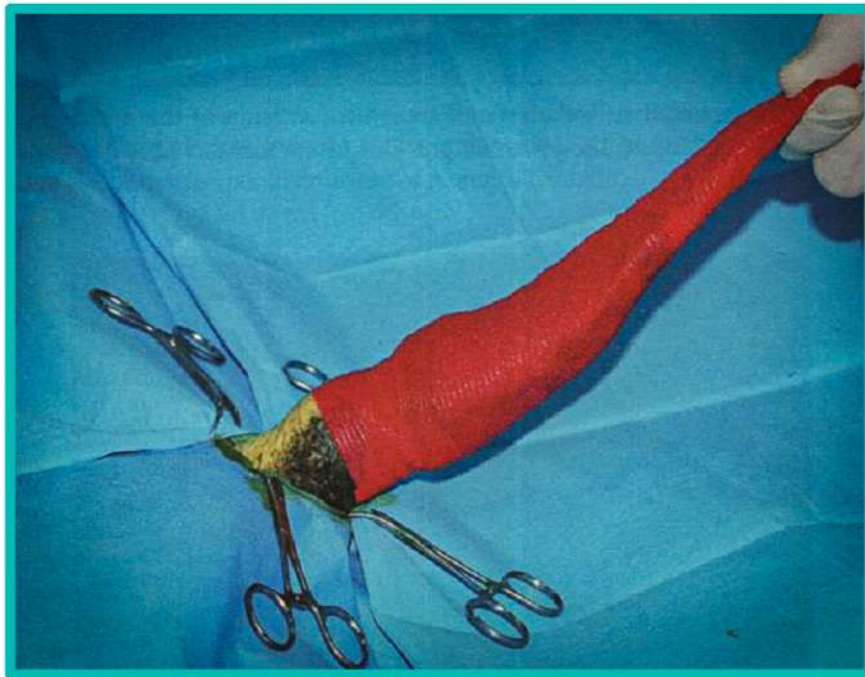
**FIGURE 103 :** Radiographie dorso-ventrale d'une tortue caouanne juvénile (*Caretta caretta*), où on peut observer une amputation traumatique au niveau de la diaphyse du radius. Compte tenu de la condition de la tortue, il a été décidé que l'amputation chirurgicale au niveau du coude (flèche rouge) était la meilleure option. Photographie : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

Il faut toujours considérer que les tortues marines doivent retourner dans leur habitat naturel et être en mesure de se reproduire. Comme mentionné précédemment, ce sont des animaux très résilients qui peuvent accomplir leurs fonctions biologiques avec une ou même deux nageoires amputées (en fonction de la paire de nageoires manquante). Toutefois, dans des cas graves, par exemple lorsque la tortue doit être amputée des deux nageoires avant ou des deux nageoires du même côté (avant et arrière), il faut envisager le maintien de la tortue *ex situ* pour une durée indéterminée ou l'euthanasie (Chapitre VI, section : Euthanasie).

Les termes généraux de la procédure d'amputation sont expliqués ci-après : **LA DESCRIPTION DES PROCÉDURES CHIRURGICALES FOURNIE DANS CETTE SECTION NE PERMET PAS DE LES EFFECTUER EN TOUTE SÉCURITÉ ET AVEC DILIGENCE.** Pour des informations plus complètes, il est suggéré de consulter le livre sur l'anatomie des tortues marines de Wyneken (2004) et pour une explication détaillée de chaque procédure chirurgicale, il est recommandé de consulter le livre Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a), Chapitre 23 : Surgery (Di Bello *et al.* 2017).

### 1. Amputation au niveau de l'articulation scapulo-humérale

La tortue doit être positionnée en décubitus dorsal pour avoir un meilleur accès à l'articulation et il est recommandé de bander le membre affecté avec un bandage stérile (Fig. 104).



**FIGURE 104 :** Préparation du champ chirurgical pour l'amputation de la nageoire pectorale d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*). La partie qui va être amputée est bandée avec une bande adhésive stérile. Photographie : Antonio Di Bello, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

L'incision doit être faite au niveau médial du premier tiers de l'humérus, sur la face ventrale. Avant l'incision du tissu musculaire, celui-ci doit être fixé par des points de suture temporaires. Lorsque l'on visualise l'artère brachiale, il faut la ligaturer plus d'une fois avant de la sectionner ; la même procédure doit être appliquée à la veine brachiale. Avant de sectionner les nerfs brachiaux, une infiltration intraneurale de lidocaïne est recommandée pour réduire la douleur postopératoire. La capsule articulaire doit ensuite être doublement incisée pour exposer et luxer la tête de l'humérus, l'insertion des tendons des muscles abducteurs et extenseurs doit être sectionnée et, enfin, la veine céphalique doit être ligaturée et sectionnée.

Une suture résorbable (2-0 ou 3-0 USP) est utilisée pour fermer l'incision. Avant de commencer cette procédure, une suture de soutien doit être placée pour rapprocher les muscles. La suture finale se fera en utilisant des points de Blair-Donati pour couvrir complètement la surface de la cavité glénoïdale. Pour le tissu sous-cutané, un simple point continu peut être utilisé et la peau sera suturée avec un point discontinu en utilisant un fil non résorbable (Fig. 105).

Pour les amputations plus distales, la procédure est similaire à celle décrite ci-avant.



**FIGURE 105 :** Tortue caouanne juvénile (*Caretta caretta*), encore sous l'effet de l'anesthésie après avoir subi une amputation de nageoire pectorale au niveau de l'articulation du coude. Photographie : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

## 2. Amputation au niveau de l'articulation coxo-fémorale

L'incision doit se situer au niveau du tiers médial du fémur. Comme pour la nageoire pectorale, l'incision doit être pratiquée sur la face ventrale après fixation des muscles par des points de suture temporaires. L'artère fémorale doit être ligaturée fermement avant d'être sectionnée, les nerfs sciatique et péronier doivent être ligaturés et sectionnés après infiltration de lidocaïne. La capsule articulaire coxo-fémorale doit être exposée et une incision doit être pratiquée le long de sa circonférence pour terminer l'amputation.

Les muscles internes et externes de la cuisse, une fois suturés, doivent recouvrir l'acétabulum. Les sutures du tissu sous-cutané et de la peau doivent être effectuées de la même manière que pour les nageoires pectorales.

Après l'amputation, la tortue marine doit être réhabilitée dans un bassin suffisamment grand pour permettre à l'animal de nager et de faire de l'exercice, afin qu'il puisse s'habituer et compenser le manque du membre (Fig. 106).

En ce qui concerne les bandages imperméables, se référer au chapitre VII, section : Traumatismes de la peau, de la carapace et du plastron. A titre préventif, il est recommandé de maintenir la tortue sous antibiothérapie à large spectre (Chapitre VI, section : Traitements), selon les indications du vétérinaire en charge.



**FIGURE 106 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*), se rétablissant après une amputation proximale de la nageoire pectorale gauche. Photographie : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

## TROUBLES DE FLOTTABILITÉ

Les troubles de la flottabilité sont fréquents chez les tortues marines. Leur importance repose sur le fait qu'ils augmentent le risque de mortalité car ils empêchent la tortue de nager normalement, ce qui est essentiel pour l'alimentation, la respiration et la fuite face aux prédateurs, entre autres.

Cette section est principalement basée sur le livre *Sea Turtle Health & Rehabilitation* (Manire *et al.* 2017a), Chapitre 27 : Buoyancy Disorders (Manire *et al.* 2017c).

Un cycle respiratoire normal consiste à remonter à la surface pour expirer et à inspirer de l'air rapidement, puis à s'immerger à nouveau tout en retenant sa respiration. Le volume pulmonaire, en retenant la respiration, joue un rôle fondamental dans la flottabilité de la tortue, qui peut être positive (flotter), négative (couler) ou neutre (ni flotter, ni couler).

Le seul contrôle que les reptiles aquatiques ont sur la flottabilité est le volume des poumons et l'expulsion ou l'absorption d'air pendant la plongée. Ainsi, lorsque la tortue marine plonge, la pression hydrostatique augmente, ce qui réduit le volume des poumons, augmentant la flottabilité négative. Inversement, lorsque la tortue remonte, la pression hydrostatique diminue et le volume pulmonaire augmente, ce qui génère une flottabilité positive.

Les tortues marines ont différents moyens de compenser les changements de poids (ex : par la présence d'épibiontes) et/ou la production de gaz (par ex : dans l'estomac). Les problèmes de flottabilité surviennent lorsque l'animal n'est plus en mesure de compenser ces altérations en raison d'une maladie ou d'un traumatisme.

## *ÉTIOLOGIE ET CLASSIFICATION*

### **1. Flottabilité positive**

Parmi les troubles de la flottabilité, c'est la plus fréquente. Il se produit lorsque l'air ne peut être complètement expiré des poumons en raison d'une maladie ou d'un traumatisme, ou lorsque l'air s'accumule autour des poumons ou dans le tractus gastro-intestinal (GI).

### **2. Flottabilité négative**

Les tortues marines affectées rencontrent des difficultés à remonter à la surface de l'eau pour respirer. Il est rare de rencontrer des tortues marines en réhabilitation avec ce type d'altération, car elles se noient généralement avant de s'échouer. Il y a principalement deux étiologies à ce type d'altération :

**a)** Tortue marine juvénile avec une charge importante d'épibiontes sur la carapace : le poids supplémentaire dû à la charge d'épibiontes rend difficile l'ascension de la tortue dans la colonne d'eau. Dans ce cas, le traitement consiste au retrait des épibiontes (Chapitre VI, section : Traitements). Cependant, la raison de la charge élevée d'épibiontes de la tortue doit être recherchée.

**b)** Les tortues qui n'ont pas encore complètement récupéré de la sédation : elles peuvent présenter une flottabilité négative lorsqu'elles retournent à l'eau.





## DIAGNOSTIC

Les troubles de la flottabilité ayant des étiologies diverses, avant d'instaurer un traitement, il faut avant tout déterminer la cause primaire de l'altération (ex : traumatisme, maladie, présence de corps étrangers, etc.). Pour cette raison, il peut être nécessaire d'utiliser plus d'une méthode de diagnostic (Manire *et al.* 2017c).

### 1. Imagerie

Au minimum, une analyse radiographique complète de la tortue doit être effectuée (Chapitre VI, section : Prise d'échantillons et examens) pour évaluer la présence de gaz dans la cavité coelomique (extrapulmonaire ou extraintestinale), l'augmentation du volume du tractus gastro-intestinal due au gaz, ou une expansion inadéquate des poumons pendant l'inspiration. Il convient de rappeler que le volume pulmonaire visible sur une radiographie varie en fonction de la phase du cycle respiratoire durant laquelle la radiographie a été prise (inspiration ou expiration).

D'autres options sont la tomodensitométrie ou l'imagerie par résonance magnétique. Ces techniques ne sont pas accessibles dans la majeure partie des cas mais si l'occasion se présente, elles sont d'une grande aide pour le diagnostic de ces altérations.

### 2. Ponction de la cavité coelomique

Cette technique peut être utilisée à la fois comme méthode de diagnostic et comme forme de traitement, ce dernier étant expliqué en détail plus loin dans cette section.

Si la radiographie montre une augmentation des gaz dans le tractus gastro-intestinal, la procédure doit être effectuée avec précaution afin de ne pas le perforer, ce qui pourrait compliquer le cas.

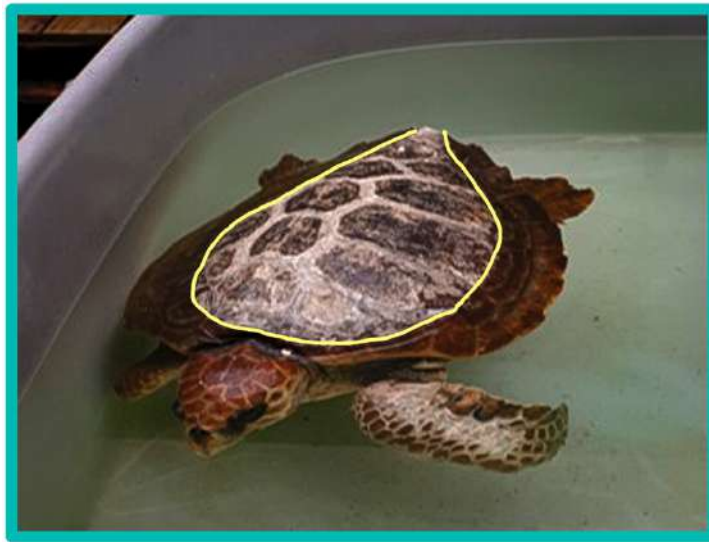
Si l'air contenu dans la cavité coelomique provient du système respiratoire, une fois l'excès de gaz éliminé de la cavité, il s'accumulera de nouveau rapidement. Si cette situation perdure dans le temps, elle est le signe d'une maladie pulmonaire grave.

Si le gaz extrait a une odeur désagréable, cela indique une coelomite ou que l'aiguille a pénétré dans la lumière du tube digestif. Pour différencier ces deux situations, il est recommandé de procéder à un examen cytologique du matériel aspiré car, en cas de coelomite, la cytologie révélera la présence de cellules inflammatoires.

### **3. Ligne de flottaison**

Bien qu'il ne s'agisse pas d'un diagnostic à proprement parler, la connaissance de la "ligne de flottaison" des tortues marines est très utile pour évaluer l'évolution de l'état de la tortue dans le temps. Pour déterminer la ligne de flottaison, il faut observer l'endroit où la ligne de flottaison rejoint la carapace (Fig. 107). En fonction de la pathologie, elle peut être symétrique ou asymétrique et peut être plus ou moins haute. Ainsi, on peut distinguer :

- a)** Pneumo-coelome ou altérations du système gastro-intestinal : les tortues ont une ligne de flottaison plus basse, c'est-à-dire que la tortue est plus haut dans la colonne d'eau ou qu'une plus grande partie de sa carapace (plus que la normale) est émergée.
- b)** Altérations d'origine pulmonaire : la ligne de flottaison est plus haute, c'est-à-dire que la tortue est plus basse dans la colonne d'eau parce que sa capacité pulmonaire est diminuée.



**FIGURE 107 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*) dont on observe clairement la ligne de flottaison (ligne jaune), dans ce cas elle est asymétrique en référence à l'axe central du corps. Photographie : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

## *TRAITEMENT DES TORTUES PRÉSENTANT UNE FLOTTABILITÉ POSITIVE*

Il est important de garder à l'esprit que, quelle que soit l'origine, un diagnostic précoce et exact est essentiel pour le succès du traitement. Bien que la flottabilité positive ait des causes diverses, il convient de mentionner que toutes les tortues marines qui flottent n'ont pas un excès de gaz ; d'autres origines de cette anomalie peuvent être de nature comportementale ou neurologique. Nous pouvons également être confrontés à des cas qui présentent plus d'une étiologie à la fois, c'est pourquoi, dans ce manuel, nous ne présenterons pas un seul traitement pour ce trouble, mais nous le diviserons en fonction de l'origine de l'altération. Cependant, si un traitement de soutien est nécessaire, celui décrit au Chapitre VII, section : Syndrome de débilitation chronique, qui se trouve au début de ce chapitre, peut être utilisé comme référence.

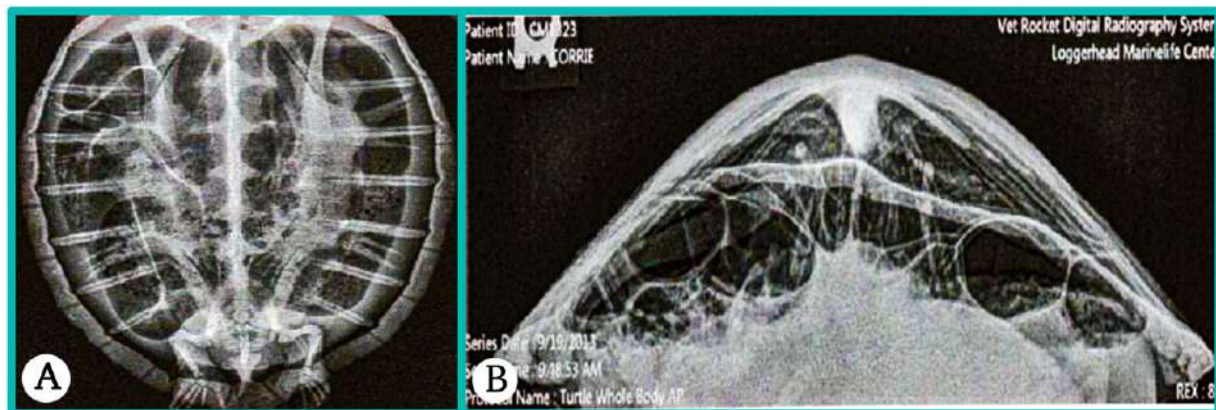
## 1. Flottabilité positive d'origine comportementale

L'observation d'une tortue marine flottant à la surface n'indique pas nécessairement qu'elle présente un problème de flottabilité. Les tortues en bonne santé peuvent flotter à la surface sans problème lorsque, par exemple, elles se reposent ou lorsqu'elles ont besoin de se thermoréguler (Manire *et al.* 2017c).

Les tortues affaiblies, compte tenu de l'effort nécessaire pour nager vers la surface afin de respirer, sont souvent retrouvées flottantes pour éviter de se noyer. Ce comportement peut également être observé après une période de transport vers le centre ou si elle a été hors de l'eau pendant un certain temps. Cependant, après quelques minutes, elle doit se remettre à nager sans altération.

## 2. Flottabilité positive d'origine gastrointestinale

Dans ces cas, les tortues présentent une accumulation importante de gaz dans l'estomac ou la lumière intestinale. L'analyse radiographique de la tortue montre que les structures contenant du gaz sont fortement distendues dans la cavité coelomique (Fig. 108).



**FIGURE 108 :** Tortue verte juvénile (*Chelonia mydas*) où les différentes vues révèlent la forme tubulaire que présente le tube gastrointestinal en raison de la grande quantité de gaz qu'il contient. (A) Vue dorso-ventrale et (B) Vue crânio-caudale. Photographies : Loggerhead Marinelife Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

Ces tortues flottent généralement très haut dans la colonne d'eau et peuvent avoir un aspect "gonflé" vues de l'extérieur. La flottabilité peut être asymétrique (Fig. 109) et la partie de la carapace la plus exposée à la surface varie en fonction du déplacement des gaz dans le système gastro-intestinal.



**FIGURE 109 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*), présentant un problème de flottabilité, on peut observer que la carapace n'est pas immergée de manière symétrique et que le côté gauche flotte plus que le côté droit. Photographie : Lampedusa Turtle Rescue, Italie.

Les raisons d'une accumulation excessive de gaz dans le système gastro-intestinal (météorisation digestive) sont diverses, mais le traitement ne varie généralement pas beaucoup d'une cause à l'autre. Lorsque l'on est confronté à l'un des cas présentés ci-dessous, il est important de contrôler si l'animal a déféqué ou non et, si l'on trouve des fèces, de les soumettre à une analyse coprologique afin de déterminer leur contenu et la présence de parasites, entre autres.

Chacune de ces causes est abordée ci-après, avec le traitement correspondant.

**a)** Gastro-entéocolite : cette affection survient fréquemment chez les tortues vertes juvéniles (*Chelonia mydas*). Le traitement recommandé consiste en l'administration d'une fluidothérapie (Chapitre VI, section : Traitements), de stimulants de la motilité intestinale tels que le cisapride (1 mg/kg PO, une fois par jour) qui a un effet prokinétique sur la majeure partie du tractus gastro-intestinal, et le métoclopramide (0,5 mg/kg IM, SC, PO. une fois par jour ou tous les deux jours) qui favorise la motilité gastrique et intestinale proximale (Innis *et al.* 2017a). Par ailleurs, des antibiotiques tels que le métronidazole peuvent être administrés (Appendice 7). Les tortues se rétablissent généralement après une à deux semaines de traitement.

**b)** Stase et impaction gastro-intestinales : fréquemment observées chez les tortues malades ou blessées, où la stase peut être causée par la déshydratation, les corps étrangers, les maladies systémiques, les lésions de la moelle épinière, la gastro-entéocolite et la malnutrition. D'autre part, l'impaction peut être générée par des éléments communs du régime alimentaire de l'animal, tels que des restes de proies ingérées comme des coquilles ou des exosquelettes, ou par la consommation d'algues ou d'herbes marines, mais cette cause est considérée comme rare.

Le même traitement que pour la gastro-entéocolite est recommandé. Cependant, il est conseillé d'ajouter au traitement l'administration d'huiles minérales (Chapitre VI, section : Alimentation pendant le processus de réhabilitation).

**c)** Iléus gastro-intestinal : généralement multifactoriel. Avant d'entamer un traitement, il faut déterminer si l'iléus est obstructif ou non. Le traitement recommandé consiste en une fluidothérapie (Chapitre VI, section : Traitements) et des stimulants de la motilité (cisapride, métoclopramide). Seulement dans le cas d'un iléus non obstructif, un lavement avec une solution saline peut être effectué en plus.

Les complications peuvent entraîner une colite ulcéreuse, une obstruction, une constriction, voire une rupture intestinale.



**d)** Obstructions du système gastro-intestinal : dans ces cas, une flottabilité positive est généralement observée crânialement à l'obstruction. Parmi les causes, l'une des plus courantes est l'ingestion d'hameçons et de lignes de pêche qui génèrent par la suite un pliage intestinal et/ou une intussusception. Les tortues marines n'étant pas des animaux sélectifs, elles ont tendance à ingérer des éléments anthropogènes tels que le plastique, les métaux, le verre, etc.

Bien qu'au Chili il n'y ait pas de cas de tortues marines en réhabilitation présentant une obstruction intestinale causée par des macroplastiques, dans d'autres parties du monde, comme en Uruguay, il s'agit d'une affection courante qui peut conduire à la perforation du tube digestif et par conséquent, à la mort de la tortue (Vélez-Rubio *et al.* 2013). Ces fragments sont souvent retrouvés dans les fèces ou lors de la nécropsie (pour plus d'informations, se référer au Manuel de Nécropsie de Tortues Marines au Chili de l'ONG QARAPARA).

Comme expliqué précédemment, l'ingestion d'éléments alimentaires naturels peut également entraîner une obstruction, bien que ces cas, contrairement à ceux qui précèdent, soient rares.

Le traitement pour l'élimination des hameçons et des lignes de pêche (des corps étrangers en général) est expliqué en détail dans la section sur les hameçons et les lignes de pêche de ce chapitre.

### **3. Flottabilité positive par pneumo-cœlome**

Quelle que soit l'origine du gaz, il se trouve dans ce cas à l'intérieur de la cavité cœlomique, mais en dehors du système gastro-intestinal ou des poumons. C'est l'une des causes les plus fréquentes de flottabilité positive et elle est souvent due à une rupture pulmonaire. L'origine de la rupture est généralement un traumatisme contondant sans signe de lésion externe.

Pour déterminer le site exact de la rupture, une endoscopie de la cavité cœlomique est recommandée (pour plus d'informations sur cette technique, consulter le livre Sea Turtle Health

& Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a), Chapitre 24 : endoscopy (Divers *et al.* 2017)). Cependant, même lors de la nécropsie, il n'est parfois pas possible d'identifier le site de la rupture.

Ce type de tableau clinique peut également avoir une origine iatrogène due à des ponctions multiples dans la cavité coelomique afin de soulager le pneumo-coelome ou à des lésions pulmonaires au cours d'une laparoscopie.

Une cause moins fréquente est la rupture d'une partie du tractus gastro-intestinal suite à un météorisme. Dans ce cas, le gaz qui se trouve initialement dans le système gastro-intestinal passe dans la cavité coelomique, générant un pneumo-coelome. Une analyse cytologique du liquide présent dans la cavité coelomique est recommandée, car s'il contient des cellules inflammatoires, le gaz provient probablement du système gastro-intestinal.

Le traitement de ces cas consiste à éliminer mécaniquement l'air de la cavité coelomique. Il faut utiliser une aiguille de Veress pour réduire le risque de perforation des organes internes, un robinet à trois voies avec prolongateur et une seringue de 60 ml. L'épaisseur de l'aiguille dépend de la taille de l'animal. Pour les adultes, il est recommandé d'utiliser des aiguilles de 20 G de 7,5 cm et pour les juvéniles des aiguilles de 25 G 2,5 cm.

Avant de commencer la procédure, la tortue doit être placée en décubitus latéral et la partie caudale de l'animal doit être surélevée pour réduire le risque de perforation de l'intestin. La zone de ponction doit être nettoyée et aseptisée afin de réduire le risque de péritonite iatrogène.

La ponction est pratiquée au niveau de la fosse pré-fémorale, crânialement à la nageoire postérieure, 0,5 à 1 cm crânialement à la jonction entre la dernière écaille inframarginale et l'écaille fémorale du plastron (Fig. 110). L'aiguille doit être introduite à un angle de 45° par rapport à la direction crânienne. Des ponctions bilatérales sont recommandées pour extraire tout l'air.

Lorsque l'origine du pneumo-coelome est une rupture du poumon, la tortue se rétablit généralement assez rapidement. La répétition de la ponction une fois par semaine est généralement suffisante ; dans les cas graves, elle peut être plus fréquente. L'air contenu dans la cavité coelomique commencera à se résorber une fois que la voie d'entrée sera refermée. Dans la

plupart des cas, les lésions pulmonaires se résorbent d'elles-mêmes et la flottabilité de la tortue se normalise au fur et à mesure que son état s'améliore.

