

CAMPUS VÉTÉRINAIRE DE LYON

Année 2022 - Thèse n° 032

**TECHNIQUES D'ETUDE ET DE PRESERVATION
D'UNE ESPECE MENACEE : LA TORTUE
CAOUANNE. EXEMPLE DU CENTRE D'ETUDE ET DE
SAUVETAGE DES TORTUES MARINES DE
MEDITERRANEE.**

THESE

Présentée à l'Université Claude Bernard Lyon 1
(Médecine – Pharmacie)

Et soutenue publiquement le 8 septembre 2022
Pour obtenir le titre de Docteur Vétérinaire

Par

BOURLIER Jean-Romain

CAMPUS VÉTÉRINAIRE DE LYON

Année 2022 - Thèse n° 032

**TECHNIQUES D'ETUDE ET DE PRESERVATION
D'UNE ESPECE MENACEE : LA TORTUE
CAOUANNE. EXEMPLE DU CENTRE D'ETUDE ET DE
SAUVETAGE DES TORTUES MARINES DE
MEDITERRANEE.**

THESE

Présentée à l'Université Claude Bernard Lyon 1
(Médecine – Pharmacie)

Et soutenue publiquement le 8 septembre 2021
Pour obtenir le titre de Docteur Vétérinaire

Par

BOURLIER Jean-Romain

Liste des Enseignants du Campus Vétérinaire de Lyon (01-09-2021)

ABITBOL	Marie	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
ALVES-DE-OLIVEIRA	Laurent	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
ARCANGIOLI	Marie-Anne	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
AYRAL	Florence	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
BECKER	Claire	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
BELLUCO	Sara	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
BENAMOU-SMITH	Agnès	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
BENOIT	Etienne	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
BERNY	Philippe	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
BONNET-GARIN	Jeanne-Marie	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
BOURDOISEAU	Gilles	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur émérite
BOURGOIN	Gilles	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
BRUYERE	Pierre	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
BUFF	Samuel	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
BURONFOSSE	Thierry	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
CACHON	Thibaut	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
CADORÉ	Jean-Luc	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
CALLAIT-CARDINAL	Marie-Pierre	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
CHABANNE	Luc	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
CHALVET-MONFRAY	Karine	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
DE BOYER DES ROCHES	Alice	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
DELDIGNETTE-MULLER	Marie-Laure	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
DJELOUADJI	Zorée	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
ESCRIOU	Catherine	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
FRIKHA	Mohamed-Ridha	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
GALIA	Wessam	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
GILOT-FROMONT	Emmanuelle	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
GONTHIER	Alain	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
GRANCHER	Denis	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
GREZEL	Delphine	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
HUGONNARD	Marine	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
JUNOT	Stéphane	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
KODJO	Angeli	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
KRAFFT	Emilie	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
LAABERKI	Maria-Halima	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
LAMBERT	Véronique	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
LE GRAND	Dominique	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
LEBLOND	Agnès	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
LEDOUX	Dorothée	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
LEFEBVRE	Sébastien	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
LEFRANC-POHL	Anne-Cécile	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
LEGROS	Vincent	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
LEPAGE	Olivier	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
LOUZIER	Vanessa	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
MARCHAL	Thierry	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
MOSCA	Marion	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
MOUNIER	Luc	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
PEPIN	Michel	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
PIN	Didier	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
PONCE	Frédérique	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
PORTIER	Karine	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
POUZOT-NEVORET	Céline	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
PROUILLAC	Caroline	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
REMY	Denise	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
RENE MARTELLET	Magalie	DEPT-ELEVAGE-SPV	Maître de conférences
ROGER	Thierry	DEPT-BASIC-SCIENCES	Professeur
SAWAYA	Serge	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
SCHRAMME	Michael	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
SERGENTET	Delphine	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur
THIEBAULT	Jean-Jacques	DEPT-BASIC-SCIENCES	Maître de conférences
TORTEREAU	Antonin	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Maître de conférences
VIGUIER	Eric	DEPT-AC-LOISIR-SPORT	Professeur
ZENNER	Lionel	DEPT-ELEVAGE-SPV	Professeur

Remerciements

Aux membres du jury

Monsieur le Professeur Gilles Boschetti, vous m'avez fait l'honneur d'accepter la présidence de cette thèse. Veuillez trouver ici l'expression de mon respect.

Monsieur le Docteur Gilles Bourgoïn, du campus vétérinaire de Lyon de Vetagro-sup, vous m'avez fait l'honneur d'accepter de juger cette thèse. Veuillez recevoir l'expression de ma reconnaissance.

Madame le Docteur Marie-Pierre Callait-Cardinal, du campus vétérinaire de Lyon de Vetagro-sup, vous m'avez fait l'honneur d'accepter de juger cette thèse. Veuillez recevoir l'expression de ma gratitude.

Table des matières

Table des Annexes	11
Table des figures.....	12
Table des tableaux.....	14
Liste des abréviations	15
Introduction	17
1. Les tortues marines en Méditerranée.....	19
1.1. Présentation des espèces de tortues marines	19
1.1.1. Taxonomie	19
1.1.2. Particularités anatomiques	19
1.1.3. Diagnose d'espèce.....	20
1.2. Rappels biologique sur la tortue caouanne (<i>Caretta caretta</i>)	22
1.3. Législation et accréditation (détentions, expérimentation sur des animaux sauvages).....	25
1.4. Principaux dangers menaçant les tortues marines.....	27
1.4.1. Agents pathogènes	27
1.4.1.1. Infections virales	28
1.4.1.2. Infections bactériennes	29
1.4.1.3. Infection fongiques	30
1.4.1.4. Infestation par les protozoaires	31
1.4.1.5. Infestation par les plathelminthes	31
1.4.1.6. Infestation par les némathelminthes.....	32
1.4.1.7. Infestation par les annélides.....	33
1.4.1.8. Infestation par les arthropodes	34
1.4.2. Dangers anthropiques	34
1.4.2.1. Habitat terrestre	35
1.4.2.2. Habitat marin.....	35
1.4.2.3. Eco-toxicologie.....	39
1.5. Arsenal thérapeutique	39
2. Le CESTMed : un outil de travail complexe.....	43
2.1. Création et objectifs initiaux	43
2.2. Ressources humaines.....	44

2.3.	Ressources matérielles	45
2.3.1.	Le centre de soins du Grau du Roi	45
2.3.2.	Le centre de réhabilitation de La Grande Motte.....	47
2.3.3.	Le futur centre de soin de La Grande Motte	52
2.4.	Accréditation	54
2.5.	Mesures d'hygiène	55
2.6.	Prise en charge des tortues	55
2.6.1.	De la découverte à l'hospitalisation	55
2.6.2.	Examen clinique.....	56
2.6.3.	Hospitalisation.....	58
2.7.	Techniques d'autopsie et récolte d'échantillons	60
2.7.1.	Evaluation de l'état de conservation de la carcasse	60
2.7.2.	Prise de mesures	60
2.7.3.	Examen externe	62
2.7.4.	Examen interne.....	63
2.7.5.	Collecte d'échantillons.....	71
3.	Participation du CESTMed au programme scientifique	
	« Observatoire des tortues marines »	73
3.1.	Le programme scientifique	73
3.2.	Etude et suivi des populations de tortues marines en Méditerranée	74
3.2.1.	Observation en mer.....	74
3.2.2.	Capture-marquage-recapture	74
3.2.3.	Suivi satellitaire	76
3.2.4.	Etudes génétiques	79
3.2.5.	Prospection des plages	79
3.3.	Pressions anthropiques.....	82
3.3.1.	Activités de pêche	82
3.3.2.	Ingestion de déchets	83
3.4.	D'autres pays à la manœuvre	84
	Conclusion	87
	Bibliographie	87
	Annexes	100

Table des Annexes

Annexe 1 : Feuille d'observation d'une tortue	100
Annexe 2 : Protocole d'arrivée d'une tortue au CESTMed	103
Annexe 3 : Protocole de prélèvement d'échantillons.....	106
Annexe 4 : Feuille de soins en hospitalisation	109
Annexe 5 : Organigramme d'intervention des réseaux tortue marine.....	110

Table des figures

Figure 1 : Principales caractéristiques morphologiques externes utilisées pour identifier les espèces de tortues marines (3).....	21
Figure 2 : Répartition de la tortue caouanne (<i>Caretta caretta</i>) dans le monde (7).....	22
Figure 3 : Vue dorsale d'une tortue caouanne (<i>Caretta caretta</i>) (source : CESTMed).	23
Figure 4 : Cycle biologique des tortues marines (13).....	24
Figure 5 : Modèle hypothétique des mouvements des tortues caouannes en Méditerranée. Flèches en pointillés : des sites de naissance aux habitats océaniques ; flèches continues : des habitats océaniques aux habitats néritiques (16).	25
Figure 6 : Cadavre de tortue verte (<i>Chelonia mydas</i>) présentant une fibropapillomatose envahissante (flèches blanches) (31).	29
Figure 7 : Cycle évolutif du nématode <i>Sulcascaris sulcata</i> chez la tortue caouanne (<i>Caretta caretta</i>) (54).	33
Figure 8 : <i>Ozobranchus branchiatus</i> prélevé sur la peau d'une tortue olivâtre (<i>Lepidochelys olivacea</i>) (t=trompe, br= branchies) (60).	34
Figure 9 : Tortue verte (<i>Chelonia mydas</i>) piégée dans un filet maillant (66).	35
Figure 10 : Radiographie dorso-ventrale d'une tortue caouanne (<i>Caretta caretta</i>) révélant deux corps étrangers métalliques (hameçons) en regard de l'œsophage et de l'estomac (70).	37
Figure 11 : Extériorisation de la paroi gastrique d'une tortue perforée par un hameçon (70).	37
Figure 12 : Evolution des lésions d'un animal victime d'une collision avec un navire, gauche : septembre 2015, droite : décembre 2015 (source : CESTMed).....	38
Figure 13 : Salle de soin du CESTMed (source : CESTMed).....	43
Figure 14 : Tortues caouannes (<i>Caretta caretta</i>) capturées par des pêcheurs en Méditerranée française (source : CESTMed).	45
Figure 15 : Plan du centre de soins du Grau du Roi (b : bassins, te : table d'examen) (source : CESTMed).	46
Figure 16 : Carte de l'étang du Ponant entre La Grande Motte à l'Est et le Grau du Roi à l'Ouest illustrant la position du centre de réhabilitation (carte issue de Google Map).....	48
Figure 17 : Schéma du centre de réhabilitation dans le canal à l'Est de l'étang du Ponant (rouge : clôture en ganivelles, orange : grillages des extrémités, bleu : ponton de mise à l'eau, vert : terrasse d'observation, étoiles violettes : panneaux muséographiques) (carte issue de Google Map).	49
Figure 18 : Ponton d'accès et clôture du centre de réhabilitation de la Grande Motte (source : Bourlier Jean-Romain).	50
Figure 19 : Terrasse d'observation du centre de réhabilitation sur le canal de l'étang du Ponant à la Grande Motte (source : Bourlier Jean-Romain).	50
Figure 20 : Exemples de panneaux muséographiques le long du centre de réhabilitation (source : Bourlier Jean-Romain).....	52
Figure 21 : Plan du futur centre de soins de La Grande Motte échelle 1/100° (bleu : futurs bassins) (source CESTMed).	53

Figure 22 : Prise de sang sur une tortue marine verte (<i>Chelonia mydas</i>) tête en bas (31).....	58
Figure 23 : Mesure de la carapace d'une tortue verte (<i>Chelonia mydas</i>) (longueur courbe de la carapace en bleu, largeur courbe de la carapace en rouge) (31).....	61
Figure 24 : Autopsie d'une tortue caouanne (<i>Caretta caretta</i>) (source : CESTMed).....	62
Figure 25 : Vue ventrale d'une tortue caouanne (<i>Caretta caretta</i>) une fois le plastron retiré. Les points d'attache du plastron sont identifiés par des flèches (noires=acromions, blanche=pelvis) (source : CESTMed).....	64
Figure 26 : Schéma de la cavité coelomique en vue ventrale d'un nouveau-né tortue luth (<i>Dermochelys coriacea</i>) une fois le plastron et les scapula retirés (3).	65
Figure 27 : Tube digestif d'une tortue caouanne (<i>Caretta caretta</i>) (source : CESTMed).	67
Figure 28 : Œsophage d'une tortue caouanne (<i>Caretta caretta</i>) ouvert longitudinalement permettant de visualiser les papilles de sa muqueuse (source : CESTMed).....	68
Figure 29 : Corps étranger à l'origine d'une occlusion intestinale chez une tortue caouanne (<i>Caretta caretta</i>) (source : CESTMed).....	68
Figure 30 : Schéma de la cavité coelomique en vue centrale d'une tortue caouanne (<i>Caretta caretta</i>) après résection du cœur, du foie et de tractus digestif (3).	69
Figure 31 : Poumon droit d'une tortue caouanne (<i>Caretta caretta</i>) (b=première bronche, p=poumon, flèche blanche=bronchiole) (source : CESTMed).	70
Figure 32 : Coupe transversale du crâne d'une tortue caouanne (<i>Caretta caretta</i>) (flèche=cerveau, étoiles=glande à sel) (source : CESTMed).....	71
Figure 33 : Radiographie d'un humérus de tortue marine en vue dorso-ventrale mettant en évidence une puce électronique (h=humérus, flèche blanche=puce électronique) (115).	75
Figure 34 : Profils droit et gauche d'une tortue caouanne (<i>Caretta caretta</i>) servant à l'identification (source CESTMed).	76
Figure 35 : Nettoyage et ponçage de la carapace d'une tortue caouanne (<i>Caretta caretta</i>) pour coller une balise GPS (source : CESTMed).....	77
Figure 36 : Tortue prête à être relâchée équipée de sa balise (source : CESTMed).....	77
Figure 37 : Exemples de déplacements des tortues caouannes (<i>Caretta caretta</i>) marquées par le CESTMed (121).	78
Figure 38 : Traces de tortues sur le sable (source : CESTMed).	79
Figure 39 : Nid à proximité de Saint Tropez en 2006 (gauche) et de Fréjus en 2016 (droite) (source : CESTMed).	80
Figure 40 : Emergence de tortue octobre 2018 Villeneuve-lès-Maguelone (source : CESTMed).	81
Figure 41 : Localisation des efforts de pêche en Méditerranée française de l'année 2008 (a=chaluts, b=palangres, c=fillets) (source : RTMMF carte F. Poisson).....	82
Figure 42 : Corps étrangers digestifs chez une tortue autopsiée par le CESTMed (source : CESTMed).	84

Table des tableaux

Tableau I : Récapitulatif des principes actifs étudiés et utilisés chez les tortues marines.....	41
Tableau II : Classification des carcasses de tortues autopsiées en fonction de leur état de fraîcheur (30,104).....	60
Tableau III : Note d'état corporel calculée correspondant aux observations visuelles subjectives pour la tortue verte (<i>Chelonia mydas</i>).....	62
Tableau IV : Détermination du score de fibropapillomatose en fonction de la taille et du nombre de tumeur chez la tortue verte (<i>Chelonia mydas</i>) (107).....	63

Liste des abréviations

BEE : Bon Etat Ecologique

CEFE : Centre d'Ecologie Fonctionnelle et Evolutive

CESTMed : Centre d'Etude et de Sauvetage des Tortues Marines de Méditerranée

CITES : Convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvage menacées d'extinction (Convention on International Trade of Endangered Species)

CNRS : Centre National de la Recherche Scientifique

DCSMM : Directive Cadre Stratégie pour le Milieu Marin

DDCSPP : Direction Départementale de la Cohésion Sociale et de la Protection des Populations

DREAL : Direction Régionale de l'Environnement, de l'Aménagement et du Logement

IM : Intramusculaire

INDICIT : Implementation of the Indicator of Marine Litter on sea turtles and biota in the Marine Safety Framework Directive Areas

IV : Intraveineux

LCC : Longueur Courbe de la Carapace

LDC : Longueur Droite de la Carapace

MNHN : Museum National d'Histoire Naturelle

NEC : Note d'Etat Corporel

PO : Per Os (par voie orale)

RTMAE : Réseau Tortues Marines Atlantique Est

RTMMF : Réseau Tortues Marines de Méditerranée Française

SC : sous-cutanée

SHF : Société Herpétologique Française

SID : une fois par jour

SPN : Service du Patrimoine Naturel

UICN : Union Internationale pour la Conservation de la Nature

UNEP : Programme Environnemental des Nations Unis

Introduction

Les tortues marines sont des animaux magnifiques, mystérieux, presque magiques aux yeux du grand public. Peu connues par celui-ci, la vie de ces animaux fait souvent appel à des images du bout du monde, de la Grande Barrière de Corail, d'îles tropicales et de plages de sable blanc bordées de cocotiers dans des océans lointains. Nombreux sont les français, de métropole, qui ignorent que les tortues marines vivent sur les côtes françaises d'Atlantique et de Méditerranée. Comme souvent, « peu connu » rime avec « peu concerné ». Et pourtant, au même titre que d'autres espèces emblématiques, peut-être plus médiatisées telles que les éléphants ou les ours blancs, les tortues marines sont menacées et leur conservation est essentielle. Malheureusement, la difficulté d'étudier un animal marin au cycle biologique compliqué, combinée au fait que les connaissances scientifiques sur ces espèces ne s'accumulent que depuis les années 1980, font que la biologie et les menaces pesant sur les tortues marines ne sont pas encore parfaitement connues. De ce fait, la mise en place de mesures de protection adéquates est difficile. Il est cependant nécessaire de sensibiliser le grand public dont le soutien est primordial pour sauver cette espèce.

La communauté scientifique a besoin d'outils pour combler ces lacunes. Observer, collecter et analyser sont les principes de base pour étudier la faune et la flore sauvages. Les centres de soins peuvent jouer un rôle en fournissant des données à la communauté scientifique, en affinant les connaissances sur ces animaux et leur habitat et en communiquant avec le public. La première partie de ce travail porte plus particulièrement sur les tortues marines : le cadre juridique qui les entoure, leur biologie et les principaux dangers qui les guettent. La deuxième partie s'intéresse, à un centre de soins : le Centre d'Etude et de Sauvetage des Tortues Marines de Méditerranée (CESTMed), les personnes qui l'animent, la prise en charge des animaux, leurs soins. La troisième partie finit en repositionnant le CESTMed au sein de la communauté scientifique et en expliquant les méthodes utilisées pour collecter des données sur les tortues marines, les étudier.

1. Les tortues marines en Méditerranée

1.1. Présentation des espèces de tortues marines

1.1.1. Taxonomie

Toutes les espèces de tortues marines appartiennent à l'ordre des Cheloniiformes : ce sont des reptiles à carapace. Seules deux familles parcourent encore les mers du monde.

La famille des Cheloniidae contient sept espèces : *Caretta caretta* (tortue caouanne), *Chelonia mydas* (tortue verte), *Eretmochelys imbricata* (tortue imbriquée), *Lepidochelys kempii* (tortue de Kemp), *Lepidochelys olivacea* (tortue olivâtre), *Natator depressus* (tortue à dos plat) et *Chelonia agassizii*. Cette dernière espèce fait encore polémique au sein de la communauté scientifique. Très proche de la tortue verte, il s'agit pour certains scientifiques d'une sous-espèce de *Chelonia mydas*.

La famille des Dermochelyidae n'est représentée que par une unique espèce : *Dermochelys coriacea* (tortue luth) (1).

1.1.2. Particularités anatomiques

Les tortues marines sont des reptiles parfaitement adaptés à la vie aquatique. Leur corps est aplati et hydrodynamique, leurs membres transformés en nageoires, leur squelette réduit (1).

La carapace des tortues marines est constituée de la dossière, face dorsale, et du plastron, face ventrale. Dossière et plastron sont reliés entre eux par des ponts osseux. La carapace des tortues de la famille des Cheloniidae se développe depuis les côtes qui s'étendent et fusionnent entre elles et avec la colonne vertébrale pour former une plaque osseuse rigide. Le plastron se développe depuis les scapula et les côtes abdominales. Dossière et plastron sont recouverts d'écailles de kératine. Contrairement aux précédentes, les tortues de la famille des Dermochelyidae ne possèdent pas d'écailles. Leur carapace est constituée de fines plaques osseuses reliées entre elles par du cartilage souple. Elle est recouverte d'une couche de graisse et d'une peau épaisse. De plus, elle possède plusieurs crêtes osseuses dorsales longitudinales (2).

Les tortues marines ne possèdent pas de diaphragme. Dossière et plastron délimitent une unique cavité : la cavité coelomique. Le cœur repose au centre de cette cavité, à l'intérieur du sac péricardique. Il est constitué de quatre chambres : l'atrium droit, l'atrium gauche, l'unique ventricule et le sinus veineux. Trois gros vaisseaux émergent du ventricule : les aortes droite et gauche et l'artère pulmonaire. L'aorte droite se scinde immédiatement en plusieurs vaisseaux qui forment le tronc brachio-céphalique. Il irrigue la tête et les membres antérieurs de la tortue. L'aorte gauche irrigue le reste du corps. La circulation sanguine pulmonaire peut être court-circuitée pendant les phases de plongée. Le sinus veineux, collecte le sang veineux

en provenance du cœur, des poumons et du reste de corps avant qu'il soit redirigé vers les atria (3).

Les poumons sont plaqués contre la paroi dorsale de la cavité coelomique et mesurent les deux-tiers de sa longueur. Ils sont attachés à la carapace le long des vertèbres. Le poumon gauche est attaché ventralement à l'estomac par le ligament gastro-pulmonaire. Le poumon droit est attaché au lobe droit du foie par le ligament hépato-pulmonaire. En l'absence de diaphragme, la respiration fait intervenir les muscles pelviens et pectoraux pour faire varier la pression de la cavité coelomique. Les poumons sont capables de fixer l'oxygène avec efficacité. La respiration des tortues comprend des inspirations brèves à la surface et de longues plongées en apnée (3).

L'œsophage des tortues marines présente aussi une particularité anatomique : sa muqueuse est constituée de papilles pointues et kératinisées orientées cranio-caudalement en direction de l'estomac. Les tortues absorbent beaucoup d'eau de mer lors de la déglutition. Les papilles de leur œsophage servent à capturer les aliments lorsque la tortue régurgite l'eau déglutie (3).

Les glandes à sel (glandes lacrymales) sont positionnées dorso-médialement aux orbites oculaires de part et d'autre du cerveau. Ce sont les plus grosses structures dans la boîte crânienne des tortues. Ces glandes servent à éliminer l'excès de sel du corps des tortues (3).

Finalement les tortues marines des genres *Lepidochelys*, *Eretmochelys* et *Chelonia* possèdent des glandes de Rathke. Ces glandes sont localisées en profondeur dans les écailles latérales du plastron (écailles inframarginales) en région inguinal et axillaire. Leur rôle n'est pas connu (3).

1.1.3. Diagnose d'espèce

La première étape du diagnostic d'espèce consiste à observer la carapace pour savoir à quelle famille l'animal appartient : cheloniidae ou dermochelyidae. Puis, pour les cheloniidae il faut ensuite observer la forme du bec et compter les écailles sur la dossière et les écailles préfrontales sur la tête de la tortue (Figure 1) (2).

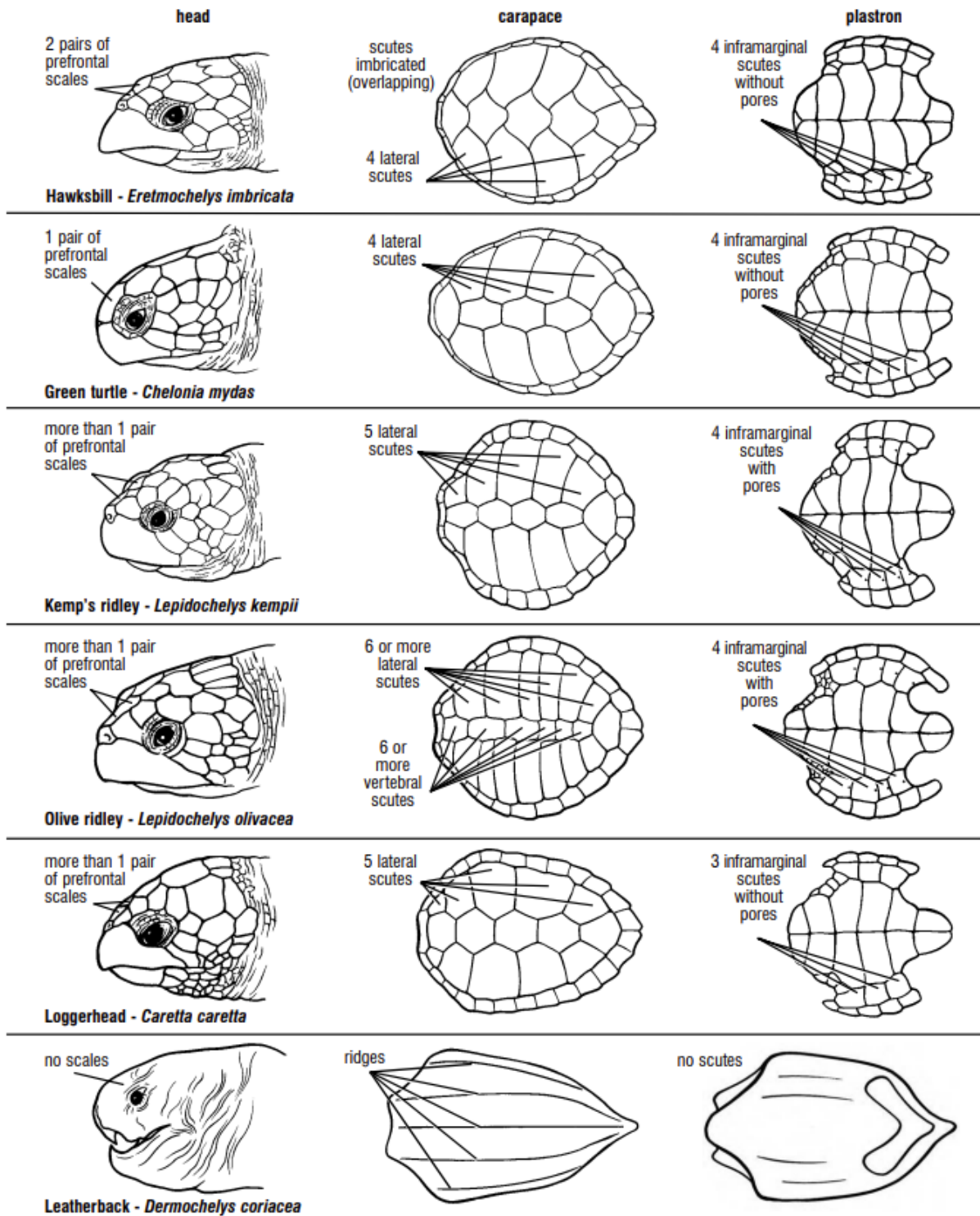


Figure 1 : Principales caractéristiques morphologiques externes utilisées pour identifier les espèces de tortues marines (3).

1.2. Rappels biologique sur la tortue caouanne (*Caretta caretta*)

Toutes les espèces de tortues marines ne sont pas présentes en Méditerranée. Seules la tortue caouanne (*Caretta caretta*), la tortue verte (*Chelonia mydas*) et la tortue luth (*Dermochelys coriacea*) peuvent y être observées. La tortue caouanne et la tortue verte sont les seules à se reproduire dans le bassin méditerranéen. La tortue luth qui vient d'Atlantique à la recherche de nourriture, reste rare. La tortue caouanne est présente dans toutes les zones tropicales et tempérées du globe. Sa répartition est très étendue (Figure 2). C'est la plus fréquente en Méditerranée (4). D'autres espèces de tortues marines ont pu être observées en Méditerranée au cours des dernières décennies : quatre tortues imbriquées (*Eretmochelys imbricata*) ont été identifiées sur les côtes françaises depuis les années 60 (5). La première et unique tortue olivâtre (*Lepidochelys olivacea*) à avoir été identifiée en Méditerranée à ce jour a été retrouvée morte échouée en Espagne en mai 2014 (6).