Si la tortue ne répond pas au traitement avec le temps, une intervention chirurgicale par endoscopie peut être nécessaire pour placer des sutures ou des agrafes sur le site de la lésion. Pour plus d'informations sur cette technique, il est recommandé de consulter le livre *Sea Turtle Health & Rehabilitation* (Manire *et al.* 2017a), Chapitre 27 : Buoyancy Disorders (Manire *et al.* 2017c).



**FIGURE 110** : Procédure pour l'extraction de l'air depuis la cavité cœlomique. L'aiguille est insérée de 0,5 à 1 cm crânialement à la jonction entre la dernière écaille inframarginale et l'écaille fémorale du plastron. Photographie : Loggerhead Marinelife Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

#### 4. Flottabilité positive d'autres origines, de type pulmonaire

Dans cette section, deux autres causes de flottabilité positive d'origine pulmonaire différentes à celles causant le pneumo-cœlome seront mentionnées :

**a) Pneumonie**

Il s'agit d'une affection courante chez les tortues marines. Si elle est unilatérale, la perturbation de la flottabilité sera asymétrique. La pneumonie peut produire de grandes quantités de mucus et de débris cellulaires dans la trachée et les bronches, ce qui peut entraîner une obstruction partielle ou complète des voies respiratoires. Lorsque l'obstruction bronchique est unilatérale, le poumon le plus fonctionnel peut se dilater pour compenser (s'étendre sur l'axe médian du corps). Si la réponse au traitement est faible, la pneumonie peut s'être consolidée, le poumon et les bronches seront alors affectés par un tissu de granulation inflammatoire et un exsudat.

Le traitement dépend de l'agent étiologique de la pneumonie. Si elle est d'origine bactérienne, elle peut être traitée par des antibiotiques appartenant au groupe des pénicillines, des céphalosporines, des fluoroquinolones ou des aminoglycosides. Si elle est d'origine fongique, elle doit être traitée avec des antifongiques (plus d'informations sur les principes actifs et la posologie au Chapitre VI, section : Traitements).

Parallèlement à une antibiothérapie systémique, il est possible d'effectuer une nébulisation d'acétylcystéine, qui aide à dissoudre le mucus et a un effet antioxydant.

Le virus à l'origine de la fibropapillomatose peut également provoquer des maladies pulmonaires. Ce point sera abordé plus en détail au chapitre VIII, section : Fibropapillomatose.

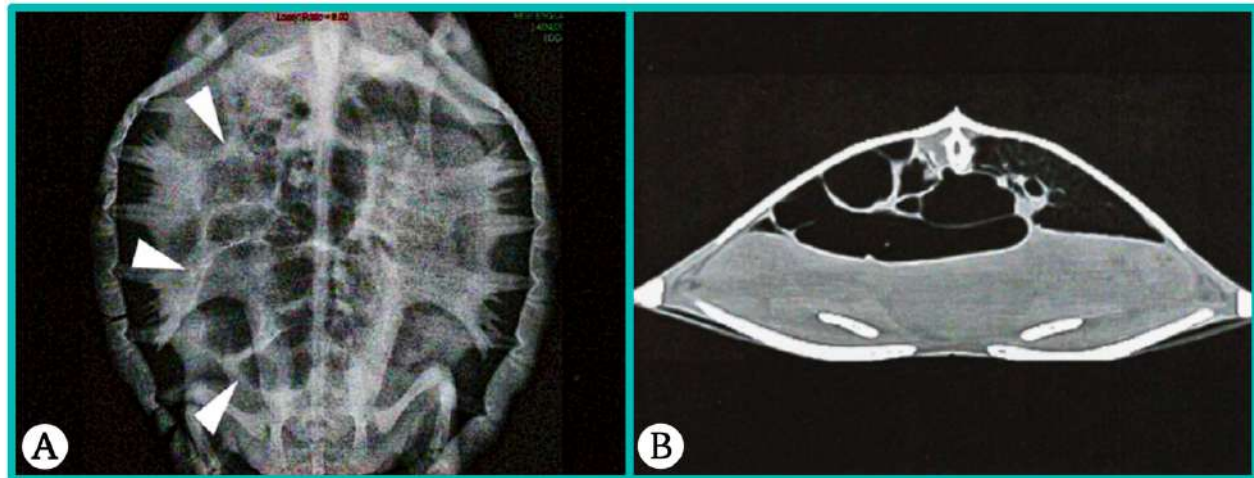
**b) Bulle pulmonaire**

Il s'agit de foyers emphysémateux de plus de 1 cm dans le poumon (Fig. 111). Ils ne sont généralement pas délimités par une membrane, mais dans les cas chroniques, ils peuvent être entourés d'une couche de tissu fibreux.

S'ils sont d'origine traumatique, ils peuvent être remplis de sang ou d'air. Ils peuvent également apparaître dans le cadre d'une pneumonie chronique ou d'autres maladies pulmonaires. Le pronostic est généralement toujours considéré comme mauvais car elles ne

répondent souvent pas au traitement et leur ablation chirurgicale peut s'avérer complexe en fonction de leur localisation.

Si la bulle n'est pas grande et que son extraction est possible, le trouble de la flottabilité peut être rétabli si l'autre poumon n'est pas affecté par la pneumonie.



**FIGURE 111 :** Bulle chez une tortue de Kemp (*Lepidochelys kempii*). (A) Vue dorso-ventrale où on peut observer les bords de la bulle marqués par des flèches blanches et (B) Tomographie axiale où l'oblitération du poumon droit par la bulle d'air de grande taille est visible. Photographies : Sea Turtles Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

## 5. Flottabilité positive d'origine neurologique

Elle est causée par un traumatisme de la zone caudale de la carapace affectant la moelle épinière. Dans ce cas, la tortue acquiert une posture caractéristique (mais non exclusive) qui se caractérise par une inclinaison de l'axe longitudinal, la partie caudale étant plus haute que la tête. Cette posture est maintenue au repos et pendant la nage, ce qui peut être dû à la perte de la capacité de la tortue à réguler sa flottabilité ou à la paralysie des nageoires postérieures. Si, en plus, un iléus intestinal se forme en raison de lésions neurologiques dans la même région, l'accumulation de gaz dans cette zone aggravera la flottabilité positive.

La persistance de cette position dans le temps peut entraîner une expansion caudale des poumons et une fibrose pulmonaire.

Dans ces cas, les chances de libération sont généralement faibles. Il est essentiel de stimuler le comportement de plongée par l'enrichissement de l'environnement et en laissant la nourriture au fond du bassin (Chapitre VI, section : Traitements). Cela peut se faire progressivement en laissant la tortue se nourrir d'abord dans des bassins peu profonds, puis en augmentant le niveau d'eau au fur et à mesure que la tortue devient plus vigoureuse. Une autre option consiste à ajouter du poids à la carapace pour corriger la flottabilité. Il convient de noter que si certains cas s'améliorent avec le temps, d'autres se détériorent.

Il est important de restaurer la motilité intestinale en utilisant la cisapride et le métoclopramide (Appendice 7). Si la tortue est incapable de plonger, elle ne peut pas être relâchée et doit être gardée en captivité ou euthanasiée (Chapitre VI, section : Euthanasie).

## **6. Embolisme gazeux**

Le syndrome d'accident de décompression (AD) a été récemment décrit chez les tortues marines. L'un des symptômes est une flottabilité positive due à une embolie gazeuse dans le système cardiovasculaire et les organes internes.

Le diagnostic est établi par radiographie, tomographie assistée par ordinateur et échographie. Le traitement consiste à placer la tortue dans un caisson hyperbare. Ce syndrome sera expliqué plus en détail dans le chapitre suivant.

## **7. Fausse flottabilité positive**

Bien que ce terme NE SOIT PAS UNE CLASSIFICATION OFFICIELLE, il est important de noter que certains cas peuvent être considérés comme des faux positifs. Par exemple, lorsqu'une tortue vient de perdre un membre à la suite d'un traumatisme ou d'une intervention chirurgicale, la ligne d'eau peut être asymétrique par rapport à l'axe du corps et la tortue éprouvera probablement des difficultés à plonger et à se déplacer dans le bassin, montrant ainsi





des signes compatibles avec des troubles de la flottabilité. Toutefois, dans ces cas, c'est parce que la tortue n'est pas encore en mesure de compenser la perte du membre et que par conséquent, sa position et son axe dans la colonne d'eau seront altérés. Au fur et à mesure que la tortue se rétablira et fera de l'exercice, ses comportements de plongée et de natation commenceront à se normaliser.

## *TRAITEMENTS ADDITIONNELS*

### **1. Traitement par lestage**

Comme mentionné précédemment, une alternative pour traiter les cas sévères de flottabilité positive est d'ajouter un poids à la carapace de la tortue. Le poids peut être attaché à la carapace avec du Velcro, de sorte que la poche où le poids sera placé comporte une partie du Velcro et que l'autre partie soit attachée à la carapace avec de la résine époxy (Fig. 112). Cela permet d'enlever ou de remplacer le poids selon les besoins.

Le poids à utiliser dépend de la gravité de l'affection et de la taille de la tortue. Ainsi, pour les petites tortues, on peut utiliser des feuilles de plomb de 1,5 mm d'épaisseur, dont la taille et la forme dépendent du cas. Pour les spécimens plus grands, des poids de plongée sportive ou récréative peuvent être utilisés. Le poids doit être suffisant pour corriger la position de la tortue dans la colonne d'eau.

Il est de la plus haute importance de garder la tortue sous surveillance constante afin de la maintenir en position horizontale et d'éviter la fatigue, prévenant ainsi les dommages permanents causés par la mobilisation des organes solides et l'expansion du champ pulmonaire.





**FIGURE 112 :** Tortue verte (*Chelonia mydas*) avec un sac attaché à la carapace dans lequel des poids ont été placés pour corriger son problème de flottabilité. Photographie : Georgia Sea Turtle Center, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

## 2. Gestion de l'environnement et de l'alimentation

Il est recommandé de maintenir les tortues dans de grands bassins afin qu'elles aient la possibilité de nager, de plonger et de se reposer sur le fond du bassin.

L'augmentation du mouvement des membres peut aider le mécanisme respiratoire et le comportement de plongée devrait être stimulé le plus tôt possible.

Comme mentionné précédemment, dans les cas chroniques, le comportement de plongée peut être stimulé en laissant la nourriture au fond du bassin, en régulant le niveau de l'eau et en enrichissant l'environnement (Chapitre VI, section : Traitements).

Dans certains cas, l'eau douce a été utilisée comme traitement, en exposant la tortue à l'eau douce pendant plusieurs jours. Cependant, comme expliqué précédemment, lorsqu'une tortue est immergée dans de l'eau douce, il faut surveiller fréquemment les taux de PCV, les protéines totales, le sodium plasmatique et le chlorure. Si la tortue présente des altérations de ces paramètres, elle doit être transférée dans un environnement salin. Si les niveaux sanguins ne sont pas significativement affectés, la tortue peut être maintenue en eau saumâtre (Chapitre VI, section : Thérapeutique).

Le mécanisme par lequel l'eau douce aide à améliorer ce syndrome est inconnu, mais ce pourrait être lié au fait qu'elle est moins dense que l'eau salée. Une autre raison peut être liée à la rétention de liquide et à l'augmentation de la masse consécutive de la tortue lorsqu'elle est exposée à l'eau douce.

Il est recommandé de restreindre les régimes riches en graisse et de stimuler l'exercice dans le bassin, étant donné que ces facteurs sont considérés comme déterminants pour l'évolution du tableau clinique.

## *RELÂCHÉ DE LA TORTUE*

Lorsque la tortue est complètement rétablie, qu'elle nage et plonge sans difficulté et qu'elle est capable de rester au fond du bassin sans problème, elle est considérée comme prête à être relâchée.

S'il s'agit d'une tortue ayant subi des lésions neurologiques, pour être relâchée, elle doit avoir récupéré la fonctionnalité de son système gastro-intestinal et doit être capable de nager et de plonger, bien que son axe médian soit encore légèrement incliné (tête plus basse et partie caudale inclinée vers le haut).

*CHAPITRE VIII*

**PROBLÈMES D'IMPORTANCE  
INTERNATIONALE RARES AU CHILI**



Cette section fournira des informations sur les maladies d'importance mondiale qui, bien que peu fréquentes au Chili, pourraient voir leur prévalence augmenter à l'avenir, compte tenu de la nature migratoire des tortues marines et de l'augmentation du développement anthropogénique.

## FIBROPAPILLOMATOSE

### GÉNÉRALITÉS

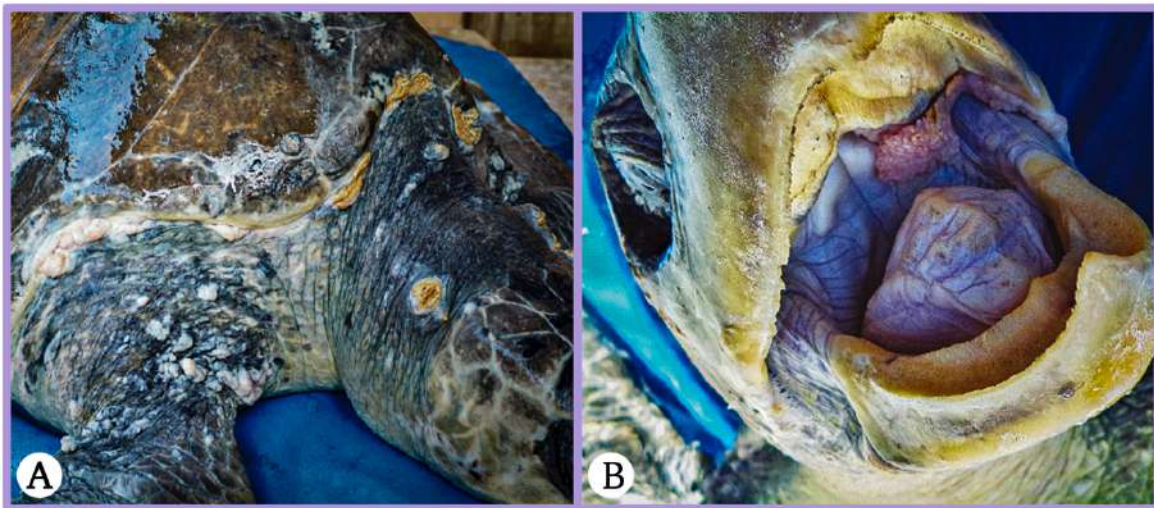
La fibropapillomatose (FP) chez les tortues marines est une maladie néoplasique émergente, potentiellement mortelle, dont l'étiologie n'est pas encore totalement comprise. Au niveau mondial, on sait que la maladie est associée à deux herpèsvirus : le "fibropapilloma-associated turtle herpesvirus" (FPTHV), également connu sous le nom d'herpèsvirus 5 (ChHV5), et le "chelonid fibropapilloma-associated herpesvirus" (CFPHV). Cependant, des niveaux élevés d'ADN de ChHV5 ont été trouvés chez des animaux cliniquement sains (Greenblatt *et al.* 2005, Duffy *et al.* 2018).

Cette pathologie a été décrite pour la première fois dans un centre de réhabilitation en Floride (USA), chez une tortue verte et une tortue caouanne. Actuellement, la fibropapillomatose est considérée comme l'une des maladies infectieuses les plus débilitantes et les plus visibles chez les tortues marines (Stamper *et al.* 2017). Cette maladie peut être observée chez toutes les espèces de tortues marines, mais les tortues vertes semblent être les plus touchées. Il a également été démontré que non seulement son aire de répartition augmente (des régions équatoriales aux régions subéquatoriales), mais sa prévalence aussi.

Comme le virus se réplique dans les kératinocytes de l'épiderme, ceux-ci sont dispersés dans l'eau avec le renouvellement des cellules squameuses de l'épiderme. Par conséquent, trois voies principales de transmission sont considérées : le contact direct, les fomites et l'environnement (Greenblatt *et al.* 2005, Duffy *et al.* 2018).

## SITUATION AU CHILI

Le premier cas au Chili a été décrit en 2019 sur un spécimen de *Lepidochelys olivacea* qui avait été secouru au large de la côte de San Antonio, Valparaíso. La tortue présentait des lésions cutanées compatibles avec celles décrites pour la FP (Fig. 113). Pour confirmer le diagnostic, une analyse histologique et une réaction en chaîne par polymérase (PCR) ont été réalisées. Cette dernière a révélé la présence de séquences du virus ChHV5 appartenant au groupe phylogéographique du Pacifique oriental (Álvarez-Varas *et al.* 2019).



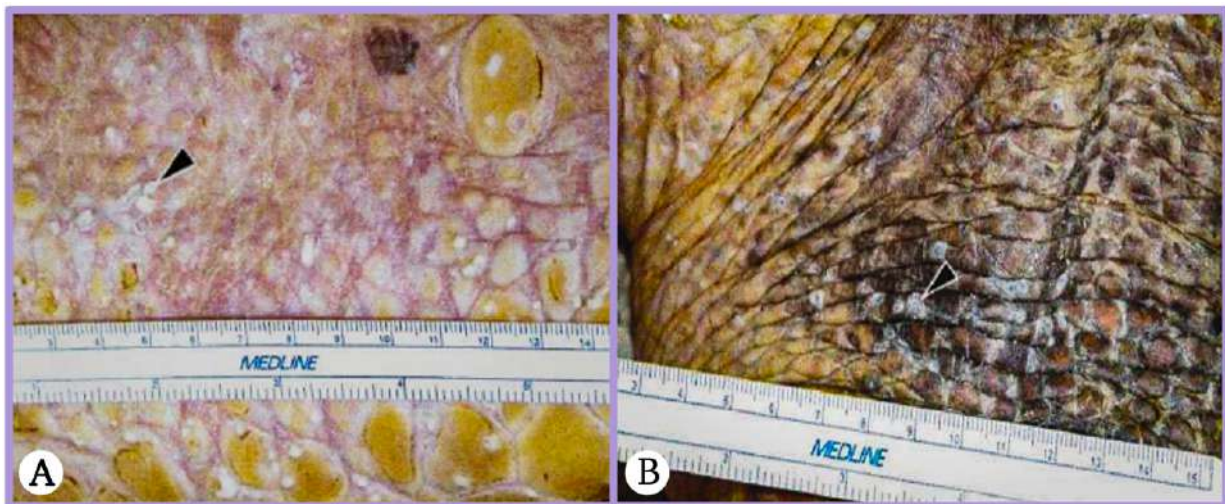
**FIGURE 113 :** Tortue olivâtre (*Lepidochelys olivacea*) atteinte de fibropapillomatose. (A) Lésions cutanées au niveau du cou et des nageoires avant et (B) Lésions à l'intérieur de la cavité orale, phénomène considéré comme rare. Photographies : Álvarez-Varas *et al.* 2019.

Bien qu'un seul cas ait été officiellement reporté au Chili, compte tenu de la prévalence et de la distribution mondiale de cette maladie, on peut affirmer qu'elle représente un stress supplémentaire pour les populations de tortues marines qui sont classées comme étant plus ou moins menacées par l'Union Internationale pour la Conservation de la Nature (UICN) (Greenblatt *et al.* 2005), d'autant plus qu'il s'agit d'espèces hautement migratoires. Pour ces raisons, il a été jugé nécessaire d'ajouter des informations concernant son diagnostic, son traitement et sa mise en quarantaine dans ce manuel.



## SIGNES

L'expression clinique est caractérisée par la présence de fibropapillomes au niveau épithélial. Les premiers cas décrits présentaient de petites lésions cutanées blanches légèrement saillantes sur la tête et les extrémités (Fig. 114). Histologiquement, les lésions étaient caractérisées par des zones délimitées d'hyperplasie, d'hyperkératose et de parakératose sévère, ainsi que par une dégénérescence ballonnante de la surface de l'épiderme et une légère inflammation lymphocytaire périvasculaire. Dans les zones hyperplasiques, les kératinocytes présentaient une anisocytose et une anisocaryose proéminentes, ainsi que des altérations au niveau du noyau (taille, inclusions éosinophiles et inflammation du noyau).



**FIGURE 114 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*), avec des lésions de dermatite proliférative associées à un papillomavirus. (A) Lésion précoce caractérisée par la présence d'hyperplasie épidermique de petite taille (1 à 2 mm de diamètre) arrondie et blanchâtre (flèche noire) et (B) Lésion cutanée de stade avancé présentant des zones saillantes de couleur plus ou moins foncée avec un centre légèrement enfoncé (flèche noire). Photographies : Charles Marine, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

Elle est considérée comme une maladie potentiellement mortelle lorsque, par exemple, des tumeurs cutanées se développent à l'intérieur ou autour des yeux. Cela peut causer une cécité qui entraîne l'incapacité de trouver de la nourriture et donc l'inanition. Alors que de petites lésions sur les nageoires ou la peau ne posent généralement pas de problèmes, si les

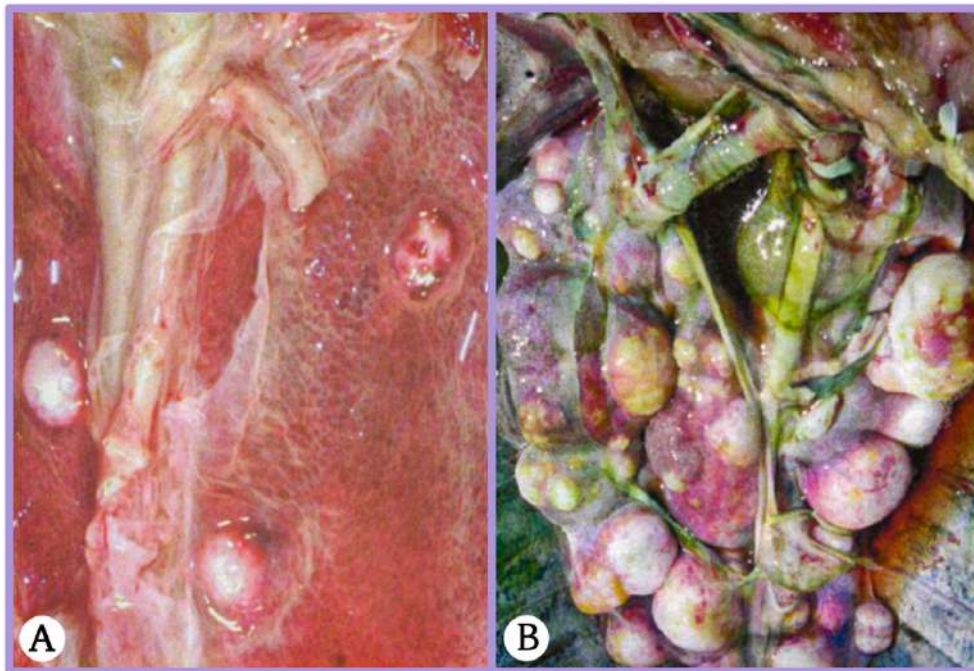
masses sont très nombreuses ou volumineuses (Fig. 115), elles affecteront l'hydrodynamisme et la capacité de nage de la tortue, ce qui peut la mettre en danger lorsqu'elle est confrontée à des situations dangereuses, par exemple lorsqu'elle interagit avec des prédateurs (Fig. 115).



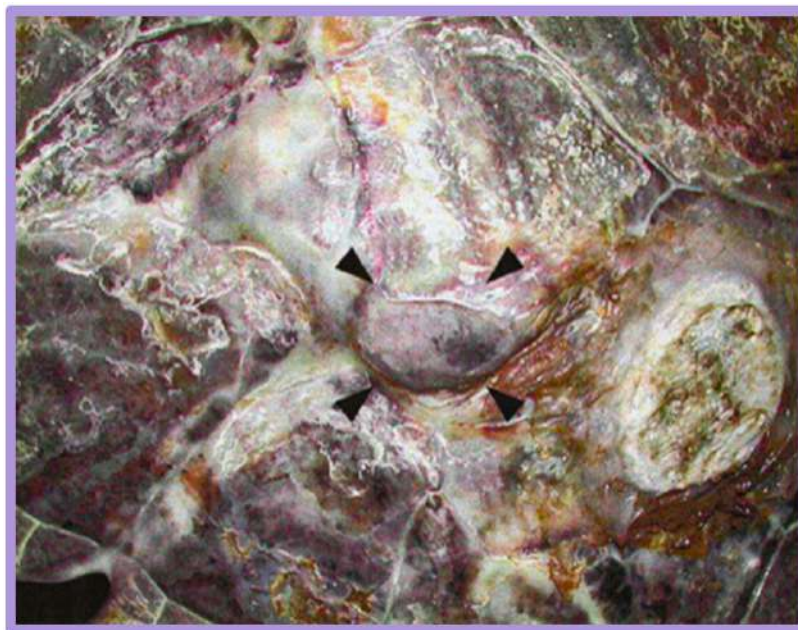
**FIGURE 115 :** Tortue verte (*Chelonia mydas*) atteinte de FP cutanée multifocale sévère. On peut observer la présence de tumeurs au niveau du cou, des épaules, des nageoires pectorales et au niveau des deux yeux. Photographie : Turtle Hospital at Marathon, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

En plus des lésions cutanées caractéristiques, le CFPHV est l'un des deux virus décrits qui peuvent affecter les poumons des tortues marines. Lorsque des tumeurs internes se forment dans les cas de FP, les poumons sont l'un des organes les plus fréquemment touchés, et la formation de tumeurs stromales peut être observée dans l'organe (Fig. 116). Celles-ci peuvent avoir un aspect similaire aux granulomes parasitaires (diagnostic différentiel), cependant, contrairement à ces derniers, les tumeurs causées par la FP sont blanches, solides ou kystiques et peuvent avoir une surface interne papillaire similaire à la forme cutanée (Boylan *et al.* 2017a).

D'autre part, la présence de tumeurs sur la carapace (Fig. 117) est généralement considérée comme indicative de tumeurs internes, qui sont généralement une affection terminale (Greenblatt *et al.* 2005, Duffy *et al.* 2018).



**FIGURE 116 :** Tortue verte (*Chelonia mydas*) présentant des tumeurs pulmonaires. (A) Petites tumeurs, considérées relativement légères et (B) Formation sévère de tumeurs pulmonaires par FP. Photographies : D. Mader and the Turtle Hospital, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).



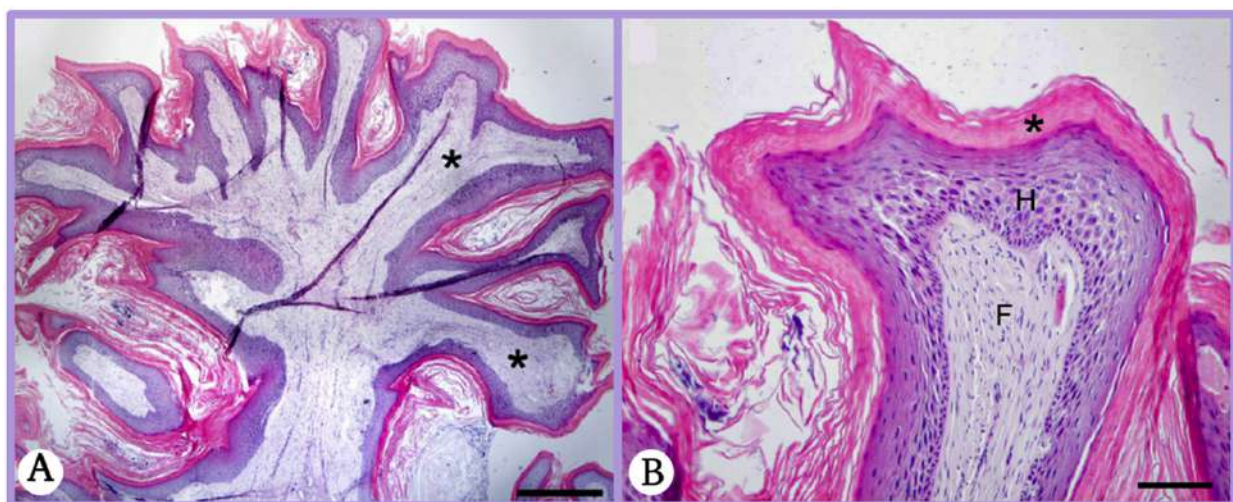
**FIGURE 117 :** Tortue verte (*Chelonia mydas*) présentant des fibropapillomes sur la carapace (flèches noires). Photographie : Marathon Sea Turtle Hospital, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).



## DIAGNOSTIC

Si des tumeurs sont visibles, il est conseillé de prélever des échantillons pour une analyse histopathologique et une PCR afin de confirmer la présence et le type de virus. Par ailleurs, il est conseillé de réaliser une étude radiographique et, si possible, endoscopique pour évaluer la présence de tumeurs internes (Di Bello *et al.* 2017). Cependant, l'endoscopie n'est pas utile pour détecter les lésions dans la partie dorsale des poumons (zone entre la carapace et les poumons) et les lésions intraparenchymateuses.

En ce qui concerne l'histopathologie des tumeurs, la tortue trouvée au Chili présentait des lésions tumorales exophytiques, avec des masses pédonculaires formées par les projections des papilles dermiques soutenues par des noyaux fibrovasculaires, ce qui est concordant avec d'autres cas de FP rapportés jusqu'à présent. L'épiderme présentait un épaississement dû à l'hyperplasie (acanthose) et une hyperkératose orthokératosique marquée. Le noyau fibrovasculaire est composé de fibroblastes entourés d'une perte abondante de tissu conjonctif avec des amas occasionnels de lymphocytes (Fig. 118). Aucun corps d'inclusion n'a été trouvé (peut-être parce que les virions ne sont pas présents à tous les stades du développement de la tumeur) et aucun effet cytopathique n'a été observé sur les kératinocytes (Álvarez-Varas *et al.* 2019).



**FIGURE 118 (Page précédente)** : Fibropapillome cutané chez une tortue olivâtre (*Lepidochelys olivacea*), avec coloration à l'hématoxyline éosine. (A) La masse observée est pédonculaire et présente de nombreuses projections épidermiques en forme de papilles entourées d'un centre de stroma fibrovasculaire (astérisque) (échelle 500 µm) et (B) Détail de l'image A, où l'épiderme est épaissi du fait de l'hyperplasie "H" et de l'hyperkératose orthokératosique (astérisque). Le centre fibrovasculaire est composé de tissu connectif libre (échelle 100 µm). Photographies : Álvarez-Varas *et al.* 2019.

## TRAITEMENT

La régression naturelle des tumeurs a été documentée chez un nombre significatif de tortues marines. Il n'y a pas d'étude formelle qui détermine le meilleur traitement ; à ce jour, l'approche la plus efficace semble être l'ablation chirurgicale des tumeurs, suivie de soins post-opératoires rigoureux (Di Bello *et al.* 2017, Page-Karjian & Herbest 2017).

Différentes techniques d'ablation ont été testées. Cependant, nous ne présenterons que celles qui sont disponibles dans le pays au niveau vétérinaire, à savoir :

### 1. Ablation chirurgicale traditionnelle avec scalpel

Sa réalisation nécessite généralement une anesthésie générale et des saignements abondants pendant l'intervention, c'est pourquoi elle n'est pas recommandée pour les tortues très affaiblies.

### 2. Cryochirurgie

Contrairement à la technique précédente, celle-ci ne nécessite pas d'anesthésie générale et peut être pratiquée sur des animaux faibles. Cette technique a été utilisée avec succès pour l'ablation de petites masses, mais nécessite de nombreuses applications pour les tumeurs plus importantes (d'un diamètre supérieur à 0,5 à 1 cm) (Di Bello *et al.* 2017).

L'ablation des tumeurs doit être priorisée en fonction de la localisation et de l'état médical général de la tortue. Ainsi, la priorité est donnée à l'ablation des tumeurs qui mettent en

danger la survie de la tortue, par exemple au niveau des narines, de la cavité buccale et de l'œil au niveau palpébral ou conjonctival.

Au niveau de l'œil, l'ablation est considérée comme relativement simple dans la mesure où la plupart des tumeurs trouvent leur origine au niveau de la conjonctive (Fig. 119), auquel cas il sera nécessaire d'exciser la tumeur, puis d'inciser la conjonctive (qui se refermera par intention secondaire) et enfin, la tumeur est séparée du tissu sous-jacent. Si la tumeur provient de l'épithélium cornéen, une kératectomie partielle doit être effectuée, mais si la tumeur traverse complètement le tissu cornéen, l'œil doit être énucléé. Plus d'informations sur cette technique sont disponibles dans le livre *Sea Turtle Health & Rehabilitation* (Manire *et al.* 2017a), Chapitre 23 : Surgery (Di Bello *et al.* 2017).



**FIGURE 119 :** Séquence d'ablation d'une tumeur conjonctivale de fibropapillomatose sur une tortue verte (*Chelonia mydas*). (A) Un laser au CO<sub>2</sub> est utilisé pour disséquer le fibropapillome avec la conjonctive depuis la surface de la sclérotique ; (B) Œil de la tortue immédiatement après l'ablation et (C) Tortue déjà rétablie six semaines après l'intervention. Photographies : Marathon Sea Turtle Hospital, Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

Lors de l'excision des tumeurs cutanées de FP, il convient d'essayer d'enlever la plus grande marge possible. Si la tortue présente un grand nombre de tumeurs cutanées, les opérations d'ablation peuvent être divisées par quadrants et les tumeurs retirées par zone, avec quelques semaines de repos entre deux interventions.

Si les tumeurs sont sur la carapace, le pronostic est mauvais car les lésions internes causées par la FP sont considérées comme terminales. Il n'existe actuellement aucun traitement efficace pour ces cas et la tortue souffre généralement d'une défaillance multiviscérale en raison de la présence des tumeurs. Comme mentionné précédemment, la présence de tumeurs internes



peut être confirmée par radiographie. Cependant, ces tortues sont généralement euthanasiées (Di Bello *et al.* 2017, Duffy *et al.* 2018).

Bien que l'ablation chirurgicale soit le principal traitement des tortues atteintes de FP, des études récentes indiquent que près de 60 % des tumeurs (dans 38,5 % des cas) récidivent après l'opération. Cela se produit en moyenne 36 jours après l'opération. Étant donné que ces données sont basées sur de courtes périodes de réhabilitation, il est très probable que ce pourcentage soit sous-estimé (Duffy *et al.* 2018).

## QUARANTAINE

Étant donné que cette maladie peut occasionnellement avoir des effets graves sur la santé des tortues marines, des mesures de biosécurité spécifiques doivent être prises pour empêcher la propagation de la maladie au sein du centre de soins. Parmi ces mesures, on compte une désinfection stricte du matériel, des bassins à circulation d'eau séparée et la formation du personnel concernant la maladie et les mesures de biosécurité.

De plus amples informations sur les mesures de quarantaine et de biosécurité recommandées pour les cas de FP sont décrites au Chapitre IV, section : Considérations en cas de fibropapillomatose.

## HYDROCARBURES

Le terme " hydrocarbures " désigne un mélange de composés organiques, principalement des hydrocarbures insolubles dans l'eau, qui contient également d'autres éléments et composés tels que l'oxygène, l'azote, le soufre, la cholestérine, les porphyrines, le nickel, le vanadium, le cobalt et le molybdène. Ils sont classés en fonction de leur densité API, du nom de l'American Petroleum Institute. Il s'agit d'une mesure de densité qui compare la légèreté ou la lourdeur du pétrole par rapport à l'eau à température ambiante (tout ce qui a un indice supérieur à 10 est considéré comme plus léger que l'eau). Plus le pétrole est dense, plus il est difficile à extraire. Compte tenu de ce qui précède, les types de pétrole sont classés en quatre groupes principaux (Jaimes 2012) :

1. **Pétrole brut léger** : densité API supérieure à 31,1°, très volatile.
2. **Pétrole brut moyen** : densité API comprise entre 22,3 et 31,1°.
3. **Pétrole brut lourd** : densité API comprise entre 10 et 22,3°.
4. **Pétrole extra lourd** : densité API inférieure à 10°, évaporation minimale ou nulle.

En cas de marée noire, les tortues marines seront affectées par contact direct, ingestion et inhalation. Indirectement, elles seront affectées par la consommation d'aliments contaminés. Ce type de contamination peut affecter tous les stades de vie, y compris les œufs. Cette section est principalement basée sur le livre *Sea Turtle Health & Rehabilitation* (Manire *et al.* 2017a), Chapitre 37: *Sea Turtles and Oil* (Field *et al.* 2017).

En général, les tortues marines sont considérées comme très sensibles à la pollution chimique, ce qui se traduit par des taux de mortalité élevés. Dans ces cas, le niveau de toxicité dépend du stade de vie de l'animal (les juvéniles sont plus sensibles à la contamination chimique que les adultes), de la fréquence de l'exposition (aiguë ou chronique) et du niveau d'exposition subi par l'animal. Ce type de contamination affecte les tortues de deux manières :



## 1. Effets directs

Mortalité ; malformations embryonnaires ; déséquilibres de la croissance, de l'osmorégulation et de la reproduction ; inflammation des muqueuses et de la peau ; altération de la biochimie sanguine telle que l'anémie hémolytique et les altérations des globules blancs ; déséquilibre des fonctions hépatiques, rénales et endocriniennes et altérations de la microflore de l'estomac. De plus, l'ingestion peut entraîner des obstructions de l'œsophage et de l'intestin, une diminution de l'efficacité de l'absorption, des problèmes de flottabilité, des ulcères et des nécroses au niveau local.

## 2. Effets indirects

Il s'agit principalement de perturbations environnementales qui affectent les œufs et la détermination du sexe en raison de l'incidence sur des proies, de la qualité du sable et de la température.

En cas de marée noire, l'idéal est de disposer de protocoles préalablement validés et d'un personnel formé pour savoir comment agir dans ce type de situation. Ce manuel **N'EST PAS UN PROTOCOLE D'INTERVENTION EN CAS DE MARÉE NOIRE**, mais présente seulement les informations de base, à titre de référence, qu'un protocole d'action devrait contenir et le traitement de base qui a été apporté aux tortues marines dans d'autres cas de marées noires. Le protocole utilisé lors de la marée noire de Deepwater Horizon dans le Golfe du Mexique en 2010, considérée comme l'une des plus importantes de l'histoire, est proposé comme modèle à suivre. Dans cette perspective, les points fondamentaux d'un protocole d'action sont les suivants : identification des dangers, analyse des ressources les plus vulnérables et de la communauté affectée, et détermination des risques et des méthodes de réponse.

Les informations suivantes doivent être collectées pour toutes les tortues récupérées mortes ou vivantes : nom de la marée noire, espèce, date, lieu de capture, numéro d'identification unique de l'animal, numéro associé à la marée noire (différent du numéro unique). De plus, il faut prendre des photos de la tortue, déterminer la quantité de pétrole

présente sur l'animal, prélever un échantillon du pétrole pour identifier le type de produit chimique et la quantité d'hydrocarbures aromatiques polycycliques afin de classer la marée noire.

Une nécropsie complète des tortues qui sont trouvées mortes ou qui meurent pendant le processus de réhabilitation doit être effectuée.

## *PROCÉDURE DE SAUVETAGE DES TORTUES MARINES*

### **1. Sauvetage et transport**

Les tortues marines affectées par la marée noire doivent être capturées et transportées à un centre de soins de manière rapide et sûre (Chapitre V, section : Transport). Les hydrocarbures étant toxiques pour le personnel, des mesures de biosécurité doivent être prises pendant ces procédures.

### **2. Triage au centre de soins**

Lors de la marée noire de 2010, le centre de soins fut divisé en cinq zones selon le niveau de contamination que présentaient les animaux et le niveau de biosécurité que devait mettre en place le personnel. Les zones sont les suivantes :

- a)** Zone rouge : évaluation, examen initial et nettoyage de l'animal.
- b)** Zone jaune : animaux légèrement contaminés, qui ont été lavés mais qui continuent de régurgiter ou de déféquer du pétrole.



- c) Zone bleue et verte : animaux sans contamination évidente. Le personnel de cette zone n'entre pas en contact direct avec le pétrole, mais il doit tout de même prendre des mesures de biosécurité basiques.
- d) Zone grise : correspond aux fonctions administratives et de traitement des échantillons.

### 3. Examen initial

L'identification de l'animal est la première étape. Elle peut être réalisée grâce à une micropuce (de type PIT tag ou autre) ou par une marque externe temporelle, auquel cas il faudra prêter attention à ne pas léser le tissu cutané. Il faut ensuite prendre les mesures basiques de la carapace (Appendice 3) et peser la tortue ; en d'un examen physique à la recherche de détresse cardiaque ou respiratoire et pour déterminer l'état de conscience de l'animal (Chapitre VI, section : Examen clinique).

### 4. Analyses sanguines

Il est important de noter la technique et le matériel utilisé pour le prélèvement. Il est recommandé d'effectuer des analyses de sang pour la numération des cellules sanguines, le profil biochimique et l'analyse des gaz sanguins. De plus, dans la mesure du possible, une analyse d'urine, un examen coprologique et la recherche de corps étrangers doivent être effectués.

Des analyses sanguines doivent être effectuées périodiquement pour guider le traitement.

## 5. Examens complémentaires

Dans la mesure du possible et si jugé nécessaire, il convient de réaliser des radiographies, des échographies et des endoscopies.

## 6. Lavage

Le protocole utilisé est le même que pour les autres espèces. Cette procédure est plus facile à réaliser sur les tortues marines car elles n'ont ni poils ni plumes.

Avant de procéder à un lavage plus intensif, il est recommandé de stabiliser la tortue, car les animaux secourus arrivent souvent épuisés et déshydratés. De plus, ils peuvent présenter d'autres conditions qui déterminent leur survie, telles que l'hyperthermie ou l'hypoglycémie. En règle générale, une fois la tortue stabilisée, le lavage standard comprend les étapes suivantes :

- a) Appliquer des huiles végétales ou de la mayonnaise par voie topique pour décoller le pétrole, en particulier au niveau des plis cutanés.
- b) Laver la tortue avec des détergents liquides dilués et avec de l'eau douce (faible teneur en minéraux) à la même température que celle de la tortue pour éviter des changements brusques de température corporelle. Des serviettes et des brosses souples peuvent être utilisées (Fig. 120).
- c) Pour laver les yeux, si le pétrole se trouve au niveau du tissu cornéen ou à la surface de l'œil, il doit être retiré en immergeant la tortue à plusieurs reprises dans de l'eau salée propre.
- d) Pour le lavage des narines, étant donné que ce sont des orifices très étroits chez les tortues marines, l'usage de coton-tige n'est pas recommandé pour les nettoyer, car cela pourrait



enfoncer la matière. Il est recommandé d'immerger la tortue dans de l'eau salée pour lui permettre d'évacuer elle-même la substance lors de l'exhalation de l'air.

**e)** Le nettoyage de la cavité buccale est réalisé à l'aide d'un ouvre-bouche rembourré, en utilisant un chiffon avec de l'huile végétale ou de la mayonnaise (Phelan & Eckert 2006). Toute la zone oropharyngée peut être nettoyée manuellement. Lors du nettoyage de cette zone, il faut prêter attention à ce que la substance ne passe pas de la glotte vers le poumon.



**FIGURE 120 :** Nettoyage d'une tortue marine affectée par du pétrole, à l'aide d'eau, de détergent et d'une brosse souple. Photographie : Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

## 7. Soins vétérinaires supplémentaires

**a)** Examen physique minutieux : il est d'une grande importance étant donné que tous les organes peuvent être touchés. Les symptômes les plus courants sont la léthargie, la dépression, la bradypnée, l'augmentation de l'effort respiratoire, la bradycardie ( $<20$  bpm), la déshydratation et l'hyperthermie ( $>30^{\circ}\text{C}$ ), cette dernière devant être traitée le plus rapidement possible car elle provoque la déshydratation, compromet le métabolisme et accentue la léthargie, entre autres.

Le tégument n'est généralement pas affecté par les hydrocarbures, bien que les dommages soient rares, des cas de brûlures chimiques causées par l'huile hautement volatile peuvent être observés.

**b)** Évaluation pulmonaire : il est recommandé de procéder à un examen radiographique des poumons (Chapitre VI, section : Prise d'échantillons et examens), car ils peuvent être affectés par l'hydrocarbure et l'éventuelle immunosuppression généralisée dont souffre la tortue. Pour cette raison, il existe des endroits où tous les animaux sont traités pendant 2 à 3 semaines avec de la ceftazidime 20 mg/kg, par voie IM toutes les 72 heures. Ailleurs, seuls les animaux souffrant de pneumonie, de blessures ou d'un nombre élevé de globules blancs sont traités.

**c)** Système digestif : si l'hydrocarbure est ingéré, il peut provoquer des nécroses et/ou des entérites. De plus, des cas de nécrose du foie ont été décrits.

Les traitements au charbon actif chez les tortues marines n'absorbent pas efficacement les produits pétroliers. Cependant, ils peuvent aider à prévenir l'absorption d'autres additifs et polluants. La dose à administrer est de 2 à 8 mg/kg par voie orale une fois par jour pendant une semaine (Bluvias & Eckert 2010). Lors de la marée noire de Deepwater Horizon, ce médicament a été administré par sonde orogastrique à une dose de 5 ml/kg. Cependant, la plupart des tortues traitées l'ont régurgité et, pour éviter l'aspiration, le traitement a été remplacé par un mélange de 2 parts de mayonnaise, 1 part d'huile de foie de morue et 1 part d'huile de hareng à une dose de 5 ml/kg. Ce mélange s'est avéré bien toléré par les animaux affectés. Dans un

premier temps, il a été administré après l'examen clinique et le prélèvement d'échantillons, puis la dose a été répétée après 48 heures. Avec ce traitement, de nombreuses tortues ont régurgité et déféqué l'huile contenue dans le tractus gastro-intestinal. Il est recommandé d'utiliser de l'huile minérale à la place de l'huile de poisson car, étant dérivée d'un aliment du régime de la tortue, il se peut qu'elle augmente l'absorption de l'hydrocarbure dans l'intestin. Cependant, on ne sait pas si l'absorption de l'huile présente dans le système gastro-intestinal sera augmentée par l'administration d'aliments ou par le sondage avec de la mayonnaise et de l'huile de poisson.

**d)** Fluidothérapie : elle peut être administrée par voie SC ou ICo (Chapitre VI, section : Traitements) en bolus de 10 à 20 ml/kg selon l'état d'hydratation de la tortue. Il est recommandé de mesurer le niveau de glucose de la tortue pour choisir le type de fluidothérapie à administrer. Les plus recommandés sont le chlorure de sodium à 0,9% et le Ringer lactate.

**e)** Autres troubles métaboliques : la plupart des troubles métaboliques disparaissent après une semaine de traitement. Parmi ces troubles, on retrouve les suivants :

- I.** Hypokaliémie (<3,5 mmol/L) : supplémentation de potassium uniquement pour les tortues qui présentent cette altération.
- II.** Acidose métabolique (pH <7) : administration de bicarbonate de sodium (8,4% 1 mEq/ml) par voie IV dissous dans un fluide à raison de 0,5 ml/Kg.
- III.** Hypocalcémie (<0,8 mmol/L) : calcium par voie IM à une dose de 50 mg/kg par jour jusqu'à une semaine. S'il est nécessaire de continuer l'administration, elle peut être poursuivie sous forme de supplémentation dans l'alimentation par voie orale
- IV.** Vitamines : toutes les tortues en réhabilitation reçoivent de la vitamine B5 par voie IM ou SC à une dose de 5 mg/Kg une fois par semaine. Dès lors qu'elles tolèrent l'alimentation, un mélange multivitaminé peut être administré par voie orale.

## 8. Soins généraux des tortues affectées

Tous les animaux doivent être maintenus dans des bassins avec de l'eau salée. Pendant les 10 premiers jours, la régurgitation et la défécation d'huile sont fréquentes. Il est donc recommandé de les garder dans des bacs plus petits qui ne sont pas reliés à des filtres afin de changer l'eau plus facilement et d'éviter d'endommager les filtres. Lorsque la tortue cesse d'excréter de l'huile, elle peut être placée dans un bassin équipé d'un filtre.

Si la tortue est très affaiblie, elle doit être maintenue dans un bassin avec peu d'eau et ne doit pas rester sèche pendant une longue période, si ce n'est pas possible, il faut mettre en place des soins particuliers.

Si plusieurs tortues doivent être maintenues dans le même bassin, elles doivent être surveillées en permanence, car les agressions peuvent causer des lésions.

## SYNDROME DE DÉCOMPRESSION (SDC)

C'est un syndrome récemment décrit chez les tortues marines. Il s'agit d'un état clinique caractérisé par la présence de bulles riches en azote dans le système cardiovasculaire et d'autres tissus, conséquence d'une décompression rapide accompagnée d'un échec de la compensation métabolique. Il s'agit généralement d'une conséquence de l'interaction avec les engins de pêche (García-Párraga *et al.* 2014). Il est donc important d'en tenir compte, car cela apporte des informations sur les interactions des tortues marines avec la pêche locale. Cette section est principalement basée sur le livre *Sea Turtle Health & Rehabilitation* (Manire *et al.* 2017a), Chapitre 35 : Fisheries and sea turtles (Parga *et al.* 2017).

L'embolie gazeuse (EG) provoque des signes cliniques et des lésions tissulaires, car les bulles présentes dans l'organisme obstruent les vaisseaux sanguins, provoquent une compression ou induisent des altérations biochimiques.

À noter que toutes les embolies gazeuses ne sont pas considérées comme des SDC. L'embolie gazeuse ne présente pas toujours de symptômes cliniques.

Ce syndrome a été étudié chez des tortues marines capturées par des filets de pêche et de chalutage à des profondeurs de plus de 10 mètres. Cependant, on pense que cette affection n'est pas exclusivement limitée au facteur "profondeur", puisque le temps passé sous l'eau et la réaction de "fuite" ont également un effet sur l'expression de ce syndrome. Par conséquent, si l'on soupçonne une tortue d'avoir eu une interaction avec un engin de pêche, il est recommandé de garder ce syndrome à l'esprit lors de l'observation des signes compatibles.

## *SYMPTOMATOLOGIE*

Au moment de leur capture par les pêcheurs, les tortues marines présentent généralement trois types de comportement : en apparence normal, hyperactif avec des signes neurologiques et comateux. La gravité de l'EG peut ne pas être évidente au début et, comme chez les humains, les signes peuvent apparaître plusieurs heures plus tard et les tortues passent généralement d'un état actif à la stupeur.

Il faut rechercher d'autres signes d'interaction avec les engins de pêche, tels que la noyade, l'hypoxie, l'acidose, le déséquilibre électrolytique et la myopathie, ainsi que des traumatismes et la présence de lignes de pêche.

Si l'EG est grave, des signes neurologiques seront observés tels que l'extension prolongée du cou, l'ouverture du bec, la rétraction des nageoires, la parésie des nageoires, la dyspnée, la perte de la nociception régionale et de la sensibilité superficielle, ainsi que la paralysie complète. Une fois la tortue placée dans le bassin, on peut observer une flottabilité positive et une nage erratique.