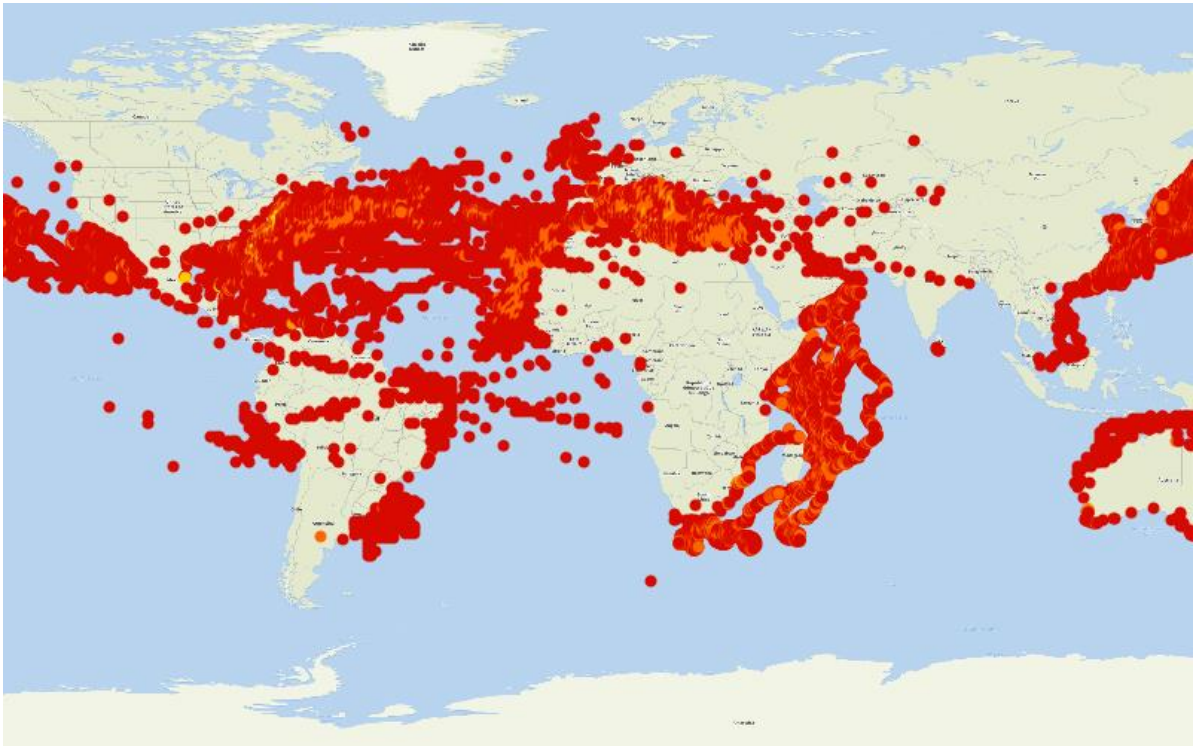


Figure 2 : Répartition de la tortue caouanne (*Caretta caretta*) dans le monde (7).

La tortue caouanne mesure 85 à 100 cm et pèse 77 à 200 kg à l'âge adulte. Sa durée de vie est estimée à 45 ans. La carapace marron-orangée, en forme de cœur, est composée d'écailles cornues. Elle compte 5 paires de plaques latérales et 5 plaques vertébrales, la plaque nucale touche les premières latérales (Figure 3). Le plastron est jaune pâle. La tête est grosse, jaune-orangée, elle porte 4 écailles préfrontales. Le bec est en pointe (7).



Figure 3 : Vue dorsale d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*) (source : CESTMed).

Son cycle de vie est complexe. Un grand nombre de changements ont lieu pendant son développement, que ce soit son habitat ou son alimentation.

Dans le bassin méditerranéen, 2280 à 2780 tortues caouannes pondraient chaque année (8). Les pontes ont lieu entre mai et septembre, généralement la nuit. Le temps d'incubation est de 46 à 80 jours, il peut atteindre 90 jours dans les régions les plus au nord. Les œufs pèsent 30-40 g. La tortue fait 2 à 5 pontes de 80 à 130 œufs, espacées de 15 jours, tous les 2 à 4 ans. Au cours du développement embryonnaire, entre le trentième et le quarantième jour, la température d'incubation dans le sable influence le sexe des individus. La température critique de 29 °C entraîne un sex-ratio équilibré. Dans la zone de température transitionnelle de 27-31 °C les deux sexes sont en proportions variables. Au-delà de 31 °C les nouveau-nés sont tous des femelles, en dessous de 27 °C, ce sont tous des mâles. En dessous de 24 °C, la survie des embryons est mise en danger. Les sites de ponte sont principalement situés dans le bassin oriental (Chypre, Grèce, Turquie, Lybie, Egypte, Liban, Israël, Tunisie) (9). Des pontes ont été également observées ponctuellement en Espagne, en France (Corse et continent) et en Italie (10,11).

Les nouveaux nés mesurent 55 mm à la naissance et pèsent 15 à 20 g. Les éclosions ont lieu la nuit. Les bébés tortues se dirigent vers la mer et quittent les eaux côtières portés par les courants (Figure 4). Ils sont passivement dirigés vers des habitats de nurserie et de développement dans la zone océanique. Ils se dispersent sur des régions très étendues. Cette période dure entre 6,5 et 12,5 ans. Au cours de ce stade, les tortues marines sont principalement épipélagiques, c'est-à-dire qu'elles vivent dans la couche sous-marine la plus superficielle (profondeur inférieure à 200m). Elles s'alimentent d'organismes planctoniques et autres petits invertébrés. Le comportement des individus pendant ces premières années suivant l'éclosion est peu connu, on les appelle « the lost years » (12).

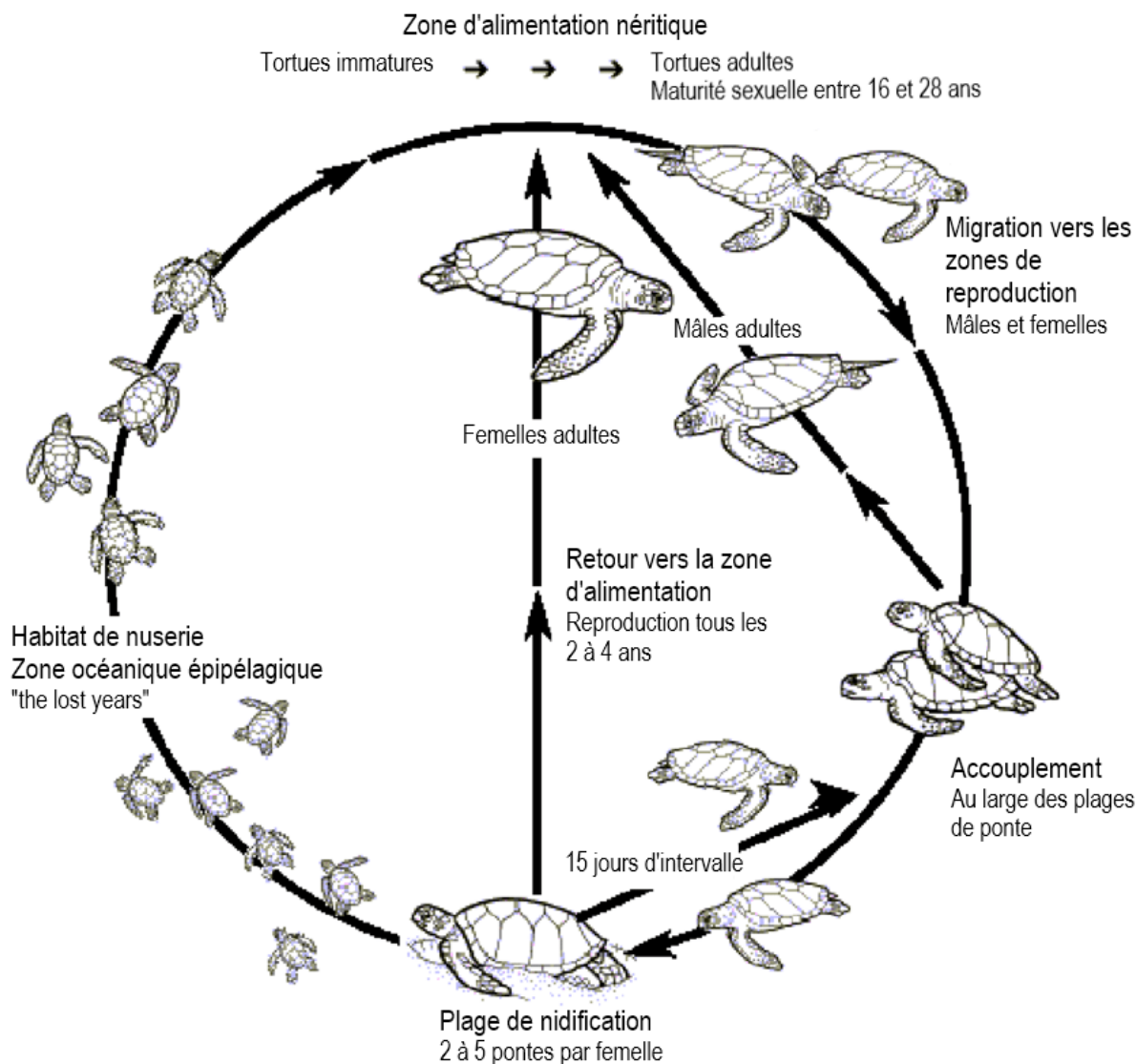


Figure 4 : Cycle biologique des tortues marines (13).

En Méditerranée, les tortues, encore juvéniles, qui ont une longueur de carapace supérieure à 25 cm, acquièrent une meilleure capacité musculaire. Elles deviennent progressivement capables de nager à contre-courant et rejoignent la zone néritique, proche des côtes et moins profonde. Dans ces aires de croissance, elles intègrent à leur régime alimentaire des invertébrés, mollusques et crabes qui vivent sur le fond. Elles fouillent les sédiments à la recherche de bivalves. Ce sont des aliments d'une meilleure qualité nutritionnelle.

Les adultes atteignent la maturité sexuelle lorsque leur carapace dépasse 80 cm (approximativement entre 16 et 28 ans) (14). Les femelles conservent une petite queue alors que les mâles se distinguent par une grande queue dont l'extrémité dépasse l'arrière de la dossière de plus de 20 cm. Une fois adultes, les tortues sont capables de migrer sur de grandes distances en fonction des températures (optimale entre 15 et 25 °C) et des saisons.

Ce sont des reptiles, elles sont donc ectothermes. Elles circulent entre les zones océaniques et néritiques pour s'alimenter et rejoignent leurs zones de naissance pour pondre (philopatrie). Leur vitesse moyenne de nage est de 1,2 km/h, elles peuvent parcourir plus d'une dizaine de kilomètres par jour. Elles peuvent plonger à 200 m de profondeur, mais descendent rarement au-delà de 40 m (15).

Le bassin méditerranéen occidental constitue une zone de développement et d'alimentation pour les individus juvéniles et sub-adultes originaires des sites de ponte de Méditerranée orientale (Figure 5).

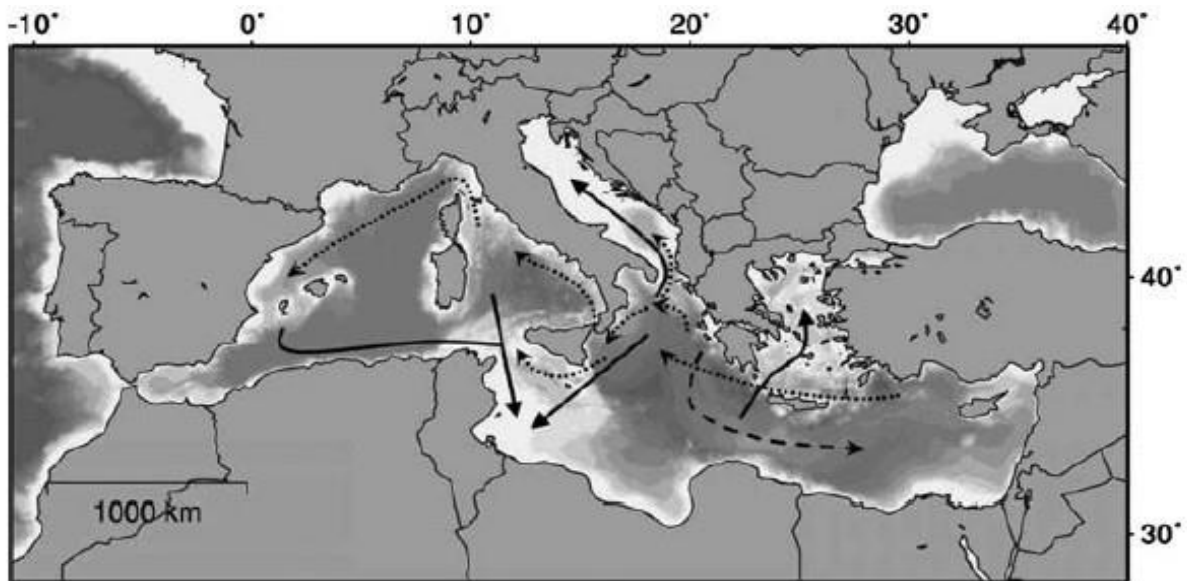


Figure 5 : Modèle hypothétique des mouvements des tortues caouannes en Méditerranée. Flèches en pointillés : des sites de naissance aux habitats océaniques ; flèches continues : des habitats océaniques aux habitats néritiques (16).

1.3. Législation et accréditation (détensions, expérimentation sur des animaux sauvages)

Toutes les espèces de tortues marines font partie des espèces les plus menacées sur terre. Elles ont toutes un statut « vulnérable » à « en danger critique d'extinction » sur la liste rouge de l'Union Internationale pour la Conservation de la Nature (UICN) (17).

L'UICN est l'une des principales organisations non gouvernementales mondiales consacrées à la conservation de la nature. Fondée en 1948, elle rassemble des états, des organismes gouvernementaux et un grand nombre d'organisations non-gouvernementales dans 148 pays. L'UICN aide, entre autre, à la révision des listes d'espèces protégées par la réglementation, oriente la mise en place de plans nationaux d'action pour les espèces en danger, fournit des arguments pour la réalisation d'étude d'impact environnemental lors de projets d'aménagement et appuie le choix dans l'élaboration de zones naturelles d'intérêt écologique et d'aires protégées (18).

La tortue caouanne, qui est la plus présente en Méditerranée occidentale a le statut « en danger » sur la liste rouge mondiale et « données insuffisantes » sur la liste rouge en France en 2015 (19).

Ces tortues sont protégées par plusieurs conventions, accords internationaux et lois nationales. La Convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvage menacées d'extinction, connue sous le sigle CITES (Convention on International Trade of Endangered Species) ou encore sous le nom Convention de Washington est un accord international entre états. Elle existe depuis le premier juillet 1975 et est actuellement ratifiée par 184 pays. Elle a pour but de veiller à ce que le commerce international des spécimens d'animaux et de plantes sauvages ne menace pas la survie des espèces auxquelles ces spécimens appartiennent. Les espèces inscrites à l'annexe 1 font partie des espèces animales et végétales les plus menacées couvertes par la CITES. Toutes les espèces de tortues marines sont inscrites à l'annexe 1 de la CITES ce qui en interdit toute forme de commerce (20).

La Convention pour la protection du milieu marin et du littoral de la Méditerranée, aussi appelée Convention de Barcelone, est le principal accord régional sur l'environnement à caractère juridiquement contraignant portant sur la Méditerranée. Elle a été adoptée en 1976 et regroupe les 21 pays ayant une côte méditerranéenne ainsi que l'Union Européenne. Ils s'engagent à réduire et combattre la pollution dans la zone de la mer Méditerranée et à protéger le milieu marin. La convention de Barcelone est constituée de sept protocoles. Celui « relatif aux aires spécialement protégées et à la diversité biologique en Méditerranée » vise à préserver les espèces en danger comme les tortues marines (21).

Au sein de l'Union Européenne, la biodiversité est aussi conservée par la création d'un réseau de sites protégés : le réseau Natura 2000. Il représente 22 522 sites qui couvrent 18 % des terres et 6 % de la zone économique exclusive (maritime). Dans ces territoires, tous les projets d'aménagement et d'utilisation sont soumis à une évaluation préalable pour s'assurer qu'il n'y aura pas d'effets néfastes sur la faune et la flore (22).

Les états membres de l'Union Européenne n'appliquent pas la CITES elle-même, mais des règlements qui harmonisent et renforcent son application sur le territoire de l'UE. Le principal est le règlement (CE) n°338/97 du 9 décembre 1996 dit règlement « de base ». Par exemple d'après ce règlement, le placement d'animaux vivants ne pouvant être relâchés dans la nature peut se faire dans un établissement de présentation au public s'il a l'autorisation de recevoir ce spécimen. Le vétérinaire investi du mandat sanitaire du centre de soin ayant réceptionné l'animal malade rédige une note claire et précise expliquant les raisons du non-retour au milieu naturel. L'autorisation est accordée par le bureau local CITES de la Direction Régionale de l'Environnement, de l'Aménagement et du Logement (DREAL) et la Direction Départementale de la Cohésion Sociale et de la Protection des Populations (DDCSPP).

De même, les cadavres de tortues doivent être autopsiés par le laboratoire de la DDCSPP concernée. Dans le cadre de programmes scientifiques, des échantillons (humérus, foie, muscle, tractus digestif, etc.) des dépouilles peuvent être conservés pour analyse. Le reste de la dépouille doit obligatoirement être incinéré. Les échantillons biologiques peuvent

circuler librement à l'intérieur de l'Union Européenne, mais une autorisation CITES, délivrée par la DREAL, est obligatoire pour partir vers un autre pays (23,24).

Dans le droit français, la protection des espèces animales non domestiques présentant un intérêt patrimonial naturel et scientifique particulier est codifiée dans le livre IV « Patrimoine naturel » du code de l'environnement et notamment ses articles L.411-1 à L.412-1. Les espèces non domestiques sont celles n'ayant pas subi de modification par sélection de la part de l'homme. En rapport à cette section du code de l'environnement, l'arrêté ministériel du 14 octobre 2005 fixe la liste des tortues marines protégées sur le territoire national et les modalités de leur protection (25).

Cet arrêté s'applique aux six espèces de tortues suivantes pouvant être observées dans les eaux territoriales françaises (France métropolitaine et outre-mer) : tortue luth (*Dermochelys coriacea*), tortue caouanne (*Caretta caretta*), tortue olivâtre (*Lepidochelys olivacea*), tortue de Kemp (*Lepidochelys kempii*), tortue imbriquée (*Eretmochelys imbricata*) et tortue verte (*Chelonia mydas*). Il interdit sur le territoire national la destruction, l'altération et la dégradation du milieu de vie des tortues marines ; la destruction ou l'enlèvement des œufs et des nids ; la destruction, la mutilation, l'enlèvement ou la capture et la perturbation intentionnelle des tortues. De même sont interdits la détention, le transport, la naturalisation, la mise en vente, la vente et l'achat des œufs et des tortues, vivantes ou mortes, et tout produit obtenu à partir de l'œuf ou de la tortue. Cet arrêté concerne toute la population sur le sol français (26).

1.4. Principaux dangers menaçant les tortues marines

1.4.1. Agents pathogènes

Les populations de tortues marines déclinent partout dans le monde depuis des dizaines d'années. Certaines sont presque éteintes à cause de l'activité humaine. Cette chute du nombre d'individus a suscité un intérêt et la réalisation de recherches scientifiques pour identifier leurs maladies infectieuses, leurs prévalences et les causes de mortalité naturelles. Une liste des agents pathogènes et des parasites des tortues marines existe et grossit au fur et à mesure des études. Peu de données sont toutefois disponibles sur ces animaux dans le milieu marin sauvage. Les données collectées proviennent quasiment exclusivement de la courte période pendant laquelle les femelles montent sur la plage pour pondre ou lors de capture accidentelle par les pêcheurs. De ces courtes périodes, des bactéries, des virus, des protozoaires, des vers, des sangsues et des insectes pathogènes ont pu être identifiés. Une meilleure connaissance de ces maladies permet de quantifier leur impact sur les tortues en danger.

Les tortues marines possèdent un système immunitaire complexe comme les autres vertébrés. En combinaison avec le système tégumentaire composé d'écailles, il lutte contre les infections par les agents pathogènes présents en grand nombre dans le milieu naturel. L'efficacité du système immunitaire des reptiles dépend de plusieurs facteurs dont l'état de santé et de nutrition de l'animal, la température environnementale, les changements

saisonniers, l'âge et le stress. Toutes les structures anatomiques, internes ou externes d'une tortue marine peuvent être le siège d'une infection.

1.4.1.1. Infections virales

Les virus sont des agents pathogènes intracellulaires obligatoires. Ils doivent envahir d'autres cellules vivantes. Ils utilisent le matériel cellulaire de cellules cibles pour se reproduire. Vingt-quatre familles de virus ont été décrites chez les animaux, six familles touchent les chéloniens. Seulement deux d'entre elles sont documentées chez les tortues marines : les Herpesviridae et les Papillomaviridae. Les quatre autres familles (Iridoviridae, Reoviridae, Retroviridae, et Togaviridae) qui ont été identifiées chez les tortues terrestres sont probablement aussi des pathogènes des tortues marines. Ces animaux aquatiques sont les moins bien documentés, les études à leur sujet sont difficiles à réaliser parce que ce sont des animaux protégés. Les études expérimentales sont limitées par des lois internationales (2).

Chez les tortues marines, les virus causent souvent des infections primaires, qui ouvrent la porte à des infections bactériennes et fongiques secondaires. Les herpèsvirus sont associés à trois syndromes chez les tortues marines : la maladie des taches grises reconnaissable par les lésions circulaires à la surface de la peau, la maladie ulcérate des poumons, des yeux et de la trachée et la fibropapillomatose interne et externe. Cette maladie n'est pas causée par un papillomavirus. Elle a été nommée en référence aux lésions causées par ces virus chez d'autres vertébrés (27).

La fibropapillomatose est la maladie virale des tortues marines la plus étudiée. Elle a été décrite pour la première fois dans les années 1930 en Floride. La prévalence de cette maladie a beaucoup augmenté ces dernières décennies. Initialement rare, c'est aujourd'hui une pandémie. Elle est présente dans tous les bassins océaniques de monde. Il est estimé que 50 % de la population de tortues vertes (*Chelonia mydas*) mondiale serait touchée par cette maladie. Dans certaines régions, 90 % des tortues sont affectées (28). Jusqu'à récemment la fibropapillomatose ne touchait que les tortues vertes, aujourd'hui elle peut se rencontrer chez les sept espèces de tortues marines. Cette maladie occasionne l'apparition de tumeurs fibro-épithéliales bénignes externes ou internes souvent localisées sur les paupières, le cou, les nageoires antérieures, la carapace, le plastron, parfois sur la cornée (Figure 6), dans les poumons, le foie, les reins ou le tube digestif. Ces néoplasies débilitantes gênent la vision, la locomotion, obstruent le tractus digestif, diminuent la capacité respiratoire et présentent ainsi un danger pour l'animal (2). L'étiologie de la fibropapillomatose n'est pas complètement élucidée. La principale hypothèse actuelle est un dysfonctionnement du système immunitaire suite à l'infection par un herpèsvirus (29). D'autres origines, comme la pollution environnementale sont évoquées (30,31).



Figure 6 : Cadavre de tortue verte (*Chelonia mydas*) présentant une fibropapillomatose envahissante (flèches blanches) (32).

1.4.1.2. Infections bactériennes

Les bactéries sont des organismes microscopiques unicellulaires. Leur rôle dans les maladies des tortues marines est important. Elles agissent en tant que pathogène primaire ou secondaire lorsque le système immunitaire de l'hôte est défaillant. Ces agents infectieux peuvent être isolés dans des infections localisées ou des infections plus généralisées : bactériémie (présence de bactéries dans le sang) ou septicémie (multiplication de bactéries dans le sang et dans plusieurs organes). Les deux grandes familles de bactéries : gram-négatives et gram-positives sont présentes chez les tortues marines et peuvent être responsables d'infections.

A ce jour, la majorité des études visant à identifier des bactéries chez les tortues marines ont été réalisées pour tenter d'établir un lien avec la fibropapillomatose. Des écouvillons nasopharyngés et cloacaux ont mis en évidence, par ordre de fréquence, la présence de *Pseudomonas fluorescens*, *Pseudomonas putrefaciens*, *Vibrio alginolyticus*, *Streptococcus* sp., *Vibrio damsela* et *Vibrio fluvialis*. Aucun lien avec la fibropapillomatose n'a été prouvé (33).

De 1993 à 2001, un groupe de scientifiques a observé des lésions digestives chez 84 des 136 tortues marines échouées sur les îles Canarie. Un grand nombre de bactéries ont été isolées sur ces lésions : *Bacillus* sp., *Escherichia coli*, *Pasteurella* sp., *Proteus* sp., *Staphylococcus* sp., *Streptococcus* sp. et *Vibrio alginolyticus*. Au cours des autopsies réalisées, des lésions bactériennes ont aussi été identifiées sur le foie. Elles étaient associées

à *Aeromonas hydrophila*, *Citrobacter* sp., *Escherichia coli*, *Proteus* sp., *Staphylococcus* sp. et *Vibrio alginolyticus* (34).

Les bactéries du genre *Vibrio* sont fréquemment incriminées dans la mort d'autres organismes marins : poissons, crustacés, coquillages. Un cas d'une tortue luth (*Dermochelys coriacea*) retrouvée morte sur les côtes de Tasmanie a été décrit. L'autopsie a mis en évidence une endocardite et une septicémie causée par *Vibrio damsela* (35).

Les infections bactériennes chez les tortues peuvent aussi présenter un risque pour la santé humaine. *Vibrio mimicus* a été isolée chez des patients humains et dans des œufs de tortues marines consommés par ces mêmes patients. Cette bactérie a été reconnue responsable de diarrhée chronique nécessitant une hospitalisation pour 33 patients au Costa Rica entre 1991 et 1994 (36).

Les poumons sont aussi fréquemment le siège d'infections bactériennes. La principale cause est l'inhalation d'eau de mer lors de lésions de la trachée (corps étranger, plaie en regard du cou). *Vibrio alginolyticus*, *Vibrio parahaemolyticus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Pseudomonas putrefaciens*, *Citrobacter freundii*, *Klebsiella oxytoca* et *Aeromonas hydrophila* ont déjà été isolées par lavages broncho-alvéolaires réalisés sur des tortues caouannes présentant des signes de pneumonie (37).

Les bactéries du genre *Mycobacterium* sont présentes partout dans l'environnement, *Mycobacterium chelonae* et *Mycobacterium avium* sont des agents pathogènes potentiels des tortues marines. Elles sont régulièrement isolées sur des lésions cutanées, mais peuvent aussi provoquer des arthrites infectieuses et des maladies systémiques accompagnées de signes non spécifiques (anorexie, léthargie) (38).

Les bactéries identifiées chez les tortues marines ne sont pas des agents pathogènes spécifiques de ces animaux. Ils ont tous déjà été identifiés chez d'autres animaux marins (crustacés, poissons, céphalopodes).

1.4.1.3. Infection fongiques

La plupart des champignons sont saprophytes, ils se nourrissent de matière organique en décomposition. Cependant certains sont parasites et se nourrissent à partir d'un hôte vivant qu'ils infestent.

Des mycoses ont été plus fréquemment décrites chez les tortues marines captives, mais peuvent aussi affecter les tortues sauvages. Chez ces reptiles, les champignons sont des agents pathogènes opportunistes. Ils ne se développent que si des circonstances favorables sont présentes : en cas de plaies ou d'immunodépression par exemple.

Fusarium sp. est le principal agent de dermatomycose chez les tortues marines. *Aspergillus* sp., *Geotrichum* sp., *Penicillium* sp., *Scolecobasidium* sp., *Derchslera* sp. ont aussi été identifiés dans des cas de teigne. *Fusarium* sp. est très commun dans les sols, c'est normalement un agent pathogène des plantes. Il ne fait pas partie de la flore microbienne

cutanée des tortues marines. Ces dernières années, il a été plus fréquemment responsable d'infections opportunistes chez l'homme et les animaux dont les tortues marines. La maladie peut dans certains cas devenir très envahissante (39).

Dans certains cas, la mycose peut se généraliser et toucher d'autres organes que la peau. En 2000, le premier cas naturel de mycose dûe à *Colletotrichum acutatum* a été décrit chez un animal. Une tortue de Kemp (*Lepidochelys kempî*), hospitalisée suite à une hypothermie prolongée, a présenté une mycose disséminée touchant les poumons, les reins, le foie et la moelle osseuse (40). En 2004, *Candida albicans* a été identifié pour la première fois chez une tortue marine. Une mycose systémique a été diagnostiquée chez ce sujet retrouvé mort échoué aux îles Canarie (41). *Scolecobasidium constrictum*, *Paecilomyces* sp., *Fusarium scirpi*, *Penicillium* sp. *Candida* sp. ont aussi été identifiés dans des cas de mycoses pulmonaires (37,42,43).

1.4.1.4. Infestation par les protozoaires

Les protozoaires sont des organismes unicellulaires. Leur cellule possède un noyau, ce sont des eucaryotes. La première étude décrivant avec précision un protozoaire chez des tortues marines date de 1978. La coccidie *Caryospora cheloniae* peut provoquer chez les tortues vertes (*Chelonia mydas*) une destruction de la muqueuse intestinale et des fuites sanguines dans la lumière du tube digestif (44).

Une étude a mis en évidence *Cryptosporidium parvum* dans des échantillons de tubes digestifs et de matières fécale de tortues vertes à Hawaï. Les tests de diagnostic utilisés en santé humaine ont réagi positivement avec les échantillons obtenus sur les tortues. Ce protozoaire est connu pour causer un syndrome gastro-entérite chez l'homme (45). Les tortues pourraient ainsi servir de réservoir d'agent pathogène et présenter un risque pour la santé humaine.

1.4.1.5. Infestation par les plathelminthes

Les plathelminthes sont des vers à symétrie bilatérale. Ils sont plats. Leur taille varie de moins d'un millimètre à plusieurs mètres. La classe des trématodes regroupe des parasites pathogènes des mammifères, des oiseaux, des reptiles et des poissons. La sous-classe des Digènes contient la famille de trématodes la plus connue et étudiée chez les tortues marines : les Spirorchiidae. Ces parasites intravasculaires sont communément appelés douves, ce sont les plus pathogènes comparés aux parasites gastro-intestinaux (46). Le cycle de reproduction de ces parasites est resté longtemps méconnu. Un seul hôte intermédiaire a pu être identifié à ce jour. Il s'agit du gastéropode *Thylaeodus rugulosus* (47). Les espèces de Spirorchiidae les plus fréquentes chez les tortues caouannes (*Caretta caretta*) sont *Carettacola* sp., *Neospororchis* sp., *Learedius* sp., *Hapalotrema* sp (48).