## *DIAGNOSTIC*

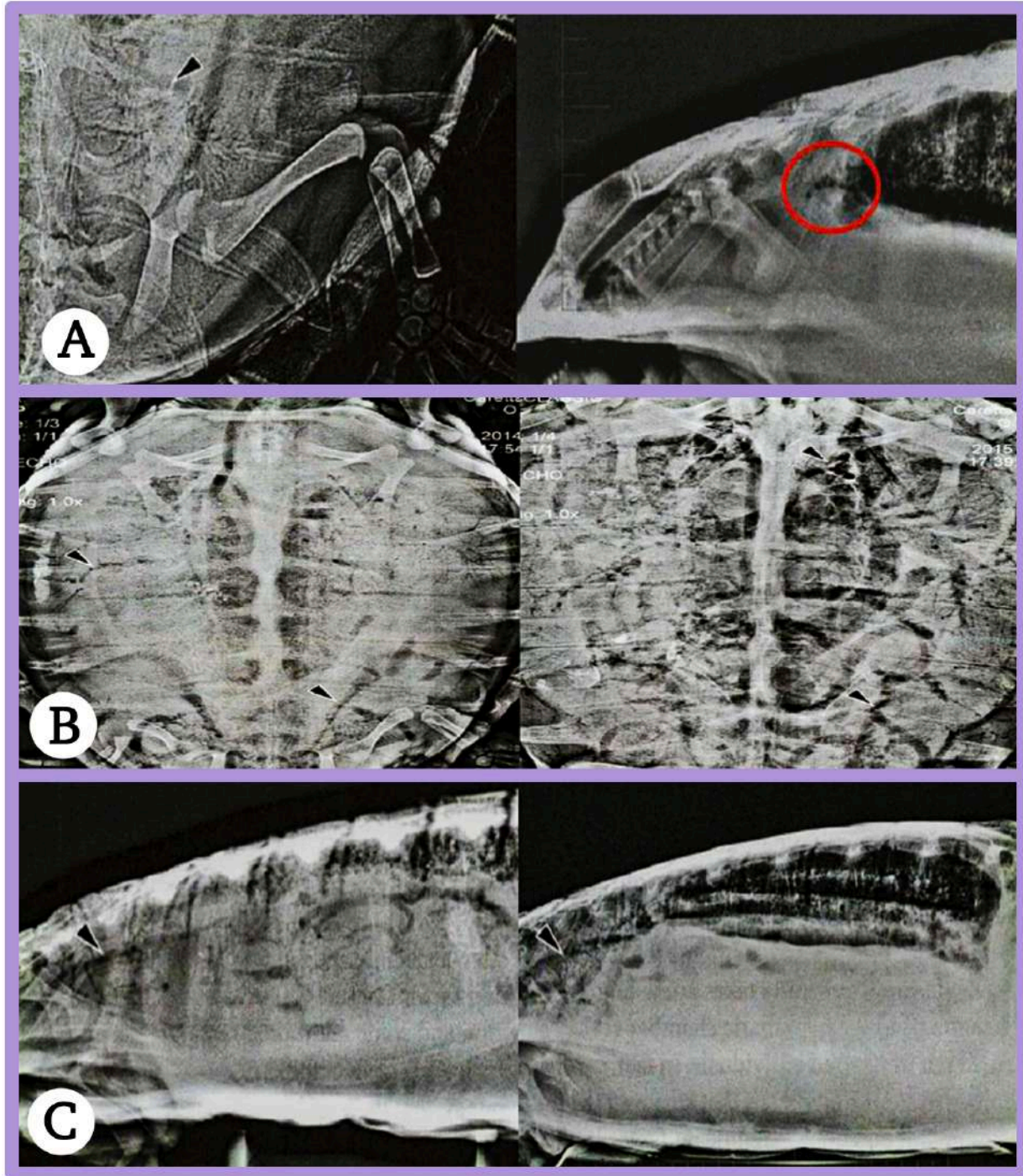
L'anamnèse est fondamentale. Il faut déterminer le type de pêche avec lequel la tortue a été capturée, la durée pendant laquelle l'engin est resté dans l'eau, le comportement initial de la tortue et son évolution dans le temps.

Le meilleur outil de diagnostic est la tomographie assistée par ordinateur, mais il est compréhensible que de nombreux centres n'aient pas accès à cet outil. Une option peu coûteuse et accessible est la radiographie (rayons X) combinée à l'échographie. Si les ressources sont limitées, la priorité doit être donnée aux prises de vue radiographiques dorso-ventrales (DV) et latéro-latérales (LL) (Fig. 121) qui permettent de classer le syndrome de décompression en léger, modéré ou sévère en utilisant les critères décrits dans le tableau 24.





Pour les cas sévères, une technique facile et économique de diagnostic est la prise de sang au niveau cervical, au cours de laquelle des bulles d'air pourront être observées.



**FIGURE 121 (Page précédente)** : Vues radiographiques DV et LL d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*), les différents grades d'embolismes gazeux peuvent être observés. (A) Embolisme gazeux léger dans des vaisseaux rénaux (flèche noire et cercle rouge) : (B) Embolisme gazeux modéré impliquant des vaisseaux rénaux et hépatiques (flèche noire) et (C) Embolisme gazeux sévère avec une distension gazeuse des vaisseaux de multiples organes (flèches noires). Photographies : Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

**TABLEAU 24** : Critères pour catégoriser l'embolisme gazeux chez des animaux vivants ou morts récemment. Ce classement se base sur la quantité et la distribution du gaz sur l'image obtenue\*.

Sévérité de l'EG	Critère
Léger (Fig. 121A)	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Ultrasons : petite quantité de gaz dans la région rénale</li> <li>• Rx vue DV : dans certains cas, une petite quantité de gaz peut être détectée au niveau intra-rénal</li> </ul>
Modéré (Fig. 121B)	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Ultrasons : Volume de gaz important dans les reins, le parenchyme vasculaire, les cavités cardiaques (en particulier les oreillettes droites et gauches) et le foie</li> <li>• Rx vue DV et LL : observations similaires aux ultrasons, de plus avec la vue DV, les vaisseaux du foie et la périphérie du cœlome peuvent apparaître remplis de gaz. La zone rénale en vue LL est la zone de prédilection pour détecter ce syndrome</li> </ul>
Sévère (Fig. 121C)	<ul style="list-style-type: none"> <li>•Ultrasons : n'est pas d'une grande utilité étant donné que la grande quantité de gaz interfère avec l'image obtenue</li> <li>•Rx vue DV : gaz abondant facilement visible. Évident au niveau rénal, hépatique, des vaisseaux sanguins principaux et des cavités cardiaques (oreillette droite et gauche). Le gaz dilate au foie et aux vaisseaux principaux ce qui provoque une réduction du champ pulmonaire (poumons sévèrement collapsés)</li> </ul>

Abréviations : RX DV : vue radiographique dorso-ventrale RX LL : vue radiographique latéro-latérale.

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par García-Párraga *et al.* 2014 et Manire *et al.* 2017a.

Les bulles de gaz dans l'organisme provoquent des dommages tels que des lésions tissulaires, des obstructions vasculaires et des hémorragies. Cela entraîne des altérations de la biochimie sanguine, et notamment une augmentation de l'acide urique, un déséquilibre électrolytique (hyponatrémie et hyperkaliémie), une forte augmentation de l'enzyme hépatique créatine kinase (CK) et une augmentation modérée de l'enzyme lactate déshydrogénase (LDH).

## TRAITEMENT

Il existe divers traitements, qui dépendront de la gravité du tableau clinique que présente la tortue et des ressources disponibles pour la traiter.

### 1. Traitement de soutien

Le traitement de soutien, qui peut inclure une fluidothérapie avec une solution saline (10 à 15 ml/kg) par voie IV ou SC, est utile lorsque les tortues arrivent au centre vétérinaire avec des symptômes neurologiques tels que la stupeur, des membres atoniques ou seulement une nageoire rétractée et une diminution de la sensation cutanée évaluée par un pincement de la peau, entre autres (García-Párraga *et al.* 2014).

Selon la gravité des symptômes, il peut être nécessaire d'administrer des cardiotoniques (atropine 0,1 mg/kg IM) et des stimulants respiratoires (chlorhydrate de doxapram 5 à 10 mg/kg IM). De plus, une oxygénothérapie par tube à trachéotomie, masque à oxygène ou unités commerciales de soins intensifs peut être mise en place.

### 2. Traitement analgésique

Selon la gravité des signes, la tortue peut souffrir de douleurs intenses. Il est donc nécessaire d'administrer un traitement analgésique, qui peut comprendre : du méloxicam (0,2 mg/kg en IM), du tramadol (5 à 10 mg/kg en IM) et des corticoïdes tels que la dexaméthasone (0,5 à 1,2 mg/kg en IM) (García-Párraga *et al.* 2014).

### 3. Caisson hyperbare

La taille du caisson hyperbare dépend de la taille de la tortue, des ressources et de l'espace disponibles. Il faut utiliser de l'O<sub>2</sub> pur provenant d'une bouteille pressurisée. La durée totale de maintien de la tortue dans le caisson dépend de la gravité de son état, les rapports



indiquant des durées variant généralement de 12 à 14 heures (García-Párraga *et al.* 2014, Portugues *et al.* 2018). En prenant pour exemple les procédures mises en œuvre par le Centre de Récupération et de Conservation de Faune Marine ARCA (Valence, Espagne), deux procédures seront décrites dans ce manuel :

**a)** Soumettre les tortues à une compression initiale de 2,6 ATA et, au cours des 12 heures suivantes, diminuer progressivement la décompression jusqu'à 1,6 à 1,8 ATA. Enfin, au cours des deux heures suivantes, la pression est maintenue à 1 ATA. Une fois ce traitement terminé, un examen clinique complet et des clichés radiographiques ont été réalisés. Ensuite, les tortues ont été laissées en observation dans un réservoir jusqu'à être libérées (Portugues *et al.* 2018).

**b)** Avant d'entrer dans le caisson, les tortues ont été stimulées par une dose de chlorhydrate de doxapram (dose décrite précédemment). Une fois dans le caisson, les tortues ont été soumises à une compression initiale de 1,8 atm pendant 1 heure, puis, pendant les 30 minutes suivantes, la pression est progressivement abaissée à 1 atm et les tortues sont laissées dans ces conditions pendant 3 heures. Enfin, pendant les 30 minutes suivantes, la pression est progressivement abaissée à 0 atm. Une fois le processus terminé, un examen radiographique et une échographie sont réalisés pour évaluer l'état de l'embolisme gazeux de la tortue (García-Párraga *et al.* 2014).

## *PRONOSTIC*

La survie dépendra de la gravité des signes cliniques, du délai de prise en charge au centre de soins, de la quantité et de la répartition des bulles dans l'organisme, du temps passé dans le caisson hyperbare et de la présence ou non d'eau dans les poumons à la suite d'une aspiration. Cela sera également conditionné par le fait que la tortue souffre ou non d'autres conditions associées à l'interaction avec les engins de pêche, telles que le traumatisme ou l'ingestion de lignes de pêche, entre autres.

Les cas légers survivent généralement même sans traitement en caisson hyperbare. En effet, si la quantité de gaz dans l'organisme est faible, ce gaz peut être réabsorbé au niveau rénal en l'espace de 24 à 48 heures.

Le traitement en caisson hyperbare est indispensable dans les cas modérés et graves. Si la tortue ne reçoit pas de traitement, elle ne survivra probablement pas. Dans les cas très graves, elle peut mourir pendant le transport ou dans les 6 à 12 heures.

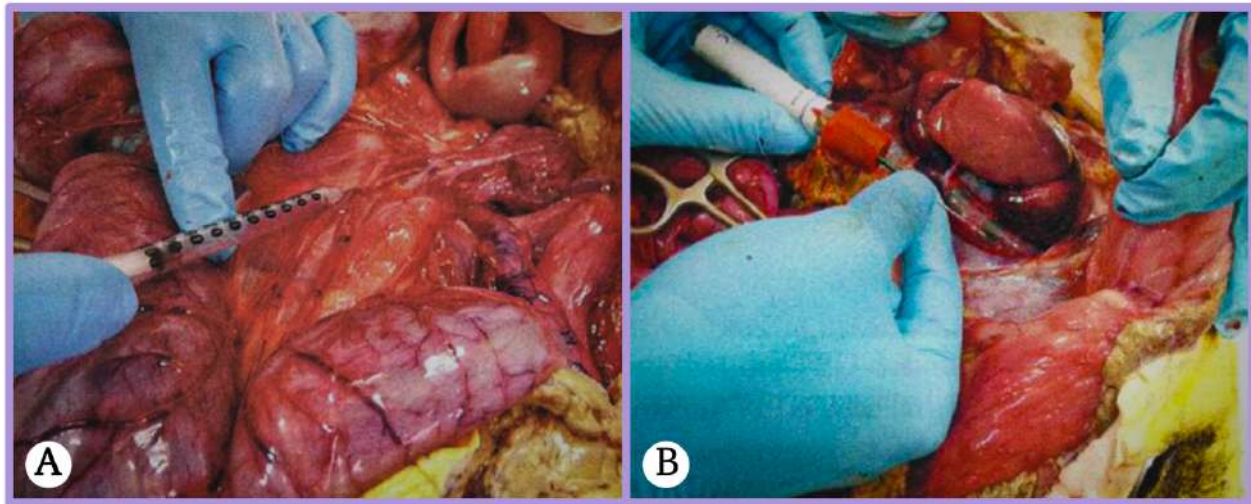
## *DIAGNOSTIC POST MORTEM*

Il faut être extrêmement prudent lors de la nécropsie de tortues mortes présentant des signes d'interaction avec du matériel de pêche, afin de ne pas endommager les éléments de preuve qui pourraient être liés à ce syndrome. La nécropsie doit être effectuée le plus rapidement possible afin d'éviter la décomposition bactérienne des tissus.

Avant de commencer la nécropsie, il convient de prendre une vue radiographique DV et LL de la tortue afin d'éviter les erreurs d'interprétation car, pendant la nécropsie, les vaisseaux sanguins peuvent présenter des bulles dont l'origine n'est pas le SDC, mais qui sont créées par des négligences ou des erreurs pendant le processus de nécropsie ou par la putréfaction bactérienne. Pour différencier l'origine du gaz, il est recommandé de prélever un échantillon (Fig. 122) et d'analyser son contenu, étant donné que dans le cas du SDC, le principal composant des bulles est l'azote et que dans le cas de la putréfaction bactérienne, le composant principal est l'hydrogène.

Le SDC léger est très difficile à identifier. Cependant, les cas sévères et modérés sont évidents (Fig. 123). Le gaz se trouve principalement dans l'oreillette droite, les sinus veineux, les vaisseaux mésentériques et les veines rénales.





**FIGURE 122** : Prise d'échantillon de gaz intravasculaire à l'aide de différents outils, où sont utilisés : (A) Une seringue et (B) Un tube Vacutainer rouge pour pouvoir effectuer des analyses postérieures. Photographies : Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).



**FIGURE 123** : Gaz intravasculaire chez une tortue caouanne (*Caretta caretta*) diagnostiquée de SDC après une interaction avec des pêcheurs. Les bulles de gaz sont visibles dans (A) l'oreillette droite ; (B) Les vaisseaux mésentériques et (C) La veine abdominale médiane. Photographies : Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

Dans les cas graves, le gaz distend la plupart des vaisseaux sanguins, mais il est plus facile à visualiser au niveau des veines abdominales médianes, mésentériques, gastriques, pancréatiques, hépatiques et rénales, ainsi qu'au niveau de la veine cave postérieure et d'autres vaisseaux importants. Dans ces cas, on peut observer une distension gazeuse dans l'oreillette droite et le sinus veineux (se répercutant au niveau des veines coronaires), dans la rate et dans les reins il peut y avoir des zones rouges multifocales (congestives ou hémorragiques) ainsi qu'au niveau intestinal, la muqueuse présente des segments congestifs (Fig. 124). De plus,



certaines tortues présentent un affaissement des poumons avec un emphysème dans la partie crâniale des poumons.



**FIGURE 124 :** Tortue caouanne (*Caretta caretta*) diagnostiquée d'un SDC : muqueuse intestinale présentant des segments congestifs. Photographie : Sea Turtle Health & Rehabilitation (Manire *et al.* 2017a).

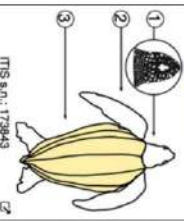
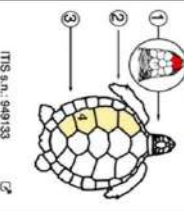
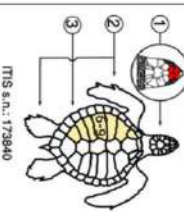
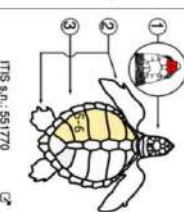
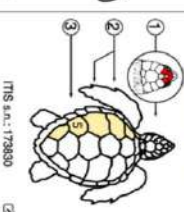
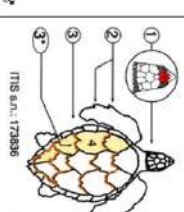
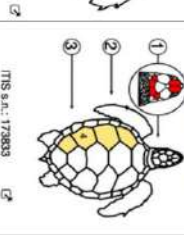
## **ANNEXES**



ANNEXE 1 : Clés morphologiques pour l'identification des espèces.

Annexe 1.1 : Résumé des caractéristiques morphologiques pour l'identification des espèces de tortues marines. Illustration : Vicente Niclos, Testudines.org.

Clés d'identification des tortues marines (Rev. 2021, Trad 2023)

<b><i>Dermochelys coriacea</i></b> (Vandell, 1761)	<b><i>Natator depressus</i></b> (Gaiman, 1880)	<b><i>Lepidochelys olivacea</i></b> (Eschscholtz, 1829)	<b><i>Lepidochelys kempii</i></b> (Gaiman, 1880 1761)	<b><i>Caretta caretta</i></b> (Linnaeus, 1758)	<b><i>Eretmochelys imbricata</i></b> (Linnaeus, 1766)	<b><i>Chelonia as</i></b> (Linnaeus, 1758)
						
ITS s.n.: 172843	ITS s.n.: 949133	ITS s.n.: 172840	ITS s.n.: 551770	ITS s.n.: 172830	ITS s.n.: 172836	ITS s.n.: 172833
Tortue luth. Leatherback sea turtle.	Tortue à dos plat. Flatback sea turtle.	Tortue olivâtre. Olive ridley sea turtle.	Tortue de Kemp. Kemp's ridley sea turtle.	Tortue caouanne. Loggerhead sea turtle.	Tortue imbriquée. Hawksbill sea turtle.	Tortue verte. Green sea turtle.
Ne possède pas d'écaille. L'intérieur de la gorge et de la cavité buccale est recouvert de papilles kératinisées pointues (spicules).	Une paire d'écailles préfrontales. 3 paires d'écailles postorbitales.	Deux paires d'écailles préfrontales.	Deux paires d'écailles préfrontales de forme triangulaire.	Grande tête triangulaire. Au moins 2 paires d'écailles préfrontales. 3 écailles postorbitales. Forme de cœur.	2 paires d'écailles préfrontales. 3 paires d'écailles postorbitales. Rhombotrique allongée et étroite avec bords lisses et très aigüés.	1 paire d'écailles préfrontales. 4 paires d'écailles postorbitales. 4 paires d'écailles postorbitales.
Neigeuses dépourvues de griffe.	Une griffe par nageoire. Nageoires avec écailles uniquement sur les bords.	Deux griffes par nageoire antérieure et postérieure.	Deux griffes par nageoire antérieure et postérieure.	Deux griffes par nageoire antérieure et postérieure.	Deux griffes par nageoire antérieure et postérieure.	Une griffe par nageoire antérieure et postérieure.
Gris, noir, bleu foncé avec des tâches blanches ou claires de distribution aléatoire.	Dossière verdâtre à marron olive ou foncé, avec des marges noires. Plastron : Crème jaunâtre.	Dossière verte ou gris-olivâtre. Plastron crème pâle.	Dossière verte ou gris-olivâtre. Plastron jaune.	Dossière brune rougeâtre. Plastron jaunâtre, café-chêne les tordillons.	Dossière café-obscur, orangée, brune jaunâtre ou noire.	Dossière vert-olive ou brune, noire chez les tordillons. Plastron blanc ou crème clair.
Corps recouvert de cuir sans écaille. La dossière présente sept crêtes (ou quilles) longitudinales.	5 vertébrales. 4 paires de costales Plastron : 4 inframarginales sans pore. Marginales recourbées mais non superposées. Corps très arrondi et latéralement très aplati.	5 vertébrales. 6 à 9 paires costales. Plastron : 3 à 4 paires inframarginales avec petit pore proche du bord postérieur. Corps plus épais que <i>L. kempi</i> .	5 vertébrales. 5 à 6 paires costales. Plastron : 4 inframarginales avec petit pore proche du bord postérieur. Première écaille costale en contact avec l'écaille nuchale.	5 vertébrales. 5 paires costales. Plastron : 3 paires inframarginales sans pore.	5 vertébrales. 4 paires costales. Marginales postérieures formant un bord dentelé. Écailles de la dossière chevauchantes. Plastron : 4 paires d'inframarginales sans pore.	5 vertébrales. 4 paires costales. Plastron : 4 paires inframarginales sans pore.
120 à 210 cm (Max 305cm). 500 à 900 kg (Max 1000kg).	80 à 130 cm. 100 à 150kg.	50 à 75 cm. 50 kg.	70 cm. 45 kg.	55 à 95 cm (Max 120cm). 55 kg (Max 180kg).	55 à 95 cm. 80 kg.	80 à 120 cm. 130 à 250 kg.
Océans subarctiques, tropicaux. Habitat préférentiel : Immersion à 200m (max 1.500m), 30min.	Est, nord et ouest de l'Australie, Golfe de Papouasie Nouvelle Guinée. Baies et récifs coralliens.	Eaux tropicales des océans Pacifique, indien et Atlantique sud.	Golfe du Mexique. Immersion : 170m 17min.	Tous les océans. Eaux côtières et océans ouverts.	Tous les océans, eaux tropicales.	Méditerranée, océans Pacifique indien et Atlantique, Golfe du Mexique.
Méduses et algues.	Invertébrés, poissons et algues.	Crabes, mollusques, crevettes et méduses.	Crustacés, poissons, invertébrés et algues.	Crabes, mollusques, méduses et algues.	Éponges, mollusques et tuniciers.	Méduses, fruits de mer et prairies marines.

1. Tortoise Taxonomy Working Group (Pritchard, A. & L. Barry, 1997), 2. L. Barry, 1997, 3. L. Barry, 1997, 4. L. Barry, 1997, 5. L. Barry, 1997, 6. L. Barry, 1997, 7. L. Barry, 1997, 8. L. Barry, 1997, 9. L. Barry, 1997, 10. L. Barry, 1997, 11. L. Barry, 1997, 12. L. Barry, 1997, 13. L. Barry, 1997, 14. L. Barry, 1997, 15. L. Barry, 1997, 16. L. Barry, 1997, 17. L. Barry, 1997, 18. L. Barry, 1997, 19. L. Barry, 1997, 20. L. Barry, 1997, 21. L. Barry, 1997, 22. L. Barry, 1997, 23. L. Barry, 1997, 24. L. Barry, 1997, 25. L. Barry, 1997, 26. L. Barry, 1997, 27. L. Barry, 1997, 28. L. Barry, 1997, 29. L. Barry, 1997, 30. L. Barry, 1997, 31. L. Barry, 1997, 32. L. Barry, 1997, 33. L. Barry, 1997, 34. L. Barry, 1997, 35. L. Barry, 1997, 36. L. Barry, 1997, 37. L. Barry, 1997, 38. L. Barry, 1997, 39. L. Barry, 1997, 40. L. Barry, 1997, 41. L. Barry, 1997, 42. L. Barry, 1997, 43. L. Barry, 1997, 44. L. Barry, 1997, 45. L. Barry, 1997, 46. L. Barry, 1997, 47. L. Barry, 1997, 48. L. Barry, 1997, 49. L. Barry, 1997, 50. L. Barry, 1997, 51. L. Barry, 1997, 52. L. Barry, 1997, 53. L. Barry, 1997, 54. L. Barry, 1997, 55. L. Barry, 1997, 56. L. Barry, 1997, 57. L. Barry, 1997, 58. L. Barry, 1997, 59. L. Barry, 1997, 60. L. Barry, 1997, 61. L. Barry, 1997, 62. L. Barry, 1997, 63. L. Barry, 1997, 64. L. Barry, 1997, 65. L. Barry, 1997, 66. L. Barry, 1997, 67. L. Barry, 1997, 68. L. Barry, 1997, 69. L. Barry, 1997, 70. L. Barry, 1997, 71. L. Barry, 1997, 72. L. Barry, 1997, 73. L. Barry, 1997, 74. L. Barry, 1997, 75. L. Barry, 1997, 76. L. Barry, 1997, 77. L. Barry, 1997, 78. L. Barry, 1997, 79. L. Barry, 1997, 80. L. Barry, 1997, 81. L. Barry, 1997, 82. L. Barry, 1997, 83. L. Barry, 1997, 84. L. Barry, 1997, 85. L. Barry, 1997, 86. L. Barry, 1997, 87. L. Barry, 1997, 88. L. Barry, 1997, 89. L. Barry, 1997, 90. L. Barry, 1997, 91. L. Barry, 1997, 92. L. Barry, 1997, 93. L. Barry, 1997, 94. L. Barry, 1997, 95. L. Barry, 1997, 96. L. Barry, 1997, 97. L. Barry, 1997, 98. L. Barry, 1997, 99. L. Barry, 1997, 100. L. Barry, 1997, 101. L. Barry, 1997, 102. L. Barry, 1997, 103. L. Barry, 1997, 104. L. Barry, 1997, 105. L. Barry, 1997, 106. L. Barry, 1997, 107. L. Barry, 1997, 108. L. Barry, 1997, 109. L. Barry, 1997, 110. L. Barry, 1997, 111. L. Barry, 1997, 112. L. Barry, 1997, 113. L. Barry, 1997, 114. L. Barry, 1997, 115. L. Barry, 1997, 116. L. Barry, 1997, 117. L. Barry, 1997, 118. L. Barry, 1997, 119. L. Barry, 1997, 120. L. Barry, 1997, 121. L. Barry, 1997, 122. L. Barry, 1997, 123. L. Barry, 1997, 124. L. Barry, 1997, 125. L. Barry, 1997, 126. L. Barry, 1997, 127. L. Barry, 1997, 128. L. Barry, 1997, 129. L. Barry, 1997, 130. L. Barry, 1997, 131. L. Barry, 1997, 132. L. Barry, 1997, 133. L. Barry, 1997, 134. L. Barry, 1997, 135. L. Barry, 1997, 136. L. Barry, 1997, 137. L. Barry, 1997, 138. L. Barry, 1997, 139. L. Barry, 1997, 140. L. Barry, 1997, 141. L. Barry, 1997, 142. L. Barry, 1997, 143. L. Barry, 1997, 144. L. Barry, 1997, 145. L. Barry, 1997, 146. L. Barry, 1997, 147. L. Barry, 1997, 148. L. Barry, 1997, 149. L. Barry, 1997, 150. L. Barry, 1997, 151. L. Barry, 1997, 152. L. Barry, 1997, 153. L. Barry, 1997, 154. L. Barry, 1997, 155. L. Barry, 1997, 156. L. Barry, 1997, 157. L. Barry, 1997, 158. L. Barry, 1997, 159. L. Barry, 1997, 160. L. Barry, 1997, 161. L. Barry, 1997, 162. L. Barry, 1997, 163. L. Barry, 1997, 164. L. Barry, 1997, 165. L. Barry, 1997, 166. L. Barry, 1997, 167. L. Barry, 1997, 168. L. Barry, 1997, 169. L. Barry, 1997, 170. L. Barry, 1997, 171. L. Barry, 1997, 172. L. Barry, 1997, 173. L. Barry, 1997, 174. L. Barry, 1997, 175. L. Barry, 1997, 176. L. Barry, 1997, 177. L. Barry, 1997, 178. L. Barry, 1997, 179. L. Barry, 1997, 180. L. Barry, 1997, 181. L. Barry, 1997, 182. L. Barry, 1997, 183. L. Barry, 1997, 184. L. Barry, 1997, 185. L. Barry, 1997, 186. L. Barry, 1997, 187. L. Barry, 1997, 188. L. Barry, 1997, 189. L. Barry, 1997, 190. L. Barry, 1997, 191. L. Barry, 1997, 192. L. Barry, 1997, 193. L. Barry, 1997, 194. L. Barry, 1997, 195. L. Barry, 1997, 196. L. Barry, 1997, 197. L. Barry, 1997, 198. L. Barry, 1997, 199. L. Barry, 1997, 200. L. Barry, 1997, 201. L. Barry, 1997, 202. L. Barry, 1997, 203. L. Barry, 1997, 204. L. Barry, 1997, 205. L. Barry, 1997, 206. L. Barry, 1997, 207. L. Barry, 1997, 208. L. Barry, 1997, 209. L. Barry, 1997, 210. L. Barry, 1997, 211. L. Barry, 1997, 212. L. Barry, 1997, 213. L. Barry, 1997, 214. L. Barry, 1997, 215. L. Barry, 1997, 216. L. Barry, 1997, 217. L. Barry, 1997, 218. L. Barry, 1997, 219. L. Barry, 1997, 220. L. Barry, 1997, 221. L. Barry, 1997, 222. L. Barry, 1997, 223. L. Barry, 1997, 224. L. Barry, 1997, 225. L. Barry, 1997, 226. L. Barry, 1997, 227. L. Barry, 1997, 228. L. Barry, 1997, 229. L. Barry, 1997, 230. L. Barry, 1997, 231. L. Barry, 1997, 232. L. Barry, 1997, 233. L. Barry, 1997, 234. L. Barry, 1997, 235. L. Barry, 1997, 236. L. Barry, 1997, 237. L. Barry, 1997, 238. L. Barry, 1997, 239. L. Barry, 1997, 240. L. Barry, 1997, 241. L. Barry, 1997, 242. L. Barry, 1997, 243. L. Barry, 1997, 244. L. Barry, 1997, 245. L. Barry, 1997, 246. L. Barry, 1997, 247. L. Barry, 1997, 248. L. Barry, 1997, 249. L. Barry, 1997, 250. L. Barry, 1997, 251. L. Barry, 1997, 252. L. Barry, 1997, 253. L. Barry, 1997, 254. L. Barry, 1997, 255. L. Barry, 1997, 256. L. Barry, 1997, 257. L. Barry, 1997, 258. L. Barry, 1997, 259. L. Barry, 1997, 260. L. Barry, 1997, 261. L. Barry, 1997, 262. L. Barry, 1997, 263. L. Barry, 1997, 264. L. Barry, 1997, 265. L. Barry, 1997, 266. L. Barry, 1997, 267. L. Barry, 1997, 268. L. Barry, 1997, 269. L. Barry, 1997, 270. L. Barry, 1997, 271. L. Barry, 1997, 272. L. Barry, 1997, 273. L. Barry, 1997, 274. L. Barry, 1997, 275. L. Barry, 1997, 276. L. Barry, 1997, 277. L. Barry, 1997, 278. L. Barry, 1997, 279. L. Barry, 1997, 280. L. Barry, 1997, 281. L. Barry, 1997, 282. L. Barry, 1997, 283. L. Barry, 1997, 284. L. Barry, 1997, 285. L. Barry, 1997, 286. L. Barry, 1997, 287. L. Barry, 1997, 288. L. Barry, 1997, 289. L. Barry, 1997, 290. L. Barry, 1997, 291. L. Barry, 1997, 292. L. Barry, 1997, 293. L. Barry, 1997, 294. L. Barry, 1997, 295. L. Barry, 1997, 296. L. Barry, 1997, 297. L. Barry, 1997, 298. L. Barry, 1997, 299. L. Barry, 1997, 300. L. Barry, 1997, 301. L. Barry, 1997, 302. L. Barry, 1997, 303. L. Barry, 1997, 304. L. Barry, 1997, 305. L. Barry, 1997, 306. L. Barry, 1997, 307. L. Barry, 1997, 308. L. Barry, 1997, 309. L. Barry, 1997, 310. L. Barry, 1997, 311. L. Barry, 1997, 312. L. Barry, 1997, 313. L. Barry, 1997, 314. L. Barry, 1997, 315. L. Barry, 1997, 316. L. Barry, 1997, 317. L. Barry, 1997, 318. L. Barry, 1997, 319. L. Barry, 1997, 320. L. Barry, 1997, 321. L. Barry, 1997, 322. L. Barry, 1997, 323. L. Barry, 1997, 324. L. Barry, 1997, 325. L. Barry, 1997, 326. L. Barry, 1997, 327. L. Barry, 1997, 328. L. Barry, 1997, 329. L. Barry, 1997, 330. L. Barry, 1997, 331. L. Barry, 1997, 332. L. Barry, 1997, 333. L. Barry, 1997, 334. L. Barry, 1997, 335. L. Barry, 1997, 336. L. Barry, 1997, 337. L. Barry, 1997, 338. L. Barry, 1997, 339. L. Barry, 1997, 340. L. Barry, 1997, 341. L. Barry, 1997, 342. L. Barry, 1997, 343. L. Barry, 1997, 344. L. Barry, 1997, 345. L. Barry, 1997, 346. L. Barry, 1997, 347. L. Barry, 1997, 348. L. Barry, 1997, 349. L. Barry, 1997, 350. L. Barry, 1997, 351. L. Barry, 1997, 352. L. Barry, 1997, 353. L. Barry, 1997, 354. L. Barry, 1997, 355. L. Barry, 1997, 356. L. Barry, 1997, 357. L. Barry, 1997, 358. L. Barry, 1997, 359. L. Barry, 1997, 360. L. Barry, 1997, 361. L. Barry, 1997, 362. L. Barry, 1997, 363. L. Barry, 1997, 364. L. Barry, 1997, 365. L. Barry, 1997, 366. L. Barry, 1997, 367. L. Barry, 1997, 368. L. Barry, 1997, 369. L. Barry, 1997, 370. L. Barry, 1997, 371. L. Barry, 1997, 372. L. Barry, 1997, 373. L. Barry, 1997, 374. L. Barry, 1997, 375. L. Barry, 1997, 376. L. Barry, 1997, 377. L. Barry, 1997, 378. L. Barry, 1997, 379. L. Barry, 1997, 380. L. Barry, 1997, 381. L. Barry, 1997, 382. L. Barry, 1997, 383. L. Barry, 1997, 384. L. Barry, 1997, 385. L. Barry, 1997, 386. L. Barry, 1997, 387. L. Barry, 1997, 388. L. Barry, 1997, 389. L. Barry, 1997, 390. L. Barry, 1997, 391. L. Barry, 1997, 392. L. Barry, 1997, 393. L. Barry, 1997, 394. L. Barry, 1997, 395. L. Barry, 1997, 396. L. Barry, 1997, 397. L. Barry, 1997, 398. L. Barry, 1997, 399. L. Barry, 1997, 400. L. Barry, 1997, 401. L. Barry, 1997, 402. L. Barry, 1997, 403. L. Barry, 1997, 404. L. Barry, 1997, 405. L. Barry, 1997, 406. L. Barry, 1997, 407. L. Barry, 1997, 408. L. Barry, 1997, 409. L. Barry, 1997, 410. L. Barry, 1997, 411. L. Barry, 1997, 412. L. Barry, 1997, 413. L. Barry, 1997, 414. L. Barry, 1997, 415. L. Barry, 1997, 416. L. Barry, 1997, 417. L. Barry, 1997, 418. L. Barry, 1997, 419. L. Barry, 1997, 420. L. Barry, 1997, 421. L. Barry, 1997, 422. L. Barry, 1997, 423. L. Barry, 1997, 424. L. Barry, 1997, 425. L. Barry, 1997, 426. L. Barry, 1997, 427. L. Barry, 1997, 428. L. Barry, 1997, 429. L. Barry, 1997, 430. L. Barry, 1997, 431. L. Barry, 1997, 432. L. Barry, 1997, 433. L. Barry, 1997, 434. L. Barry, 1997, 435. L. Barry, 1997, 436. L. Barry, 1997, 437. L. Barry, 1997, 438. L. Barry, 1997, 439. L. Barry, 1997, 440. L. Barry, 1997, 441. L. Barry, 1997, 442. L. Barry, 1997, 443. L. Barry, 1997, 444. L. Barry, 1997, 445. L. Barry, 1997, 446. L. Barry, 1997, 447. L. Barry, 1997, 448. L. Barry, 1997, 449. L. Barry, 1997, 450. L. Barry, 1997, 451. L. Barry, 1997, 452. L. Barry, 1997, 453. L. Barry, 1997, 454. L. Barry, 1997, 455. L. Barry, 1997, 456. L. Barry, 1997, 457. L. Barry, 1997, 458. L. Barry, 1997, 459. L. Barry, 1997, 460. L. Barry, 1997, 461. L. Barry, 1997, 462. L. Barry, 1997, 463. L. Barry, 1997, 464. L. Barry, 1997, 465. L. Barry, 1997, 466. L. Barry, 1997, 467. L. Barry, 1997, 468. L. Barry, 1997, 469. L. Barry, 1997, 470. L. Barry, 1997, 471. L. Barry, 1997, 472. L. Barry, 1997, 473. L. Barry, 1997, 474. L. Barry, 1997, 475. L. Barry, 1997, 476. L. Barry, 1997, 477. L. Barry, 1997, 478. L. Barry, 1997, 479. L. Barry, 1997, 480. L. Barry, 1997, 481. L. Barry, 1997, 482. L. Barry, 1997, 483. L. Barry, 1997, 484. L. Barry, 1997, 485. L. Barry, 1997, 486. L. Barry, 1997, 487. L. Barry, 1997, 488. L. Barry, 1997, 489. L. Barry, 1997, 490. L. Barry, 1997, 491. L. Barry, 1997, 492. L. Barry, 1997, 493. L. Barry, 1997, 494. L. Barry, 1997, 495. L. Barry, 1997, 496. L. Barry, 1997, 497. L. Barry, 1997, 498. L. Barry, 1997, 499. L. Barry, 1997, 500. L. Barry, 1997, 501. L. Barry, 1997, 502. L. Barry, 1997, 503. L. Barry, 1997, 504. L. Barry, 1997, 505. L. Barry, 1997, 506. L. Barry, 1997, 507. L. Barry, 1997, 508. L. Barry, 1997, 509. L. Barry, 1997, 510. L. Barry, 1997, 511. L. Barry, 1997, 512. L. Barry, 1997, 513. L. Barry, 1997, 514. L. Barry, 1997, 515. L. Barry, 1997, 516. L. Barry, 1997, 517. L. Barry, 1997, 518. L. Barry, 1997, 519. L. Barry, 1997, 520. L. Barry, 1997, 521. L. Barry, 1997, 522. L. Barry, 1997, 523. L. Barry, 1997, 524. L. Barry, 1997, 525. L. Barry, 1997, 526. L. Barry, 1997, 527. L. Barry, 1997, 528. L. Barry, 1997, 529. L. Barry, 1997, 530. L. Barry, 1997, 531. L. Barry, 1997, 532. L. Barry, 1997, 533. L. Barry, 1997, 534. L. Barry, 1997, 535. L. Barry, 1997, 536. L. Barry, 1997, 537. L. Barry, 1997, 538. L. Barry, 1997, 539. L. Barry, 1997, 540. L. Barry, 1997, 541. L. Barry, 1997, 542. L. Barry, 1997, 543. L. Barry, 1997, 544. L. Barry, 1997, 545. L. Barry, 1997, 546. L. Barry, 1997, 547. L. Barry, 1997, 548. L. Barry, 1997, 549. L. Barry, 1997, 550. L. Barry, 1997, 551. L. Barry, 1997, 552. L. Barry, 1997, 553. L. Barry, 1997, 554. L. Barry, 1997, 555. L. Barry, 1997, 556. L. Barry, 1997, 557. L. Barry, 1997, 558. L. Barry, 1997, 559. L. Barry, 1997, 560. L. Barry, 1997, 561. L. Barry, 1997, 562. L. Barry, 1997, 563. L. Barry, 1997, 564. L. Barry, 1997, 565. L. Barry, 1997, 566. L. Barry, 1997, 567. L. Barry, 1997, 568. L. Barry, 1997, 569. L. Barry, 1997, 570. L. Barry, 1997, 571. L. Barry, 1997, 572. L. Barry, 1997, 573. L. Barry, 1997, 574. L. Barry, 1997, 575. L. Barry, 1997, 576. L. Barry, 1997, 577. L. Barry, 1997, 578. L. Barry, 1997, 579. L. Barry, 1997, 580. L. Barry, 1997, 581. L. Barry, 1997, 582. L. Barry, 1997, 583. L. Barry, 1997, 584. L. Barry, 1997, 585. L. Barry, 1997, 586. L. Barry, 1997, 587. L. Barry, 1997, 588. L. Barry, 1997, 589. L. Barry, 1997, 590. L. Barry, 1997, 591. L. Barry, 1997, 592. L. Barry, 1997, 593. L. Barry, 1997, 594. L. Barry, 1997, 595. L. Barry, 1997, 596. L. Barry, 1997, 597. L. Barry, 1997, 598. L. Barry, 1997, 599. L. Barry, 1997, 600. L. Barry, 1997, 601. L. Barry, 1997, 602. L. Barry, 1997, 603. L. Barry, 1997, 604. L. Barry, 1997, 605. L. Barry, 1997, 606. L. Barry, 1997, 607. L. Barry, 1997, 608. L. Barry, 1997, 609. L. Barry, 1997, 610. L. Barry, 1997, 611. L. Barry, 1997, 612. L. Barry, 1997, 613. L. Barry, 1997, 614. L. Barry, 1997, 615. L. Barry, 1997, 616. L. Barry, 1997, 617. L. Barry, 1997, 618. L. Barry, 1997, 619. L. Barry, 1997, 620. L. Barry, 1997, 621. L. Barry, 1997, 622. L. Barry, 1997, 623. L. Barry, 1997, 624. L. Barry, 1997, 625. L. Barry, 1997, 626. L. Barry, 1997, 627. L. Barry, 1997, 628. L. Barry, 1997, 629. L. Barry, 1997, 630. L. Barry, 1997, 631. L. Barry, 1997, 632. L. Barry, 1997, 633. L. Barry, 1997, 634. L. Barry, 1997, 635. L. Barry, 1997, 636. L. Barry, 1997, 637. L. Barry, 1997, 638. L. Barry, 1997, 639. L. Barry, 1997, 640. L. Barry, 1997, 641. L. Barry, 1997, 642. L. Barry, 1997, 643. L. Barry, 1997, 644. L. Barry, 1997, 645. L. Barry, 1997, 646. L. Barry, 1997, 647. L. Barry, 1997, 648. L. Barry, 1997, 649. L. Barry, 1997, 650. L. Barry, 1997, 651. L. Barry, 1997, 652. L. Barry, 1997, 653. L. Barry, 1997, 654. L. Barry, 1997, 655. L. Barry, 1997, 656. L. Barry, 1997, 657. L. Barry, 1997, 658. L. Barry, 1997, 659. L. Barry, 1997, 660. L. Barry, 1997, 661. L. Barry, 1997, 662. L. Barry, 1997, 663. L. Barry, 1997, 664. L. Barry, 1997, 665. L. Barry, 1997, 666. L. Barry, 19

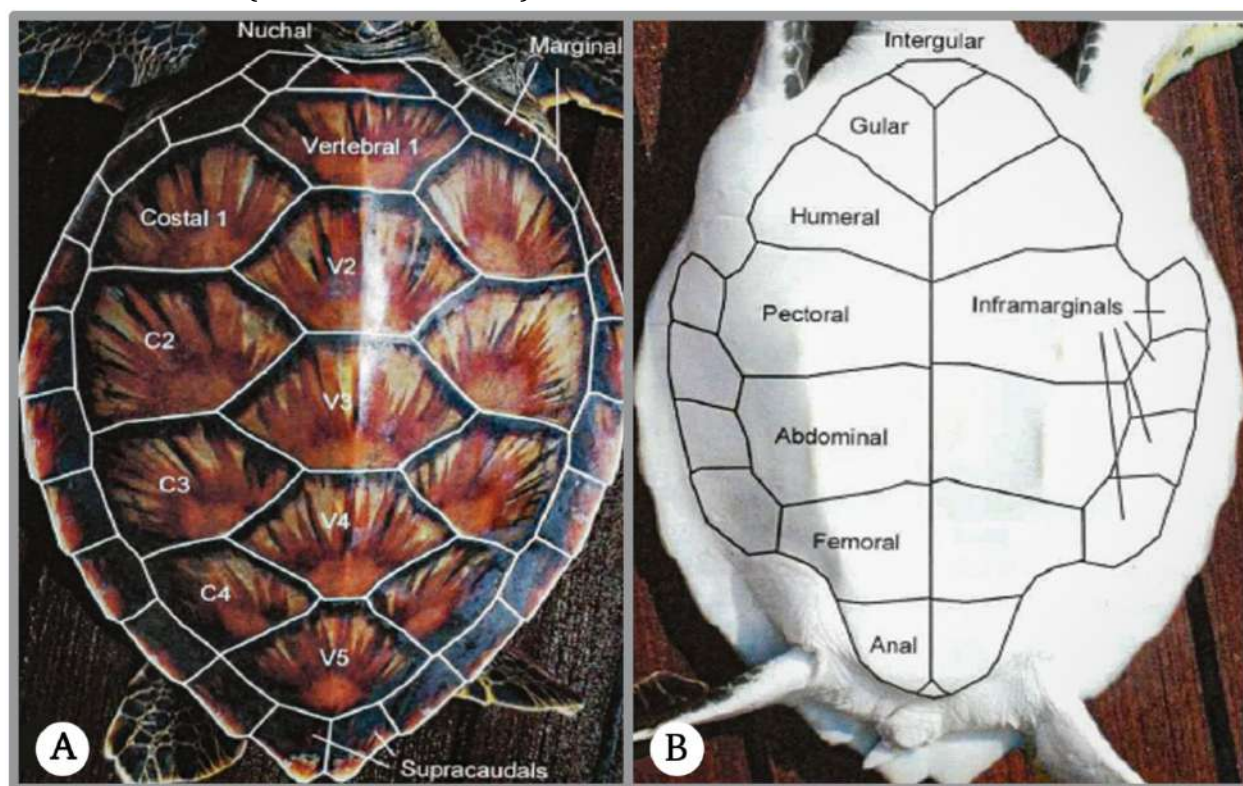


**Annexe 1.2 :** Résumé de la nomenclature des écailles de la tête, de la carapace et du plastron des tortues marines de la famille Cheloniidae.

Espèce	Écailles de la tête		Écailles de la carapace		
	Préfrontales	Postorbitales	Vertébrales	Costales (latérales)	Intramarginales
Tortue verte <i>Chelonia mydas</i>	2	4	5	4	4
Tortue imbriquée <i>Eretmochelys imbricata</i>	4	3	5	4	4
Tortue caouanne <i>Caretta caretta</i>	4	3	5	4	3
Tortue olivâtre <i>Lepidochelys olivacea</i>	4	3	≥ 6	≥ 6	4

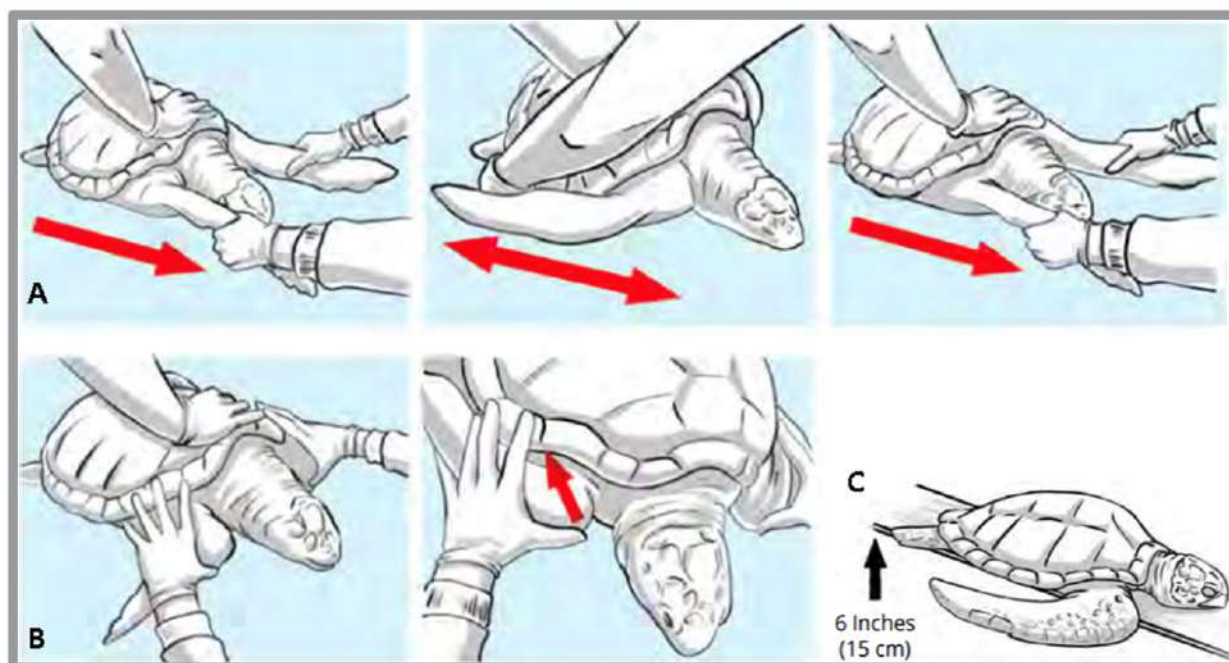
\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Eckert *et al.* 2000 et Manire *et al.* 2017a.

**Annexe 1.3.** Nomenclature des écailles de la carapace et du plastron des tortues marines de la famille Cheloniidae (Manire *et al.* 2017a).



**ANNEXE 2** : Description de la technique de réanimation cardiopulmonaire (RCP) pour tortues marines (NOAA Fisheries, Protected species workshop handling, release, and identification guidelines 2020).

La technique RCP permet d'essayer de réanimer une tortue inconsciente, c'est-à-dire qui est inactive ou qui semble morte. Elle est utilisée en dernier recours quand la tortue ne répond à aucun autre processus de traitement de choc.