La pathogénie de ces parasites est complexe. Les douves sont présentes au stade adulte dans les chambres cardiaques ou les gros vaisseaux. Macroscopiquement elles sont la cause d'endocardite, d'artérite, de thrombose accompagnant la formation d'anévrismes, de nodules contenant des parasites, de dépôts calciques dans la lumière des vaisseaux,

d'œdème péri-vasculaires et d'infarctus. La paroi des artères peut être épaissie dans les poumons, les intestins, et la rate. Les parasites adultes pondent des œufs dans la lumière des gros vaisseaux qu'ils occupent. Les œufs migrent ensuite à travers la paroi vasculaire. Ils provoquent des hémorragies et une réaction inflammatoire granulomateuse qui peut mesurer plusieurs millimètres. Observés au microscope, ces œufs peuvent être identifiés dans ou à côté des vaisseaux dans n'importe quel organe de la tortue (2). Il est parfois compliqué de différencier une maladie de fond « normale » d'une parasitose ayant entraîné la mort de l'animal (49). Ces trématodes sont très nombreux et très fréquents, dans certaines régions du globe la prévalence est proche de cent pour cent. En Méditerranée, elle est de 16.7 % (50–52).

Plusieurs espèces de trématodes de la sous-classe des Digènes infestant le tube digestif des tortues marines ont été identifiés : *Enodiotrema* sp., *Pyelosomum* sp., *Calysodes* sp. *Rhytidodes* sp. ont été isolés dans la vésicule de tortues vertes (53). Peu d'information sont disponibles au sujet de la pathogénie de ces parasites. Ils sont à l'origine d'une mauvaise assimilation des aliments, d'une diminution de l'immunité créant ainsi un terrain propice aux infections.

La vessie est aussi le siège d'infestation par des trématodes digénétiques (*Microscaphidium warui*, *Pyelosomum cochlear*) (53).

En Méditerranée, *Hapalotrema* sp. et *Rhytidodes gelatinosus* ont les prévalences les plus élevées de l'ordre de 33 % (46).

1.4.1.6. Infestation par les némathelminthes

Les némathelminthes sont des vers ronds. Le premier nématode à avoir été décrit chez les tortues marines est *Sulcascaaris sulcata*. Il appartient à la famille des Anisakidae Les tortues vertes (*Chelonia mydas*), les tortues de Kemp (*Lepidochelys kempii*) et les tortues caouannes (*Caretta caretta*) sont les seuls hôtes définitifs connus de *S. Sulcata*. Les adultes sont présents dans l'estomac des tortues et provoquent des ulcères de la muqueuse gastrique. Le cycle évolutif du parasite fait intervenir un hôte intermédiaire. Il s'agit de mollusques marins ou de coquillages consommés par les tortues (54). Les œufs sont éliminés de la tortue par voie fécale. Les larves évoluent jusqu'au stade 3 à l'intérieur de l'œuf puis éclosent spontanément. Les larves L3 sont aspirées par l'hôte intermédiaire et se logent généralement dans les muscles du mollusque ou du coquillage. Elles évoluent en larve L4 en 3 à 4 mois. Ces dernières, une fois ingérées par la tortue mettent au moins cinq mois pour évoluer en forme adulte mature (Figure 7) (55). *S. Sulcata* est le nématode le plus documenté chez les tortues marines.

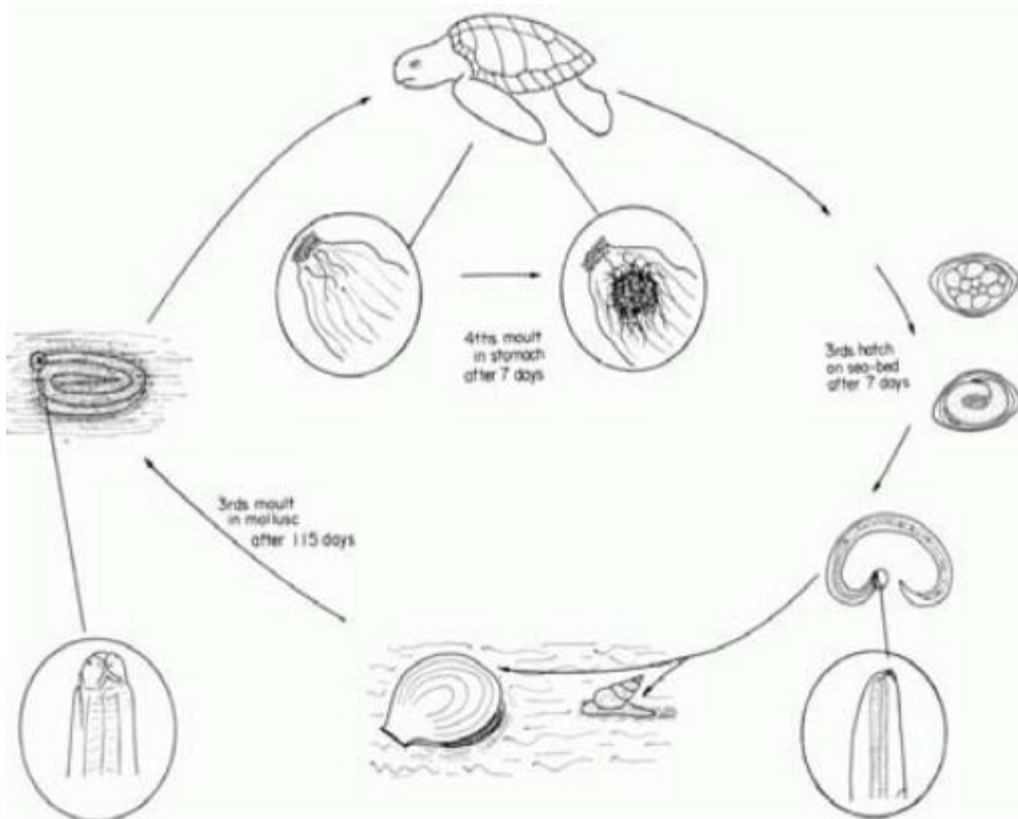


Figure 7 : Cycle évolutif du nématode *Sulcascaaris sulcata* chez la tortue caouanne (*Caretta caretta*) (55).

Le nématode *Sulcascaaris sulcata* a la prévalence la plus élevée en Méditerranée. Elle est de l'ordre de 33 % (46). Une forte infestation par ce parasite occasionne des gastrites ulcéraives.

La grande majorité des nématodes identifiés chez les tortues marines sont des parasites gastro-intestinaux. Cependant en 2008 trois cas de verminoses pulmonaires causées par *Angiostoma carettae* ont été décrits en Floride pour la première fois. Le cycle évolutif de ce parasite ainsi que son pouvoir pathogène ne sont pas connus (56).

1.4.1.7. Infestation par les annélides

Les annélides sont des vers ronds segmentés. Deux espèces de la classe des hirudinés, *Ozobranchus branchiatus* et *O. margoï*, ont été décrites chez les tortues marines (57–59). Ce sont des sangsues capables de percer la peau de leurs proies avec leur trompe pour se nourrir de sang (Figure 8). Des études récentes ont posé l'hypothèse que ces sangsues sont un vecteur de l'herpesvirus en cause dans la fibropapillomatose des tortues marines (58,60).



Figure 8 : *Ozobranchus branchiatus* prélevé sur la peau d'une tortue olivâtre (*Lepidochelys olivacea*) (t=trompe, br= branchies) (61).

1.4.1.8. Infestation par les arthropodes

Les arthropodes sont des animaux possédant un exosquelette. Ils regroupent entre autres les araignées, les scorpions, les acariens, les crustacés et les insectes. L'œuf est l'un des stades les plus fragiles du cycle de vie des tortues marines. Ils peuvent être le siège d'infestation par des larves d'arthropodes. Plusieurs diptères ont été identifiés en Amérique centrale (*Megaselia sp.*, *Puliciphora sp.*, *Eusenotoaina sp.*) (2). En Méditerranée, le coléoptère *Pimelia sp.* est le parasite le plus fréquemment rencontré. Sur la plage de Dalaman en Turquie, qui est l'un des principaux sites de ponte de tortue caouanne du pays, ses larves infestent 36,3 % des nids. Plus de 10 % des œufs des nids parasités subissent des dégâts, ce qui représente 3,9 % de la totalité des œufs. Une corrélation a été prouvée entre la profondeur à laquelle l'œuf est enterré et le risque d'infestation. Les œufs les moins profonds sont les plus touchés (62). Ce parasitisme a aussi été observé dans d'autres pays, Grèce, Liban (4).

Les préjudices causés par les arthropodes sont difficiles à évaluer. Ils ne seraient pas un risque pour les tortues marines. L'infestation a principalement lieu sur des œufs déjà endommagés ou éclos et donc en décomposition (63).

1.4.2. Dangers anthropiques

Les dangers menaçant les tortues marines sont nombreux. Ils peuvent concerner aussi bien l'habitat terrestre que l'habitat marin des tortues. Les principaux sont liés à l'activité humaine. La dynamique de reproduction des tortues étant lente (maturité sexuelle tardive et faible taux de survie des jeunes), toutes ces pressions anthropiques mettent en péril la survie de ces espèces. Elles doivent donc être quantifiées et contrôlées.

1.4.2.1. Habitat terrestre

L'habitat terrestre est menacé par le développement du littoral. Souvent en lien avec l'activité touristique, l'installation d'hôtels, de restaurants, de bars et d'infrastructures de loisirs sur ou très proche des plages rendent inaccessibles ou dégradent les sites de ponte. En 2012, la Cours de Justice Européenne a bloqué un projet de développement immobilier au sud de la baie de Kyparissia en Grèce (site Natura 2000) (4). De plus, les lumières artificielles créent une pollution lumineuse qui désoriente les nouveaux nés qui ne trouvent pas la direction de la mer au moment de l'éclosion. La conduite de véhicules sur les plages (pour le loisir ou le nettoyage) comprime le sable et écrase les nids. Les promeneurs nocturnes perturbent les femelles qui renoncent à pondre (64). L'excavation de sable est l'une des principales causes d'érosion des plages. Cette dernière activité est réglementée en Grèce, Turquie, et à Chypre. La montée des eaux liée au réchauffement climatique est jugulée par la construction de digues.(64)

Les nids peuvent aussi être détruits par les canidés sauvages qui mangent les œufs. Une fois ouverts, les nids sont rendus accessibles à d'autres prédateurs tels que les rats et certains crabes (65). Dans certaines régions, le taux de prédation atteindrait 80 %. (Grèce, Chypre). Les bébés tortues sont chassés par ces mêmes canidés ou des oiseaux marins au moment de l'éclosion (64).

1.4.2.2. Habitat marin

Dans leur habitat marin, les tortues sont aussi exposées à de nombreuses pressions anthropiques. La majorité des maladies diagnostiquées sont liées à l'activité humaine (66). Aujourd'hui, les interactions avec les activités de pêche sont considérées comme la principale source de danger pour les tortues (Figure 9). Sur l'ensemble du bassin méditerranéen, le nombre annuel de captures est estimé à 150 000 par an, dont 50 000 seraient mortelles (9).



Figure 9 : Tortue verte (*Chelonia mydas*) piégée dans un filet maillant (67).

De nombreuses blessures peuvent être associées aux activités de pêche quand les tortues sont prises dans les filets, cognées contre les ponts des navires. Les tortues emmêlées

dans les filets, câbles, déchets en plastique, bouées, peuvent avoir du mal à nager, plonger pour se nourrir, remonter pour respirer. La conséquence la plus dramatique est la noyade. Ces débris peuvent aussi causer une constriction du cou et des nageoires et être à l'origine de lacérations profondes et d'infections.

En plus du risque d'enchevêtrement, les débris abandonnés de matériel de pêche, cordages, hameçons et fils en nylon, peuvent être ingérés par les tortues marines et occasionner des affections digestives.

Tous les déchets marins d'origine humaine sont une menace pour les tortues marines. Ils peuvent être flottants, immergés, ou déposés sur le fond. Ils représentent un risque à tous les stades de vie des tortues. Comme les juvéniles, ces déchets sont transportés passivement et s'accumulent dans les zones de convergence ou bien se concentrent dans les zones côtières moins profondes où les tortues plus âgées se nourrissent. La majorité des déchets sont des fragments de matière plastique. Toutes les espèces de tortues marines sont concernées par l'ingestion de déchets qui est fréquente. Plusieurs études dans le monde ont cherché à déterminer la proportion de tortues ayant ingéré des déchets. Ce pourcentage varie beaucoup d'une région du globe à l'autre : il dépasse 80 % au Japon et en Argentine. Au sein même de la Méditerranée, le taux d'ingestion de déchets par les tortues autopsiées varie d'un pays à l'autre. Il dépasse 79 % en France. Mais n'est que de 33 % en Turquie (68–70).

Les risques encourus lors de l'ingestion de déchets par les tortues marines sont difficiles à évaluer. Ils dépendent de la toxicité des matières plastiques et de leur aptitude à rester bloquées et à causer des lésions dans le système digestif. L'ingestion de corps étrangers peut provoquer des lésions graves du bec, de l'œsophage, de l'estomac ou des intestins. Les débris tranchants et saillants comme les hameçons (Figure 10) sont à l'origine de perforations (Figure 11), tandis que les sacs plastiques ou morceaux de filets de pêche occasionnent des occlusions. Les corps étrangers linéaires peuvent lacérer le tube digestif et sont souvent fatales. Les tortues émaciées sont souvent incapables de s'alimenter à cause de lésions graves causées par les déchets ingérés.



Figure 10 : Radiographie dorso-ventrale d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*) révélant deux corps étrangers métalliques (hameçons) en regard de l'œsophage et de l'estomac (71).



Figure 11 : Extériorisation de la paroi gastrique d'une tortue perforée par un hameçon (71).

Les petits débris peuvent transiter et être expulsés, mais leurs effets ne sont pas à négliger. Lorsqu'ils sont ingérés régulièrement ils peuvent être à l'origine d'un dysfonctionnement du processus digestif, un affaiblissement du système immunitaire, une accumulation de gaz dans les intestins provoquant des troubles de la flottabilité, une dilution des aliments, une diminution de l'appétit, une malnutrition et donc un retard de croissance ou une cachexie (68).

De nombreuses blessures sont traumatiques et occasionnées par les hélices des bateaux qui entaillent parfois profondément la carapace ou les membres (Figure 12). Un impact avec la coque d'un navire peut provoquer des lésions internes. Les tortues avec un

trouble du flottement peuvent avoir eu une lésion aux poumons par exemple, et de l'air s'est accumulé dans la cavité coelomique. Ces accidents sont étroitement liés à l'activité touristique (jet ski, conducteur de bateau peu regardant). Les tortues marines ne peuvent pas échapper à une collision avec des bateaux dont la vitesse dépasse 4 km/h (64). Malheureusement, même dans les sites protégés (Natura 2000 en Grèce par exemple) la vitesse réglementaire maximale de 6 km/h n'est pas toujours respectée, ce qui augmente le risque d'accidents, particulièrement pendant les périodes d'accouplement et de ponte (4).



Figure 12 : Evolution des lésions d'un animal victime d'une collision avec un navire, gauche : septembre 2015, droite : décembre 2015 (source : CESTMed).

Plusieurs études dans le monde ont analysé les différentes causes de mortalité des tortues marines. A Hawaï, la fibropapillomatose est considérée comme la principale cause de mortalité (72). Cependant, en excluant cette maladie, une étude a montré, lorsque la cause de la mort a pu être identifiée, que 22 % des tortues vertes (*Chelonia mydas*) échouées mortes ont trouvé la mort suite à un enchevêtrement dans des lignes de pêche, 18 % suite à une infection, 16 % suite à une malnutrition d'origine indéterminée, 16 % suite à une collision avec un navire, 14 % suite à la prédation par des requins, 12 % suite à l'ingestion de corps étrangers (73).

Au Queensland en Australie, une étude portant sur les tortues vertes échouées et hospitalisées en centre de soin a montré que 3 % avaient ingéré des corps étrangers, 4 % d'entre elles avaient été enchevêtrées dans du matériel de pêche, 6 % avaient des fractures des suites de collisions avec des bateaux, 14 % avaient des problèmes de flottabilité d'origine indéterminée, 18 % avaient une maladie n'ayant pas de lien avec l'activité humaine. Pour 53 % d'entre elles, la cause de l'échouage n'a pas pu être déterminée. Les 2 % restant ont été hospitalisés pour des causes minoritaires autres (74).

En Espagne sur l'île de la Grande Canarie, 51 % des tortues caouannes (*Caretta caretta*) échouées puis hospitalisées en centre de soin étaient enchevêtrées dans des débris, 12 % avaient ingéré un hameçon ou du fils de pêche, 5 % présentaient des trace de collision avec un bateau, 5% souffraient d'une maladie infectieuse sans lien avec l'activité humaine, 1 % seulement avaient ingéré du plastique. Dans 20 % des cas, la cause de l'échouage n'a pas pu être identifiée. Les 6 % restant ont été hospitalisées pour des causes minoritaires autres (75).

En ce qui concerne la pêche en Méditerranée française, les filets maillants représentent le principal risque pour les tortues avec 50 % des captures observées entre 2001 et 2016, puis viennent les chaluts (31 %) et enfin les prises par hameçons (5 %). Pour les 14 % restants, l'engin de pêche est inconnu. Ces chiffres varient d'un pays à l'autre, en fonction des techniques de pêche utilisées. Le taux de mortalité des individus capturés est inférieur à 10 % dans le cas des chaluts alors qu'il dépasse les 50 % pour les filets. Pour ces derniers, la mort est principalement causée par noyade parce que le temps de calée est élevé : jusqu'à 48 h contre quelques heures pour les chaluts (67). Le temps de plongée normal d'une tortue active est estimé à 40 minutes, au-delà le risque de noyade apparaît. Cette durée varie en fonction de l'espèce, de la taille de la tortue, de la température, du stress encouru. La mortalité atteint 70 % pour des apnées forcées de 90 minutes (1).

Les résultats des études sur les causes de mortalité chez les tortues marines sont difficilement comparables. Typiquement les techniques de pêche et leurs conséquences peuvent beaucoup varier d'une région du globe à l'autre. Par exemple, aux Etats-Unis, les chaluts de la pêche crevettière sont obligatoirement équipés de « turtle extruder device », une sorte de trappe qui permet aux tortues de s'échapper du filet. Les analyses ne portent pas toujours sur les mêmes échantillons de population (tortues échouées mortes ou tortues échouées vivantes puis hospitalisées). Enfin toutes les causes de mortalité ne sont pas systématiquement intégrées aux études.

1.4.2.3. Eco-toxicologie

Comme les autres organismes marins, les tortues marines sont aussi sujettes aux intoxications par les métaux (argents, cadmium, plomb, fer, zinc, mercure, sélénium) et les polluants organiques rémanents (composés biphényle polychlorés, pesticides organochlorés, hexachlorobenzène, hydrocarbures aromatiques polycycliques, plastifiants : Bisphénol A et Phtalates).

La toxicité des métaux lourds et des polluants organiques est difficile à évaluer à l'échelle d'un individu ou d'une population. Ils sont à l'origine d'un stress oxydatif accru. Ils ont des effets génotoxiques, cytotoxiques, neurotoxiques et sont délétères pour la reproduction et le système immunitaire (origine possible dans l'induction de la fibropapillomatose) (76,77).

Aucun seuil de toxicité n'a été défini pour les espèces de tortues marines à ce jour.

Les eaux polluées par des produits pétroliers et autres produits chimiques causent des intoxications. Les conséquences sur les tortues marines sont mal connues.

1.5. Arsenal thérapeutique

Les traitements médicamenteux peuvent être administrés par voie orale (PO), intramusculaire (IM), intracoelomique ou intraveineuse (IV). De manière générale, la voie orale est privilégiée lorsque les animaux mangent spontanément et qu'ils ne présentent pas de stases digestives. Cependant la voie intramusculaire, qui reste relativement facile à utiliser

bien que nécessitant plus de manipulation de l'animal, assure une administration complète et sûre des médicaments.

A l'heure actuelle le nombre d'études pharmacocinétiques sur les tortues marines est très faible. Le choix de la molécule et la posologie revient au vétérinaire et repose souvent sur l'expérience personnelle (Tableau) (78). Les dernières études portant sur les anti-inflammatoires non stéroïdiens ont montré que le ketoprofène peut être utilisé à la dose de 2 mg/kg par voie intramusculaire ou intraveineuse une fois par jour (SID). Le méloxicam et le kétorolac n'ont pas donné de résultats encourageants (79–81). L'analgésie peut aussi être obtenue avec du tramadol à la dose de 5 mg/kg par voie orale toutes les 48-72h (82).

Les molécules antibiotiques testées dans la littérature appartiennent à différentes familles. L'oxytétracycline peut être utilisé à la posologie de 25 mg/kg en une seule injection (83). La ceftazidime peut être utilisée à la dose de 20 mg/kg par voie injectable tous les 2-3 jours (84). Pour les quinolones, l'enrofloxacin semble efficace par voie orale à la posologie de 10-20 mg/kg ou par voie intramusculaire à 5 mg/kg (85,86). Il en va de même pour la marbofloxacin utilisée en une injection par jour par voie intraveineuse ou intramusculaire à la dose de 2mg/kg (87), et la danofloxacin en injection intramusculaire ou sous-cutanée (SC) à la dose de 6 mg/kg (88). La durée du traitement antibiotique dépend de la réponse du patient et de l'amélioration de son état. Les traitements durent en général 2 à 3 semaines minimum.

L'utilisation d'antibiotique doit être méticuleusement raisonnée pour limiter au maximum le risque de développement de résistances bactériennes. Des antibiogrammes devraient être systématiquement réalisés et les antibiotiques testés. Dans une étude de 2020, 100 % des souches bactériennes isolées dans des cas de bronchopneumonie étaient résistantes à l'ampicilline, la tétracycline et la colistine. De même 92 % des souches bactériennes étaient résistantes à la céphalexine, la céftazidime et à l'association amoxicilline/acide clavulanique. *Citrobacter freundii* et *Pseudomonas putrefaciens* étaient résistantes à tous les antibiotiques testés (37).

Le traitement des infestations par les plathelminthes (trématodes) reposent sur l'utilisation du praziquantel à la posologie de 25 mg/kg par voie orale 3 fois à 3 heures d'intervalle. Cette molécule est efficace sur les formes adultes de spirorchidae mais pas sur les œufs dans les tissus (89). Le fenbendazole (25 mg/kg une fois par jour pendant 3 jours puis répété au bout de 10-14 jours) est utilisé pour traiter les infestations par les nématodes (90).

Pour les traitements antifongiques, il est préconisé d'utiliser le fluconazole par voie sous-cutanée à une dose d'attaque de 21 mg/kg puis 10 mg/kg tous les 5 jours pendant 10 jours, ou l'itraconazole par voie injectable à la posologie de 15 mg/kg tous les 3 jours ou 5 mg/kg tous les jours (91,92).

En ce qui concerne l'anesthésie, l'induction peut être réalisée en associant la kétamine (5 mg/kg par voie intraveineuse) et la médétomidine (50 µg/kg par voie intraveineuse). Le relais gazeux peut faire intervenir de l'isoflurane ou du sévoflurane (93,94). Le propofol par voie intraveineuse est aussi utilisé à la posologie de 5-8 mg/kg (37).

La povidone iodée est utilisée pour le nettoyage des plaies et la désinfection des sites opératoires.

Tableau I : Récapitulatif des principes actifs étudiés et utilisés chez les tortues marines.

Catégorie de médicament	Principe actif	posologie	indication
Antiinflammatoire	Kétoprofène	2 mg/kg IM ou IV SID	Analgésie
Morphinique	Tramadol	5 mg/kg PO toutes 48-72 heures	Analgésie
Antibiotique	Oxytétracycline	25 mg/kg IV ou IM	Infection bactérienne
	Ceftazidime	20 mg/kg IV ou IM toutes les 48-72 heures	
	Enrofloxacin	10-20 mg/kg PO SID	
		5 mg/kg SC ou IM toutes les 24-48 heures	
	Marbofloxacin	2 mg/kg IV ou IM SID	
	Danofloxacin	6 mg/kg IM ou SC SID	
Antiparasitaire	Praziquantel	25 mg/kg PO 3 fois à 3 heures d'intervalle	Infestation par les plathelminthes
	Fenbendazole	25 mg/kg PO SID pendant 3 jours	Infestation par les némathelminthes
Antifongique	Fluconazole	21 mg/kg puis 10 mg/kg tous les 5 jours pendant 10 jours SC	Infection fongique
	Itraconazole	15 mg/kg PO tous les 3 jours ou 5 mg/kg PO SID	
Anesthésique	Propofol	5-8 mg/kg IV	Narcose, myorelaxation
	Kétamine	5 mg/kg IV	
	Médétomidine	50 µg/kg IV	

2. Le CESTMed : un outil de travail complexe

Un hôpital pour la faune sauvage marine est une structure compliquée à créer et à faire fonctionner. Les infrastructures doivent être adaptées, le matériel spécialisé et le personnel qualifié afin de recréer un environnement acceptable pour garder en captivité des animaux aquatiques habitués aux grands espaces. Les connaissances scientifiques permettent d'améliorer les techniques de prise en charge et de soins lorsque les tortues sont trouvées en détresse. Cependant la médecine de ces animaux est encore débutante. Les progrès se font au fur et à mesure des sauvetages et, le cas échéant, des autopsies.

2.1. Création et objectifs initiaux

Le centre de soins a été créé en 2003, c'est une association (loi 1901) à but non lucratif. Depuis 2007, il est reconnu comme « centre de soins officiel » par le ministère de l'environnement et la Direction Départementale des Services Vétérinaires du Gard.



Figure 13 : Salle de soin du CESTMed (source : CESTMed).

Le CESTMed (Figure 13) est le premier centre de soins du littoral méditerranéen français. Sa mission est d'étudier et soigner les espèces de tortues marines présentes en Méditerranée lorsqu'elles sont blessées, échouées, ou capturées accidentellement, par exemple dans les filets de pêche. Depuis 2003, plus de 500 tortues marines ont été accueillies au CESTMed : exclusivement des tortues caouannes (*Caretta caretta*) à l'exception de cinq tortues vertes (*Chelonia mydas*).

Les informations et les données scientifiques récoltées sont partagées avec la communauté scientifique à l'échelle nationale et internationale. Des programmes de sensibilisation des scolaires, du grand public et des usagers de la mer (plaisanciers et

professionnels) sont également réalisés par le biais de conférences, de stands, d'ateliers, d'animations, d'expositions photographiques, de publications scientifiques, et d'ouvrages grand publics (95).

2.2. Ressources humaines

L'association compte deux salariés : le directeur du CESTMed Jean-Baptiste SENEGAS et la responsable pédagogique Cindy CAPDET. Le centre de soins est ouvert tout au long de l'année pour faire face aux situations d'urgence (tortues trouvées blessées, malades ou mortes). La permanence téléphonique est assurée par les deux salariés 7 jours sur 7, 24 heures sur 24.

Un vétérinaire le docteur Éric MAERTEN est investi du mandat sanitaire et se déplace à la demande (96).

Le matin, l'un des deux salariés est systématiquement présent au centre de soins. Trois cents bénévoles, dont une soixantaine est réellement actifs, épaulent le travail des salariés. Une formation est dispensée aux nouveaux bénévoles par le directeur ou la responsable pédagogique. Elle dure une journée et permet d'apprendre à manipuler une tortue marine, d'effectuer les travaux de pesée, mesures, comptage des écailles... A la suite de cette formation, chaque bénévole peut s'inscrire individuellement sur un planning en ligne pour venir faire les soins aux tortues marines tous les matins. Seulement deux bénévoles maximum par jour sont autorisés afin d'éviter le surnombre.

A cela s'ajoutent les pêcheurs professionnels de Méditerranée. Leur travail en mer les place au premier rang des observateurs des tortues marines. Ils contribuent à collecter de nombreuses informations à leur sujet et à acheminer les tortues capturées ou accidentées vers le centre de soin (Figure 14).

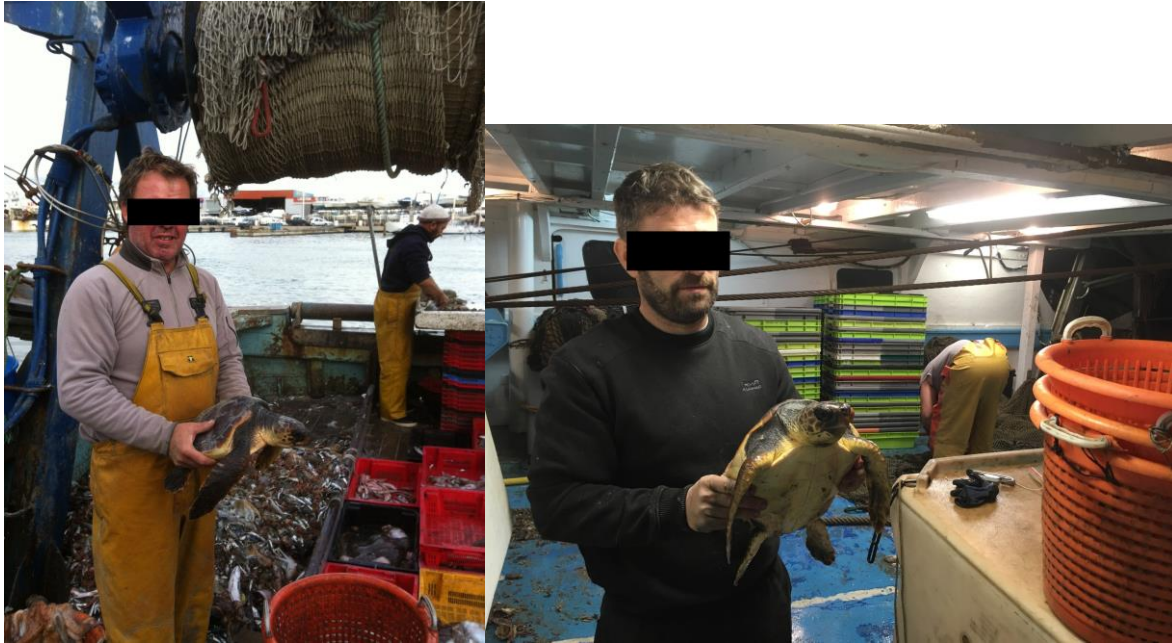


Figure 14 : Tortues caouannes (*Caretta caretta*) capturées par des pêcheurs en Méditerranée française (source : CESTMed).