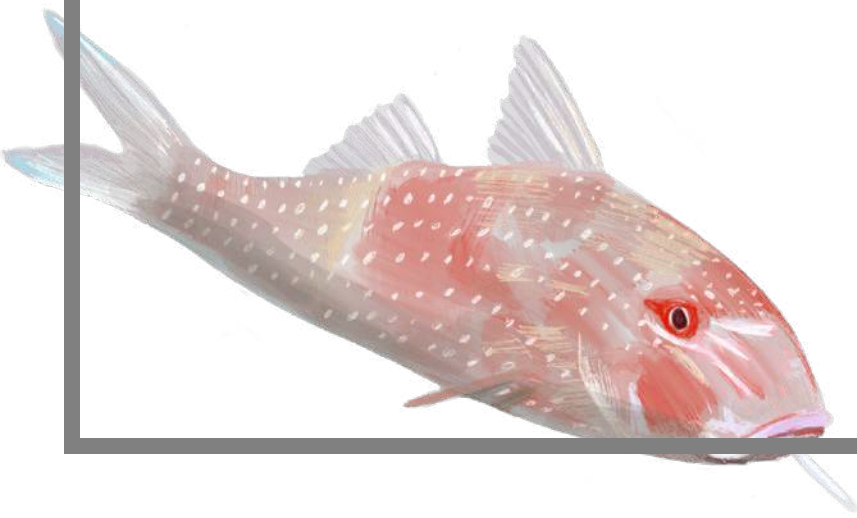
**A** : Il faut mobiliser les nageoires avant 7 fois en utilisant l'amplitude maximale de mouvement.

**B** : Ensuite, les nageoires avant doivent être pliées sous le corps de la tortue et les articulations des nageoires avant doivent être fermement poussées vers l'intérieur de la cavité coelomique 7 fois.

\*Ce cycle doit être répété plusieurs fois pour essayer de réanimer la tortue.

**C** : Si la tortue reste inconsciente, elle doit être maintenue dans une position inclinée, avec les nageoires arrière surélevées à 15cm du sol, de sorte que si la tortue a de l'eau dans les poumons, celle-ci puisse s'écouler. La tortue peut nécessiter de 4 à 24 heures pour se rétablir. Les tortues sont souvent en état de choc et semblent mortes, mais elles se rétablissent souvent.

# APPENDICES





## APPENDICE 1 : Contact SERNAPESCA et offices régionales.

Les horaires d'attention au public de la majeure partie des offices régionales de SERNAPESCA sont du lundi au vendredi de 09:00 à 14:00 heures. Les exceptions sont :

- Région Métropolitaine : lundi au vendredi de 09:00 à 14:00 heures, samedi et dimanche de 09:00 à 12:00 heures.
- Région du Maule : lundi de 09:00 à 14:00 heures.
- Adresse électronique générale : [informaciones@sernapesca.cl](mailto:informaciones@sernapesca.cl)
- Téléphone (ligne gratuite) : 800 320 032.

Zone	Région	Commune	Directeur	Téléphone	Adresse électronique	Adresse
Nord	Arica et Parinacota	Arica	Christian de la Barra Rob	(58) 2594771	SiacArica@Sernapesca.cl	Serrano No. 1856, Pob. Magisterio
	Tarapacá	Iquique	Marcelo Moreno Toledo	(57) 2368150	SiacTarapaca@Sernapesca.cl	Pasaje Alessandri No. 470, Depto. 110
	Antofagasta	Antofagasta	René Salinas Blanco	(55) 2560628 (55) 2560629	SiacTarapaca@Sernapesca.cl	Avda. Argentina No. 2560
		Mejillones		(55) 25607000 (55) 2560698 (55) 2560699		Avenida Andalicán No. 817
		Taltal		(55) 2590560		Avda. Arturo Prat No. 378
		Tocopilla		(55) 2556237		21 de Mayo No. 1653
	Atacama	Caldera	Guillermo Mery Luffi	(52) 2315290 (52) 2315523	SiacAtacama@Sernapesca.cl	Arturo Prat No. 58
		Chañaral		(52) 2480044		Buin No. 426, Of. 1-A. Frente a la Plaza de Armas
		Huasco		(51) 2531465		Serrano No. 286
	Coquimbo	Coquimbo	Cecilia Solís Fernández	(51) 2677600 (51) 2677627 (51) 2677629	SiacCoquimbo@Sernapesca.cl	Calle Videla No. 340, Piso 6
		La Higuera (Punta de Choros)		(9) 79662067		Punta de choros S/N, a un costado de CONAF
		Los Vilos		(53) 2541113 (9) 79662115		Galvarino No. 250
		Tongoy		(9) 51897306		Lord Cochrane S/N

Zone	Région	Commune	Directeur	Téléphone	Adresse électronique	Adresse
Centre	Valparaíso	Valparaíso <b>(DIRECCIÓN NACIONAL)</b>	Alicia Gallardo Lagno	(32) 2819176	N'EN POSSÈDE PAS	Victoria No. 2832
		Valparaíso	Soledad Tapia Almonacid	(32) 2592033 (32) 2596441 (32) 2592834 (32) 2239746	SiacValparaíso@Sernapesca.cl	Blanco No. 1215, Piso 2, Of. 204. Edificio Nautilus
		Isla Juan Fernández		(32) 2751129		El Castillo No. 195, Isla Robinson Crusoe
		Quintero		(32) 2933934 (32) 2931838		Avda. Francia No. 1373
		La Ligua		(33) 2717134		Serrano No. 441
		Isla de Pascua (Rapa Nui)		(32) 2550221		Avenida Pont S/N
		San Antonio		(35) 2281608 (35) 2282843		Presidente Jose Joaquín Pérez No. 563
	Metropolitana de Santiago	Pudahuel (aeropuerto)	Alejandra Arriaza Loeb	(2) 27687700	Aeropuertosantiago@Sernapesca.cl	Osvaldo Croquevielle Cardemil No. 2207, sector de carga
		Lo Espejo (terminal pesquero)		(2) 25487040	TerminalPesquero@Sernapesca.cl	Américo Vespucio No. 1500
	Libertador General Bernardo O'Higgins	Pichilemu	Dionisio De La Parra Vera	(72) 2842416	SiacOhiggins@Sernapesca.cl	Evaristo Merino No. 526
		Navidad				Plaza General Bonilla S/N
	Maule	Constitución	Héctor Póntigo Astudillo	(71) 2673030	SiacMaule@Sernapesca.cl	Portales No. 487
		Licantén		(9) 79663162 (75) 2593890	jaranedaf@sernapesca.cl	Avda. Los Robles sitio 1-B
		Pelluhue		(73) 2970416	psepulveda@sernapesca.cl	Cauquenes No. 426
	Ñuble	Chillán	Daniel Andrades Soto	(42) 2238338	N'EN POSSÈDE PAS	Avda. Libertad No. 927

Zone	Région	Commune	Directeur	Téléphone	Adresse électronique	Adresse
Sud	Bio bío	Talcahuano	Claudio Báez Beltrán	(41) 3169000 (41) 3169001	SiacBiobio@sernapesca.cl	Alto Horno No. 515, sector Higuera
		Coronel		(41) 2713272 (41) 2756687 (41) 2713108		Juan Antonio Ríos No. 2301
		Lebu		(41) 2511175		Freire No. 580
		Tomé		(41) 2650289		Diego Portales No. 1336
	La Araucanía	Temuco	Cristián Espinoza Montenegro	(45) 2238390	SiacAraucania@sernapesca.cl	Psje. Los Pirineos no. 0830
		Queule		(45) 1973221	ggonzales@sernapesca.cl	Costaera S/N
	Los Ríos	Valdivia	Leonardo Llanos Huerta	(63) 2219945	SiacLosRios@sernapesca.cl	San Carlos No. 50
		Corral		(63) 2471451		Miraflores S/N
	Los Lagos	Puerto Montt	Branny Montecinos	(65) 2220013	SiacLosLagos@sernapesca.cl	Talca No. 60, piso 3. Edificio Boulevard
				(65) 2220012	asalinas@sernapesca.cl	Urmeneta No. 60, Piso 2. Edificio Gobernación Provincial
		Ancud		(65) 2622695	csepulveda@sernapesca.cl	Errázuriz No. 390
		Calbuco		(65) 2431728 (65) 2460574 (65) 4261537	lazarate@sernapesca.cl	Cardenal Caro No. 34
		Castro		(65) 2632105 (65) 2633666 (65) 2633667	projas@sernapesca.cl	Galvarino Riveros No. 1277, Piso 2
		Mauñín		(65) 2451066	restuardo@sernapesca.cl	Diego Portales S/N
		Osorno		(64) 2234419	amunoz@sernapesca.cl	Arturo Prat No. 995
		Queilén		(9) 7966151	pamorano@sernapesca.cl	O'Higgins No. 059
		Quellón		(65) 2681261 (65) 2681280 (65) 2681281	jyanez@sernapesca.cl	Ladrilleros No. 339

Zone	Région	Commune	Directeur	Téléphone	Adresse électronique	Adresse
Austral	Aysén del General Carlos Ibañez del Campo	Aysén	Cristian Hudson Matignani	(67) 2243601 (67) 2243658	linostroza@sernapesca.cl	Caupolicán No. 653
		Melinka		(67) 2434561		Aeropuerto No. 140
	Magallanes y de la Antártica Chilena	Punta Arenas	Patricio Díaz Oyarzún	(61) 2241668 (61) 2247479	siacmagallanes@sernapesca.cl	21 de Mayo No. 1950
		Puerto Natales		(61) 2411350	jgallardo@sernapesca.cl	Blanco Encalada No. 480
		Porvenir		(61) 2581304 (9) 52272013	rguijuelos@sernapesca.cl	Bernardo Phillipe S/N. Edificio de Gobernación Provincial
		Puerto Williams		(61) 2621106	dillanes@sernapesca.cl	Teniente Muñoz No.104

## APPENDICE 2 : Résumé des évènements d'hybridation reportés entre tortues marines appartenant à la famille Cheloniidae.

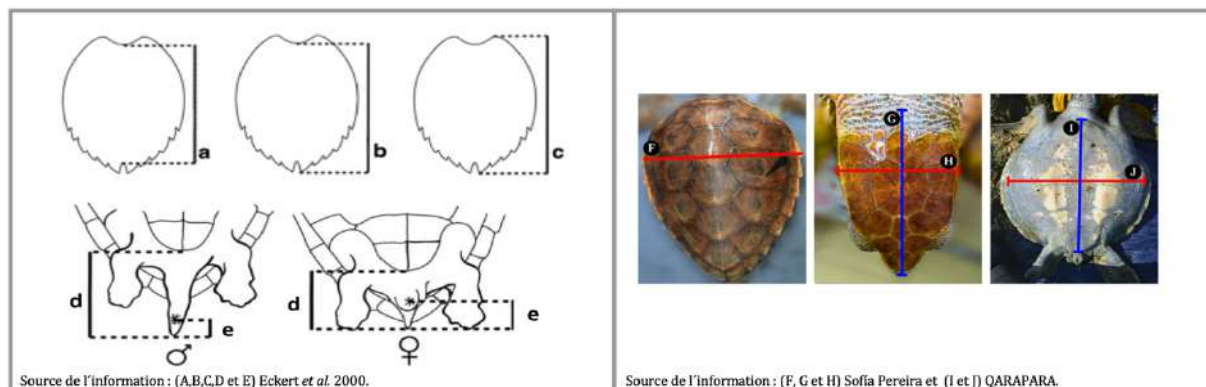
Espèce A	Espèce B	Nombre de Spécimens Identifiés	Pays	Méthode Utilisée	Référence Bibliographique
<b>Brito et al. 2020</b>					
<i>Caretta caretta</i>	<i>Lepidochelys kempii</i>	1	Etats-Unis	Marqueurs génétiques d'ADN mitochondrial et RFLP	Karl et al. 1995
	<i>Chelonia mydas</i>	4	Brésil	Marqueurs génétiques d'ADN mitochondrial et RFLP	Karl et al. 1996
		1	Canada		Karl et al. 1997
		3	Etats-Unis		Komoroske et al. 2019
	<i>Lepidochelys olivacea</i>	14	Brésil	Marqueurs génétiques d'ADN mitochondrial	Reis et al. 2010
<i>Eretmochelys imbricata</i>	<i>Caretta caretta</i>	2	Etats-Unis	Marqueurs génétiques d'ADN mitochondrial et RFLP	Karl et al. 1995
		50	Brésil		Lara-Ruiz et al. 2006
		1	Brésil		Conceição et al. 1990
		4	Brésil		Proietti et al. 2012
		34	Brésil		Soares et al. 2017
		10	Brésil		Bass et al. 1996
		1	Etats-Unis		Komoroske et al. 2019
		2	Argentine		Prosdociimi et al. 2014
	<i>Chelonia mydas</i>	1	Suriname	Marqueurs génétiques d'ADN mitochondrial et RFLP	Karl et al. 1995
		1	Mexique		Seminoff et al. 2003
		1	Pérou		Kelez et al. 2016
	<i>Lepidochelys olivacea</i>	2	Brésil	Marqueurs génétiques d'ADN mitochondrial	Lara-Ruiz et al. 2006
<b>Hart et al. 2019</b>					
<i>Chelonia mydas</i>	<i>Lepidochelys olivacea</i>	29	Mexique	Caractéristiques phénotypiques par le biais des caractères morphologiques	Hart et al. 2019
<b>James 2004</b>					
<i>Chelonia mydas</i>	<i>Eretmochelys imbricata</i>	1	Mexique	Caractéristiques phénotypiques par le biais des caractères morphologiques, marqueurs génétiques d'ADN mitochondrial et RFLP	James et al. 2004
<b>Barber 2003</b>					
<i>Lepidochelys kempii</i>	<i>Caretta caretta</i>	1	Etats-Unis	Génétique moléculaire	Barber et al. 2003

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Barber 2003, James 2004, Hart et al. 2019 et Brito et al. 2020.

### APPENDICE 3 : Mesures corporelles standardisées.

Nom de la mesure	Abréviation	Description	Outil de mesure
Longueur Courbe de Carapace minimum (a)	CCL min	Se mesure du bord antérieur de l'écaille nucale jusqu'à la fente ou encoche où s'unissent les deux écailles supra-caudales	Mètre ruban
Longueur Courbe de Carapace maximum (b)	CCL max	Se mesure de la partie la plus antérieure de la carapace jusqu'au point postérieur de l'écaille supra-caudale la plus longue en ligne droite	Mètre ruban
Longueur Courbe de Carapace nucale-supra-caudale (c)	CCL n-s	Se mesure en le point médian antérieur (écaille nucale) jusqu'à l'extrémité des écailles supra-caudales	Mètre ruban
Largeur courbe de la carapace (f)	CCW	Se mesure au point le plus large de la carapace	Mètre ruban
Longueur Droite de la Carapace (b)	SCL	Se mesure d'un des bords antérieurs de l'écaille nuchale jusqu'au point postérieur de l'écaille supra-caudale la plus longue en ligne droite	Pied à coulisse
Largeur Droite de la Carapace (f)	SCW	Se mesure au point le plus large de la carapace	Pied à coulisse
Longueur de la Tête (g)	HL	Se mesure le long de la ligne médiane entre le point le plus antérieur de la mandibule supérieure jusqu'à l'os supra-occipital, l'os le plus postérieur du crâne. Cet os s'identifie par palpation	Pied à coulisse
Largeur de la Tête (h)	HW	Se mesure au point le plus large de la tête	Pied à coulisse
Longueur du Plastron (i)	CPL	Se mesure de la partie la plus antérieure à la partie la plus postérieure du plastron	Mètre ruban
Largeur du Plastron (j)	CPW	Se mesure au point le plus large du plastron	Mètre ruban
Longueur Totale de la Queue (d)	TTL	Se mesure du point le plus postérieur du plastron jusqu'à la pointe de la queue	Mètre ruban
Longueur post-cloacale (e)	VTTL	Se mesure du centre de l'ouverture cloacale jusqu'à la pointe de la queue	Mètre ruban

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par Eckert *et al.* 2000 et Wyneken 2004.



## APPENDICE 4 : Fiche d'échouage.



## FICHE D'ÉCHOUE

N° d'identification :

Date : / /

<b>Information personnelle de la personne qui a trouvé la tortue</b>		
Prénom et nom :		Adresse :
Numéro de téléphone :		Adresse électronique :
<b>Information de l'échouage</b>		
Date et heure :		Lieu (ville, crique, port) :
Localisation spécifique (sable, plage, dans l'eau) :		
<b>Information générale de la tortue (entourer d'un cercle)</b>		
Condition : Saine – Blessée – Malade – Morte		Résistance au moment de la capture : Oui – Non
Évidence d'interaction : Matériel de pêche – Déchets – Prédateurs – Autres		
Observations :		
Espèce : Cm – Lo – Cc – Dc – Ei		Sexe : Femelle – Mâle – Indéterminé
Stade de développement : Juvenile – Adulte		Condition corporelle : 1 – 2 – 3 – 4 – 5
Niveau d'activité : Hyperactive – Normal – Modéré – Léger – Nul		État d'hydratation : Bon – Modéré – Déshydraté
Flottabilité : Positive – Négative – Normale		Présence de fibropapillomes : Oui – Non
Poids (Kg) :		Localisation :
		Présence de marques d'identification : Oui – Non
		Numéro :
Épipiontes et ectoparasites : Oui – Non Type : Mollusques – Crustacés – Sangsues – Autre Lésions : Plaies – Constrictions – Amputations – Fractures Détail :		
<b>Mesures morphologiques standards</b>		
CCLmin :	SCL :	CPL :
CCLmax :	SCW :	CPW :
CCLn-s :	HL :	TTL :
CCW :	HW :	VTTL :
<b>Registre photographique</b>		
De l'échouage : Oui – Non		Dorsale de l'exemplaire : Oui – Non
Information de contact :		Information de contact :
Dorsale de la tête : Oui – Non		Latérales de la tête : Oui – Non
Information de contact :		Information de contact :
Marques naturelles : Oui – Non		Marques d'identification : Oui – Non
Information de contact :		Information de contact :
<b>Transfert</b>		
Véhicule de transport :		Nom du transporteur :
Élément de transport :		Numéro de téléphone :
Durée du transport :		Observations :

\*Source de l'information : élaboration propre.





## APPENDICE 5 : Guide d'examen neurologique.



### FICHE D'EXAMEN NEUROLOGIQUE

Vétérinaire à charge :	N° Identification de la tortue :
Date :	Heure :

Examen dans l'eau	
<b>État d'alerte :</b> alerte – tranquille – léthargique – stupeur – comateuse – hyperactive	<b>Activité générale :</b> normale – non coordonnée – augmentée – diminuée – faible – absente
<b>Tours en cercle :</b> absents – deux sens – droite – gauche	<b>Posture de la tête :</b> normale – inclinée à droite – inclinée à gauche – tournée vers la droite – tournée vers la gauche
<b>Mouvement de la tête :</b> normal – non coordonné – augmenté – diminué – tremblements	<b>Posture corporelle :</b> normale – inclinée à droite – inclinée à gauche – pelvis flottant
<b>Mouvement des nageoires pectorales :</b> <b>D :</b> normal – non coordonné – augmenté – diminué – absent <b>G :</b> normal – non coordonné – augmenté – diminué – absent	<b>Mouvement des nageoires arrières :</b> <b>D :</b> normal – non coordonné – augmenté – diminué – absent <b>G :</b> normal – non coordonné – augmenté – diminué – absent
<b>Mouvement de la queue :</b> normal – non coordonné – augmenté – diminué – absent	<b>Évitement visuel :</b> <b>D :</b> normal – non coordonné – augmenté – diminué – absent <b>G :</b> normal – non coordonné – augmenté – diminué – absent

Examen hors de l'eau	
<b>État d'alerte :</b> alerte – tranquille – léthargique – stupeur – comateuse – hyperactive	<b>Activité lorsqu'elle est soulevée :</b> normale – non coordonnée – augmentée – diminuée – faible – absente
<b>Posture de la tête :</b> normale – inclinée à droite – inclinée à gauche – tournée vers la droite – tournée vers la gauche	<b>Mouvement de la tête :</b> normal – non coordonné – augmenté – diminué – tremblements

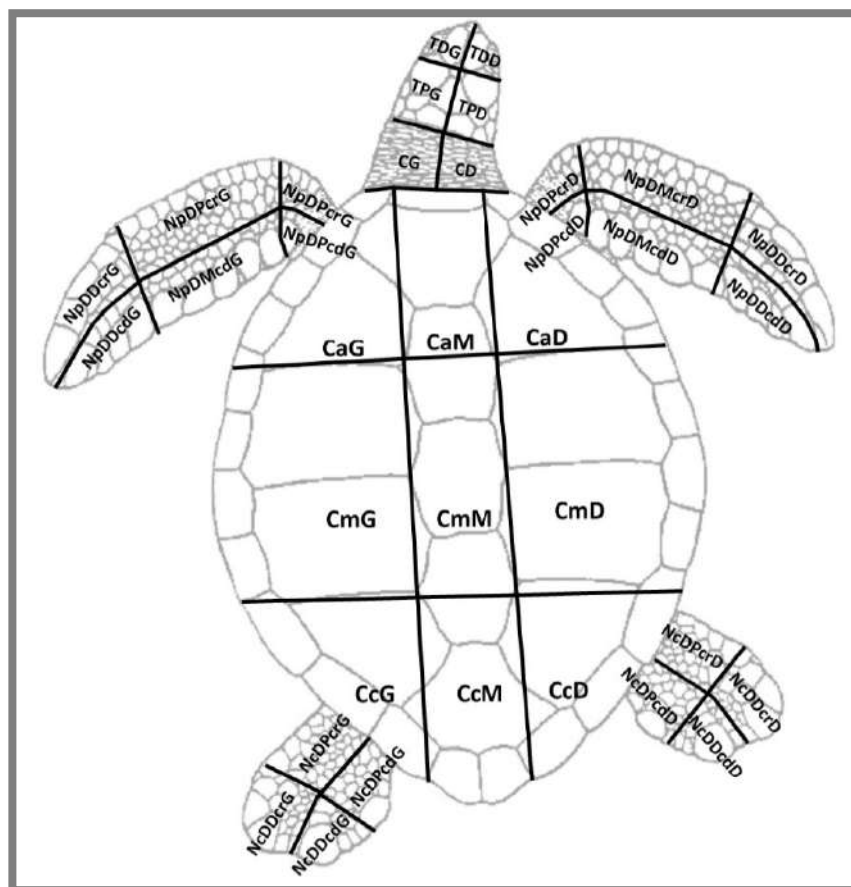
Examen des nerfs crâniens			
Stimulus	Par crânial	Type de réponse obtenue	
Olfactif	I	Normale – absente	
Réflexe de menace	II et VII	<b>D :</b> normale – non coordonnée – augmentée – diminuée – absente	<b>G :</b> normale – non coordonnée – augmentée – diminuée – absente
Réflexe pupillaire	II et III	<b>D :</b> normale – non coordonnée – augmentée – diminuée – absente	<b>G :</b> normale – non coordonnée – augmentée – diminuée – absente
Strabisme	III, IV et VI	<b>D :</b> normale – non coordonnée – augmentée – diminuée – absente	<b>G :</b> normale – non coordonnée – augmentée – diminuée – absente
Force de la mandibule	V	<b>D :</b> normale – non coordonnée – augmentée – diminuée – absente	<b>G :</b> normale – non coordonnée – augmentée – diminuée – absente
Réflexe palpébral	V et VII	<b>D :</b> normale – non coordonnée – augmentée – diminuée – absente	<b>G :</b> normale – non coordonnée – augmentée – diminuée – absente
Vestibulaire	VIII	<b>D :</b> normale – non coordonnée – augmentée – diminuée – absente	<b>G :</b> normale – non coordonnée – augmentée – diminuée – absente
Déglutition	IX et X	Normale – non coordonnée – augmentée – diminuée – absente	
Langue	XII	Normale – non coordonnée – augmentée – diminuée – absente	

Observations :

Source : appendice 6, Manire *et al.* 2017. Sea Turtle Health & Rehabilitation.