2.3. Ressources matérielles

2.3.1. Le centre de soins du Grau du Roi

Le centre de soins du CESTMed est hébergé par le Seaquarium du Grau-du-Roi. Le bâtiment a une superficie de 100 m². Il comprend une zone de soins, une cuisine, une zone de stockage pour les prélèvements sur les tortues marines, une pharmacie, un sas sanitaire, une zone technique, un système de pompage et de rejet d'eau de mer.

La zone de soin est une pièce de 70 m² équipée de 12 bassins en résine lisse, sans aspérité, étanches et faciles à nettoyer (8 cuves carrées de 1,5 m de côté et 80 cm de profondeur, 3 cuves rondes de 1,5 m de diamètre et 80 cm de profondeur, 1 cuve carrée de 2,5 m de côté et 90 cm de profondeur). Une table d'observation permet la réalisation des examens cliniques et des soins sur les tortues, une balance pour le suivi de leur poids (Figure 15).

Un réseau d'eau de mer conduit l'eau en continue à chaque bassin. C'est un circuit ouvert. Les bassins sont tous équipés d'un fond conique disposant d'une bonde pour faciliter le nettoyage. En partie haute une surverse récupère le trop plein. La station de pompage et de rejet d'une surface de 10m² dispose de deux cuves. La première cuve, de reprise d'eau de 5 m³ est équipée d'un filtre à sable pour nettoyer l'eau des grosses particules et d'une station UV (puissance de 40mj/cm²) pour la stériliser avant d'entrer dans le réseau des bassins. La deuxième cuve, de récupération des eaux usées provenant des bassins, est équipée d'un filtre tambour pour récupérer les boues et d'une autre station UV pour stériliser l'eau claire avant de l'évacuer en mer. L'eau ne provient pas directement de la mer mais d'un forage.

Le débit d'eau entrant et sortant est réglé pour assurer le remplacement de l'eau 3 à 4 fois toutes les 12 heures. La température des bassins est autour de 19 °C.

La qualité de l'eau contribue directement à l'efficacité des soins pour les tortues hospitalisées. Tous les paramètres qui affectent leur santé sont contrôlés. Les tests portent sur la température, pH, salinité, ammonium (NH_4^+), nitrite (NO_2^-), nitrate (NO_3^-), chlore. La fréquence des contrôles dépend du circuit d'eau utilisée : une fois par semaine pour un circuit ouvert comme celui du CESTMed. Les tortues sont gardées dans de l'eau à 19 °C. Comme l'eau provient d'un forage, la température est constante toute l'année. La salinité (24 g/L) est aussi constante et inférieure à celle de la mer (38-41 g/L), sans conséquence pour les tortues. Le pH optimum est compris en 7.5 et 8.5. Une chute du pH est un indicateur d'une diminution de la qualité de l'eau due à une augmentation des contaminants biologiques : bactéries, algues. La concentration en chlore est comprise en 0.5 et 1 ppm (part per million). Une augmentation irrite les yeux des tortues. Les produits désinfectants à base de chlore doivent être utilisés avec précaution (66,97).

La lumière est un élément important pour la santé et le métabolisme des tortues marines. Par exemple les ultraviolets servent à la synthèse de vitamine D, qui permet l'absorption de calcium par les intestins. Pour un centre de soin en intérieur comme le CESTMed, une photopériode naturelle doit être recrée avec une minuterie. L'éclairage ne doit pas dépasser 12 à 14 heures par jour.

La cuisine a une surface de 7 m². Elle est équipée d'un frigo, d'un évier et d'un plan de travail. La chambre froide d'une superficie de 4 m² permet de stoker la nourriture des tortues. Dans la zone de stockage de 6 m² sont rangés tous les échantillons nécessaires aux études et suivis scientifiques des animaux.

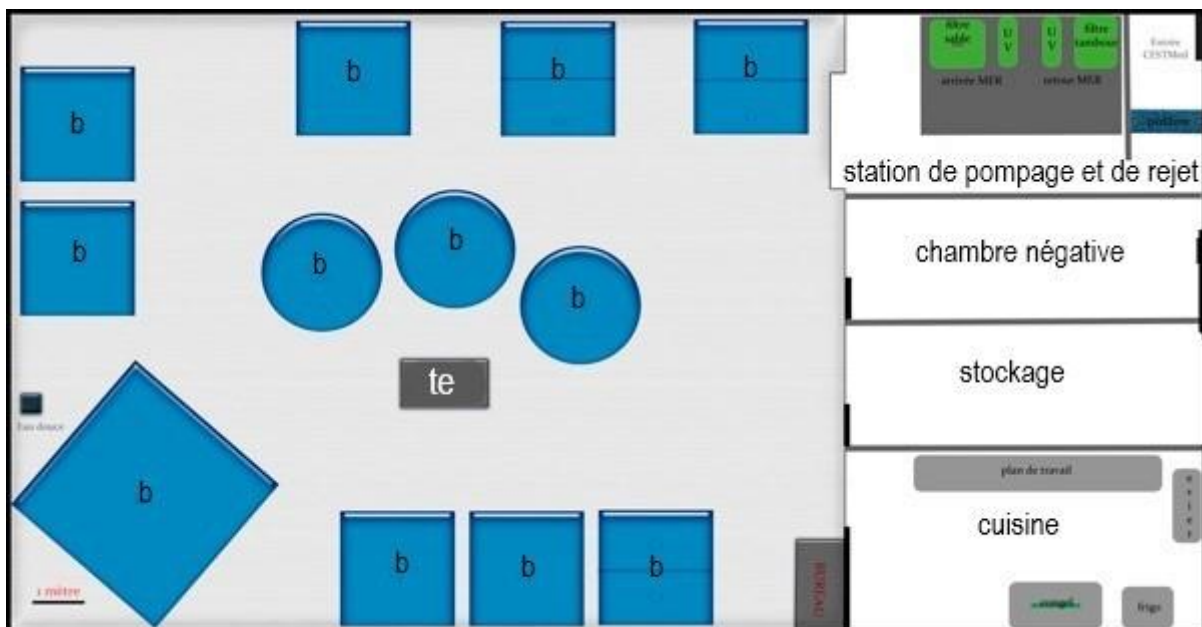


Figure 15 : Plan du centre de soins du Grau du Roi (b : bassins, te : table d'examen)
(source : CESTMed).

2.3.2. Le centre de réhabilitation de La Grande Motte

L'objectif principal du centre, et la phase finale du processus de prise en charge des tortues, est de les relâcher dans le milieu naturel. Cependant certaines d'entre elles ont subi des traumatismes ou maladies graves, et ont passé plusieurs mois au centre de soins dans un bassin de petite taille pour un animal habitué à vivre en pleine mer. Avant de les relâcher, il est important de s'assurer de leur guérison complète et de les réacclimater au milieu extérieur.

Pour cela le CESTMed utilise un centre de réhabilitation. La ville de La Grande-Motte met à disposition un tronçon du canal situé à l'intérieur de l'étang du Ponant (Figure 16). Les tortues du centre de soins, jugées aptes à retourner vivre en mer, sont placées dans la zone de réhabilitation avant leur lâcher en pleine mer.

Les tortues laissées en semi-liberté dans cette zone restent sous étroite surveillance. Elles peuvent se rééduquer, se réhabituer progressivement à plonger et chasser seules des proies vivantes. Ce vaste espace aquatique leur permet de récupérer la masse musculaire perdue pendant la période d'hospitalisation au centre de soin. Le centre de réhabilitation est un outil indispensable pour les animaux souffrant d'un handicap (perte d'un membre, trouble de la flottabilité) et leur permet de maximiser leurs chances de survie après leur remise en liberté. Par ailleurs, cet espace joue le rôle de laboratoire pour étudier le comportement des animaux et tester de nouvelles technologies (répulsifs, dispositifs de suivi télémétrique).

L'étang du Ponant a été creusé artificiellement entre 1964 et 1966. Long de 3,5 km, le plan d'eau s'étend d'est en ouest sur 280 hectares, atteignant 1 km dans sa plus grande largeur. À l'est, la passe de Montago assure une connexion avec le fleuve Vidourle et au-delà avec le canal du Rhône à Sète par les Portes du Vidourle. A l'opposé, l'ouverture sur la mer se fait par la passe des Abîmes. Ainsi d'importants mouvements d'eau journaliers ont lieu (intensité variable en fonction des épisodes pluvieux et de la marée). Le vent influe sur le courant et peut aussi faire varier le niveau d'eau de plusieurs dizaines de centimètres. Par vent du sud les courants marins inversent le sens principal du courant de l'étang. La mer rentre et permet un brassage important. Le mois de mars est la période où le niveau d'eau est au plus bas. L'étang est un milieu riche en coquillages et constitue une zone d'alimentation pour les tortues marines durant la période estivale. On peut en trouver naturellement dans ces eaux puisque 2 tortues caouannes y ont été capturées accidentellement dans des filets de pêche en 2008.

La température de l'eau oscille entre 5,5 °C en janvier et 25 °C en août. Elle peut présenter des différences surface/fond, avec des eaux de fond plus chaudes en hiver et plus froides en été.

La salinité de surface a tendance à suivre une évolution inverse aux débits mensuels du Vidourle alors que celle mesurée près du fond reste supérieure à 30 mg/L.

La qualité de l'eau est contrôlée par le centre nautique situé à une centaine de mètres du centre de réhabilitation. La température, la coloration, la turbidité de l'eau et la présence

d'huile minérale sont contrôlés tous les jours d'avril à octobre. Une analyse bactériologique (*Escherichia coli*, entérocoques intestinaux) est réalisée une fois par mois de juillet à septembre. Les conditions météorologiques (température de l'air, direction du vent, état du plan d'eau) et la fréquentation sont aussi relevées quotidiennement d'avril à octobre.



Figure 16 : Carte de l'étang du Ponant entre La Grande Motte à l'Est et le Grau du Roi à l'Ouest illustrant la position du centre de réhabilitation (carte issue de Google Map).

Le centre de réhabilitation a une surface de 5400 m². Il mesure 200 m de long, et en moyenne 27 m de large. La profondeur maximum au centre du canal varie entre 1,10 m au plus bas et 1,60 m au plus haut. La profondeur minimum au centre du canal varie entre 0,70 m et 1,20 m. On mesure une profondeur moyenne de 90 cm et le niveau d'eau peut varier d'une cinquantaine de centimètres en fonction des courants, des crues, du vent et des saisons.

Les tortues marines ne peuvent être maintenues captives dans un environnement clos que si la circulation d'eau est primordiale : tout au long de l'année un courant modéré s'exerce du nord vers le sud. Il permet de renouveler rapidement l'eau du canal.

Pour que le centre de réhabilitation soit fonctionnel, plusieurs équipements doivent être implantés dans le domaine public maritime (Figure 17). La zone du canal utilisée est délimitée à ses extrémités par deux grillages. Ils ont une surface de 60 m². Un ponton flottant (Figure

18) de 2.5 m de large et 12 m de long donne un accès facile à l'eau. Une terrasse d'observation (Figure 19) de 30 m² est construite sur les berges. Elle ne surplombe le canal que de 0.5 m. Seulement 5 m² ont une emprise sur le domaine public maritime. Les côtés du centre sont clôturés.

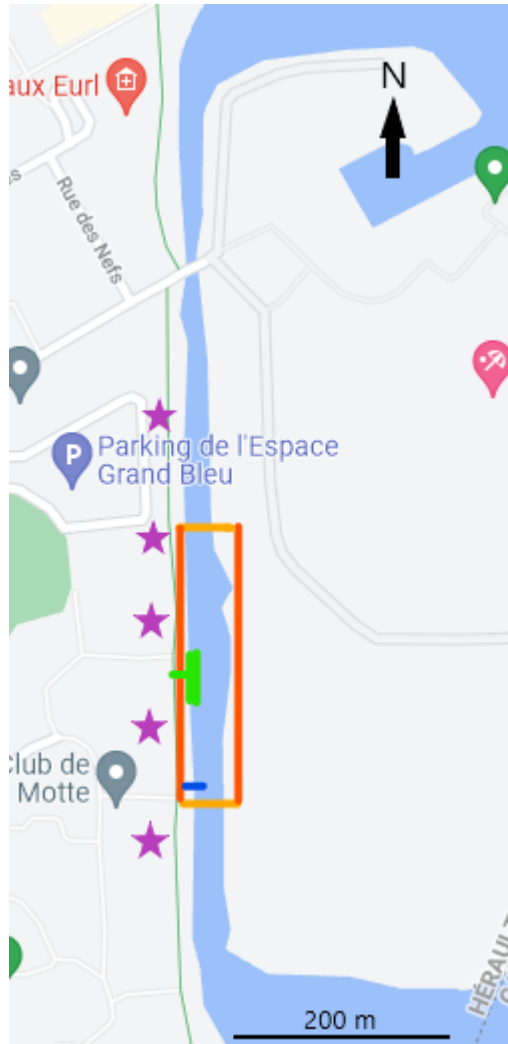


Figure 17 : Schéma du centre de réhabilitation dans le canal à l'Est de l'étang du Ponant (rouge : clôture en ganivelles, orange : grillages des extrémités, bleu : ponton de mise à l'eau, vert : terrasse d'observation, étoiles violettes : panneaux muséographiques) (carte issue de Google Map).



Figure 18 : Ponton d'accès et clôture du centre de réhabilitation de la Grande Motte (source : Bourlier Jean-Romain).



Figure 19 : Terrasse d'observation du centre de réhabilitation sur le canal de l'étang du Ponant à la Grande Motte (source : Bourlier Jean-Romain).

Au final, 95 m² d'équipements sont intégrés au domaine public maritime pour une surface utilisée de 5400 m².

Hormis la terrasse d'observation qui est fixe, le ponton flottant et les deux grillages disposés aux extrémités ne nécessitent pas de constructions pérennes. Ils peuvent être rapidement retirés à tout moment. Les grillages ne sont en place que huit mois dans l'année, de mars à octobre, période à laquelle la température est suffisante pour envisager de relâcher les tortues. Ils sont systématiquement démontés lorsqu'il n'y a pas de tortue en réhabilitation.

Il s'agit de grillage simple torsion en acier galvanisé, d'une hauteur de 1,20 m, avec une maille de 50 mm pour éviter que les tortues ne s'emmailent. Le choix de cette maille permet de laisser passer les poissons de moins de 300 g soit plus de 80 % des poissons contenus dans cette zone. Pour les poissons plus gros, le centre ne constitue pas une entrave puisque le canal n'est pas une zone de passage, les échanges se font au niveau de la passe des Abîmes. Il s'agit surtout d'une zone de grossissement pour les alevins. La tortue n'est pas un prédateur pour ces poissons, son régime est essentiellement constitué de crabes et coquillages. Ainsi, les grillages agissent comme une barrière pour les tortues mais ne peuvent pas capturer involontairement le reste de la faune aquatique. Le centre de soins et ses équipements ne représentent pas une entrave à la biodiversité du canal et à son équilibre.

Le nombre de tortues est limité à maximum 10 individus en même temps dans le centre, sachant qu'en moyenne seules quatre cohabitent et ce pour une courte période. La durée de réhabilitation est de 3 à 4 semaines.

Par ailleurs, une surveillance quotidienne du site (par le personnel du CESTMed, la police municipale, les riverains avertis, etc.) permet de résoudre rapidement les éventuels problèmes.

En combinaison avec les grillages disposés dans le canal, des clôtures sont disposées de chaque côté du canal sur les berges. Elles permettent de créer un espace clos, isolant totalement les tortues dans l'enceinte du centre et d'éviter toute intrusion. Les berges sont clôturées par 400 m de ganivelles en bois d'une hauteur de 2 m et enfoncées de 20 cm dans le sol. Des poteaux de 10 cm de diamètre en pin traité espacés de 3 m sont utilisés pour renforcer la structure (95,96).

Des panneaux d'information (Figure 20) disposés le long du centre de réhabilitation expliquent aux passants le travail du CESTMed et les informent de la présence de tortues, de l'interdiction de se baigner, de pêcher, ou de naviguer dans la zone clôturée.



Figure 20 : Exemples de panneaux muséographiques le long du centre de réhabilitation (source : Bourlier Jean-Romain).

2.3.3. Le futur centre de soin de La Grande Motte

Le projet de déménager le centre de soins actuel du Grau du Roi est en cours. Un nouveau bâtiment est mis à disposition par la commune de La Grande Motte, proche du centre de réhabilitation (Figure 21).

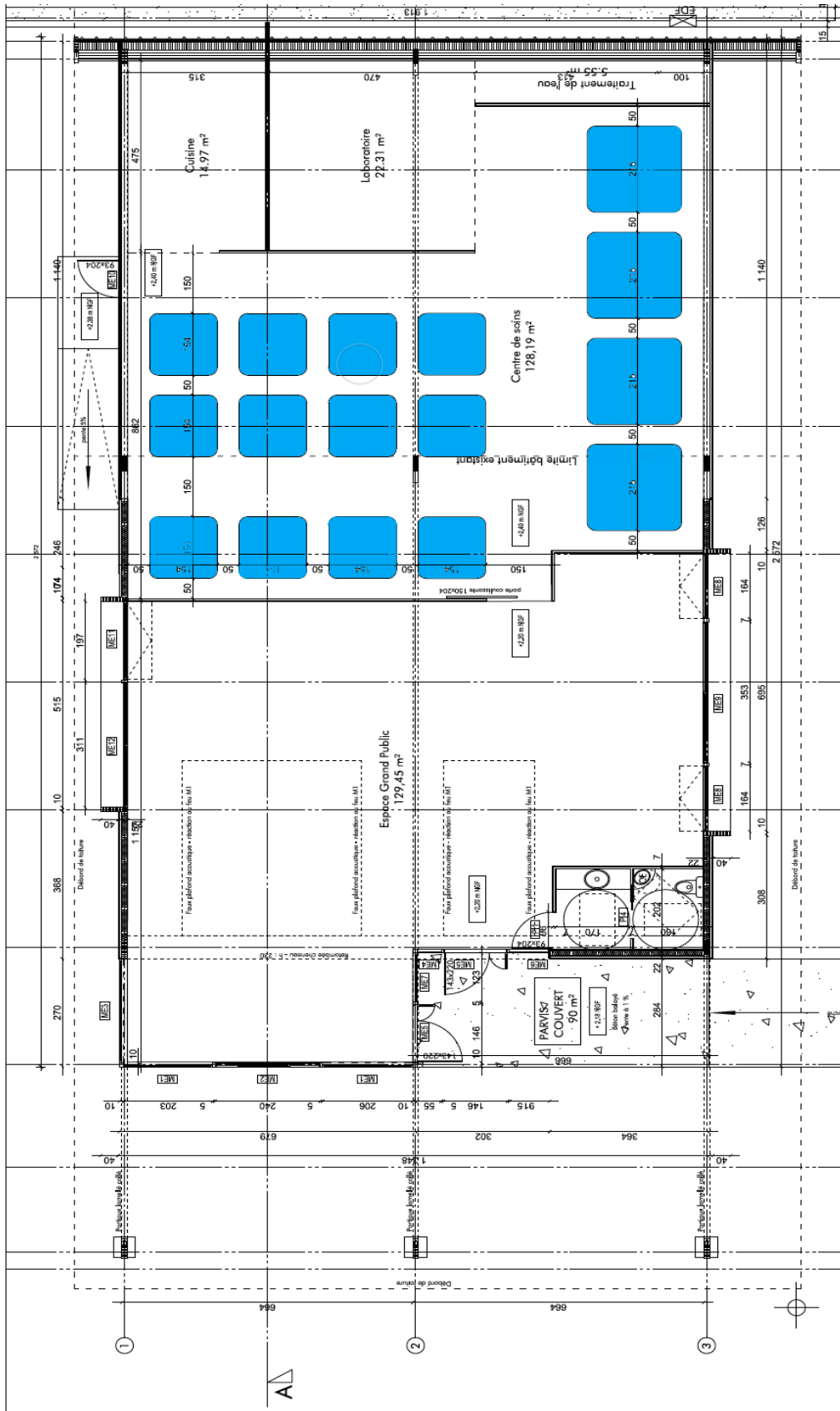


Figure 21 : Plan du futur centre de soins de La Grande Motte échelle 1/100° (bleu : futurs bassins) (source CESTMed).

Ce nouveau lieu de 171 m² accroîtra considérablement la surface du centre, et permettra d'augmenter la capacité d'accueil des tortues marines : quatre bassins supplémentaires pourront y être installés. De la même manière que le centre actuel du Grau du Roi, l'hôpital pour tortues marines de La Grande Motte sera organisé en plusieurs parties distinctes pour faciliter le travail de soins vétérinaires aux animaux et les projets scientifiques : sas sanitaire, zone de soins, zone de stockage des prélèvements, pharmacie, laboratoire, cuisine, bureaux, zone technique avec système de pompage et rejet à la mer en réseau ouvert.

Ce nouveau centre de soins ne sera pas seulement un lieu de rencontre et d'échange pour scientifiques, vétérinaires, biologistes et soigneurs. Il s'agira aussi d'un centre pédagogique pour sensibiliser le public à la nécessité d'étudier et de préserver le milieu marin, les tortues en particulier. Un hublot donnera l'occasion aux passants de voir l'intérieur du centre. Les tortues ne seront pas visibles, l'objectif est de susciter l'intérêt en donnant au public une vision globale de l'hôpital et de ses installations. De plus un sentier pédagogique sera installé entre le centre de soins et le centre de réhabilitation. Le long de ce parcours de plus d'un kilomètre, des panneaux muséographiques permettront de faire découvrir aux passants la vie des tortues marines en Méditerranée et le travail du CESTMed. Des panneaux de ce type sont déjà installés le long du centre de réhabilitation.

2.4. Accréditation

Plusieurs lois françaises apportent des dérogations aux interdictions nationales d'interagir avec des tortues marines. L'arrêté préfectoral n°2007-169-12 du 18 juin 2007 autorise l'ouverture du centre de soins du CESTMed sur la commune du Grau du Roi et définit la liste des espèces (les six espèces de tortues marines précédemment citées) pouvant être accueillies et prises en charge par l'établissement. Douze spécimens peuvent être détenus au centre au même moment.

L'arrêté préfectoral n°12-XIX-025 du 2 avril 2013 autorise l'ouverture du centre de réhabilitation sur la commune de La Grande Motte. Dix spécimens de ces mêmes espèces peuvent être pris en charge sur ce site au même moment.

Considérant le risque de disparition des espèces de tortues marines à l'échelle internationale et les connaissances insuffisantes à leur sujet en France métropolitaine malgré la récolte d'informations depuis les années 1980, le Museum National d'Histoire Naturel (MNHN) demande une dérogation au régime de protection stricte des espèces le 3 septembre 2015 dans le cadre du programme scientifique « Observatoire des Tortues marines : réseaux d'échouage, de sauvetage et d'observation des Tortues Marines en France métropolitaines ». Cette dérogation est accordée le 25 octobre 2016 par le Ministère de l'environnement de l'énergie et de la mer pour la période 2016-2021, et été reconduite le 30 décembre 2020 pour la période 2021-2026 (98,99). Le ministère en charge de l'environnement et de la pêche a donc délégué au MNHN l'attribution d'une autorisation d'intervention sur espèce protégée en ce qui concerne les tortues marines. Cette autorisation s'appelle la « carte verte ». Seules les personnes titulaires de cette carte verte ont l'autorisation d'interagir avec des tortues marines, et uniquement dans le cadre bien défini du programme scientifique. Une formation est obligatoire pour l'obtenir. Cette formation définit de façon réglementée les ressources, les

protocoles et les domaines d'application de l'Observatoire des Tortues Marines. La carte verte est valable pendant la période de l'arrêté ministériel : 2021-2026, et sera rééditée lors du prochain arrêté en 2026. L'autorisation peut être retirée à son titulaire en cas de manquement aux règles du programme scientifique (100).

Pour le CESTMed l'arrêté préfectoral du 11 juin 2018 portant dérogation à la législation relative aux espèces protégées définit la méthode de prise en charge des tortues. Un registre est tenu et transmis à la DREAL Provence Alpes Côte d'Azur et la DDCSPP du Gard. Il est obligatoire d'identifier chaque spécimen, de noter la date de son arrivée, son devenir, la cause de sa mort. Les coordonnées de la personne à l'origine de sa découverte, la date et le lieu doivent aussi être relevés. Les capacitaires sont Messieurs Jean-Marc GROUL du Seaquarium du Grau-du-Roi dans le Gard et Jean-Baptiste SENEGAS du CESTMed (101).

2.5. Mesures d'hygiène

L'hygiène du centre de soins du Grau du Roi est un domaine très important. Les tortues qui y sont hospitalisées ont des plaies, des maladies, elles sont affaiblies. Elles sont donc plus sensibles aux infections. De plus, la faune sauvage peut être porteuse de pathogènes pour les humains (*Mycobacterium sp.*, *Salmonella sp.*) (102). Des règles strictes sont à respecter par le personnel du centre.

Les locaux sont nettoyés et désinfectés régulièrement : une fois par jour à la javel pour les sols et les lavabos, et une fois par semaine pour les murs et les bassins. Pour nettoyer ces derniers, ils sont vidangés. Les tortues qui les occupent sont retirées le temps de la procédure. D'abord rincés à l'eau douce, les bassins sont ensuite récurés avec une solution diluée de Bétadine (5 mL pour 100 mL d'eau douce) qui agit pendant trente minutes, avant d'être finalement de nouveau méticuleusement rincés à l'eau douce. Pour finir ils sont remplis d'eau de mer. Les tortues retrouvent leurs bassins lorsqu'il y a au moins 20 cm d'eau de mer. De plus, les tortues salissent l'eau avec leurs excréments après avoir mangé. Les bassins sont siphonnés et remplis une fois par jour après le nourrissage.

Les tortues sont systématiquement manipulées avec des gants en latex. Le matériel de soin du CESTMed est uniquement utilisé pour les tortues du centre, et reste attribué à une seule tortue le temps de son séjour. Il est nettoyé et désinfecté à la javel (60 mL pour 20 L) après chaque utilisation. La javel est corrosive pour les instruments en acier inoxydable qui sont nettoyés avec des cristaux de soude (30 g/L). Le matériel est vérifié après chaque nettoyage.

2.6. Prise en charge des tortues

2.6.1. De la découverte à l'hospitalisation

Sur la côte méditerranéenne française, on dénombre entre 180 et 200 interventions sur des tortues marines par an. Ces interventions correspondent à des tortues échouées et trouvées par des passants mais cela reste rare, ou bien accidentellement capturées par les

activités de pêche. Des campagnes de sensibilisation ont lieu pour inciter les pêcheurs à rapporter les tortues prises au CESTMed.

Pour chaque tortue trouvée, morte ou vivante, un certain nombre d'informations sont collectées. Les caractéristiques du spécimen (espèces, sexe, données biométriques) et la description d'éventuelles lésions externes sont notées sur une fiche d'observations (Annexe 1).

Les individus vivants en bonne santé sont relâchés après avoir été photographiés et que d'éventuels prélèvements aient été réalisés. Si la tortue est blessée ou semble malade, elle est acheminée au centre de soins agréé le plus proche, le CESTMed ou le Centre de Réhabilitation de la Faune Sauvage (CRFS) d'Antibes pour la façade méditerranéenne, et l'aquarium de La Rochelle pour la façade atlantique. Des centres d'urgences (aquariums publics ou parcs zoologiques) peuvent être temporairement réquisitionnés si le centre de soin est trop loin. Les tortues sont toujours transportées dans des caisses isothermes dont le fond est recouvert de mousse pour éviter les escarres. Ce tapis en mousse peut se retirer pour être désinfecté. La caisse utilisée doit faire une fois et demi la taille de la tortue au minimum pour lui permettre de bouger la tête et les nageoires. Les tortues sont sensibles aux basses et fortes températures, elle doit idéalement être transportée entre 18 et 26 °C. La voiture utilisée doit être climatisée, surtout l'été. La tortue doit être gardée humide en permanence, par exemple en la recouvrant d'une serviette humide. Si l'animal est stressé, sa tête doit aussi être cachée.

A son arrivée au CESTMed, une tortue blessée ou malade est mesurée, pesée, photo-identifiée puis référencée par un code. La méthode de nomenclature utilise les initiales du nom latin de l'espèce, la première lettre étant écrite en majuscule, la date de capture ou d'observation et le numéro, en trois chiffres, de la tortue pour l'année en cours. Ainsi la dixième tortue caouanne (*Caretta caretta*) de l'année 2021 trouvée le 24 août 2021 est numérotée : Cc_2021_08_24_010 (Annexe 2).

2.6.2. Examen clinique

La tortue reçoit les premiers soins par l'un des capacitaires. Le vétérinaire sanitaire est systématiquement prévenu. Une visite est programmée le plus rapidement possible pour qu'il puisse examiner l'animal et prescrire le traitement.

L'examen clinique d'une tortue marine doit se faire dans le calme. Pour minimiser le stress encouru par l'animal, les manipulations doivent être les plus courtes possibles. La première étape de l'examen est l'observation du patient en liberté dans un bassin pour évaluer sa vigilance, son comportement, et sa locomotion (capacité et technique de nage, de plongée, flottabilité).

Ensuite, pour l'examen rapproché, la tortue est placée et maintenue en décubitus ventral sur la table d'examen protégée par un tapis en mousse. Les tortues sont portées à deux mains par la dossière : une main est positionnée derrière la tête en région nucale, l'autre est positionnée en région caudale.

Les anomalies externes, comme les fractures profondes de carapace, les amputations, les lacérations sont détectées par simple observation visuelle.

La cavité orale est ouverte à l'aide d'une corde et maintenue dans cette position avec un manche en caoutchou souple. Le bec peut se casser sur un objet dur. L'intérieur de la cavité orale est méticuleusement examiné à la recherche de corps étranger, de fractures, de lacérations, de sécrétion buccales épaisses. Des pétéchies peuvent être présentes sur les muqueuses buccales, elles sont révélatrices de septicémies (103).

L'examen oculaire concerne les cornées, les chambres antérieures et postérieures, les paupières inférieures et supérieures et la membrane nyctitante à la recherche de plaie, de tumeurs et de blépharite pouvant être le signe d'infection bactérienne. Les narines sont évaluées temps que la tête de la tortue est maintenue immobile.

L'enophtalmie, une diminution de l'élasticité de la peau, les muqueuses buccales sèches, un plastron convexe et ridé, une production d'urine diminuée sont des signes de déshydratation ou de cachexie. La palpation du cou et des muscles pectoraux permet d'évaluer la masse musculaire et graisseuse et de déterminer l'état corporel de la tortue.

Les membres sont palpés : des articulations tuméfiées et une amplitude articulaire diminuée sont des signes d'arthrite ou de fracture. La dureté, la souplesse des écailles du plastron et de la carapace sont aussi évaluées par palpation. Des hémorragies des écailles sont révélatrices de traumatismes si elles sont localisées ou de septicémie si elles sont diffuses.

La palpation de la cavité coelomique est limitée chez les tortues marines. Néanmoins, en plaçant ses doigts dans les fosses inguinales et en balançant doucement l'animal il est possible de déceler des œufs, des calculs vésicaux, des organes hypertrophiés et du liquide en quantité augmentée (103).

La région du cloaque est palpée à la recherche de plaies, de corps étrangers, de prolapsus. Les tortues marines étant des animaux ectothermes (ne produisant pas de chaleur), la température cloacale profonde est représentative de la température environnementale. Le suivi de cette température corporelle est particulièrement efficace dans la gestion des hypo ou hyperthermie.

L'auscultation pulmonaire est illusoire chez les tortues marines. Il n'est pas possible de mesurer avec précision la fréquence respiratoire et ainsi de détecter une éventuelle dyspnée. Les problèmes pulmonaires se manifestent généralement par des troubles de la flotabilité. La fréquence cardiaque est mesurée avec un stéthoscope oesophagien ou un appareil Doppler. Elle est comprise entre 20 et 60 battements par minute.

Si des examens d'imagerie sont nécessaires, la clinique vétérinaire de Camargue à Lunel, éloignée de 25 km du centre de soin dispose d'un scanner, d'une radiographie numérique et d'un échographe. Des examens sanguins, des analyses tissulaires et la récolte de matières fécales aident à affiner le diagnostic, à juger l'état de santé de la tortue et contribuent aux études scientifiques présentes et futures. Les prises de sang sont réalisées

dans le sinus cervical dorsal (Figure 22). La tortue est placée tête vers le bas pour augmenter la pression dans le sinus veineux. Le sang est collecté dans un tube hépariné. Le plasma est séparé par centrifugation.



Figure 22 : Prise de sang sur une tortue marine verte (*Chelonia mydas*) tête en bas (32).

Les biopsies d'épiderme sont systématiquement effectuées et stockées en vue de futures études. Elles sont faites sur les nageoires antérieures à l'aide d'un Biopunch stérile à usage unique de 4 mm de diamètre. La peau est préalablement désinfectée à l'aide d'une compresse stérile imbibée d'alcool avant d'être anesthésiée avec un spray froid. Une fois le prélèvement de tissu achevé, la zone est désinfectée à l'aide d'une compresse de Bétadine (Annexe 3).

Les individus en grande souffrance ou non soignables peuvent être euthanasiés sur décision du vétérinaire.

2.6.3. Hospitalisation

Les tortues sont placées seules dans les bassins le temps de leur convalescence. Deux tortues dans un même bassin peuvent se battre. Les plus longues hospitalisations se comptent en années. Une fiche de suivi individuel est remplie quotidiennement. Elle compile de nombreuses informations sur le type d'aliments à donner, la quantité consommée et refusée, les traitements, l'état des lésions et le comportement de l'animal (Annexe 4).

Les animaux déshydratés sont placés 24 heures maximum dans une cuve d'eau douce pour corriger la déshydratation. Cette technique permet aussi de détacher les épibiontes.

Les tortues qui restent en hypothermie trop longtemps sont léthargiques. Elles subissent des lésions ischémiques. Des infections bactériennes et fongiques en profitent pour se développer dans les poumons ou sur les membres. Pour les patients en hypothermie, la température de l'eau doit être augmentée de 5 °C par jour jusqu'à la température idéale. Les populations côtières de tortues marines sont plus sujettes aux coups de froid car la température de l'eau varie plus rapidement dans les eaux peu profondes (97). Si le patient est

trop faible pour sortir sa tête de l'eau et respirer, il est gardé dans une cuve vide pour ne pas se noyer. Un tapis en mousse est placé sous lui pour protéger le plastron des escarres. La tortue doit être douchée en permanence pour éviter la déshydratation (l'eau étant drainée du bassin) ou bien être recouverte de serviettes humides. Les tortues sont des reptiles et donc ectothermes, de l'eau trop froide est immunosuppressive, diminue l'appétit, et retarde la cicatrisation. De même, l'efficacité des médicaments est moindre. Dans certains cas, la température de l'eau peut être augmentée à l'aide d'une résistance pour des soins spécifiques ou pour une meilleure assimilation des médicaments.

La tortue caouanne est omnivore. Hospitalisée, elle est nourrie avec une alimentation variée : hareng, capelan, maquereau, elle mange aussi des feuilles de salade. Plusieurs sources d'alimentation stimulent les animaux à manger d'eux même et évitent les déséquilibres en minéraux. Le rapport en phosphore et calcium est particulièrement important. Les connaissances scientifiques actuelles sont encore insuffisantes, mais il a été observé qu'un régime à base de calmars uniquement, bon marché et très bien consommé par les tortues mais très riche en phosphore et pauvre en calcium, est à l'origine de maladies du métabolisme osseux et conduit à des retards de cicatrisation ou malformations. Les tortues sont complémentées en vitamine E, B, A, D, calcium et fer tous les matins. Ces comprimés sont cachés dans un morceau de poisson. Les tortues sont nourries 1 à 3 fois par jour. Un à cinq pourcent du poids corporel de la tortue est distribué en aliment par jour. Les rations sont recalculées tous les mois lorsque les animaux sont pesés. Les tortues qui ne mangent pas d'elles-mêmes sont gavées avec une sonde œsophagienne jusqu'à ce qu'elles retrouvent l'autonomie alimentaire (97).

Le CESTMed étudie le temps de transit des tortues accueillies pour déterminer un temps de référence et évaluer la présence ou non de maladies digestives. Sur la période 2016-2017, 29 tortues ont ingéré une bille en plastique jaune de type Forest Gun® au moment de leur admission. Les billes sont cachées dans le poisson qui leur est donné à manger. Ensuite les fèces sont contrôlées pour déterminer au bout de combien de temps les billes sont rejetées. Sur les 29 billes ingérées par les tortues, 18 seulement ont été retrouvées. Les 12 manquantes peuvent avoir été perdues dans les canalisations ou n'ont jamais été rejetées par les animaux. La bille la plus rapide a été expulsée au bout 13 jours, la plus lente au bout de 101 jours. En moyenne elles sont rejetées en 40 jours. L'administration de paraffine pendant plusieurs semaines aux tortues en sub-occlusion peut accélérer le transit (104).

Une fois rétablies, les tortues sont relâchées par le CESTMed dans les meilleurs délais lorsqu'ils sont compatibles avec le milieu naturel (d'avril à octobre). Le rétablissement de l'animal, validé par le vétérinaire, peut être objectivé par des examens complémentaires, radiographie ou prise de sang. De manière générale la tortue doit avoir un comportement stable et paisible, une alimentation régulière et un transit normal (105). Le relâché est précédé d'une période d'acclimatation au milieu naturel dans le centre de réhabilitation de La Grande Motte. La tortue se réhabitue à s'alimenter de proies vivantes sous la surveillance des membres du centre. Le centre de réhabilitation est peuplé de nombreuses espèces : moules, huitres, palourdes, tellines, mactres, crevettes, crabes, arénicoles, spirographes et sabelles. Toute cette diversité d'animaux représente une alimentation abondante, riche et variée et illustre bien ce que les tortues trouvent dans le milieu naturel. Les lâchers de tortues ont lieu

entre mai et octobre. Les quelques tortues présentes sur toute la surface du centre de réhabilitation n'épuisent pas le milieu. Cette faune et cette flore se régénèrent bien en leur absence. Il faut que l'eau de mer soit au minimum à 16-17 °C, l'idéal étant supérieur à 18 °C. Les tortues sont relâchées depuis la plage de l'Espiquette au Grau du Roi qui est une zone calme, ou depuis un bateau en pleine mer à au moins trois miles de la côte plein sud, le vendredi ou le samedi parce que les activités de pêche sont réduites ou stoppées.

2.7. Techniques d'autopsie et récolte d'échantillons

Les tortues trouvées mortes dans la nature sont incinérées si le degré d'autolyse est élevé. Si l'état de conservation est encore bon ou si l'animal meurt au CESTMed, il est autopsié au laboratoire vétérinaire départemental. Dans ce cas, de nombreux prélèvements d'échantillons biologiques sont réalisés pour essayer de déterminer la cause de la mort et enrichir les banques de données. Le CESTMed stocke le cadavre dans un congélateur dédié à cet usage avant son transfert au laboratoire ou, le cas échéant, son enlèvement par l'équarrissage. Les corps ne devant pas être autopsiés sont dénaturés au bleu de méthylène. Les autopsies se déroulent toujours dans le même ordre.

2.7.1. Evaluation de l'état de conservation de la carcasse

L'autopsie d'un animal mort commence systématiquement par l'évaluation de l'état de fraîcheur de la carcasse. Cette évaluation est subjective, mais reste importante car l'état de décomposition aura une influence sur la valeur diagnostique de l'examen post-mortem, et sur la quantité et la qualité des échantillons qui pourront être prélevés pour réaliser des analyses. Les carcasses peuvent être classées en 6 catégories (Tableau).

Tableau II : Classification des carcasses de tortues autopsiées en fonction de leur état de fraîcheur (32,106).

code	Description de la carcasse
D1	Animal trouvé vivant, mort subite, mort pendant le sauvetage.
D2	Animal mort, carcasse en bonne condition, semble propre à la consommation. Analyses histologique et biochimique de bonne qualité.
D3	Animal mort, carcasse en état correcte. Début de décomposition, organes d'aspect normal, mais début d'autolyse rendant les analyses histologiques et biochimiques de mauvaise qualité.
D4	Animal mort, carcasse en mauvais état. Décomposition avancée, les organes autolysés tombent en morceau.
D5	Animal mort, carcasse momifiée, la peau maintient le squelette assemblé.
D6	Animal mort, absence de tissus mous, os désarticulés.

2.7.2. Prise de mesures

Les longueurs sont mesurées avec un mètre ruban à 0,1cm près. La longueur courbe de la carapace en position sagittale (LCC) est mesurée depuis la jonction peau/écaille crâniale jusqu'à l'extrémité caudale la dernière écaille, tout en suivant la courbure de la carapace. La

largeur courbe de la carapace est mesurée de la même manière à l'endroit où la carapace est la plus large, perpendiculairement à l'axe sagittal (Figure 23). La longueur droite de la carapace (LDC) et la largeur droite, sans suivre la courbure de la carapace, sont mesurées à l'aide d'un pied à coulisse. La longueur du plastron est mesurée selon l'axe sagittal de la jonction peau/écaille crâniale à celle caudale. La hauteur de la tortue est mesurée avec une toise en plaçant la tortue à plat ventre sur une surface plane en prenant pour point de repère le sommet de la carapace selon l'axe sagittal. La longueur de la queue est mesurée depuis l'extrémité caudale de la dernière écaille jusqu'à l'extrémité de la queue tenue droite. Cette mesure est utile pour déterminer le sexe des adultes, la queue des mâles étant plus longue que celle des femelles. La largeur de la tête est mesurée à l'endroit le plus large avec un pied à coulisse. L'animal est aussi pesé.

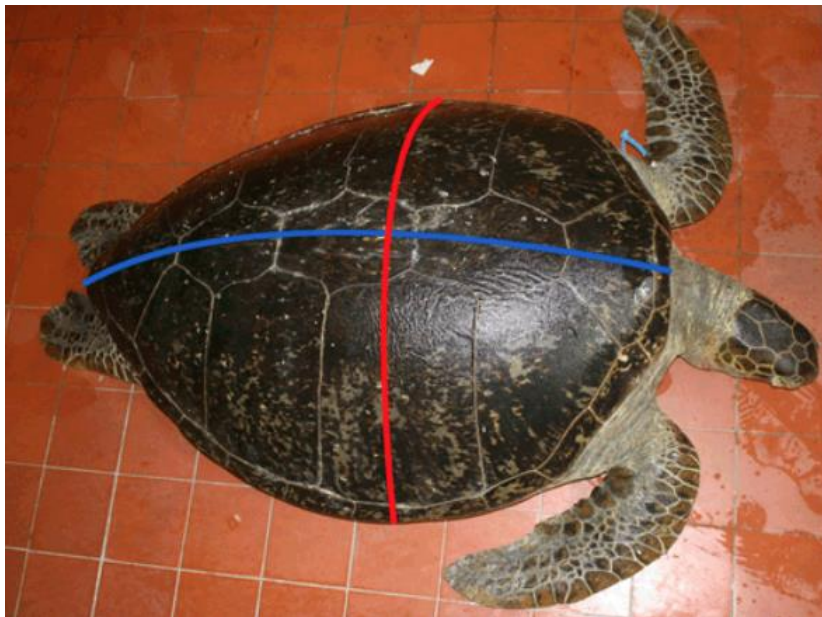


Figure 23 : Mesure de la carapace d'une tortue verte (*Chelonia mydas*) (longueur courbe de la carapace en bleu, largeur courbe de la carapace en rouge) (32).

La note d'état corporelle (NEC) est évaluée subjectivement de façon visuelle. Les tortues sont classées en quatre catégories : bonne, moyenne, mauvaise, cachexie. Les tortues en bonne condition ont un plastron arrondi, de bonnes masses musculaires notamment sur les membres antérieurs et le cou, et une queue assez grasse. Celles en état moyen présentent un plastron moins arrondi et des muscles moins développés. Le plastron est plat à légèrement concave et les masses musculaires sur les membres antérieurs et postérieurs sont diminuées pour les tortues maigres. Les animaux cachectiques ont un plastron concave profond, une fonte musculaire considérable et une perte de graisse facilement observable en regard des membres, du cou et des yeux. Le cartilage du plastron s'assouplit et devient mou. Il peut se décoller de la carapace, ou être perforé par les humérus.

Pour la tortue verte, l'index de NEC peut être objectivement évalué en utilisant une équation combinant la longueur droite de la carapace (en centimètre) et le poids (en kilogramme) de l'animal (Tableau) (107,108). $NEC = P/LDC^3 \cdot 10\ 000$

Tableau III : Note d'état corporel calculée correspondant aux observations visuelles subjectives pour la tortue verte (*Chelonia mydas*).

Numéro d'index de NEC	Index de NEC	NEC subjective
0	>1.20	Bonne
1	1.11-1.20	Moyenne
2	1.00-1.10	Mauvaise
3	<1.00	Cachexie

2.7.3. Examen externe

L'autopsie se poursuit par l'examen externe avant de se terminer par l'examen interne. L'examen externe se fait de la tête à la queue, toujours dans le même ordre (Figure 24).



Figure 24 : Autopsie d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*) (source : CESTMed).

Les narines sont examinées à la recherche de corps étrangers, d'écoulement purulent ou sanguin.

La cavité orale est ouverte afin d'identifier des fractures mandibulaires ou maxillaires, une hémorragie, des lacérations, des ulcérations, des déformations, des tumeurs, des parasites (sangsues : *Ozobranchus margoï*) (57), des poissons, des corps étrangers comme du matériel de pêche.

Les yeux peuvent présenter des plaies, des tumeurs (fibropapillome). Une énoptalmie peut être un signe de déshydratation si la carcasse est en bon état de conservation.

Les écailles de la carapace peuvent être soulevées lors de la mue mais aussi à cause de certains parasites (sangsues : *Ozobranchus margoï*), d'infection fongiques (*Fusarium* sp.) ou de déficit alimentaire. La dossière est examinée afin de rechercher des fractures et des

lacérations. Ces plaies sont mesurées en longueur et en profondeur pour déterminer leur origine. Il est parfois possible d'identifier le type d'hélice de bateau en cause. Les épibiontes¹ (bernaclés, algues) sont comptés. Une quantité importante d'épibiontes peut être normale pour certaines espèces comme la tortue caouanne, ou bien révélatrice d'affection pour la tortue verte (incapacité à plonger et à rester en profondeur où des poisons nettoient les épibiontes).

Le cou, les membres et la queue, sont ensuite palpés à la recherche de plaies, de parasites, de déformation, de masses, de tumeurs, de corps étrangers. Les fibropapillomes sont des tumeurs fréquentes. Ils sont systématiquement comptés et mesurés. Un score de fibropapillomatose (Tableau) est déterminé en fonction du nombre et de la taille des néoplasies (109).

Tableau IV : Détermination du score de fibropapillomatose en fonction de la taille et du nombre de tumeur chez la tortue verte (*Chelonia mydas*) (109).

	Score tumoral			
	0	1	2	3
Taille de la tumeur	Nombre de tumeurs			
A : < 1 cm	0	1-5	>5	-
B : 1-4 cm	0	1-5	>5	-
C : > 4-10 cm	0	-	1-3	>3
D : > 10 cm	0	-	-	1 ou plus

Finalement la tortue est retournée et placée en décubitus dorsale. Les mêmes observations sont faites sur le plastron, la face ventrale du cou et des nageoires. Le cloaque, rendu accessible est visualisé et palpé à la recherche de corps étrangers qui peuvent se caractériser par des déformations, un prolapsus, une hémorragie.

2.7.4. Examen interne

Un fois l'examen externe terminé un examen interne est réalisé.

Comme précédemment, la dissection d'un animal mort doit toujours être réalisée dans le même ordre. Le sujet est placé en décubitus dorsal. Le plastron est retiré en découpant les tissus mous de la jonction plastron-carapace sur les faces latérales de l'animal, et sur les faces ventrales des membres, du cou et du cloaque. Une présence importante de gaz à l'intérieur de la tortue est un signe de putréfaction. Le plastron est solidaire de la carcasse par du cartilage, des muscles et un épais tissu en trois points : les deux scapula (acromion) et le pelvis (Figure 25). Ces tissus doivent être coupés le plus proche possible du plastron (32).

¹ Les épibiontes sont des organismes qui vivent attachés sur un autre être vivant, sans bénéfices ni dommages causés à leur hôte. Ils ne sont pas considérés comme des agents pathogènes.



Figure 25 : Vue ventrale d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*) une fois le plastron retiré. Les points d'attache du plastron sont identifiés par des flèches (noires=acromions, blanche=pelvis) (source : CESTMed).

Une fois le plastron enlevé, le tissu adipeux de la cavité cœlomique peut être observé. Une tortue avec un bon état corporel a un tissu adipeux ferme, gris, vert ou jaune. Sur une tortue cachectique, les lipides dans les adipocytes sont remplacés par de l'eau. Le tissu adipeux est beaucoup plus flasque, mou. Une pigmentation noire peut apparaître. On parle d'atrophie graisseuse séreuse.

Les membres antérieurs sont retirés en réalisant une incision circulaire de la peau et en coupant tous les muscles (pectoral principal) de la face dorsale des scapulas qui les relient à la carcasse. Ces muscles permettent d'évaluer la masse musculaire des animaux, ceux en bon état ont des muscles rouges ou roses, fermes et bien développés. Les animaux en moins bon état ont des muscles atrophiés et pâles. Plusieurs rotations complètes des membres finissent de dilacérer les derniers tissus qui les relient encore à la carcasse. Ces muscles pectoraux sont échantillonnés pour les analyses toxicologiques. Une fois les scapula et les muscles pectoraux retirés les viscères de la cavité cœlomique peuvent être visualisés (Figure 26).

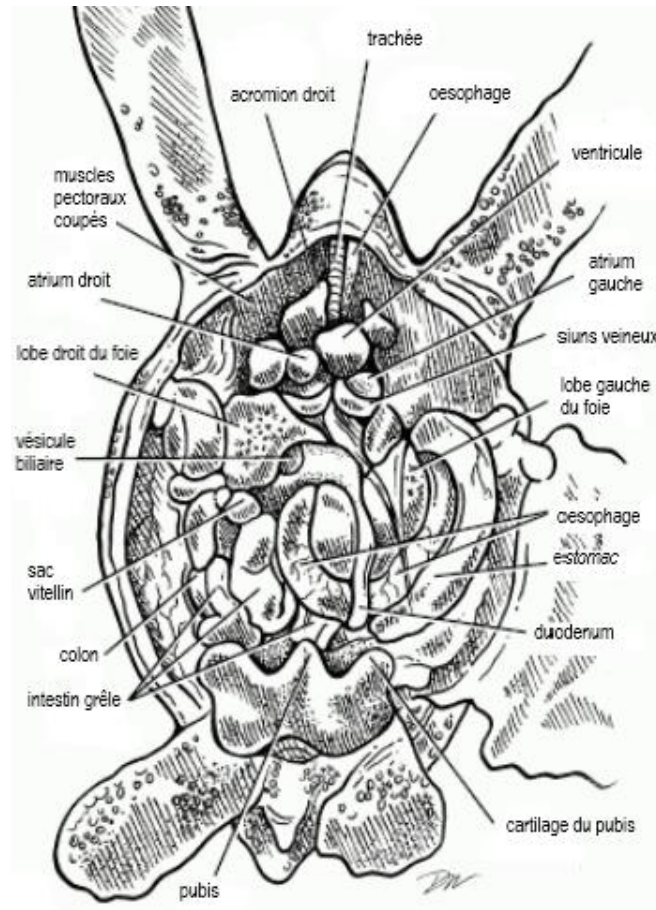


Figure 26 : Schéma de la cavité coelomique en vue ventrale d'un nouveau-né tortue luth (*Dermochelys coriacea*) une fois le plastron et les scapula retirés (3).

Le mésentère contient des vaisseaux sanguins et la majeure partie des vaisseaux lymphatiques des tortues marines. Un mésentère normal est rose et souple. Des signes de congestion et de réactions inflammatoires peuvent être observés. Il est alors rouge ou noir, il peut y avoir de la fibrine en surface. Les vaisseaux lymphatiques sont jaune sombre. Des masses néoplasiques peuvent être présentes. Le mésentère est retiré pour avoir accès aux autres organes internes.

Le cœur est visible in situ, les tortues marines n'ont pas de cavité thoracique. Le sac péricardique est ouvert. Il peut contenir jusqu'à trois millilitres d'un liquide transparent incolore à jaune pâle. Une plus grande quantité de liquide, hémorragique ou opaque est anormale. Attention, l'autolyse de la carcasse peut être à l'origine d'un liquide péricardique de couleur rouge. Le cœur est composé de quatre chambres : un sinus veineux, un ventricule et deux grands atriums. Il est séparé de la carcasse en coupant transversalement les aortes droite et gauche, les artères pulmonaires et le tronc brachiocéphalique si celui-ci est localisé à proximité du cœur. Chaque chambre est coupée longitudinalement pour pouvoir en visualiser l'intérieur. La présence de parasites (*Spirorchidia* sp.), de tumeurs, une décoloration du muscle cardiaque, des dépôts de calcium ou de fibrine sont anormaux sur les surfaces externes et internes du cœur.

La thyroïde est une glande sphérique transparente rose à orange localisée à côté du cœur. Le thymus est gris-rose, positionné crânialement à la thyroïde. Ils peuvent présenter des masses, une consistance ou une couleur anormale.

Le foie repose dans la partie crâniale de la cavité cœlomique et recouvre une partie du tube digestif. Il est formé de deux lobes. Le lobe gauche est relié à l'estomac par le ligament gastro-hépatique. Le hile est attaché à la vésicule biliaire et au duodénum. Le foie doit être ferme, lisse, aux contours arrondis et d'une couleur homogène violette foncée à marron. Les œufs de parasites (*Spirochidae sp.*) déclenchent fréquemment une réaction inflammation granulomateuse² lorsqu'ils traversent la paroi des vaisseaux. Une lipidose hépatique est souvent associée aux animaux cachectiques des suites d'une incapacité à se nourrir et d'une mobilisation de leur graisse corporelle vers le foie. Le foie est détaché de la carcasse avec la vésicule biliaire. Des incisions tous les 10 mm sont réalisées à la recherche d'anomalies internes. La vésicule biliaire est ouverte pour observer la muqueuse interne. La bile doit être de couleur vert sombre, liquide, sans calcul.

L'examen de la trachée et de l'œsophage est rendu possible par une incision de la peau et des muscles de la face ventrale du cou, depuis la cavité cœlomique jusqu'aux branches des mandibules. La langue, la trachée et l'œsophage peuvent être basculés ventralement et caudalement une fois l'appareil hyoïdien désarticulé.

Le tube digestif des tortues est composé successivement de l'œsophage, de l'estomac, du duodénum associé à la rate et au pancréas, du jéjunum, de l'iléon, du caecum, du colon et du rectum (Figure 27). Le tube digestif est totalement sorti de la carcasse après avoir coupé transversalement le rectum au-delà d'un clamp posé le plus caudalement possible. Il peut présenter des signes d'intussusception, de torsion, de striction, d'occlusion par des corps étrangers tels que du matériel de pêche. La manipulation du tube digestif doit être rigoureuse afin de ne pas contaminer les autres organes par les bactéries qu'il contient. Les muqueuses, particulièrement fragiles, ne doivent pas être lavées ni manipulées avec les mains ou des instruments non stériles si des analyses histologiques et microbiologiques sont prévues.(110)

² Une réaction inflammatoire granulomateuse est une réaction inflammatoire localisée. Elle se caractérise par la formation d'une petite tuméfaction appelée granulome au sein d'un tissu. Ces petits nodules, parfois visibles à l'œil nu, sont riches en cellules inflammatoires : macrophages, lymphocytes.

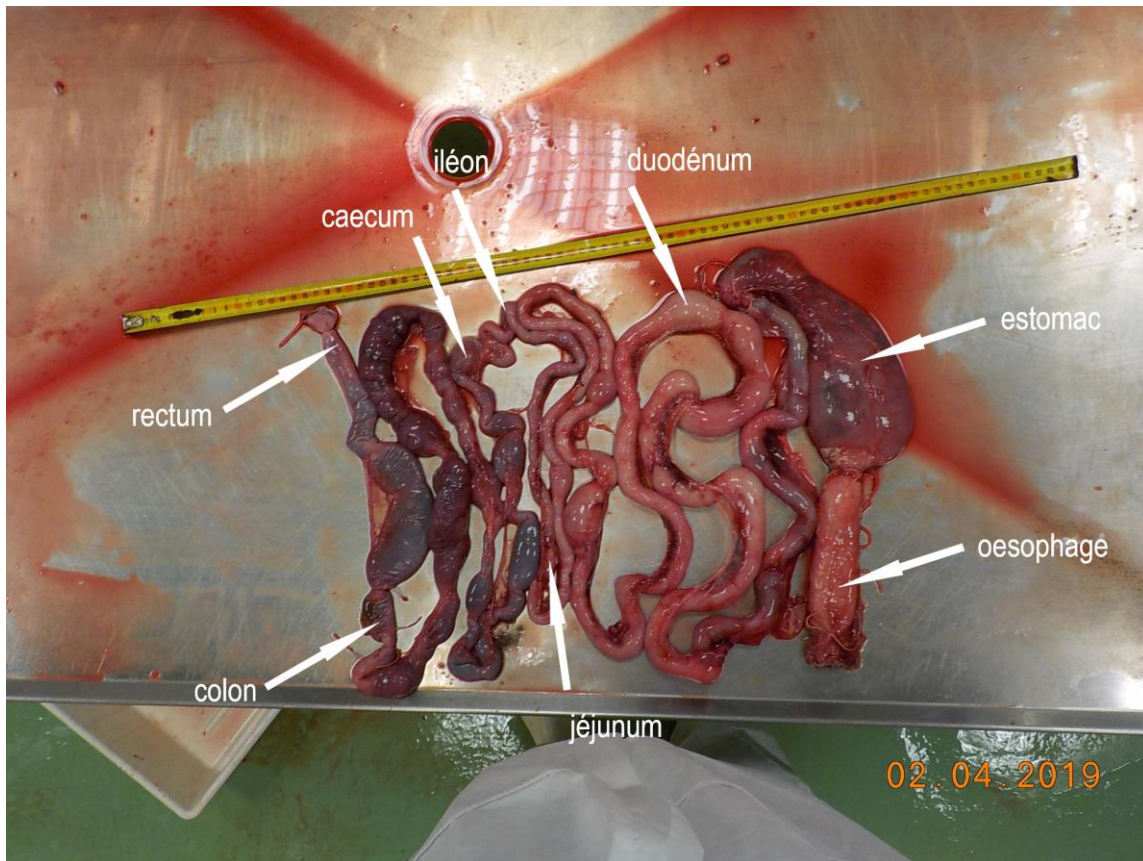


Figure 27 : Tube digestif d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*) (source : CESTMed).