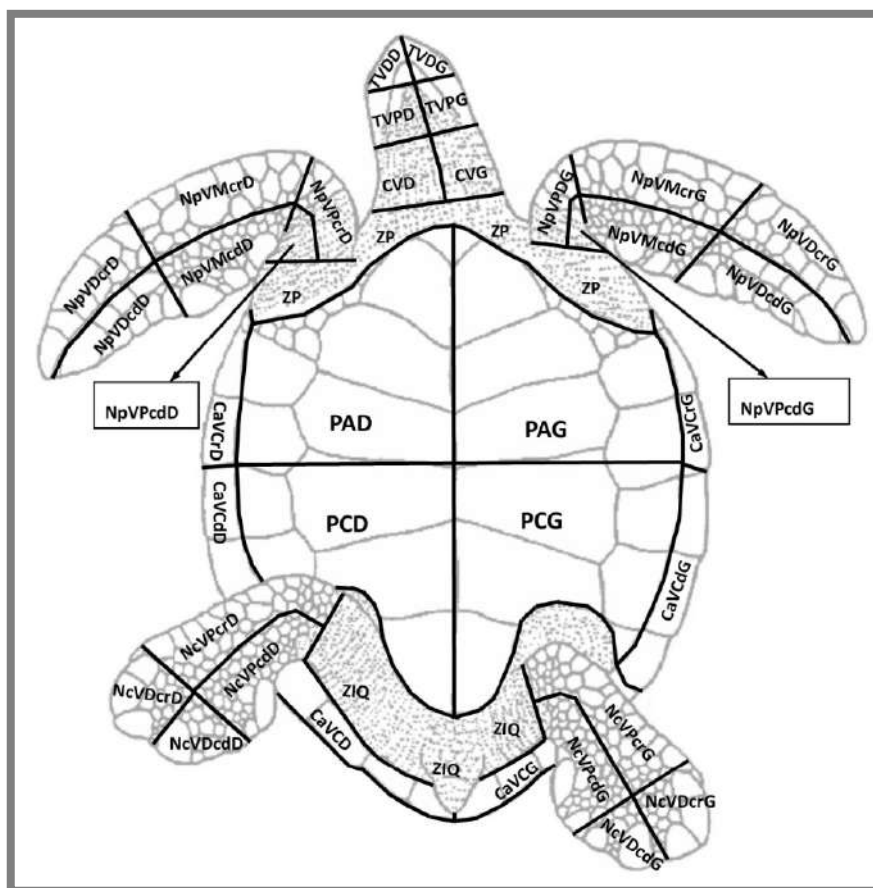


**APPENDICE 6 : Quadrants pour la localisation des épibiontes pour les espèces de la famille Cheloniidae (Sofía Pereira-Figueroa, basés sur les illustrations de Eckert *et al.* 2000).**



Sigle	Définition	Sigle	Définition
TDG	Tête Distale Gauche	TDD	Tête Distale Droite
TPG	Tête Proximale Gauche	TPD	Tête Proximale Droite
CG	Cervicale Gauche	CD	Cervicale Droite
NpDPcrG	Nageoire pectorale Dorsale Proximale Crâniale Gauche	NpDPcrD	Nageoire pectorale Dorsale Proximale Crâniale Droite
NpDMcrG	Nageoire pectorale Dorsale Médiale Crâniale Gauche	NpDMcrD	Nageoire pectorale Dorsale Médiale Crâniale Droite
NpDDcrG	Nageoire pectorale Dorsale Distale Crâniale Gauche	NpDDcrD	Nageoire pectorale Dorsale Distale Crâniale Droite
NpDPcdG	Nageoire pectorale Dorsale Proximale Caudale Gauche	NpDPcdD	Nageoire pectorale Dorsale Proximale Caudale Droite
NpDMcdG	Nageoire pectorale Dorsale Médiale Caudale Gauche	NpDMcdD	Nageoire pectorale Dorsale Médiale Caudale Droite
NpDDcdG	Nageoire pectorale Dorsale Distale Caudale Gauche	NpDDcdD	Nageoire pectorale Dorsale Distale Caudale Droite
NcDPcrG	Nageoire caudale Dorsale Proximale Crâniale Gauche	NcDPcrD	Nageoire caudale Dorsale Proximale Crâniale Droite
NcDDcrG	Nageoire caudale Dorsale Distale Crâniale Gauche	NcDDcrD	Nageoire caudale Dorsale Distale Crâniale Droite
NcDPcdG	Nageoire caudale Dorsale Proximale Caudale Gauche	NcDPcdD	Nageoire caudale Dorsale Proximale Caudale Droite
NcDDcdG	Nageoire caudale Dorsale Distale Caudale Gauche	NcDDcdD	Nageoire caudale Dorsale Distale Caudale Droite
CaG	Carapace avant Gauche	CcM	Carapace caudale Médiale
CmG	Carapace médiale Gauche	CaD	Carapace avant Droite
CcG	Carapace caudale Gauche	CmD	Carapace médiale Droite
CaM	Carapace avant Médiale	CcD	Carapace caudale Droite
CmM	Carapace médiale Médiale		

\*Source de l'information : élaboration propre.



Sigle	Définition	Sigle	Définition
TVDG	Tête Ventrale Distale Gauche	TDD	Tête Distale Droite
TVPI	Tête Proximale Gauche	TPD	Tête Proximale Droite
CG	Cervicale Gauche	CD	Cervicale Droite
NpVPcrG	Nageoire pectorale Ventrale Proximale Crâniale Gauche	NpVPcrD	Nageoire pectorale Ventrale Proximale Crâniale Droite
NpVMcrG	Nageoire pectorale Ventrale Médiale Crâniale Gauche	NpVMcrD	Nageoire pectorale Ventrale Médiale Crâniale Droite
NpVDcrG	Nageoire pectorale Ventrale Distale Crâniale Gauche	NpVDcrD	Nageoire pectorale Ventrale Distale Crâniale Droite
NpVPcdG	Nageoire pectorale Ventrale Proximale Caudale Gauche	NpVPcdD	Nageoire pectorale Ventrale Proximale Caudale Droite
NpVMcdG	Nageoire pectorale Ventrale Médiale Caudale Gauche	NpVMcdD	Nageoire pectorale Ventrale Médiale Caudale Droite
NpVDcdG	Nageoire pectorale Ventrale Distale Caudale Gauche	NpVDcdD	Nageoire pectorale Ventrale Distale Caudale Droite
NcVPcrG	Nageoire caudale Ventrale Proximale Crâniale Gauche	NcVPcrD	Nageoire caudale Ventrale Proximale Crâniale Droite
NcVDcrG	Nageoire caudale Ventrale Distale Crâniale Gauche	NcVDcrD	Nageoire caudale Ventrale Distale Crâniale Droite
NcVPcdG	Nageoire caudale Ventrale Proximale Caudale Gauche	NcVPcdD	Nageoire caudale Ventrale Proximale Caudale Droite
NcVDcdG	Nageoire caudale Ventrale Distale Caudale Gauche	NcVDcdD	Nageoire caudale Ventrale Distale Caudale Droite
PaG	Plastron avant Gauche	PcM	Plastron caudal Médial
PmG	Plastron médial Gauche	PaD	Plastron avant Droit
PcG	Plastron caudal Gauche	PmD	Plastron médial Droit
PaM	Plastron avant Médial	PcD	Plastron caudal Droit
PmM	Plastron médial Médial		
ZP	Zone pectorale	ZIQ	Zone inguinale queue
CaCrG	Carapace Crâniale Gauche	CaCrD	Carapace Crâniale Droite
CaCdG	Carapace Caudale Gauche	CaCdD	Carapace Caudale Droite

\*Source de l'information : élaboration propre.

## APPENDICE 7 : Résumé des principes actifs, doses et voies d'administration chez les tortues marines.

Principe Actif	Dose	Voie d'Administration	Fréquence	Observations	Section Mentionnée
Amikacine	2,5 à 10 mg/Kg	IM e IV	Tous les 2 à 3 jours	--	Antibiothérapie
	1 <sup>o</sup> dose : 2,5 à 5 mg/Kg 2 <sup>o</sup> dose : 2,5 à 3 mg/Kg	1 <sup>o</sup> dose : IM o SC 2 <sup>o</sup> dose : IM	Tous les 2 à 3 jours	--	
Amoxicilline	30 mg/Kg	PO	SID	--	Antibiothérapie
Amoxicilline/ Clavulanique	5 à 30 mg/Kg	PO	SID	--	Antibiothérapie
Ampicilline	5 mg/ Kg	IM	SID	Avec amikacine	Antibiothérapie
	10 mg/Kg			Avec sulbactam	
	20 à 30 mg/Kg			Efficace contre <i>Enterococcus</i> spp.	
Atipamézole	0,15 à 1 mg/Kg	IV	--	Antagoniste sélectif $\alpha$ -2 indiqué pour renverser les effets sédatifs de M et DM	Analgésie et anesthésie
Atropine	0,1 mg/Kg	IM	--	--	Syndrome de décompression
	0,02 à 0,05 mg/Kg	IM et IV			
Bicarbonate de Soude (8,4%, 1 mEq/ml)	0,5 ml/Kg	IV	--	Ajouté à la fluidothérapie	Hydrocarbures
Bupivacaïne	1 mg/Kg	IT	--	1 à 2 heures d'action	Analgésie et anesthésie
	Maximum 2 mg/Kg	--		Anesthésie locale	
Butorphanol	0,2 à 0,4 mg/Kg	IM	--	Analgésie et sédation supplémentaire au protocole de DM o DM/K Prémédication : <i>C.c</i> ; <i>C.m</i> ; <i>L.k</i>	Analgésie et anesthésie
	0,3 mg/Kg	IM et IV		Prémédication : <i>C.c</i> ; <i>C.m</i> ; <i>L.k</i>	
Ceftazidime	20 mg/Kg	IM	Toutes les 72h, pendant 2 à 3 semaines	Pour reconstitution de 50, 100 y 200 mg/ml, stable pour 24heures à température ambiante, 7 jours réfrigérés ou 3 mois congelés (-20°C)	Hydrocarbures Antibiothérapie
	22 mg/Kg	IM	Tous les 3 jours		
Charbon Actif	2 à 8 mg/Kg	PO	SID	--	Hydrocarbures
Cisapride	1 mg/Kg	PO	SID	--	Syndrome de débilitation chronique Altérations de flottabilité

Abréviations : PO=Perorale ; IM=Intramusculaire ; IV=Intraveuse ; SC=Sous-cutanée ; IT= Intrathécale ; SID=Une fois par jour ; BID=Deux fois par jour ; M=Médétomidine ; DM=Dexmédétomidine ; DM/K= Dexmédétomidine + Kétamine ; C.c=*Caretta caretta* ; C.m=*Chelonia mydas* et L.k=*Lepidochelys kempii* .

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par García-Párraga *et al.* 2014 et Manire *et al.* 2017a.

Principe Actif	Dose	Voie d'Administration	Fréquence	Observations	Section Mentionnée
Danofloxacine	6 mg/Kg	IM	Tous les deux jours	--	Antibiothérapie
Dexmédétomidine	0,025 à 0,1 mg/Kg	IM et IV	--	0,005 mg/Kg utilisée pour les patients nécessitant un débridement	Analgésie et anesthésie
Dexaméthasone	0,5 à 1,2 mg/Kg	IM	SID ou BID	La dose de 0,25 mg/Kg est considérée comme immunosuppressive et celle de 0,1 mg/Kg antiinflammatoire	Syndrome de décompression
	0,1 à 0,25 mg/Kg	IM, IV et SC			
	0,25 mg/Kg	IM, IV et SC			
Diazepam	0,1 à 0,15 mg/Kg	IM et PO	--	Comme stimulant de l'appétit	--
Doxapram chlorhydrate	5 à 10 mg/Kg	IM et IV	--	--	Syndrome de décompression
Enrofloxacin	20 mg/Kg	PO et SC	Tous les 3 ou 7 jours	IM : Dilution 1:1 avec du sérum physiologique pour éviter les effets corrosifs	Antibiothérapie
	5 mg/Kg	PO	SID		
Epinéphrine	0,05 à 0,1 mg/Kg	IM et IV	--	--	--
Fenbendazole	25 à 100 mg/Kg	PO	Tous les 7 à 14 jours	L'animal doit être surveillé pendant la thérapie car il peut être toxique pour les reptiles	Thérapie antiparasitaire et élimination d'épibiontes
	25 à 50 mg/Kg		SID pendant 3 à 5 jours		
Fluconazole	1 <sup>o</sup> dose 21 mg/Kg 2 <sup>o</sup> dose 10 mg/Kg	SC	Tous les 5 jours	Résistances possibles au médicament	Antimycotiques
Flumazénil	0,01 à 0,04 mg/Kg	IM	--	Antagoniste de midazolam	Analgésie et anesthésie
Gentamicine	2,5 mg/Kg	IM	Tous les 3 jours	ADR comprend une nefro et ototoxicité	Antibiothérapie
Gluconate de Calcium	50 à 100 mg/Kg	IM et SC	--	--	Débilitation chronique et Hydrocarbures
Fer fumarate ferreux	10 mg/Kg	PO	SID ou BID	Les intervalles entre les doses dépendent de la réponse clinique	Débilitation chronique
Fer (Dextran)	5 à 12 mg/Kg	IM et SC	Tous les 7 jours	Les intervalles entre les doses dépendent de la réponse clinique	Débilitation chronique
Huile minérale	0,2 à 10 mg/Kg	PO	SID o BID	--	Hydrocarbures
Itraconazole	5 mg/Kg	PO	SID	--	Antimycotiques
	15 mg/Kg		Tous les 3 jours		

Abréviations : PO=Perorale ; IM=Intramusculaire ; IV=Intraveineuse ; SC=Sous-cutanée ; K=Kétamine ; SID=Une fois par jour ; BID=Deux fois par jour ; ADR = Réaction adverse aux médicaments ; DM=Dexmédétomidine ; M=Médétomidine ; C.c=*Caretta caretta* ; C.m=*Chelonia mydas* et L.k=*Lepidochelys kempii*.

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par García-Párraga *et al.* 2014 et Manire *et al.* 2017a.

Principe Actif	Dose	Voie d'Administration	Fréquence	Observations	Section Mentionnée
Kétamine / Dexmédétomidine	K : 2,5 à 5 mg/Kg DM : 0,05 à 0,07 mg/Kg	IV	--	Induction d'anesthésie générale <i>C.c</i> ; <i>C.m</i> y <i>L.k</i>	Analgésie et anesthésie
Kétamine/ Médétomidine	K : 5mg/Kg M : 0,04 à 0,05 mg/Kg	IV	--	Induction d'anesthésie générale	Analgésie et anesthésie
	K : 10 à 15 mg/Kg M : 0,08 mg/Kg	IM		Maintient avec sevoflurane à 2,5% pour <i>C.c</i> et induction anesthésique pour <i>C.c</i>	
Levamisol	5 à 8 mg/Kg	IM	--	Pourrait avoir des effets toxiques chez les quélonidés. Il manque des études concrètes sur l'efficacité de ce traitement.	Thérapie antiparasitaire et élimination d'épibiontes
Lidocaïne	4 mg/Kg (1 à 2%)	Intrathécale au niveau des vertèbres coccygiennes	--	<1 heure d'effet	Analgésie et anesthésie
	Concentration 4%	Topique		Intervention locale sur une blessure	
	Maximum 5 mg/Kg (2%)	IM et SC		Blocage local, doit être dilué en proportion 1 :1 avec du bicarbonate ou de l'eau stérile	
Marbofloxacin	2 mg/Kg	IM, IV et PO	SID	Pour la voie PO, la fréquence dépend de la réponse clinique	Antibiothérapie
Méloxicam	0,1 mg/Kg	IM et IV	Unique dose	<b>SC : Tous les 3 jours pour <i>C.m</i></b> <b>IL N'Y A PAS D'ÉTUDE CONCRÈTE SUR L'EFFICACITÉ DE LA DOSE. N'EST PAS RECOMMANDÉ POUR <i>C.c</i></b>	Syndrome de décompression
	0,2 mg/Kg	IV			
	0,2 à 0,5 mg/Kg	IM et PO	Tous les 3 jours		
	1 mg/Kg	SC			
Métoclopramide	0,5 mg/Kg	IM, SC et PO	SID ou tous les 2 jours	--	Syndrome de débilitation chronique Troubles de flottabilité
Métronidazole	20 à 50 mg/Kg	PO	SID ou tous les 2 jours	--	Thérapie antiparasitaire et élimination d'épibiontes Antibiothérapie
Midazolam	0,1 à 1 mg/Kg	IM et IV	--	Sédation ou prémédication	Analgésie et anesthésie
	1 à 2 mg/Kg	IM			

Abréviations : PO=Perorale ; IM=Intramusculaire ; IV=Intraveuse ; SC=Sous-cutanée ; ICo=Intracœlomique ; SID=Une fois par jour ; BID=Deux fois par jour ; *C.c*=*Caretta caretta* ; *C.m*=*Chelonia mydas* et *L.k*=*Lepidochelys kempii* .

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par García-Párraga *et al.* 2014 et Manire *et al.* 2017a.



Principe Actif	Dose	Voie d'Administration	Fréquence	Observations	Section Mentionnée
Naloxone	0,02 à 2 mg/Kg	IM	--	Antagoniste d'opioïdes	Analgésie et anesthésie
Pentobarbital	60 à 100 mg/Kg	IV	Dose unique	Dose pour réaliser une euthanasie	Euthanasie
Praziquantel	5 à 10 mg/Kg	PO	Toutes les 2 semaines	Traitement contre les Cestodes	Thérapie antiparasitaire et élimination d'épibiontes
	25 mg/Kg		TID toutes les 3 heures, 1 jour BID 3 fois SID pour 3 jours	TID toutes les 3 heures en un jour pour le traitement contre les Spirochètes	
Propofol	5 à 7 mg/Kg	IV	--	Dose initiale, supplémentation avec la moitié de la dose	Analgésie et anesthésie
Pyrantel	5 à 10 mg/Kg	PO	Tous les 7 jours	--	Thérapie antiparasitaire et élimination d'épibiontes
Sucralfate	50 à 100 mg/Kg	PO	SID	--	Syndrome de débilitation chronique
Tilétamine/ Zolazépam (Telazol)	0,75 à 1,25 mg/Kg	IV	--	Tortues marines adultes : <i>C.c</i> ; <i>C.m</i> et <i>L.k</i>	Analgésie et anesthésie
	1 à 3 mg/Kg			Tortues marines de plus petite taille. Pour des procédures mineures ou une induction d'anesthésie générale	
Tramadol	5 mg/Kg	PO	Tous les 2 jours	--	Syndrome de décompression
	10 mg/Kg		Tous les 3 jours		
	5 à 10 mg/Kg	IM	--		

\*Abréviations : PO=Perorale ; IM=Intramusculaire ; IV=Intraveineuse ; SID=Une fois par jour ; BID=Deux fois par jour ; TID=Trois fois par jour ; *C.c*=*Caretta caretta* ; *C.m*=*Chelonia mydas* et *L.k*=*Lepidochelys kempii*.

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par García-Párraga *et al.* 2014 et Manire *et al.* 2017a.

Principe Actif	Dose	Voie d'Administration	Fréquence	Observations	Section Mentionnée
Vitamine B	5 à 10 mg/Kg	IM et SC	Tous les 6 à 7 jours	Dose de thiamine	Hydrocarbures
Vitamine C	10 mg/Kg	IM et SC	--	--	Débilitation chronique
Vitamine K	0,25 mg/Kg	IM	--	--	Débilitation chronique

Abréviations : IM=Intramusculaire et SC=Sous-cutanée.

\*Source de l'information : élaboration propre basée sur ce qui a été décrit par García-Párraga *et al.* 2014 et Manire *et al.* 2017a.

# **REFERENCES**

## **BIBLIOGRAPHIQUES**



- Álvarez-Varas R, M Flores, D Demangel, M García & N Sallaberry-Pincheira.** 2015. Primer reporte confirmado de Tortuga Carey *Eretmochelys imbricata* en aguas costeras de Isla de Pascua (Rapa Nui). Revista de biología marina y oceanografía. 50(3): 597-602.
- Álvarez-Varaz R, J Contardo, M Heidemeyer, L Forero-Rozo, B Brito, V Cortés, MJ Brain, S Pereira & J Vianna.** 2017. Ecology, health, and genetic characterization of the southernmost green turtle (*Chelonia mydas*) aggregation in the Eastern Pacific: implications for local conservation strategies. Latin American Journal of Aquatic Research. 45(3): 540-554.
- Álvarez-Varas R, D Cárdenas, R Cucalón, J del Río, F Cifuentes, M Ulloa, C Briceño & W Cárdenas.** 2019. First report of fibropapillomatosis in an olive ridley turtle *Lepidochelys olivacea* from the Southeastern Pacific. Diseases of Aquatic Organisms. 135: 43-48.
- Amorocho D, F Abreu-Grobois, P Dutton & R Reina.** 2012. Multiple distant origins for green sea turtles aggregating off Gorgona Island in the Colombian Eastern Pacific. PLoS ONE. 7(2): e31486. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0031486>.
- Anderson E, L Minter, E Clarke, R Mroch, J Beasley & C Harms.** 2011. The effects of feeding on hematological and plasma biochemical profiles in green (*Chelonia mydas*) and Kemp's Ridley (*Lepidochelys kempii*) sea turtles. Veterinary Medicine International. 2011: 1-7.
- Anderson E, C Harms, E Stringer & W Cluse.** 2011. Evaluation of hematology and serum biochemistry of cold-stunned green sea turtles (*Chelonia mydas*) in North Carolina, USA. Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 42: 247-255.
- Barber R, C Fontaine, J Flanagan & E Louis.** 2003. Natural hybridization between a Kemp's ridley (*Lepidochelys kempii*) and Loggerhead Sea turtle (*Caretta caretta*) confirmed by molecular analysis. Chelonian Conservation and Biology. 4: 701-704.
- Beck K, M Loomis, G Lewbart, L Spelman & M Papich.** 1995. Preliminary comparison of plasma concentration of gentamicin injected into the cranial and caudal limb musculature of the eastern box turtle (*Terrapene Carolina Carolina*). Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 26: 265-268.
- Bellini C, M Godfrey & T Sanches.** 2001. Metal tag loss in wild juvenile Hawksbill Sea turtles (*Eretmochelys imbricata*). Herpetological Review. 32(3): 172-174.

- Brito C, S Torres Vilaça, A Lacerda, R Maggioni, M Marcovaldi, G Vélez-Rubio & M Carneiro Proietti.** 2020. Combined use of mitochondrial and nuclear genetic markers further reveal immature marine turtle hybrids along the Southwestern Atlantic. *Genetics and Molecular Biology*. 43(2): e20190098.
- Bjorndal K, A Bolten & M Chaloupa.** 2000. Green turtle somatic growth model: evidence for density dependence. *Ecological Applications*. 10(1): 269-282.
- Bluvias J & K Eckert.** 2010. Marine turtle trauma response procedures: A husbandry manual, wider Caribbean Sea turtle conservation network (WIDECAST) Technical Report N 10. Ballwin, Missouri. 100 pp.
- Boylan S, A Valente, C Innis, B Stacy & J Wyneken.** 2017a. Respiratory System. *Sea turtle Health & Rehabilitation*. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA. 315-336 pp.
- Boylan S, B Stacy & J Wyneken.** 2017b. Integumentary System. *Sea turtle Health & Rehabilitation*. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA. 243-263 pp.
- Bulter O.J, W Milsom & A Woakes.** 1984. Respiratory, cardiovascular and metabolic adjustments during steady state swimming in the green turtle, *Chelonia mydas*. *Journal of Comparative Physiology B*. 154(2): 167-174.
- Campbell T.** 1996. *Sea turtle rehabilitation*. in: Mader DR (ed) *Reptile medicine and surgery*, 1<sup>st</sup> edn. Saunders, Philadelphia, Pennsylvania, 427-436 pp.
- Carpentier A, C Jean, M Barret, A Chassagneux & Ciccione S.** 2016. Stability of facial scale patterns on green sea turtles *Chelonia mydas* over time: A validation for the use of a photo-identification method. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 476: 15-21.
- Casale S, D O'Neil & M Walsh.** 2012. Nutritional support for rehabilitation in a lethargic loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). In *Proceeding of the 43<sup>rd</sup> Annual Conference for the International Association for Aquatic Animal Medicine*, Atlanta, Georgia. Mayo 13-16: 98-99 pp.



- Chacón D, N Valerín, M Cajiao, H Gamboa & G Marín.** 2000. Manual para mejores prácticas de conservación de las tortugas marinas en Centroamérica. Programa Regional Ambiental para Centroamérica de la AID-G/CAP en sus componentes CAPAS y Costas, bajo el auspicio de la secretaría de Integración Centroamericana (SICA antes CCAD).
- Chrisman C, M Walsh, J Meeks, H Zurawka, R LaRock, L Herbst & J Schumacher.** 1997. Neurologic examination of sea turtles. Journal of the American Veterinary Medical Association. 211: 1043-1047.
- Clauss T, M Papich, S Coy, S Hernandez-Divers, I Berzins & S Budsberg.** 2007. Pharmacokinetics of meloxicam in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) after single dose intravenous administration, in Proceeding of the 38<sup>th</sup> Annual Conference of the International Association for Aquatic Medicine, Lake Buena Vista, Florida. 5-9 Mayo. 228pp.
- Coleman A, E Pulis, J Pitchford, K Croker, A Heaton, A Carron, W Hatchett, D Shannon, F Austin, M Dalton, C Clemons-Chevis & M Solangi.** 2016. Population ecology and rehabilitation of incidentally captured Kemp's ridley sea turtle (*Lepidochelys kempii*) in the Mississippi Sound, USA. Herpetological Conservation and Biology. 11(1): 253-264.
- Di Bello A, D Mader & N Mettee.** 2017. Surgery. Sea turtle Health & Rehabilitation. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA. 551-610 pp.
- Divers S, C Innis, T Norton, D Mader & W Scott.** 2017. Endoscopy. Sea turtle Health & Rehabilitation. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA. 611-656 pp.
- Donoso-Barros R.** 1966. Reptiles de Chile. Editorial Universidad de Chile. 1-458 pp.
- Duffy D, C Schnistine, L Karpinski, R Thomas, J Whilde, C Eastman, C Yang, A Krstic, D Rollinson, B Zirkelbach, K Yetsko, B Burkhalter & M Martindale.** 2018. Sea turtle fibropapilloma tumors share genomic drivers and therapeutic vulnerabilities with human cancers. Communications Biology. 1(1): 63. Doi: 10.1038/s42003-018-0059-x.