Le tube digestif est ensuite ouvert sur toute sa longueur, de l'œsophage au colon, pour évaluer son contenu. La muqueuse interne de l'œsophage a de nombreuses papilles kératinisées pointues orientées caudalement en direction de l'estomac (Figure 28). Elles doivent être fermes. L'estomac est fermé à ses deux extrémités par deux sphincters, le cardia et le pylore. La muqueuse du duodénum a la forme d'un nid d'abeille. L'iléon et le caecum sont séparés par la valvule iléo-caecale facilement reconnaissable. Le caecum a un diamètre supérieur à celui de colon. Le contenu du tube digestif est alors visualisé. Les anomalies sont relevées, par exemple un corps étranger (Figure 29).

Des parasites gastro-intestinaux peuvent siéger dans le tube digestif : des nématodes (*Sulcascaaris sulcata*, *Anisakis simplex*) et des trématodes (*Enodiotrema megachondrus*, *Rhytidodes gelatinosus*) (46,111).



Figure 28 : Œsophage d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*) ouvert longitudinalement permettant de visualiser les papilles de sa muqueuse (source : CESTMed).



Figure 29 : Corps étranger à l'origine d'une occlusion intestinale chez une tortue caouanne (*Caretta caretta*) (source : CESTMed).

Le canal biliaire aboutit dans la partie proximale du duodénum. Cette ouverture est facilement mise en évidence en pressant sur la vésicule biliaire. La coloration verte à cet endroit est normale chez les tortues en bonne santé. Le pancréas est positionné le long du

duodénum distalement à la rate. Il est brillant, plat, fin, lobulé, de couleur rose. La décomposition du pancréas est particulièrement rapide à cause des enzymes de la digestion.

La rate doit être ronde, ferme, lisse et rouge. Elle peut présenter des tumeurs et être aussi le siège de réactions inflammatoires granulomateuses causées par les œufs de trématodes de la famille des Spirorchidae.

La trachée est ouverte longitudinalement, elle doit être de couleur blanche et lisse. Les filets de pêche peuvent causer des lésions au niveau du cou et des hémorragies dans la trachée et les tissus environnants. En suivant la trachée caudalement, le départ des premières bronches peuvent être visualisés. Les poumons reposent contre la paroi dorsale, sur environ deux tiers de la longueur de la cavité coelomique (Figure 30). Ils sont attachés à la carapace et aux vertèbres. Ils doivent être roses et avoir une consistance spongieuse (Figure 31). Ils peuvent présenter des tumeurs, des zones décolorées, des signes d'hémorragies, d'inflammation ou avoir une consistance augmentée. Ils sont un site fréquent d'infections bactériennes (*Vibrio* sp., *Pseudomonas aeruginosa*, *Pseudomonas putrefaciens*, *Citrobacter freundii*, *Klebsiella oxytoca*, *Aeromonas hydrophila*) et fongiques (*Candida* sp.) (37).

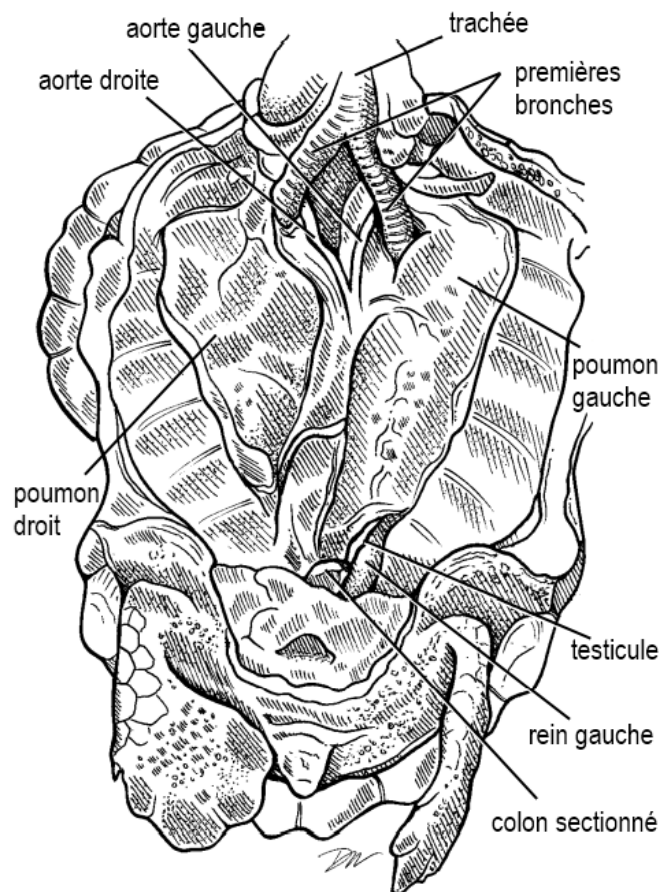


Figure 30 : Schéma de la cavité coelomique en vue centrale d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*) après résection du cœur, du foie et de tractus digestif (3).

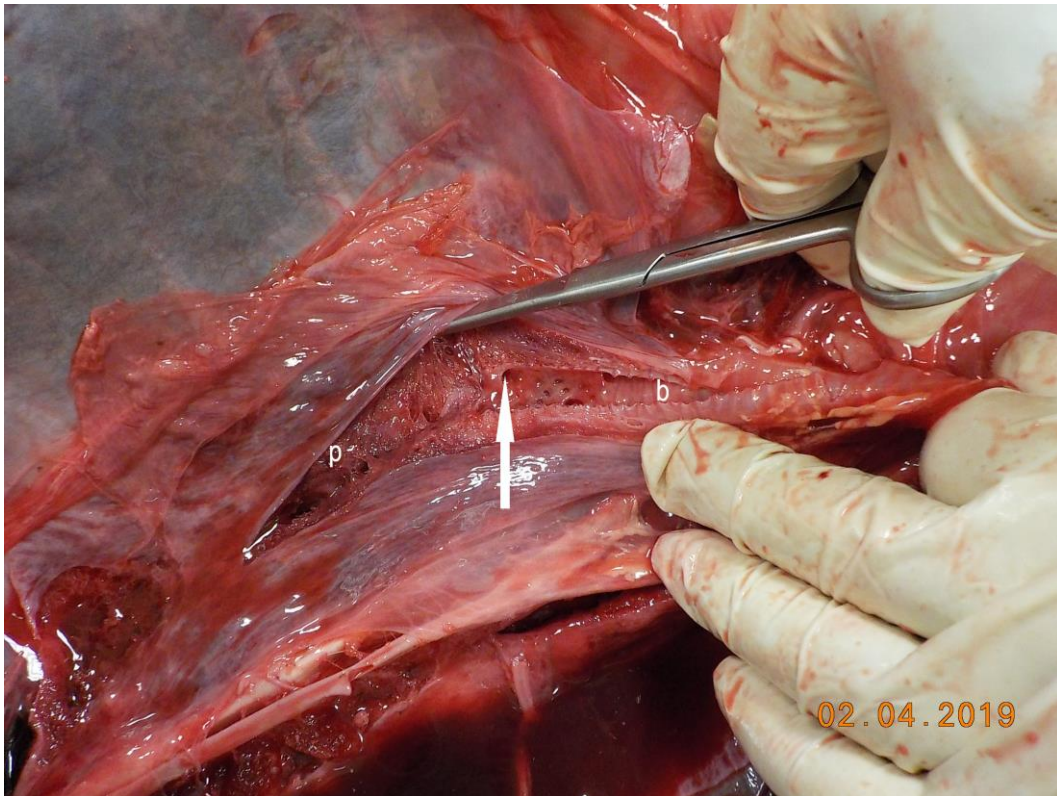


Figure 31 : Poumon droit d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*) (b=première bronche, p=poumon, flèche blanche=bronchiole) (source : CESTMed).

Les reins sont en contact avec la paroi dorsale de la cavité cœlomique, caudaux aux poumons. Ils ne possèdent pas de médulla et de cortex bien distincts. Ils doivent être de couleur rouge à marron foncé. Ils peuvent présenter des calculs, des changements de consistance, de couleur, et des tumeurs. La vessie peut contenir de l'urine et du mucus. Une incision sur sa face ventrale permet d'évaluer la quantité d'urine, sa consistance, la présence de calculs et la couleur du mucus. Elle varie de clair (normal) à vert fluorescent (anormal). La muqueuse de la vessie est de couleur marron, des taches irrégulières plus sombres ne sont pas anormales. Elle peut être le siège d'infestations parasitaires (*Microsaphidium warui*, *Pyelosomum cochlear*).

Les gonades des tortues marines sont allongées et peuvent aller de la vessie à l'extrémité crâniale des reins. Elles sont mobiles, en général contre la face dorsale de la cavité cœlomique. Leur couleur est sombre. Elles peuvent présenter des changements de couleur, de texture, et des néoplasies. Les animaux immatures ne possèdent pas de caractéristiques morphologiques externes propres à leur genre. Le sexage peut être fait en dosant la testostérone, mais c'est une analyse coûteuse qui peut prendre plusieurs jours. Au cours d'une autopsie, l'observation en direct des organes génitaux offre une méthode rapide et sûre pour faire la distinction en mâle et femelle, même pour les individus immatures.

La dernière étape de l'autopsie consiste à scier le crâne transversalement derrière les orbites. Sur cette coupe le cerveau est au centre, les glandes à sel de part et d'autre sont les

principales structures visibles. Elles sont fermes, roses à marron (Figure 32). Ces glandes ont un rôle important pour l'osmolarité des tortues (3).

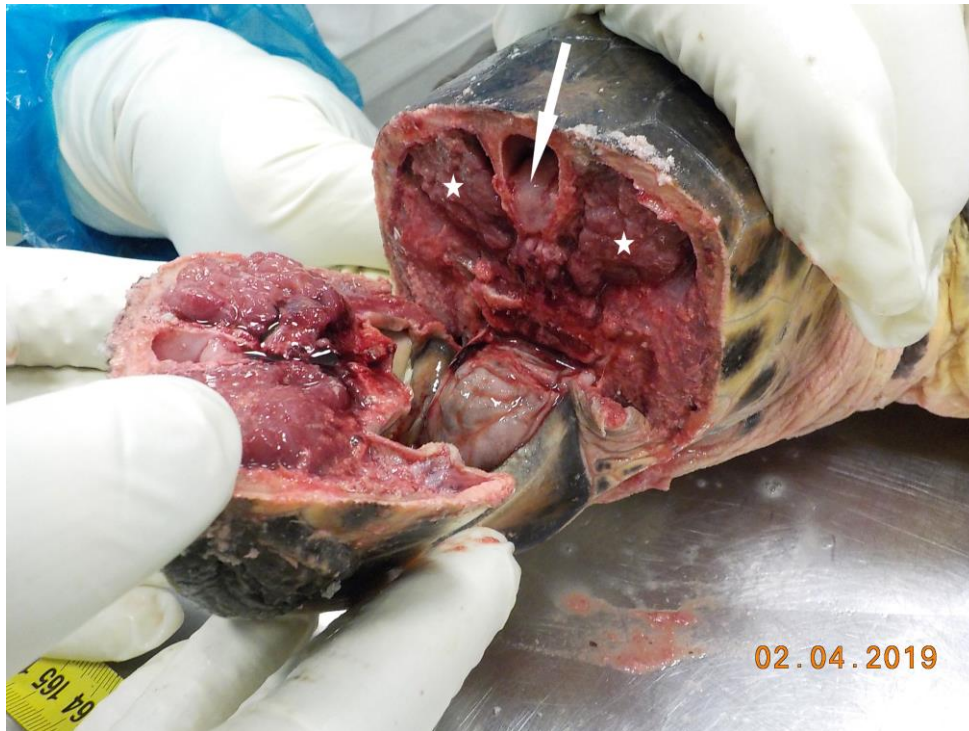


Figure 32 : Coupe transversale du crâne d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*) (flèche=cerveau, étoiles=glande à sel) (source : CESTMed).

2.7.5. Collecte d'échantillons

Au cours de ces examens, il est possible de réaliser de nombreux prélèvements tissulaires. Tous les organes peuvent être prélevés : peau, muscle, tissu adipeux, foie, rate, muqueuses. Plusieurs prélèvements sont nécessaires pour les organes de grande taille. Les échantillons doivent avoir une taille de 20 mm sur une épaisseur d'environ 5 mm. Ils ne doivent pas avoir été écrasés par les instruments utilisés pour la dissection. Les morceaux de muqueuses digestives et urinaires ne doivent pas avoir été nettoyés même à l'eau claire (102). Les échantillons destinés aux analyses histologiques sont conservés dans une solution aqueuse de formaldéhyde 10 %. Ceux destinés aux examens toxicologiques et génétiques sont congelés à -20 °C. Les prélèvements destinés aux analyses microbiologiques sont conservés à 4 °C.

Les examens toxicologiques portent sur la peau, le tissu adipeux, les muscles et le foie. Ils permettent la mise en évidence de certaines toxines, métaux lourds et pesticides. Les examens microbiologiques peuvent révéler la présence d'agents pathogènes : bactéries (*Salmonella sp.*), virus, mycoses, protozoaires. La peau, les muscles et le sang sont utilisés pour les analyses génétiques lors d'études portant sur les migrations et l'évolution des populations.

Le CESTMed est donc un outil complexe. Les tortues marines, sorties de leur milieu naturel sont fragiles et nécessitent des infrastructures et des équipes de soins spécialisées. La réalisation d'examens vétérinaires et d'examens complémentaires afin d'étudier les maladies des tortues contribue à la mise en place de protocoles de prise en charge. Plusieurs maladies sont de mieux en mieux connues et les techniques de soins s'établissent au fur et à mesure. La survie des individus n'est cependant jamais garantie. En dernier lieu, des autopsies sont réalisées. Elles ne permettent pas toujours d'identifier la cause de la mort. La collecte systématique d'échantillons biologiques, analysés ou conservés pour des études actuelles et futures contribue à accroître les connaissances sur les tortues marines.

3. Participation du CESTMed au programme scientifique « Observatoire des tortues marines »

Un centre de soins comme le CESTMed n'agit pas seul pour le sauvetage et l'étude des tortues marines. C'est l'un des principaux rouages d'une organisation plus vaste à l'échelle de la France, de l'Europe, et du bassin méditerranéen. En contribuant à de nombreuses études scientifiques, le CESTMed est le fer de lance de la recherche sur les tortues marines.

3.1. Le programme scientifique

Depuis 2016, le programme scientifique : « Observatoire des Tortues marines : réseau d'échouage, de sauvetage et d'observation des Tortues marines en France métropolitaines » a pour mission de rassembler les informations concernant les tortues marines sur les côtes métropolitaines françaises et d'assurer l'exploitation scientifique des animaux qui s'y échouent ou y sont capturés accidentellement.

Les axes de travail portent sur la distribution des espèces et leurs habitats, l'étude des populations, l'évolution des effectifs et leur circulation, l'impact des pressions anthropiques et la constitution d'une banque d'échantillons pour les études scientifiques en cours ou ultérieures (112). L'objectif final est d'apporter une aide à la gestion et à la conservation des espaces et des espèces en Méditerranée. Ce programme est la partie française d'un plan d'action international pour la conservation, entre autre, des tortues marines de Méditerranée : le Plan d'Action pour la Méditerranée ou Convention de Barcelone. C'est l'une des parties du Programme Environnemental des Nations Unis (UNEP). Il réunit 21 pays du pourtour méditerranéen et l'Union Européenne. Depuis 1976 il a pour objectif de limiter la pollution et de protéger les richesses de la mer et des littoraux (113).

L'Observatoire est organisé en deux réseaux. Le Réseau Tortues Marines Atlantique Est (RTMAE) couvre les sous-régions marines Golfe de Gascogne - mers Celtiques – Manche - mer du Nord. Il est piloté par le Centre d'Etude et de Soins des Tortues Marine (CESTM) hébergé par l'aquarium de la Rochelle. Le Réseau Tortues Marines de Méditerranée Française (RTMMF) couvre la sous-région marine Méditerranée occidentale. Il est piloté par la Société Herpétologique Française (SHF).

Chaque Réseau Tortue Marine est animé par un ou plusieurs coordonnateurs : un pour le RTMAE, 2 pour le RTMMF (Corse et France continentale). Les coordonnateurs désignent et forment leurs membres : les correspondants. Ces derniers sont répartis sur l'ensemble des façades maritimes de France métropolitaine. Ces observateurs collectent les données sur le terrain. Ils sont bénévoles. Leur disponibilité est soumise aux obligations de la vie privée et professionnelle. Tous les membres des réseaux sont titulaires de la « carte verte » délivrée par le MNHN et sont donc autorisés à interagir avec les tortues dans le cadre du programme scientifique. Chaque réseau compte plus d'une centaine de correspondants.

Les coordonnateurs centralisent, gèrent et assurent la traçabilité, l'utilisation et la valorisation des données et prélèvements recueillis par les correspondants. Ils sont responsables de la standardisation de la collecte des données sur les tortues marines. Pour cela, ils transmettent à leur réseau la documentation actualisée (fiches d'échouage, protocole de prélèvements biologiques, « guide de l'observateur du réseau Tortue marine de Méditerranée Française »...) (114) et assurent des formations ou mises à niveau à la demande des correspondants. Ils ont à charge de restituer les informations collectées sous la forme de rapports de synthèse annuels aux organismes de tutelle : ministère en charge de l'environnement, directions de région et préfetures concernées, et MNHN.

Les réseaux s'appuient aussi sur des centres de soins agréés pour secourir les tortues blessées ou malades et collecter des données : le CESTMed ou le Centre de Réhabilitation de la Faune Sauvage (CRFS) à Antibes pour le RTMMF, le CESTM de l'aquarium de la Rochelle pour le RTMAE (Annexe 5).

De plus, le Service du Patrimoine Naturel (SPN) du MNHN anime le Groupe Tortue Marine France (GTMF). Ce groupe, créé en 2007, regroupe aujourd'hui 200 membres impliqués dans la conservation des tortues marines par leur missions et actions. Leur objectif est de réfléchir aux différents aspects de la gestion des tortues et d'échanger les informations récoltées sur le territoire national : métropole et outre-mer. Par exemple, au sein du GTMF le sous-groupe « pathologie et soins » constitué de biologistes, vétérinaires et soigneurs, renforce la coordination des différents réseaux d'échouage et centres de soins afin d'harmoniser les protocoles utilisés pour la prise en charge des animaux et échanger sur différents cas concrets.

3.2. Etude et suivi des populations de tortues marines en Méditerranée

De par leur mode de vie aquatique, leur ontogénèse compliquée et leur caractère migratoire, les tortues marines sont des espèces difficiles à étudier. Plusieurs techniques sont mises en place pour pouvoir suivre leur évolution, leurs déplacements, et leur population.

3.2.1. Observation en mer

Le suivi des populations par observation en mer repose sur deux techniques : la surveillance aérienne et l'observation depuis des bateaux. Ces méthodes ne sont pas directement employées par le CESTMed. Elles reposent souvent sur le concours d'autres réseaux d'observation comme ceux des grands mammifères marins. Ces observations n'ont pas encore donné de résultats quant à l'évolution de la population des tortues marines (115).

3.2.2. Capture-marquage-recapture

Le système de capture-marquage-recapture est exploité depuis plusieurs années pour suivre les déplacements des tortues à l'échelle régionale et mondiale et mesurer le développement des individus entre deux captures. Les informations récoltées par le RTMMF

et le RTMAE sont systématiquement enregistrées et mises en commun avec les réseaux homologues à l'étranger. Historiquement, les tortues étaient baguées, mais le baguage a été abandonné par le CESTMed au profit de méthodes moins traumatiques et plus éthiques pour les tortues, mais aussi plus sûres. Les bagues peuvent être perdues par les animaux sauvages au cours de leur vie. De nos jours, les tortues peuvent recevoir un transpondeur ou puce électronique. Le transpondeur est inséré dans le triceps le long de l'humérus de la nageoire avant droite (Figure 33). Ce procédé ne semble pas occasionner de douleur aux tortues (116). Sept transpondeurs ont été posés par le RTMMF, et huit par le RTMAE en 2018-2019. Deux tortues préalablement marquées en Floride ont été signalées par le RTMAE sur la façade Atlantique en 2018 (117).



Figure 33 : Radiographie d'un humérus de tortue marine en vue dorso-ventrale mettant en évidence une puce électronique (h=humérus, flèche blanche=puce électronique) (116).

Les tortues peuvent aussi être identifiées par photographie. La photo identification est une méthode qui permet d'identifier chaque individu en fonction de caractéristiques physiques spécifiques qui ne varient pas avec l'âge. Chez les tortues marines, il s'agit des écailles, des profils ou de la partie supérieure de la tête (Figure 34) (la pigmentation n'est pas utilisée parce qu'elle n'est pas stable dans le temps) (118,119). Le centre de soins des tortues marines Kelonia de la Réunion développe depuis 2010 le logiciel de photo identification appelé TORSOOI. La forme des écailles est enregistrée dans le logiciel qui constitue une base de données sur les individus (120). Aujourd'hui TORSOOI est utilisé dans 11 pays.



Figure 34 : Profils droit et gauche d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*) servant à l'identification (source CESTMed).

Cette technique de suivi des tortues est non invasive et facile à mettre en œuvre. Elle a l'avantage de pouvoir solliciter de nombreux intervenants qui ne sont pas des spécialistes. Par exemple, après une campagne de promotion du logiciel TORSOOI auprès des clubs de plongée sous-marine de la Réunion, le centre Kelonia a récupéré de nombreuses photos d'amateurs et a pu retracer l'historique d'une tortue blessée cinq ans dans le passé (121).

3.2.3. Suivi satellitaire

Les aires de répartition, les comportements post-relâchés et les trajets migratoires des tortues peuvent être étudiés avec précision par suivi satellitaire. Entre 2008 et 2017, 16 tortues caouannes subadultes hospitalisées au CESTMed ont été relâchées équipées d'une balise Argos. Ces balises sont fixées sur la zone la plus haute de la carapace à l'aide d'une résine époxy inerte à prise rapide. La carapace est nettoyée, dégraissée à l'acétone et légèrement poncée avec du papier abrasif (Figure 35). Le séchage de la colle dure moins d'une heure. Il est estimé que la balise reste fixée maximum un an sur la dossière de la tortue (Figure 36). La position GPS est émise à chaque fois que la tortue remonte respirer à la surface. La localisation est précise à 1 km près.



Figure 35 : Nettoyage et ponçage de la carapace d'une tortue caouanne (*Caretta caretta*) pour coller une balise GPS (source : CESTMed).



Figure 36 : Tortue prête à être relâchée équipée de sa balise (source : CESTMed).

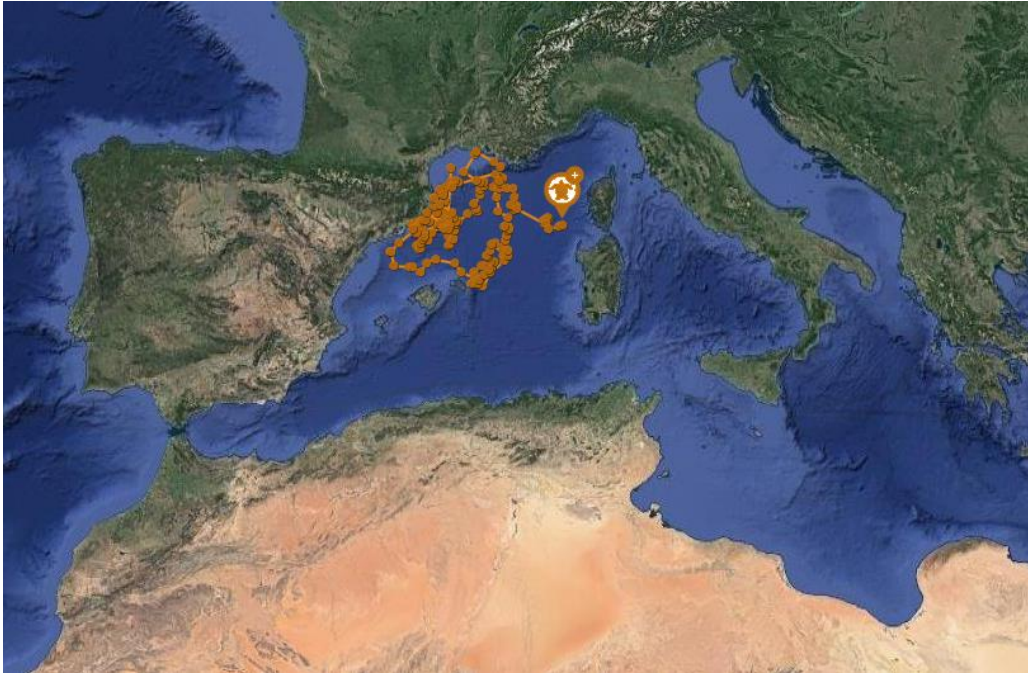


Figure 37 : Exemples de déplacements des tortues caouannes (*Caretta caretta*) marquées par le CESTMed (122).

Cette étude de suivi télémétrique a mis en évidence que les tortues subadultes restaient en Méditerranée occidentale et avaient tendance à migrer vers le sud pour échapper aux saisons froides en empruntant des routes proches des côtes espagnoles et italiennes (Figure 37). Le bassin occidental de la Méditerranée constituerait une zone de croissance et de développement pour les jeunes tortues (115).

3.2.4. Etudes génétiques

L'étude de la circulation des populations peut aussi se faire par analyse génétique. Une seule étude a été réalisée en Méditerranée française, le CESTMed, et plus généralement le RTMMF, ont collecté les échantillons biologiques utilisés pour ces recherches. Plusieurs populations de tortues caouannes ont été identifiées par analyse d'ADN mitochondrial. L'ADN mitochondrial est plus mutagène que l'ADN nucléaire et développe plus de variabilité au cours du temps. Il est aussi uniquement transmis par les mères, qui reviennent pondre sur leur plage de naissance. Ainsi, certains haplotypes d'ADN mitochondriaux sont propres à une zone de ponte. Les populations originaires du sud-est des Etats-Unis, du Cap Vert, ou de Méditerranée peuvent donc être distinguées par analyse de cet ADN.

L'étude à laquelle le CESTMed a contribué, a permis de prouver que certaines tortues juvéniles rencontrées sur les côtes méditerranéennes françaises sont originaires du sud-est des Etats-Unis. Ces individus profitent du bassin méditerranéen occidental pour se développer avant de retourner en Atlantique pour se reproduire (123).

Plus d'études doivent encore être faites pour mieux comprendre la biologie des tortues caouannes de Méditerranée, le CESTMed continue la récolte d'échantillons biologiques.

3.2.5. Prospection des plages



Figure 38 : Traces de tortues sur le sable (source : CESTMed).

La prospection des plages est un outil primordial dans le suivi des populations puisque le recensement des tortues en mer est impossible. L'évaluation du nombre d'individus d'une espèce se déduit à partir du nombre de femelles observées lorsqu'elles viennent pondre sur les plages. Le bassin occidental de la Méditerranée est un site de ponte anecdotique pour les tortues caouannes qui pondent en général sur les côtes nord du bassin oriental. Seules

quelques observations de traces dans le sable, de tentatives de ponte et de nids ont été faites en France. Les traces laissées sur les plages par les tortues qui viennent pondre sont semblables à celles d'un engin chenillé de 50 à 80 cm de large (Figure 38).

En Corse, des restes de nids ont été découverts près de Porto-Vecchio en novembre 2002. En France continentale, la première découverte de nids date de 2006 à Saint Tropez. Malheureusement les conditions environnementales défavorables (humidité, température) n'ont pas permis l'éclosion des 141 œufs. En 2016 une activité de reproduction exceptionnelle a été enregistrée en France (Figure 39). Une première trace de tortue caouanne est enregistrée en juin au sud de Porto-Vecchio, suivie de trois traces de montée et un nid avorté en juillet et trois autres traces en août à Ajaccio. Des pontes confirmées sur les plages de Saint Aygulf en juillet (78 œufs) et Fréjus en août ont donné lieu à l'éclosion de huit œufs placés en couveuse par la fondation Marineland dont quatre ont pu retourner à la mer en octobre (124,125).



Figure 39 : Nid à proximité de Saint Tropez en 2006 (gauche) et de Fréjus en 2016 (droite) (source : CESTMed).

A Villeneuve-lès-Maguelone, dans le département de l'Hérault, le 7 octobre 2018, une émergence de tortue marine a été découverte par des promeneurs (Figure 40).



Figure 40 : Emergence de tortue octobre 2018 Villeneuve-lès-Maguelone (source : CESTMed).

Le RTMMF et le CESTMed observent ces dernières années des individus adultes exprimant un comportement sexuel l'été au large de la Provence-Côte d'Azur. L'activité de reproduction pourrait découler de l'augmentation de la température de l'eau en surface dans cette région.

La reproduction des tortues marines en France reste rare et difficile à observer. Les traces dans le sable disparaissent en quelques heures sous l'effet du vent et des piétinements. Les nids et les nouveau-nés sont des proies faciles pour les animaux sauvages, carnivores et oiseaux marins. La nuit, les éclairages artificiels peuvent désorienter les tortues émergentes qui ne trouvent plus la direction de la mer. La détection, la surveillance et l'accompagnement des rares nids est primordiale pour la population de tortues sur les côtes françaises.

De ce fait, le CESTMed a proposé une surveillance méthodique des plages des deux sites Natura 2000 du Parc Naturel Régional de Camargue en période estivale. Ces prospections font appel à des bénévoles et un chien renifleur, entraîné à détecter les œufs de tortues marines. Le CESTMed, en collaboration avec la société américaine Working Dogs for Conservation, est le premier à tester cette méthode sur les tortues. Cette technique est utilisée en Amérique du nord pour repérer les fèces de grands cétacés. Les campagnes de recherche ont lieu la nuit au moment où l'humidité est maximale pour faciliter le travail du chien. Pour le moment ces recherches n'ont pas porté leurs fruits. Une plus grande surface de plage pourrait être prospectée.

3.3. Pressions anthropiques

3.3.1. Activités de pêche

En 2018-2019, sur 97 tortues trouvées par le RTMMF des suites d'interaction avec les activités humaines, 74 % (n=72) étaient liées à la pêche (117). Le CESTMed travaille activement à accroître les connaissances à ce sujet. Pour cela, une relation de confiance et de collaboration s'est instaurée entre les pêcheurs professionnels français de Méditerranée et l'équipe du centre de soins. De nombreuses campagnes de sensibilisation ont eu lieu. Les pêcheurs sont les mieux placés pour faire remonter les données relatives aux circonstances de capture : lieux, techniques de pêche utilisées, lésions associées. Ils deviennent de véritables acteurs de la conservation en mettant en œuvre les bonnes techniques de sauvetage lorsqu'ils capturent une tortue et en l'envoyant au CESTMed le temps de la convalescence. Toutes les tortues ainsi récoltées par les pêcheurs contribuent aussi aux autres études : suivi de la population et écologie, ingestion de plastique, contamination par les produits toxiques.

La collaboration entre professionnels de la mer et scientifiques du CESTMed garde pour objectif la mise en place des mesures de conservation pour limiter l'impact de la pêche sur les tortues marines : collecte d'informations anonymes via une application disponible sur smartphone (Echosea), adaptation des techniques, du matériel utilisé, des lieux et des durées des efforts de pêche, formation et sensibilisation des pêcheurs. Des posters et des vidéos explicatifs sont mis à leur disposition (126). Les zones de pêche sont connues avec précision grâce aux relevés GPS (Figure 41). Mieux savoir quelles zones sont fréquentées par les tortues marines, permet d'évaluer le risque de capture par les activités de pêche.

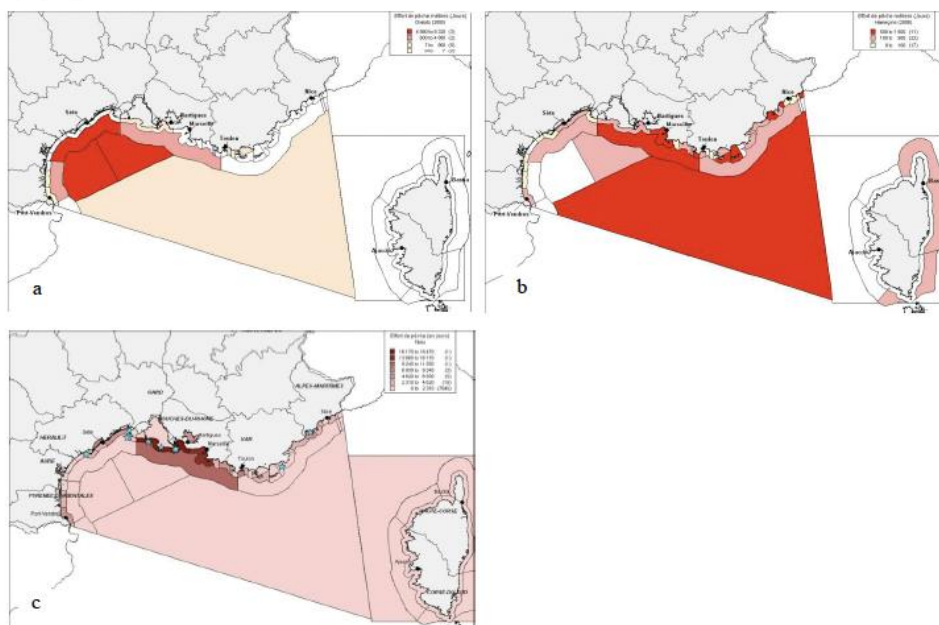


Figure 41 : Localisation des efforts de pêche en Méditerranée française de l'année 2008 (a=chaluts, b=palangres, c=filets) (source : RTMMF carte F. Poisson).

3.3.2. Ingestion de déchets

La quantité de déchets ingérée par les individus peut servir à mesurer le degré de pollution des mers. Avec la Directive Cadre Stratégie pour le Milieu Marin (DCSMM), la commission européenne a pour objectif d'atteindre le Bon Etat Ecologique (BEE) des mers et océans européens. Le BEE correspond à un bon fonctionnement des écosystèmes au niveau biologique, physique, chimique et sanitaire pour permettre un usage durable de la mer. Onze descripteurs qualitatifs servent à définir le BEE. Le descripteur 10 concerne les déchets marins : « les propriétés et les quantités de déchets, ainsi que leurs produits de décomposition, ne doivent pas provoquer de dommages au milieu côtier et marin en terme économique et écologique ». L'un des indicateurs du descripteur 10 concerne l'ingestion de déchets par les mammifères marins et les tortues marines (127,128). En Méditerranée, des études ont mis en parallèle les connaissances biologiques de la tortue caouanne (distribution géographique), la localisation des déchets marins et la tendance de cette espèce à en ingérer et ont conclu que cette tortue est un bon indicateur (68,129). Ces travaux initiés par la France ont conduit en 2017 à la création du projet européen INDICIT (Implementation of the Indicator of Marine Litter on sea turtles and biota in the Marine Safety Framework Directive Areas) auquel sept autres pays participent (Grèce, Espagne, Portugal, Italie, Turquie, Tunisie, Royaume Uni). L'objectif de ce projet est de développer et valider l'indicateur d'ingestion de déchets marins par les tortues pour le descripteur 10 de la DCSMM en Méditerranée (130). Les scientifiques travaillent à établir un scénario du type « il ne doit pas y avoir >x % de tortue avec >y g de plastique dans le tractus digestif dans chaque sous-région de Méditerranée ». La validation d'un tel indicateur nécessite encore beaucoup de données et d'analyses avant d'être adopté.

Le RTMMF et le CESTMed contribuent activement à la recherche de déchets chez les tortues (131). Les animaux morts sont systématiquement autopsiés si leur degré de décomposition le permet. Les contenus digestifs sont analysés et les déchets répertoriés (Figure 42).



Figure 42 : Corps étrangers digestifs chez une tortue autopsiée par le CESTMed (source : CESTMed).

Sur les tortues vivantes hospitalisées au CESTMed, la recherche de déchets se fait par analyse de matières fécales. Les fèces dans les bassins sont prélevées quotidiennement par le personnel du centre pendant les trois premiers mois de soins pour chaque tortue. Deux mois correspondant à la période durant laquelle les chances d'expulsion sont maximales. Les prélèvements ainsi effectués sont transférés au laboratoire du Centre d'Ecologie Fonctionnelle et Evolutive (CEFE) du Centre National de la Recherche Scientifique (CNRS) de Montpellier pour être analysés et ainsi contribuer au projet INDICIT.

3.4. D'autres pays à la manœuvre

Tous les pays méditerranéens ont ratifié les conventions internationales (Washington et Barcelone) visant à protéger les tortues marines. Comme en France, des lois nationales protègent, mais permettent aussi d'étudier ces animaux en danger. Cependant les capacités de chaque pays à collecter des données et protéger les tortues diffèrent beaucoup.

Typiquement, plusieurs réseaux d'observation, semblables au RTMMF, existent en Méditerranée. En Grèce, le réseau Archelon a été fondé en 1983. Les premiers comptages de nids de tortue en Méditerranée ont eu lieu sur les plages grecques en 1984. Depuis les données s'accumulent et permettent de définir les tendances d'évolution du nombre de nids en fonction de zones bien caractérisées et délimitées, par exemple la distinction est faite entre six sites de ponte majeurs (>20 nids/an et >10 nids/km/an) (baies de Laganas et Kyparissia) et 12 sites mineurs (<20 nids/an ou <10 nids/km/an) (SE Peloponèse et Rhodes). Un hôpital

pour tortues existe à Glyfada depuis 1994. A contrario le Liban n'a pas collecté beaucoup de données ces dernières décennies.

Des comptages de nids ont eu lieu entre 1997 et 2006, mais il a fallu attendre 2019 pour qu'une étude d'envergure ait lieu et identifie 77 nids sur les plages libanaises et de nouveaux sites de ponte (132). De ce fait il n'existe pas à ce jour de données fiables pour évaluer l'abondance et l'évolution de la population de tortues dans ce pays. Cette même année 2019, un plan d'action pour la conservation des tortues marines au Liban a vu le jour pour la période 2020-2025 et des observateurs ont été formés et organisés en réseau pour surveiller le littoral (4). Ainsi depuis cette période, le Liban peut participer aux études génétiques sur les tortues en envoyant des échantillons biologiques de tortues mortes, adultes échoués ou embryons, à un laboratoire en Turquie. Par ailleurs en 2020 une première analyse des contenus digestifs de cadavres échoués a permis d'estimer que seulement 14,1 % des tortues sont contaminées par des déchets d'origine humaine au Liban. Depuis sa création en 2017, la Grèce participe au projet INDICIT. Près de deux tiers (64,3 %) des tortues autopsiées par ce pays contenaient du plastique dans leurs tubes digestifs (70). Le Liban ne participant au projet INDICIT, le protocole d'étude des déchets peut être différent.

Concernant le suivi satellite des tortues, les moyens mis en œuvre par ces deux pays sont aussi très différents. Par exemple en 2010-2011, la Grèce a équipé 20 animaux (133), alors que le Liban seulement deux en 2012.

La Grèce possède plusieurs sites Natura 2000 pour protéger les plages où les tortues pondent et les zones côtières en regard. Le Liban s'inscrit dans la même dynamique et a récemment créé une troisième zone protégée à l'endroit d'un important site de ponte dans le sud du pays (Al-Abbasiyeh).

Les exemples de la Grèce et du Liban illustrent bien les différents niveaux d'implication et de recherche sur les tortues marines. L'écologie est contrainte de fonctionner à plusieurs vitesses en Méditerranée. Les moyens financiers mis à disposition et la situation géopolitique de chaque pays dictent le nombre d'études et à quel point les lois de protection nationales et internationales sont respectées. Ainsi en Syrie, les tortues seraient encore chassées, ou souffriraient de techniques de pêche dévastatrices (explosifs). Dans certaines régions d'Égypte (Alexandrie), manger de la viande et des œufs de tortue a longtemps été une coutume, une habitude. Ces mœurs ont tendance à régresser chez les nouvelles générations. Depuis 2019, la loi interdit de transporter et consommer des tortues marines dans ce pays. Le marché noir est cependant difficile à quantifier. Finalement 1700 km de plages libyennes ne sont pas surveillées ou étudiées, alors qu'elles constitueraient l'un des principaux sites de ponte de tortue caouanne en Méditerranée. Peu d'informations remontent de certaines régions (4,9).

Le CESTMed est un outil central dans l'étude des tortues marines et la surveillance de la mer en France. Il participe à de nombreuses études pour suivre l'évolution des populations, comprendre la biologie et les interactions tortue-humain. Un tel hôpital permet la réalisation de nombreux prélèvements et l'établissement d'une banque de données. Il est indispensable pour mettre en œuvre des programmes de surveillance comme la DCSMM à l'échelle européenne.

Les autres pays méditerranéens collaborent, en fonction de leurs possibilités à la protection et à l'étude des tortues marines. Beaucoup de progrès peuvent encore être fait dans certaines régions.

Conclusion

Les tortues marines sont des animaux marins en danger, observées de façon fugace lorsque les femelles montent sur les plages pour pondre. Le reste du temps elles sont assez inaccessibles. Les centres de soins offrent cependant un moment de contact rapproché et durable avec ces animaux permettant de mieux les étudier.

Ces centres sont difficiles à faire fonctionner. Ils nécessitent des infrastructures importantes, du matériel et des équipements variés et spécialisés qui coûtent cher. Le personnel, majoritairement bénévole, qui travaille dans un hôpital pour tortues marines est difficile à trouver. Il doit être qualifié, motivé, volontaire, disponible. De plus, le lien étroit tissé avec les pêcheurs, qui sont la principale source de collecte d'individus, est fragile et doit être régulièrement entretenu.

Cependant ces centres donnent l'occasion de pratiquer la médecine vétérinaire sur les tortues. Débutante et encore précaire comparée à celle d'autres animaux et encore plus à celle de l'homme, cette science progresse par la mise en commun des techniques et des connaissances des biologistes, vétérinaires et soigneurs à l'échelle internationale.

Finalement chaque séjour de tortue soignée dans un centre offre une fenêtre d'étude privilégiée pour mieux les comprendre. C'est l'occasion de réaliser de nombreux prélèvements, faire participer chaque spécimen aux études scientifiques et accroître les connaissances sur leur biologie, mais aussi sur l'état de leur habitat.

Malheureusement, tout le littoral français n'est pas encore bien équipé en hôpitaux pour tortues marines. Aucun centre de soin n'est disponible en Corse par exemple. La prise en charge des animaux y est compliquée et fait intervenir des centres à l'étranger. Plus de structures, plus de personnel impliqué sont nécessaires. Ils permettraient de toucher plus de public et d'étendre le champ d'action des études, de la surveillance et de la collecte de données sur les tortues marines et leur environnement.

Bibliographie

1. Bentivegna F. Les tortues marines [Internet]. 2021 [cité 2 déc 2021]. Disponible sur: https://www.oceano.org/wp-content/uploads/2020/02/33.Tortues_Bentivegna.pdf
2. Alfaro A, K oe M. Synopsis of infections in sea turtles caused by virus, bacteria and parasites: an ecological review. Proceedings of the Twenty-seventh Annual Symposium on Sea Turtle Biology and Conservation. 2008;30.
3. Wyneken J. The Anatomy of Sea Turtles. US Department of Commerce NOAA Technical Memorandum NMFS-SEFSC-470. 2001;
4. Casale P, Hochscheid S, Kaska Y, Panagopoulou A. Sea Turtles in the Mediterranean Region: MTSG Annual Regional Report 2020. Report of the IUCN-SSC Marine Turtle Specialist Group. 2020;331.
5. Laurent L. Les tortues marines des c otes françaises m diterran ennes continentales. Faune de Provence (Conservatoire Etude des Ecosyst mes de Provence). 1991;12:76-90.
6. Revuelta O, Carreras C, Dom nech F, Gozalbes P, Tom s J. First report of an olive ridley (*Lepidochelys olivacea*) inside the Mediterranean Sea. Mediterranean Marine Science. 27 avr 2015;16(2):346-51.
7. MNHN. *Caretta caretta* (Linnaeus, 1758) - Tortue caouanne (La), Caouanne, Tortue carette [Internet]. Inventaire National du Patrimoine Naturel. [cité 26 oct 2021]. Disponible sur: https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/77330
8. Broderick AC, Glen F, Godley BJ, Hays GC. Estimating the number of green and loggerhead turtles nesting annually in the Mediterranean. Oryx. juill 2002;36(3):227-35.
9. Casale P, Margaritoulis D. Sea turtles in the Mediterranean: Distribution, threats and conservation priorities. IUCN. Gland, Switzerland; 2010. 294 p.
10. Olivier G. Données historiques et nouvelles observations concernant les tortues marines (Reptilia, Chelonii) sur les c otes françaises de Méditerranée (1996-2010). Bulletin de la Société herp tologique de France. 2014;(149):25-57.
11. S n gas JB, Hochscheid S, Groul JM, Lagarrigue B, Bentivegna F. Discovery of the northernmost loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) nest. Marine Biodiversity Records. 2009;2:e81.
12. Casale P, Mariani P. The first « lost year » of Mediterranean sea turtles: Dispersal patterns indicate subregional management units for conservation. Mar Ecol Prog Ser. 17 f vr 2014;498:263-74.
13. Brodie J, Ariel E, Thomas C, O'Brien D, Berry K. Links Between Water Quality and Marine Turtle Health. TropWATER Report No. 14/05. 2014.

14. Casale P, Mazaris A, Freggi D, Vallini C, Argano R. Growth rates and age at adult size of loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) in the Mediterranean Sea, estimated through capture-mark-recapture records. *Scientia Marina*. 30 sept 2009;73:589-95.
15. Bentivegna F. Intra-Mediterranean migrations of loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) monitored by satellite telemetry. *Marine Biology*. 10 janv 2002;141:795-800.
16. Casale P, Cattarino L, Freggi D, Rocco M, Argano R. Incidental catch of marine turtles by Italian trawlers and longliners in the central Mediterranean. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems*. 1 nov 2007;17:686-701.
17. Casale P, Tucker A. *Caretta caretta* (amended version of 2015 assessment). The IUCN Red List of Threatened Species 2017: e.T3897A119333622. 23 août 2015 [cité 26 oct 2021]; Disponible sur: <https://www.iucnredlist.org/en>
18. UICN comité français, OBF & MNHN. La liste rouge des espèces menacées en France : 13 ans de résultats. 2020 [cité 28 oct 2021]; Disponible sur: <https://uicn.fr/wp-content/uploads/2021/03/bilan-13-ans-liste-rouge-nationale.pdf>
19. UICN France, MNHN & SHF. La liste rouge des espèces menacées en France - Chapitre reptiles et amphibiens de France métropolitaine. 2015 [cité 28 oct 2021]; Disponible sur: https://uicn.fr/wp-content/uploads/2015/09/Liste_rouge_France_Reptiles_et_Amphibiens_de_metropole.pdf
20. Annexes | CITES [Internet]. [cité 13 oct 2021]. Disponible sur: <https://cites.org/fra/app/appendices.php>
21. La Convention de Barcelone et ses Protocoles | UNEP MAP [Internet]. [cité 14 janv 2022]. Disponible sur: <https://www.unep.org/uneppmap/fr/who-we-are/barcelona-convention-and-protocols>
22. Natura 2000. Qu'est ce que Natura 2000 ? [Internet]. [cité 14 janv 2022]. Disponible sur: <http://www.natura2000.fr/natura-2000/qu-est-ce-que-natura-2000>
23. Règlement (CE) N° 338/97 du conseil du 9 décembre 1996 relatif à la protection des espèces de faune et de flore sauvages par le contrôle de leur commerce [Internet]. p. 69. Disponible sur: <https://aida.ineris.fr/reglementation/reglement-ndeg-33897-conseil-091296-relatif-a-protection-especies-faune-flore>
24. Arrêté du 30 juin 1998 fixant les modalités d'application de la convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction et des règlements (CE) n° 338/97 du Conseil européen et (CE) n° 939/97 de la Commission européenne - Légifrance [Internet]. Disponible sur: <https://www.legifrance.gouv.fr/loda/id/LEGITEXT000005626370/2020-11-17>
25. Livre IV : Patrimoine naturel (Articles L411-1 A à L438-2) - Légifrance [Internet]. Disponible sur: https://www.legifrance.gouv.fr/codes/section_lc/LEGITEXT000006074220/LEGISCTA000006129025/#LEGISCTA000022495757

26. Arrêté du 14 octobre 2005 fixant la liste des tortues marines protégées sur le territoire national et les modalités de leur protection - Légifrance [Internet]. Disponible sur: <https://www.legifrance.gouv.fr/jorf/id/JORFTEXT000000424977>
27. Farrell JA, Yetsko K, Whitmore L, Whilde J, Eastman CB, Ramia DR, et al. Environmental DNA monitoring of oncogenic viral shedding and genomic profiling of sea turtle fibropapillomatosis reveals unusual viral dynamics. *Commun Biol.* 12 mai 2021;4(1):1-17.
28. Herbst LH. Fibropapillomatosis of marine turtles. *Annual Review of Fish Diseases.* 1 janv 1994;4:389-425.
29. Page-Karjian A, Whitmore L, Stacy BA, Perrault JR, Farrell JA, Shaver DJ, et al. Fibropapillomatosis and Chelonid Alphaherpesvirus 5 Infection in Kemp's Ridley Sea Turtles (*Lepidochelys kempii*). *Animals.* nov 2021;11(11):3076.
30. Herbst LH, Klein PA. Green turtle fibropapillomatosis: challenges to assessing the role of environmental cofactors. *Environmental Health Perspectives.* mai 1995;103(suppl 4):27-30.
31. Aguirre AA, Lutz PL. Marine Turtles as Sentinels of Ecosystem Health: Is Fibropapillomatosis an Indicator? *EcoHealth.* 1 sept 2004;1(3):275-83.
32. Flint M, Patterson-Kane J, Mills P, Limpus C. A veterinarian's guide for sea turtle post mortem examination and histological investigation. St. Lucia, Qld.: School of Veterinary Science, University of Queensland; 2009.
33. Aguirre AA, Balazs GH, Zimmerman B, Spraker TR. Evaluation of Hawaiian green turtles (*Chelonia mydas*) for potential pathogens associated with fibropapillomas. *J Wildl Dis.* janv 1994;30(1):8-15.
34. Orós J, Calabuig P, Déniz S. Digestive pathology of sea turtles stranded in the Canary Islands between 1993 and 2001. *Vet Rec.* 7 août 2004;155(6):169-74.
35. Odendord DL, Carson J, McManua TJ. *Vibrio damsela* infection in a stranded leatherback turtle (*Dermochelys coriacea*). *J Wildl Dis.* oct 1987;23(4):666-8.
36. Campos E, Bolaños H, Acuña MT, Díaz G, Matamoros MC, Raventós H, et al. *Vibrio mimicus* diarrhea following ingestion of raw turtle eggs. *Appl Environ Microbiol.* avr 1996;62(4):1141-4.
37. Ciccarelli S, Valastro C, Di Bello A, Paci S, Caprio F, Corrente ML, et al. Diagnosis and Treatment of Pulmonary Disease in Sea Turtles (*Caretta caretta*). *Animals.* août 2020;10(8):1355.
38. Greer LL, Strandberg JD, Whitaker BR. *Mycobacterium chelonae* osteoarthritis in a Kemp's ridley sea turtle (*Lepidochelys kempii*). *J Wildl Dis.* juill 2003;39(3):736-41.
39. Cabañes FJ, Alonso JM, Castellá G, Alegre F, Domingo M, Pont S. Cutaneous hyalohyphomycosis caused by *Fusarium solani* in a loggerhead sea turtle (*Caretta caretta* L.). *J Clin Microbiol.* déc 1997;35(12):3343-5.

40. Manire CA, Rhinehart HL, Sutton DA, Thompson EH, Rinaldi MG, Buck JD, et al. Disseminated mycotic infection caused by *Colletotrichum acutatum* in a Kemp's ridley sea turtle (*Lepidochelys kempii*). *J Clin Microbiol.* nov 2002;40(11):4273-80.
41. Orós J, Arencibia A, Fernández L, Jensen HE. Intestinal candidiasis in a loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*): an immunohistochemical study. *Vet J.* 1 mars 2004;167(2):202-7.
42. Leong JK, Smith DL, Revera DB, Clary JC, Lewis DH, Scott JL, et al. First International Symposium on Kemp's Ridley Sea Turtle, Conservation and Management. Health care and diseases of captive-reared loggerhead and Kemp's ridley sea turtles. In Texas A&M University, Galveston; 1989. p. 178-201.
43. Glazebrook J, Campbell R. A survey of the diseases of marine turtles in northern Australia. I, Farmed turtles. *Dis Aquat Org.* 1990;9:83-95.
44. Leibovitz L, Rebell G, Boucher GC. *Caryospora cheloniae* sp. n.: a coccidial pathogen of mariculture-reared green sea turtles (*Chelonia mydas mydas*). *J Wildl Dis.* avr 1978;14(2):269-75.
45. Graczyk TK, Balazs GH, Work T, Aguirre AA, Ellis DM, Murakawa S, et al. *Cryptosporidium* sp. Infections in Green Turtles, *Chelonia mydas*, as a Potential Source of Marine Waterborne Oocysts in the Hawaiian Islands. *Appl Environ Microbiol.* juill 1997;63(7):2925-7.
46. Gentile A, Amato T, Gustinelli A, Fioravanti ML, Gambino D, Randazzo V, et al. Helminth Infection of the Loggerhead Sea Turtle *Caretta caretta* along the Coasts of Sicily and the North West Adriatic Sea. *Animals.* 14 mai 2021;11(5):1408.
47. Cribb TH, Crespo-Picazo JL, Cutmore SC, Stacy BA, Chapman PA, García-Párraga D. Elucidation of the first definitively identified life cycle for a marine turtle blood fluke (Trematoda: Spirorchidae) enables informed control. *Int J Parasitol.* janv 2017;47(1):61-7.
48. Chapman PA, Cribb TH, Flint M, Traub RJ, Blair D, Kyaw-Tanner MT, et al. Spirorchidiasis in marine turtles: the current state of knowledge. *Dis Aquat Organ.* 28 mars 2019;133(3):217-45.
49. Gordon AN, Kelly WR, Cribb TH. Lesions Caused by Cardiovascular Flukes (Digenea: Spirorchidae) in Stranded Green Turtles (*Chelonia mydas*). *Vet Pathol.* 1 janv 1998;35(1):21-30.
50. Marchiori E, Negrisolo E, Cassini R, Garofalo L, Poppi L, Tessarin C, et al. Cardiovascular flukes (Trematoda: Spirorchidae) in *Caretta caretta* Linnaeus, 1758 from the Mediterranean Sea. *Parasit Vectors.* 10 oct 2017;10:467.
51. Chen H, Kuo RJ, Chang TC, Hus CK, Bray RA, Cheng IJ. Fluke (Spirorchidae) infections in sea turtles stranded on Taiwan: prevalence and pathology. *J Parasitol.* avr 2012;98(2):437-9.
52. Santoro M, Marchiori E, Cassini R, Drigo M, Iaccarino D, Di Nocera F, et al. Epidemiology of blood flukes (Digenea: Spirorchidae) in sea turtles from Tyrrhenian and Adriatic Seas, off Italy. *Parasit Vectors.* 7 févr 2020;13:52.

53. Santoro M, Greiner EC, Morales JA, Rodríguez-Ortíz B. Digenetic trematode community in nesting green sea turtles (*Chelonia mydas*) from Tortuguero National Park, Costa Rica. *J Parasitol.* déc 2006;92(6):1202-6.
54. Marcer F, Tosi F, Franzo G, Vetri A, Ravagnan S, Santoro M, et al. Updates on Ecology and Life Cycle of *Sulcascaris sulcata* (Nematoda: Anisakidae) in Mediterranean Grounds: Molecular Identification of Larvae Infecting Edible Scallops. *Front Vet Sci.* 2020;7.
55. Berry GN, Cannon LRG. The life history of *Sulcascaris sulcata* (Nematoda: Ascaridoidea), a parasite of marine molluscs and turtles. *Int J Parasitol.* 1 févr 1981;11(1):43-54.
56. Manire CA, Kinsel MJ, Anderson ET, Clauss TM, Byrd L. Lungworm Infection in Three Loggerhead Sea Turtles, *Caretta caretta*. *J Zoo Wildl Med.* 2008;39(1):92-8.
57. Rodenbusch CR, Marks FS, Canal CW, Reck J. Marine leech *Ozobranchus margo* parasitizing loggerhead turtle (*Caretta caretta*) in Rio Grande do Sul, Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet.* sept 2012;21(3):301-3.
58. Greenblatt RJ, Work TM, Balazs GH, Sutton CA, Casey RN, Casey JW. The *Ozobranchus* leech is a candidate mechanical vector for the fibropapilloma-associated turtle herpesvirus found latently infecting skin tumors on Hawaiian green turtles (*Chelonia mydas*). *Virology.* 30 mars 2004;321(1):101-10.
59. Göpper BM, Voogt N, Ganswindt A. First record of the marine turtle leech (*Ozobranchus margo*) on hawksbill turtles (*Eretmochelys imbricata*) in the inner granitic Seychelles. *The Onderstepoort journal of veterinary research.* 2018;85(1).
60. Rittenburg LT, Kelley JR, Mansfield KL, Savage AE. Marine leech parasitism of sea turtles varies across host species, seasons, and the tumor disease fibropapillomatosis. *Dis Aquat Org.* 14 janv 2021;143:1-12.
61. Vivaldo SG, Sarabia DO, Salazar CP, Hernández ÁG, Lezama JR. Identification of parasites and epibionts in the Olive Ridley Turtle (*Lepidochelys olivacea*) that arrived to the beaches of Michoacan and Oaxaca, Mexico. *Vet Mex.* 2006;37(4):431-40.
62. Katılmış Y, Urhan R, Kaska Y, Başkale E. Invertebrate infestation on eggs and hatchlings of the loggerhead turtle, *Caretta caretta*, in Dalaman, Turkey. *Biodivers Conserv.* 1 oct 2006;15:3721-30.
63. Andrews AJ, Smith AC, Rees AIF, Margaritoulis D. The effect of invertebrate infestation and its correlation with loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) nest success in Laganas Bay, Zakynthos, Greece. *Marine Turtle Newsletter.* 151:9-15.
64. Casale P, Broderick A, Camiñas J, Cardona L, Carreras C, Demetropoulos A, et al. Mediterranean sea turtles: current knowledge and priorities for conservation and research. *Endang Species Res.* 1 août 2018;36:229-67.
65. Gronwald M, Genet Q, Touron M. Predation on green sea turtle, *Chelonia mydas*, hatchlings by invasive rats. *Pac Conserv Biol.* 2019;25:423-4.
66. RAC/SPA : Guidelines to improve the involvement of marine rescue centres for marine turtles. Tunis; 2004.