- Dutton P & D McDonald.** 1994. Use of PIT tags to identify adult leatherbacks. *Marine Turtle Newsletter*. 67: 13-14.
- Eckert K, B Bjorndal, F Abreu-Grobois & M Donnelly** (Eds). 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.
- Eckert K & J Beggs.** 2006. *Marcado de Tortugas Marinas. Un manual de métodos recomendados. Red de Conservación de tortugas Marinas del Gran Caribe (WIDECAS)*. Informe Técnico No.2 Edición Revisada. Beaufort, North Carolina, USA. 40 pp.
- Eckert K, B Wallace, J Frazier, S Eckert & P Pritchard.** 2012. Synopsis of the biological data on the leatherback sea turtle (*Dermochelys coriacea*). U.S. Department of Interior, Fish and Wildlife Service, Biological Technical Publication BTPR4015-2012, Washington, D.C. 159 pp.
- Fernández L, GL Poletta, A Imhof & PA Siroski.** 2013. Efectos de la radiación ultravioleta natural y artificial (UVA/UVB) sobre la concentración plasmática de calcio y fósforo y el crecimiento en crías de *Caiman latirostris*. *Investigación Veterinaria*. 15(1-2): 75-82.
- Field C, L Staggs & C Godard-Coddington.** 2017. Sea Turtles and oil. *Sea turtle Health & Rehabilitation*. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA. 915-931 pp.
- Fraaij W.** 1997. Sea Turtle red blood cell parameters correlated with carapace lengths. *Comparative Biochemistry and Physiology*. 56(4): 467-472.
- García-Párraga D, J Crespo-Picazo, Y Bernaldo de Quirós, V Cervera, L Martí-Bonmati, J Díaz-Delgado, M Arbelo, M Moore, P Jepson & A Fernández.** 2014. Decompression sickness ("the bends") in sea turtles. *Diseases of Aquatic Organisms*. 111 : 191-205.
- Greenblatt R, S Quackenbush, R Casey, J Rovnak, G Balazs, T Work, J Casey & C Sutton.** 2005. Genomic variation of the fibropapilloma-associated marine turtle herpesvirus across seven geographic areas and three host species. *Journal of Virology*. 79(2) : 1125- 1132.
- Harris H, S Benson, K Gilardi, R Poppenga, T Work, P Dutton & J Mazet.** 2011. Comparative health assessment of Western Pacific leatherback turtles (*Dermochelys coriacea*) foraging off the coast of California, 2005-2007. *Journal Wildlife Diseases*. 47 : 321-337.



- Harris H, M Flint, K Stewart & C Harms.** 2017. Field Techniques. Sea turtle Health & Rehabilitation. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA. 819-857 pp.
- Hernandez-Divers S.M, S.J Hernandez-Divers & J Wyneken.** 2002. Angiographic, anatomic, and clinical technique descriptions of a subcarapacial venipuncture site for chelonians. Journal of Herpetological Medicine and Surgery. 12(2) : 32-37.
- Higgins B.** 2003. Sea Turtle Husbandry. In : The Biology of Sea Turtle. Vol II. Lutz P, J Musick & J Wyneken (Eds). CRC Press, Boca Raton. 411-440 pp.
- Holz P, I Barker, G Crawshaw & H Dobson.** 1997a. The anatomy and perfusion of the renal portal system in the red-eared slider (*Trachemys scripta elegans*). Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 28(4) : 378-385.
- Holz P, I Barker, J Burger, G Crawshaw & P Conlon.** 1997b. The effect of the renal portal system on pharmacokinetic parameters in the red-eared slider (*Trachemys scripta elegans*). Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 28(4) : 386-393.
- Hoopes L, E Koutsos & T Norton.** 2017. Nutrition. Sea turtle health & Rehabilitation. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine. 63-96 pp.
- Innis C, J Ravich, M Tlusty, M Hoge, D Wunn, L Boerner-Neville, C Merigo & E Weber.** 2009. Hematologic and plasma biochemical finding in cold-stunned Kemp's ridley sea turtles (*Lepidochelys kempii*). Journal of the American Veterinary Medical Association. 235(4) : 426-432.
- Innis C, J Braverman, J Cavin, M Ceresia, M Baden, D Kuhn, S Frasca, J McGowan, K Hirokawa, E Weber, B Stacy & C Marigo.** 2014. Diagnosis and management of *Enterococcus* spp. infections during rehabilitation of cold-stunned Kemp's ridley turtle (*Lepidochelys kempii*): 50 cases (2006-2012). Journal of the American Veterinary Medical Association. 245(3): 315-323.
- Innis C & Staggs L.** 2017. Cold-Stunning. Sea turtle Health & Rehabilitation. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA. 675-687 pp.

- Innis C, C Harms & C Manire.** 2017a. Therapeutics. Sea turtle Health & Rehabilitation. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA. 497-526 pp.
- Innis C, A Valente, B Stacy & J Wyneken.** 2017b. Urogenital and Lacrimal systems. Sea turtle Health & Rehabilitation. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA. 381-416 pp.
- Jacobson E, G Harman, L Maxwell, E Laille.** 2003. Plasma concentrations of praziquantel after administration of single and multiple doses in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). American Journal of Veterinary Research. 64(3): 304-309.
- Jacobson E, R Gronwall, L Maxwell, K Meritt & G Harman.** 2005. Plasma concentrations of enrofloxacin after single-dose oral administration in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 36(4): 628-634.
- Jaimes M.** 2012. Petróleo: Historia y perspectivas geopolíticas. Aldea Mundo Revista sobre Fronteras e Integración. 17(34): 65-70.
- James M, K Martin & P Dutton.** 2004. Hybridization Between a Green Turtle, *Chelonia mydas*, and Loggerhead Turtle, *Caretta caretta*, and the First Record of a Green Turtle in Atlantic Canada. The Canadian Field-Naturalist. 118(4): 579.  
Doi:10.22621/cfn.v118i4.59.
- Jessop T, C Limpus & J Whittier.** 2002. Nocturnal activity in the green sea turtle alters daily profiles of melatonin and corticosterone. Hormones and Behavior. 41(4): 357-365.
- Jones T, M Salmon, J Wyneken & C Johnson.** 2000. Rearing leatherback hatchling: protocols, growth and survival. Marine Turtle Newsletter. 90: 3-6.
- Kelez S, X Velez-Zuazo & A Pacheco.** 2016. First record of hybridization between green *Chelonia mydas* and hawksbill *Eretmochelys imbricata* sea turtles in the Southeast Pacific. PeerJ. 4:e1712.
- Krum H.** 1997. Intraosseous fluid administration in sea turtles, in Proceedings of the 4<sup>th</sup> Annual Conference of the Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians, Houston, Texas. Octubre 24-27. 125 pp.

- Lara-Ruiz P, G Lopez, F Santos, L Soares.** 2006. Extensive hybridization in hawksbill turtles (*Eretmochelys imbricata*) nesting in Brazil revealed by mtDNA analyses. *Conservation Genetics*. 7(5): 773-781.
- Lewbart G, M Hirschfeld, J Denking, K Vasco, N Guevara, J García, J Muñoz & K Lohmann.** 2014. Blood Gases, Biochemistry, and Hematology of Galapagos Green Turtle (*Chelonia mydas*). *PLoS ONE*. 9(5): e96487.
- Lai O, A Di Bello, S Soloperto, D Freggi, G Marzano, L Cavaliere & G Crescenzo.** 2015. Pharmacokinetics behavior of meloxicam in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) after intramuscular and intravenous administration. *Journal of Wildlife Diseases*. 51(2): 509-512.
- Macrelli R, Ceccarelli & L Fiorucci.** 2013. Determination of serum albumin concentration in healthy and diseased Hermann's tortoises (*Testudo hermanni*): a comparison using electrophoresis and the bromocresol green dye-binding method. *Journal of Herpetological Medicine and Surgery*. 23(1): 20-24.
- Manire C, H Rhinehart, D Sutton, E Thompson, M Rinaldi, J Buck & E Jacobson.** 2002. Disseminated mycotic infection caused by *Colletotrichum acutatum* in a Kemp's ridley sea turtle (*Lepidochelys kempii*). *Journal of Clinical Microbiology*. 40(11): 4273-4280.
- Manire C & N Montgomery.** 2014. Intestinal coccidia resembling *Caryospora spp.* in green and loggerhead sea turtles: occurrence and effective treatment. in: Proceedings of the 45<sup>th</sup> Annual Conference for the International Association for Aquatic Animal Medicine, Gold Coast, Australia. May 17-22.
- Manire C, T Norton, B Stacy, C Innis & C Harms.** 2017a. *Sea Turtle Health & Rehabilitation*. (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA.
- Manire C, N Stacy & T Norton.** 2017b. Chronic Debilitation. *Sea turtle Health & Rehabilitation*. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA. 707-724 pp.
- Manire C, T Norton, M Walsh & L Campbell.** 2017c. Bouyancy Disorders. *Sea turtle Health & Rehabilitation*. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA. 689-706 pp.



**Manual de recomendaciones para el rescate de aves, tortugas y mamíferos marinos.**

Secretaría de Ambiente y Desarrollo Sustentable, Dirección de Recursos Ictícolas y Acuícolas. 2006. Buenos Aires.

**Márquez M.** 1990. FAO species catalogue. Vol 11: Sea turtles of the world. An annotated and illustrated catalogue of sea turtle species known to date. FAO Fisheries Synopsis. No. 125. Vol 11. Roma. 45 pp. <<http://www.fao.org/3/t0244e/t0244e00.ht>>.

**Mettee N & T Norton.** 2017. Trauma and Wound Care. Sea turtle Health & Rehabilitation. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA. 657- 674 pp.

**Mitchell M.** 2006. Therapeutics, In Reptile Medicine and Surgery, 2<sup>o</sup> ed., Mader D.R., Ed Elsevier Saunders, St Louis, Missouri. 631-664 pp.

**Mitchell M.** 2008. Fluid therapy for reptiles (Proceeding).  
<<https://www.dvm360.com/view/fluid-therapy-reptiles-proceedings>>.

**Mora J & D Robinson.** 1982. Discovery of a Blind Olive Ridley Turtle (*Lepidochelys olivacea*) Nesting at Playa Ostional, Costa Rica. Revista de Biología Tropical. 30(2):178-179.

**Murray M.** 2006. Cardiopulmonary anatomy and physiologi. In. Reptile Medicine and Surgery, 2<sup>o</sup> ed., Mader D.R., Ed Elsevier Saunders, St Louis, Missouri. 124-134 pp.

**NOAA FISHERIES.** Protected Species Workshop. Handling, Release, and Identification Guidelines. Pacific Island Pelagic Fisheries. 2020.  
<<https://www.fisheries.noaa.gov/resource/document/handling-release-and-identification-guidelines-pacific-islands-pelagic-fisheries>>.

**Norton T.** 2005. Topics in medicine and surgery: chelonian emergency and critical care. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine. 14: 106-130.

**Norton T & J Wyneken.** 2014. Sea Turtle Physical Examination: Part 2,  
<<http://lafeber.com/vet/sea-turtle-physical-examination-part-2>>.

**Norton T & J Wyneken.** 2015. Sea Turtle Restrain, <<http://lafeber.com/vet/sea-turtle-restraint>>.

- Norton T, S Cox, S Nelson, M Kaylor, R Thomas, A Hupp & K Sladky.** 2015. Pharmacokinetics of tramadol and o-desmethytramadol in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 46(2): 262-265.
- Norton T, C Mosley, K Sladky, E Rousselet, M Walsh, C Manire & T Zachariah.** 2017. Analgesia and Anesthesia. Sea turtle Health & Rehabilitation. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida. 527-550 pp.
- Omeyer L, P Casale, W Fuller, B Godley, K Holmes, R Snape & A Broderick.** 2019. The importance of passive integrated transponder (PIT) tags for measuring life-history of sea turtles. Biological Conservation. 240, 108248.
- O.N.G QARAPARA Tortugas Marinas Chile.** 2017. Manual para necropsia de tortugas marinas de Chile. 26 pp. Edición sin publicar.
- Parga M, J Crespo-Picazo, D García-Párraga, B Stacy & C Harms.** 2017. Fisheries and Sea Turtles. Sea turtle Health & Rehabilitation. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA. 859-897 pp.
- Pease A, A Di Bello, S Rivera & A Valente.** 2017. Diagnostic Imaging. 2017. Sea turtle Health & Rehabilitation. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA. 123-146 pp.
- Page-Karjian A & L Herbest.** 2017. Viruses. Sea turtle Health & Rehabilitation. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA. 751-778 pp.
- Phelan S & K Eckert.** 2006. Marine Turtle Trauma Response Procedures: A Field Guide. Wider Caribbean Sea Turtle Conservation Network (WIDECAST) Technical Report No. 4. Beaufort, North Carolina USA. 17 pp.
- Portugues C, J Crespo-Picazo, D García-Párraga, J Altimiras, T Lorenzo, A Borque-Espinosa & A Fahlman.** 2018. Impact of gas emboli and hyperbaric treatment on respiratory function of loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). Conservation Physiology. 6(1): cox074.
- Pritchard P & P Trebbau.** 1984. The Turtles of Venezuela, Contributions to Herpetology No. 2, Society for the Study of Amphibians and Reptiles, Oxford, Ohio. 249-351 pp.

- Pszonowsky R, N Rice & D Cheney.** 2019. Swot Report. 14.  
<<https://www.seaturtlestatus.org/articles/2019/1/31/finding-the-keys-to-safe-transport-of-debilitated-turtles>>.
- Reckendorf A, K Tuxbury, J Cavin, G Silver, J Brisson, C McManus, B Stacy, C Merigo & C Innis.** 2016. Laryngeal Paralysis in a Loggerhead Sea Turtle (*Caretta caretta*). Journal of Herpetological Medicine and Surgery. 26(1): 20-25.
- Reisser J, M Proietti, P Kinas & I Sazima.** 2008. Photographic identification of sea turtles: method description and validation, with an estimation of tag loss. Endangered Species Research. 5: 73-82.
- Reyes MB & G Vélez-Rubio.** 2019. Protocolo para la toma de muestras de epibiontes de tortugas marinas. Asociación Civil Karumbé. Montevideo, Uruguay.
- Rivera S, S Divers, S Knafo, P Martinez, L Cayot, W Tapia-Aguilera & J Flanagan.** 2011. Sterilization of hybrid Galapagos tortoises (*Geochelone nigra*) for island restoration. Part 2: phallectomy of males under intrathecal anesthesia with lidocaine. Veterinary Record. 168(3): 78-81.
- Rousselet E, N Stacy, K Victoire, B Higgins, M Tocidlowski, J Flanagan & C Godard-Coddington.** 2013. Hematology and plasma biochemistry of immature, capture-reared loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 44(4): 859-874.
- Santadora E, J Spotila & R Foley.** 1982. Regional endothermy in the sea turtle, *Chelonia mydas*. Journal Thermal Biology. 7(3): 159-165.
- Seminoff J, S Karl, T Schwartz & A Resendiz.** 2003. Hybridization of the green turtle (*Chelonia mydas*) and hawksbill turtle (*Eretmochelys imbricata*) in the Pacific Ocean: Indication of an absence of gender bias in the directionality of crosses. Bulletin of Marine Science. 73(3): 643-652.
- Servicio Agrícola y Ganadero (SAG).** Sistema medicamentos veterinarios.  
<[https://medicamentos.sag.gob.cl/ConsultaUsrPublico/BusquedaMedicamentos\\_1.asp](https://medicamentos.sag.gob.cl/ConsultaUsrPublico/BusquedaMedicamentos_1.asp)>.
- Servicio Nacional de Pesca y Acuicultura (SERNAPESCA).** < <http://www.sernapesca.cl>>.



- Sladky K, V Miletic, J Paul-Murphy, M Kinney, R Dallwing & S Johsson.** 2007. Analgesic efficacy and respiratory effects of butorphanol and morphine in turtle. Journal of the American Veterinary Medical Association. 230(9): 13-46-1362.
- Snover M.** 2002. Growth and ontogeny of sea turtles using skeletochronology: methods, validation and application to conservation. Ph.D. dissertation. Duke University, Durham, North Carolina, 144 pp.
- Soloperto S, A Di Bello, O Lai, D Freggi, A Tinelli, V Carofiglio & G Crescenzo.** 2011. Pharmacokinetic behaviour of meloxicam in loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*), in Proceeding of the 31<sup>st</sup> Annual Symposium on Sea Turtle Biology and Conservation, San Diego, California. 12-15 April. 204 pp.
- Stacy N & C Innis.** 2017. Clinical Pathology. 2017. Sea turtle Health & Rehabilitation. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA. 147-208 pp.
- Stamper M, C Spicer, D Neiffer, K Mathews & G Fleming.** 2009. Morbidity in a juvenile green turtle (*Chelonia mydas*) due to ocean-borne plastic. Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 40(1): 196-198.
- Stamper M, C Harms & G Lewbart.** 2017. Environment/Water Quality/Biosecurity. Sea turtle Health & Rehabilitation. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA. 45-62 pp.
- Stewart K, T Norton, H Mohammed, D Browne, K Clements, K Thomas, T Yaw & J Horrocks.** 2016. Effects of "Swim with the Turtles" tourist attractions on green sea turtles (*Chelonia mydas*) health in Barbados, West Indies. Journal of Wildlife Diseases: 52(2): 204-117.
- The State of the World's Sea Turtles, SWOT.** (2019). Volumen XIV.  
<<https://www.seaturtlestatus.org/swot-report-vol-14>>.
- Thomson J, D Burkholder, M Heithaus & L Dill.** 2009. Validation of a rapid visual-assessment technique for categorizing the body condition of green turtles (*Chelonia mydas*) in the Field. Copeia. 2009(2): 251-255.
- Tracchia A.** 2018. Medicina en quelonios y otros reptiles. (Eds). Fundación Azara. Ciudad Autónoma de Buenos Aires, Argentina.

- Tristan T & T Norton.** 2017. Physical Examination. Sea turtle Health & Rehabilitation. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA. 99-122 pp.
- United States Fish and Wildlife Service.** 2013. Standard permit conditions for care and maintenance of captive sea turtles, Jacksonville, Florida. 9 pp.
- Van Dam R & C Diez.** 1999. Differential tag retention in Caribbean hawksbill turtles. *Chelonian Conservation and Biology*. 3(2): 225-229.
- Vilaça S & FR dos Santos.** 2013. Molecular data for the sea turtle population in Brazil. *Dataset Pap Sci*. 2013. 1-7. Doi:10.1155/2013/196492.
- Vélez-Rubio G, A Estrades, A Fallabrino & J Tomás.** 2013. Marine turtle threats in Uruguayan waters: insights from 12 years of stranding data. *Marine Biology*. 160(11): 2797-2811.
- Wahl M.** 1989. Marine epibiosis. Fouling and antifouling; some basic aspects. *Marine Ecology Progress Series*. 58: 175-189.
- Walsh M.** 2000. Rehabilitación de tortugas marinas. (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.
- Wallace B & H George.** 2007. Alternative techniques for obtaining blood samples from leatherback turtles. *Chelonian Conservation Biology*. 6(1): 147-149.
- Wess G & C Reusch.** 2000. Evaluation of five portable blood glucose meters for use in dogs. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. 216 (2): 203-209.
- Witherington B.** 2017. Sea turtle in context: their life history and conservation. Sea turtle Health & Rehabilitation. Manire C.A, T.M Norton, B.A Stacy, C.J Innis & C.A Harms (Eds). J. Ross Publishing. Pine Island Rd, Florida, USA. 3-24 pp.
- Wyneken J.** 2004. La anatomía de las Tortugas Marinas. Wyneken, J. 2004. La Anatomía de las Tortugas Marinas. U.S. Department of Commerce NOAA Technical Memorandum NMFS-SEFSC-470, 172 pp. Versión en español de Wyneken, J. 2001. The Anatomy of Sea Turtles. U.S. Department of Commerce NOAA Technical Memorandum NMFS-SEFSC, 172 pp.
- Wyneken J, C Merigo & B Higgins.** 2010. PIT tag migration in sea turtle flippers. *Herpetological Review*. 41(4): 448-454.

**Zárate P, A Fernie & P Dutton.** 2003. First results of the East Pacific green turtle, *Chelonia mydas*, nesting population assessment in the Galapagos Islands. 22<sup>nd</sup> Simposio annual sobre biología y conservación de tortugas marinas. Poster. Miami, Florida, USA.





## Les auteurs...

### Sofía Pereira Figueroa Médecin Veterinaire

"Il existe différentes manières d'aider à la conservation de notre magnifique planète. Avec la conviction que "les gens prennent soin de ce qu'ils connaissent", je souhaite apporter, avec ce petit grain de sable, plus d'informations pour que les gens puissent se familiariser et tomber amoureux de ces merveilleuses espèces".



### Marcela Jáuregui Rodríguez Biologiste Marine

"J'ai appris des plus grands et je me suis imprégnée d'amour et de passion pour la conservation de l'environnement, en particulier des tortues marines. Je crois que "C'est en nous informant que nous serons capables de prendre de meilleures décisions". Ce projet vise en partie à générer ces informations".



### Víctor Zavala Díaz Technicien Veterinaire et Production animale

"Je suis un amoureux de l'océan et de tout ce qui le compose. Mais j'ai toujours été passionné de tortues marines. Je les admire pour différentes raisons, c'est pour cela que j'ai cherché tous les moyens de contribuer à leur conservation, ce que je continuerai de faire chaque jour".





## Les traducteurs...

Tania Gilbert

Étudiante Vétérinaire

"C'est un honneur d'avoir participé à diffuser cet ouvrage en travaillant avec une équipe aussi humaine et passionnée. Le partage des connaissances et la solidarité à travers le monde et au delà des océans semblent être des avantages à tirer de la mondialisation. Plus encore lorsqu'il s'agit de conservation d'espèces de grands migrants comme les tortues marines. Merci à tous ces scientifiques dévoués"



Stéphane Ciccione

Directeur de Kelonia, l'Observatoire des tortues marines de La Réunion

"Le partage de connaissance et d'expérience est essentiel pour la bonne prise en charge des tortues marines et assurer leur réhabilitation. Aussi j'ai tout de suite adhéré à la proposition de traduction faite par Tania, qui valorise l'énorme travail réalisé par nos collègues hispanophones".

Mathieu Barret

Responsable du Centre de Soins de Kelonia

"Les tortues marines sont des animaux qui me fascinent et qui, malgré l'intérêt croissant à leur égard, n'ont pas encore livré tous leurs secrets. C'est pourquoi il est passionnant de découvrir et de diffuser les connaissances et les particularités liées à leur prise en charge. Cet ouvrage vient soutenir l'effort collectif de conservation de ces espèces menacées".



Monique Bécarie

Enseignante, *au contact du vivant*

"Ravie de participer à ce beau projet de traduction et d'apporter ma contribution à la diffusion de cette étude en scrutant avec vigilance le code orthographique. Grâce à cette relecture, j'ai continué à plonger dans ce vaste monde de la connaissance du vivant ; précieux partage !"

Avec l'aide et le précieux soutien de Daniela Freggi et Amandine Bottamedi



“Les caractéristiques anatomiques et physiologiques des tortues marines en font des êtres uniques, mais constituent en même temps un énorme défi pour la gestion et la réhabilitation de ces animaux. Le Manuel de Réhabilitation de Tortues Marines est un recueil d’informations essentielles pour les professionnels qui travaillent avec ce groupe taxonomique, qui comprend des notions allant de l’anatomie, la physiologie et le comportement jusqu’aux techniques de sauvetage, de transport, de réhabilitation et de libération de ces animaux. L’élaboration du Manuel en espagnol permettra aux professionnels dont les compétences en anglais sont limitées d’avoir accès à ces informations, permettant ainsi l’avancée de la médecine des tortues marines dans diverses parties du monde. Ce fut un honneur pour moi de relire cet ouvrage. Puisse-nous évoluer ensemble en tant que professionnels, mais surtout en tant que citoyens et œuvrer à la conservation de ces créatures fantastiques”.

**Daphne Wrobel**  
**Médecin Vétérinaire, R3 Animal**

“Ce projet est né au sein de QARAPARA il y a plusieurs années, avec de nombreuses difficultés. C’est une grande satisfaction pour notre organisation que les auteurs aient pu l’amener à bon port. Dans un pays comme le Chili, où il est parfois difficile d’imaginer la présence de tortues marines ; ce manuel arrive pour soutenir et améliorer les processus de réhabilitation, en espérant que cela donne une lueur d’espoir pour la conservation de ces reptiles si menacés tant dans notre pays qu’au niveau international”.

**Carol Medrano**  
**Biologiste Marin, Directrice de l’O.N.G QARAPARA**

“Les tortues marines et les hommes sont liés depuis les premières navigations sur les océans et l’établissement de colonies côtières. Aujourd’hui, la survie fragile des tortues marines relève entièrement de notre responsabilité. De nombreux projets scientifiques et éducatifs tentent de ralentir le risque d’extinction de ces espèces. Au cours des dernières décennies, l’impact émotionnel généré par les activités menées dans les centres de soins a joué un rôle clé dans l’éducation du public, et c’est de cette manière que la réhabilitation peut devenir un soutien solide pour les programmes de conservation. Pour ce faire, il est important de disposer de protocoles médicaux et de gestion standardisés, non seulement pour garantir de meilleurs soins aux animaux blessés, mais aussi pour favoriser la collecte d’informations comparables et partageables entre les nations et les régions. Étant donné que les tortues n’ont pas de propriétaires pour défendre leurs droits, elles ont besoin d’une protection rigoureuse et scientifique. Les pays d’Amérique du Sud ont une longue histoire d’activités de conservation de ces espèces. Ce manuel rassemble les dernières connaissances et pratiques en matière de soins, de gestion et de médecine des tortues marines, ce qui en fait un outil précieux pour les jeunes générations de soigneurs, soutenant leurs efforts pour améliorer l’avenir des tortues marines.”.

**Daniela Freggi**  
**Biologiste, Directrice Lampedusa Turtle Rescue**

“La conservation de la diversité biologique, en particulier marine, est un axe fondamental pour faire face à la crise climatique. La protection de ses sujets de conservation à travers le sauvetage, la réhabilitation et la réintroduction de la faune marine affectée est la plus belle forme de conservation... Une grande contribution et un guide pour les professionnels impliqués dans la réhabilitation des tortues marines au Chili peuvent être trouvés dans les pages de ce splendide et soigneusement élaboré Manuel de Réhabilitation des Tortues Marines”.

**Mauricio Ulloa**  
**Médecin Vétérinaire, Directrice général de SERNAPESCA Tarapacá**