67. Claro F, Doin M, Nalovic MA, Gambaiani D, Bedel S, Forin-Wiart MA, et al. Interactions entre pêcheries et tortues marines en France métropolitaine et d'Outre-mer. Rapport Patrinat 2016-117. MNHN-SPN. Paris; 2016. 189 p.
68. Gambaiani D, Dell'Amico F. Bases scientifiques et techniques en vue de l'élaboration d'un objectif de qualité environnementale pour l'impact des déchets sur les tortues marines en Europe. 2013. 53 p.
69. Claro F, Hubert P. Impact des macrodéchets marins sur les tortues marines en France métropolitaines et d'Outre-mer. Rapport GTMF-SPN 1. MNHN-SPN. Paris; 2011. 52 p.
70. Darmon G, Miaud C. Implementation of indicators of marine litter impacts on sea turtles and biota in Regional Sea Conventions and Marine Strategy Framework Directive Areas: final report. Office des publications de l'Union européenne; 2020.
71. Di Bello A, Valastro C, Freggi D, Lai O, Crescenzo G, Franchini D. Surgical treatment of injuries caused by fishing gear in the intracoelomic digestive tract of sea turtles. *Dis Aquat Org.* 11 oct 2013;106(2):93-102.
72. Chaloupka M, Work TM, Balazs GH, Murakawa SKK, Morris R. Cause-specific temporal and spatial trends in green sea turtle strandings in the Hawaiian Archipelago (1982–2003). *Mar Biol.* juin 2008;154(5):887-98.
73. Work TM, Balazs GH, Summers TM, Hapdei JR, Tagarino AP. Causes of mortality in green turtles from Hawaii and the insular Pacific exclusive of fibropapillomatosis. *Dis Aquat Organ.* 23 juill 2015;115(2):103-10.
74. Flint J, Flint M, Limpus CJ, Mills P. Status of marine turtle rehabilitation in Queensland. *PeerJ.* 2017;5:e3132.
75. Orós J, Montesdeoca N, Camacho M, Arencibia A, Calabuig P. Causes of Stranding and Mortality, and Final Disposition of Loggerhead Sea Turtles (*Caretta caretta*) Admitted to a Wildlife Rehabilitation Center in Gran Canaria Island, Spain (1998-2014): A Long-Term Retrospective Study. *PLoS One.* 2016;11(2):e0149398.
76. Keller JM, Kucklick JR, Stamper MA, Harms CA, McClellan-Green PD. Associations between organochlorine contaminant concentrations and clinical health parameters in loggerhead sea turtles from North Carolina, USA. *Environ Health Perspect.* juill 2004;112(10):1074-9.
77. Keller JM, McClellan-Green PD, Kucklick JR, Keil DE, Peden-Adams MM. Effects of Organochlorine Contaminants on Loggerhead Sea Turtle Immunity: Comparison of a Correlative Field Study and In Vitro Exposure Experiments. *Environ Health Perspect.* janv 2006;114(1):70-6.
78. Carpentier A. Description et avancées du groupe « pathologies et soins » du groupe tortues marines France en 2016 [Internet]. 2016 nov. Disponible sur: <http://gtmf.mnhn.fr/wp-content/uploads/sites/13/2015/08/Rapport-Pathologies-et-soins-2016.pdf>
79. Thompson KA, Papich MG, Higgins B, Flanagan J, Christiansen EF, Harms CA. Ketoprofen pharmacokinetics of R- and S-isomers in juvenile loggerhead sea turtles

- (*Caretta caretta*) after single intravenous and single- and multidose intramuscular administration. *J Vet Pharmacol Ther.* avr 2018;41(2):340-8.
80. Lai OR, Di Bello A, Soloperto S, Freggi D, Marzano G, Cavaliere L, et al. Pharmacokinetic behavior of meloxicam in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) after intramuscular and intravenous administration. *J Wildl Dis.* avr 2015;51(2):509-12.
 81. Gregory TM, Harms CA, Gorges MA, Lewbart GA, Papich MG. Pharmacokinetics of ketorolac in juvenile loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) after a single intramuscular injection. *J Vet Pharmacol Ther.* juill 2021;44(4):583-9.
 82. Norton TM, Cox S, Nelson SE, Kaylor M, Thomas R, Hupp A, et al. Pharmacokinetics of tramadol and o-desmethyltramadol in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). *J Zoo Wildl Med.* juin 2015;46(2):262-5.
 83. Harms CA, Papich MG, Stamper MA, Ross PM, Rodriguez MX, Hohn AA. Pharmacokinetics of oxytetracycline in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) after single intravenous and intramuscular injections. *J Zoo Wildl Med.* déc 2004;35(4):477-88.
 84. Stamper MA, Papich MG, Lewbart GA, May SB, Plummer DD, Stoskopf MK. Pharmacokinetics of ceftazidime in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) after single intravenous and intramuscular injections. *J Zoo Wildl Med.* mars 1999;30(1):32-5.
 85. Jacobson E, Gronwall R, Maxwell L, Merrit K, Harman G. Plasma concentrations of enrofloxacin after single-dose oral administration in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). *J Zoo Wildl Med.* déc 2005;36(4):628-34.
 86. Poapolathep S, Chomcheun T, Giorgi M, Jualaong S, Klangkaew N, Phaochoosak N, et al. Enrofloxacin and its major metabolite ciprofloxacin in green sea turtles (*Chelonia mydas*): An explorative pharmacokinetic study. *J Vet Pharmacol Ther.* 2021;44(4):575-82.
 87. Lai OR, Marín P, Laricchiuta P, Marzano G, Crescenzo G, Escudero E. Pharmacokinetics of marbofloxacin in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) after single intravenous and intramuscular doses. *J Zoo Wildl Med.* sept 2009;40(3):501-7.
 88. Marín P, Bayón A, Fernández-Varón E, Escudero E, Clavel C, Almela R, et al. Pharmacokinetics of danofloxacin after single dose intravenous, intramuscular and subcutaneous administration to loggerhead turtles *Caretta caretta*. *Dis Aquat Organ.* 22 déc 2008;82(3):231-6.
 89. Jacobson ER, Harman GR, Maxwell LK, Laille EJ. Plasma concentrations of praziquantel after oral administration of single and multiple doses in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). *Am J Vet Res.* mars 2003;64(3):304-9.
 90. Norton T, Burkhalter B. Formulary. In: Terry Norton and Nancy Mettee, Marine Turtle Trauma Response Procedures : A Veterinary Guide. WIDECASST Technical Report No 20 [Internet]. 2020 [cité 14 mars 2022]. Disponible sur: <https://seaturtleguardian.org/formulary>
 91. Mallo KM, Harms CA, Lewbart GA, Papich MG. Pharmacokinetics of fluconazole in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) after single intravenous and subcutaneous

- injections, and multiple subcutaneous injections. *J Zoo Wildl Med.* mars 2002;33(1):29-35.
92. Manire CA, Rhinehart HL, Pennick GJ, Sutton DA, Hunter RP, Rinaldi MG. Steady-state plasma concentrations of itraconazole after oral administration in Kemp's ridley sea turtles, *Lepidochelys kempi*. *J Zoo Wildl Med.* juin 2003;34(2):171-8.
93. Divers S, Stahl S. *Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery.* 3^e éd. 2019. 1537 p.
94. Chittick EJ, Stamper MA, Beasley JFE, Lewbart GA, Horne WA. Medetomidine, ketamine, and sevoflurane for anesthesia of injured loggerhead sea turtles: 13 cases (1996-2000). *J Am Vet Med Assoc.* 1 oct 2002;221(7):1019-25.
95. Gambaiani D. Entretien personnel avec la responsable scientifique du CESTMed. 2019.
96. Sénégal JB. Entretien personnel avec le directeur du CESTMed. 2020.
97. Bluvias JE, Eckert K. *Marine Turtle Trauma Response Procedures : A Husbandry Manual.* Wider Caribbean Sea Turtle Conservation Network (WIDECAST) Technical Report No 10. 2010;100.
98. Arrêté du 25 octobre 2016 portant dérogation à la protection stricte des espèces [Internet]. oct 25, 2016 p. 8. Disponible sur: https://www.patrinat.fr/sites/patrinat/files/atoms/files/2021/01/20201230-arrete_subdelegation_mnhn_tm_2021-2026_-_vf_signe.pdf
99. Arrêté du 30 décembre 2020 portant dérogation à la protection stricte des espèces [Internet]. déc 30, 2020 p. 9. Disponible sur: https://www.patrinat.fr/sites/patrinat/files/atoms/files/2021/01/20201230-arrete_subdelegation_mnhn_tm_2021-2026_-_vf_signe.pdf
100. Charte des correspondants de l'observatoire des tortues marines de France métropolitaine pour la période 2016-2020.
101. Recueil des actes administratifs N°13-2018-139 [Internet]. juin 12, 2018 p. 96-8. Disponible sur: <https://www.bouches-du-rhone.gouv.fr/content/download/27583/164736/file/recueil-13-2018-139-recueil-des-actes-administratifs%20du%2012%20juin%202018.pdf>
102. University of Florida. Diagnostic Laboratories College of Veterinary Medicine. *Sea Turtle Necropsy and Biopsy Techniques* [Internet]. [cité 11 oct 2019]. Disponible sur: <https://labs.vetmed.ufl.edu/available-tests/zoo-med-infections/sea-turtle-necropsy-biopsy/>
103. Tristan T, Norton T. Basic Veterinary Techniques. In: Manire C, Norton T, Stacy BA, Innis C, Harms CA, éditeurs. *Sea Turtle Health and Rehabilitation.* Plantation, FL, USA: J Ross Publishing; 2017. p. 105-6.
104. Gambaiani D, Salvagniac M, Duhaupas M. Mise en oeuvre du programme de surveillance des tortues marines en soins au CESTMed. 2017 oct p. 27.

105. Jacobson E, Behler J, Jarchow J. Health assessment of chelonians and release into the wild. In: Health assessment of chelonians and release into the wild Zoo and Wild Animal Medicine, Current Therapy 4. 1999. p. 232-42.
106. Rowles T, Van Dolah F, Hohn A. Gross Necropsy and Specimen Collection Protocols. In: Gulland F, Dierauf L, éditeurs. CRC Handbook of Marine Mammal Medicine. CRC Press; 2001. p. 449-70.
107. Bjørndal K, Bolten A, Chaloupka M. Green Turtle Somatic Growth Model: Evidence for density dependence. *Ecol Appl*. 1 févr 2000;10:269-82.
108. Body Condition Scoring the Sea Turtle [Internet]. LafeberVet. 2015 [cité 5 déc 2021]. Disponible sur: <https://lafeber.com/vet/body-condition-scoring-the-sea-turtle/>
109. Work TM, Balazs GH. Relating tumor score to hematology in green turtles with fibropapillomatosis in Hawaii. *J Wildl Dis*. oct 1999;35(4):804-7.
110. Work T. Sea turtle necropsy manual for biologists in remote refuges. 2000. 25 p.
111. Valente AL, Delgado C, Moreira C, Ferreira S, Dellinger T, Pinheiro de Carvalho MAA, et al. Helminth Component Community of the Loggerhead Sea Turtle, *Caretta caretta*, From Madeira Archipelago, Portugal. *J Parasitol*. 1 févr 2009;95(1):249-52.
112. SPN, MNHN. Dossier de demande d'autorisation d'intervention sur les tortues marines en France métropolitaine dans le cadre du programme « Observatoire des tortues marines : réseaux d'échouage, de sauvetage et d'observation des tortues marines de France métropolitaine ».
113. Welcome to UNEP MAP | UNEP MAP [Internet]. [cité 14 nov 2021]. Disponible sur: <https://www.unep.org/unepmap/fr>
114. MNHN & SHF, RTMMF. Guide de l'observateur du RTMMF [Internet]. 2021. 21 p. Disponible sur: http://lashf.org/rtmmf/wp-content/uploads/2021/07/guide_observateurv5.pdf
115. Sacchi J, Cesarini C, Delphine G, Claro F, Girard F, Poisson F. France. In: Casale P, Hochscheid S, Kaska Y, Panagopoulou A, éditeurs. Sea Turtles in the Mediterranean Region: MTSG Annual Regional Report 2020 Report of the IUCN-SSC Marine Turtle Specialist Group. 2020.
116. Higgins B, Wyneken J, Epperly S, McMichael E, Merigo C, Flanagan J. PIT tag migration in sea turtle flippers. *Herpetol Rev*. 4 avr 2010;41:448-54.
117. Girard F, Dell'Amico F, Gambaiani D, Claro F. Rapport d'activité 2018-2019 de l'Observatoire des Tortues Marines de France métropolitaine. UMS PatriNat (OFB, CNRS, MNHN). Paris, France; 2020 p. 38.
118. Carpentier AS, Jean C, Barret M, Chassagneux A, Ciccione S. Stability of facial scale patterns on green sea turtles *Chelonia mydas* over time: A validation for the use of a photo-identification method. *J Exp Mar Biol Ecol*. mars 2016;476:15-21.

119. Schofield G, Katselidis KA, Dimopoulos P, Pantis JD. Investigating the viability of photo-identification as an objective tool to study endangered sea turtle populations. *J Exp Mar Biol Ecol.* juin 2008;360(2):103-8.
120. TORSOOI - A propos [Internet]. [cité 2 déc 2021]. Disponible sur: <https://torsooi.com/about>
121. Ciccione S, Jean C, Carpentier A, Barret M. Cause and healing of a sea turtle injury revealed by photo-identification. *Indian Ocean Turtle Newsletter.* (21):3.
122. CestMed - Suivi satellitaire et identification des tortues marines [Internet]. CestMed - Sauvegarde des tortues marines. [cité 4 nov 2021]. Disponible sur: <http://www.cestmed.org/les-travaux-scientifiques/suivi-satellitaire-et-identification-des-tortues-marines/>
123. Savelli MP. Génétique des populations et origine des tortues Caouanne (*Caretta caretta*) de Méditerranée française. 2015 p. 27.
124. Nivière M, Claro F. Rapport d'activité 2016-2017 de l'Observatoire des Tortues Marines de France métropolitaine. UMS 2006 Patrimoine naturel. AFB-CNRS-MNHN. Paris; 2018 mai p. 42.
125. Claro F. GTMF - 5 août 2016: découverte d'une ponte de caouanne sur la Côte d'Azur [Internet]. [cité 9 nov 2021]. Disponible sur: <http://gtmf.mnhn.fr/5-aout-2016-decouverte-dune-ponte-de-caouanne-sur-la-cote-dazur>, <http://gtmf.mnhn.fr/5-aout-2016-decouverte-dune-ponte-de-caouanne-sur-la-cote-dazur/>
126. GTMF - Informations aux Pêcheurs [Internet]. [cité 5 nov 2021]. Disponible sur: <http://gtmf.mnhn.fr/informations-aux-pecheurs>, <http://gtmf.mnhn.fr/informations-aux-pecheurs/>
127. Directive Cadre Stratégie pour le Milieu Marin [Internet]. DCSMM. [cité 6 nov 2021]. Disponible sur: <https://dcsmm.milieufrance.fr/>
128. Directive 2008/56/CE du parlement européen et du conseil du 17 juin 2008 établissant un cadre d'action communautaire dans le domaine de la politique pour le milieu marin (directive-cadre «stratégie pour le milieu marin») [Internet]. juin 25, 2008. Disponible sur: <https://sextant.ifremer.fr/documents/156255/178754/Directive/6b242990-2538-4a93-9e32-495d29aa5acc>
129. Darmon G, Miaud C, Claro F, Dell'Amico F, Gambaiani D, Galgani F. Pertinence des tortues caouannes comme indicateur de densité de déchets en Méditerranée dans le cadre de la Directive Cadre Stratégie pour le Milieu Marin (indicateur 2.1 du descripteur n°10). Rapport CNRS/IFREMER; 2014. 35 p.
130. INDICIT – Implementation of the indicator of marine litter on sea turtles and biota in regional sea conventions and marine strategy framework directive areas [Internet]. [cité 6 nov 2021]. Disponible sur: <https://indicit-europa.eu/>
131. Centre commun de recherche, Institut de l'environnement et du développement durable. Guidance on monitoring of marine litter in European seas. [Internet]. Publications Office; 2013 [cité 6 nov 2021]. Disponible sur: <https://data.europa.eu/doi/10.2788/99475>

132. Badreddine A, Samaha L, Abderrahim M, Limam A, Ben-Nakhla L, éditeurs. SPA/RAC-UNEP/MAP, 2020. Conservation of the Marine Turtles in Lebanon. Results of the 2019 monitoring of the Marine Turtles along the Lebanese coast. SPA/RAC. Conservation of Marine Turtles in the Mediterranean Sea project. Tunis; 2020. 39 p.
133. Patel SH, Morreale SJ, Panagopoulou A, Bailey H, Robinson NJ, Paladino FV, et al. Changepoint analysis: a new approach for revealing animal movements and behaviors from satellite telemetry data. *Ecosphere*. 2015;6(12):1-13.

Annexes

Annexe 1 : Feuille d'observation d'une tortue

Réseau Tortues Marines de Méditerranée Française (RTMMF)
Continent : 06.64.79.54.23 Corse : 06.09.38.81.03



FICHE D'OBSERVATION DE TORTUE MARINE
(à envoyer, avec photo(s)/vidéo(s), à : rtmmf@lashf.org)

Rédacteur de la fiche : _____

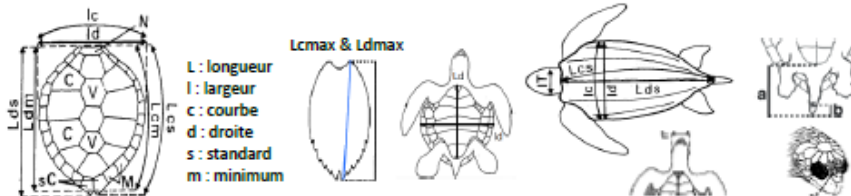
1. Circonstances de l'observation

Date : _____ Commune : _____ Code postal : _____
 Plage ou lieu-dit : _____ Nom de la tortue : _____
 Code RTMMF de l'individu : _____ Ancien code RTMMF : _____
 Code centre de soins de l'individu : _____ Ancien code centre de soins : _____
 Latitude (degrés décimaux) : _____ Longitude (degrés décimaux) : _____
 Coordonnées GPS approximatives Espèce : _____ Détermination douteuse
 Etat de l'animal : Vivant Frais Putréfié Très putréfié Reste Non identifié
 Date du décès : _____ Photo-identification Autre photographie Vidéo
 Animal laissé sur place Nom du programme d'observation : _____
 Capture accidentelle → Filet (droit/trémail) Chalut ligne/palangre autre : _____
 Observation en mer Profondeur de l'observation : _____ Echouage Evènement de ponte
 Signe de reproduction observé Préciser : _____
 Remarques : _____

2. Relevés biométriques et identification du sexe (en gras : mesures à relever à minima)

Sexe : Male Femelle Indéterminé Concavité plastron (animal vivant ou frais) : - Plat
 - Convexe
 - Concave
 Taille approximative (cm) : _____ Poids (kg) : _____ - Indéterminé

Longueurs courbes dossière (cm) ¹			Longueurs droites dossière			Largeurs dossière	
Lcs :	Lcm :	Lcmax :	Lds :	Ldm :	Ldmax :	lc :	ld :
Longueurs plastrons		Largeurs plastron		Cou (largeur droite et tour)		Queue	
Lc :	Ld :	lc :	ld :	IT :	TC :	a :	b :



Nombre d'écaillés ¹									
pF :	N :	V :	Cd :	Cg :	Md :	Mg :	iMd :	iMg :	sC :

¹ pF : préFrontales, N : Nucleales, V : Vertébrales, Cd : Costales droite, Cg : Costales gauche, Md : Marginales droite, Mg : Marginales gauche, iMd : infraMarginales droite, iMg : infraMarginales gauche, sd : supra dorsales

3. Interactions humaines Photo(s) des signe(s) d'interaction(s)

Interaction pêche Préciser :

Collision Préciser :

Enchevêtrement dans déchets de pêche Préciser :

Enchevêtrement dans autres déchets Préciser :

Ingestion de déchets Préciser :

Pollution chimique Préciser :

Autres Préciser :

Remarques :

4. Dispositif d'identification (bague ou transpondeur)

Bague : Oui Non Indéterminé Transpondeur : Oui Non Indéterminé

N° d'identification Bague : Première pose Recapture

N° d'identification transpondeur : Première pose Recapture

5. Dispositif de suivi (balises)

Animal balisé N° balise : Première pose Recapture

Nom du programme :

6. Mise en soins

Nom du centre de transit : Date d'arrivée (centre de transit) :

Nom du centre de soins : Date arrivée (centre de soins) :

Nom du centre de réhabilitation :

Date arrivée (réhab) : Date de sortie (réhab) :

Date Remise en liberté : Lieu :

Poids au relâcher :

Type de lésion/pathologie :

Remarques (soins, analyses, traitements, relâcher, etc.) :

7. Prélèvements et analyses

Lieu de congélation de l'animal (avant autopsie/dissection) : Autopsie Dissection
 Date autopsie/dissection : Lieu autopsie/dissection : Rapport d'autopsie Pas d'autopsie/dissection
 Personne(s) présente(s) :
 Remarques (causes de mortalité, lésions, réf. rapport autopsie, etc.) :

Type échantillon/analyse	Nb échantillons	Date de prélèvement	Mode de conservation	Lieu de stockage temporaire 1	Lieu de stockage temporaire 2	Lieu de stockage permanent	Programme scientifique (+labo référent)	Analyse effectuée (o/n)	Remarques
Fèces animaux vivants (déchets)									
Sang (génétique)									
Peau (génétique)									
Sang (écotox)	Tubes : Plaques verre :								
Peau (écotox)									
Carapace (écotox)									
Humérus (squelettochronologie)									
Tube digestif (avt analyse)									
Contenu digestif (déchets)	Présence déchet (o/n) :								
Contenu digestif (ADNe)									

3/4

Type échantillon/analyse	Nb échantillons	Date de prélèvement	Mode de conservation	Lieu de stockage temporaire 1	Lieu de stockage temporaire 2	Lieu de stockage permanent	Programme scientifique (+labo référent)	Analyse effectuée (o/n)	Remarques
Contenu digestif (régime alimentaire)	Contenu (o/n) :								
Foie									
Muscle									
Carapace									
Epibionte									
Follicules ovariens									
Œuf entier (génétique)									
Œuf entier (chiens)									
Emergent									
Coquille œuf									
Autres									

8. Informateurs/correspondants Correspondant carte verte (prénom, nom) :
 Informateur (prénom, nom) : Type/fonction :
 Nom du navire : Port d'attache du navire :
 Tel : E-mail :

4/4



Protocole de suivi

1) Référencer la tortue

- Cc_aaaa_mm_jj_N° : Initiales du nom latin avec la 1ère lettre en majuscule (Cc pour *Caretta caretta*), date de capture (ou d'observation)_Numéro de la tortue (en trois chiffres, par ex 001 pour la première de l'année 2013) ; par ex la deuxième tortue caouanne de l'année 2013 capturée le 02 avril 2013 sera référencée : Cc_2013_04_02_002

2) Noter la référence sur l'ardoise de la cuve

3) Prendre les photographies suivantes (noter la date de prise des photos) :

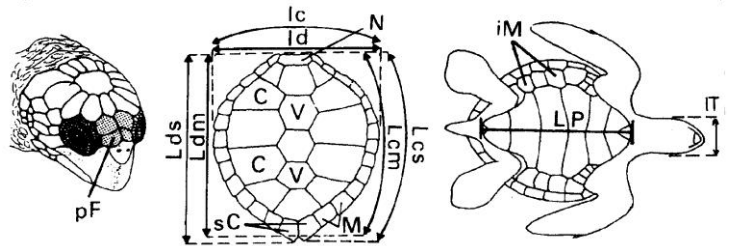
- Dossière (protocole à venir étude des *patterns* en utilisant une charte de couleur de type studio pour étalonnage)
- Plastron
- Ecailles préfrontales
- Ecailles supérieures de la tête
- Ecaille nucale
- Ecailles supra-caudales
- Profil droit de la tête (pour logiciel photo-id)
- Profil gauche de la tête (pour logiciel photo-id)
- Profil droit du corps
- Profil gauche du corps
- Autres (particularités, anomalies, curiosités, etc.)

Classer ces clichés dans un dossier différent pour chaque tortue (nom du fichier = référence de la tortue photographiée)

4) Prendre les mensurations suivantes (noter la date de prise des mensurations) :

- Cd : Ecailles costales droites
- Cg : Ecailles costales gauches
- iMd : Ecailles infra-marginales droites
- iMg : Ecailles infra-marginales gauches
- Lcm : Longueur courbe minimum
- Lcs : longueur courbe standard
- Ldm : Longueur droite minimum
- Lds : Longueur droite standard

- Lc : Largeur courbe
- Ld : Largeur droite
- LP : Longueur du plastron
- Lq : Longueur de la queue
- IT : Largeur de la tête
- Md : Marginales droites
- Mg : Marginales gauches
- N : Ecaille nucale
- P : Poids
- pF : Ecailles pré-frontales
- sC : Ecailles supra-caudales
- V : Ecailles vertébrales



5) Réaliser des prélèvements sanguins (génétique et contaminants)

- Génétique (laboratoire CEFE Montpellier) : Verser les prélèvements sanguins dans des flacons *Eppendorf* dédiés. Les remplir de 1/3 de sang à compléter avec de l'alcool à 70°C. Ces flacons doivent être stockés au réfrigérateur (dans les contenants avec le couvercle rouge). Les échantillons de sang (flacons) devront être étiquetés au crayon à papier de la manière suivante : ref_tortue prélevé le XX/XX/XXXX
- Contaminants (laboratoire Université de Sienne Italie) : Verser les prélèvements sanguins dans plusieurs flacons *Eppendorf* dédiés (2 à 4 selon la taille des individus) sans ajouter d'alcool. Ces flacons doivent être stockés au congélateur. Les échantillons de sang (flacons) devront être étiquetés au crayon à papier de la manière suivante : ref_tortue prélevé le XX/XX/XXXX

6) Prélever les fèces (protocole DCSMM)

- Verser les fèces dans des flacons dédiés (contenants avec le couvercle rouge). Ces flacons doivent être stockés au congélateur. Les échantillons devront être étiquetés au crayon à papier de la manière suivante : ref_tortue prélevé le XX/XX/XXXX

7) Administrer une bille plastique fluo dans nourriture pour suivi transit digestif (protocole DCSMM)

- Noter jour d'ingestion et de rejet de la bille sur les fiches d'observation des tortues (cf. § 12) et sur la cuve.

8) Prélever les épibiontes

- 9) Verser les épibiontes dans des flacons dédiés (contenants avec le couvercle rouge). Une fois complétés avec de l'alcool à 70°C, ces flacons doivent être stockés au congélateur. Les échantillons devront être étiquetés au crayon à papier de la manière suivante : E_ref_tortue (E pour « épibionte ») prélevé le XX/XX/XXXX

10) Prélever les parasites

11) Verser les parasites dans des flacons dédiés (contenants avec le couvercle rouge). Une fois complétés avec de l'alcool à 70°C, ces flacons doivent être stockés au congélateur. Les échantillons devront être étiquetés au crayon à papier de la manière suivante : P_ref_tortue (P pour « parasite ») prélevé le XX/XX/XXXX

12) Remplir la fiche d'observation du RTMMF et indiquer les différents traitements/soins administrés (nom, posologie, etc.)

Centre d'Etudes et de Sauvegarde des Tortues Marines de Méditerranée

Avenue du Palais de la mer

BP 106

30240 Le Grau-du-Roi

04 66 51 57 37 | 06 42 51 15 28

contact@cestmed.org

Annexe 3 : Protocole de prélèvement d'échantillons



PROTOCOLES DE PRELEVEMENT D'ÉCHANTILLONS BIOLOGIQUES

TORTUES VIVANTES

Protocoles de prélèvement d'échantillons de peau

Seules les personnes habilitées (mention figurant sur la carte verte) sont autorisées à effectuer un prélèvement de peau superficielle sur les tortues marines; ce prélèvement ne peut être effectué qu'une seule fois, avant le relâcher ou durant la période de soins, s'il est possible de mutualiser l'intervention avec les prélèvements nécessaires pour des raisons vétérinaires.

Utilisation: études d'écotoxicologie/ biomarqueurs des polluants marins et de génétique

- 1) Enfiler des gants
- 2) Désinfecter la peau de la tortue (au niveau d'un pli de peau de la région inguinale, ou d'une palette natatoire postérieure, entre deux écailles distales), ou région à l'aide de Bétadine et alcool
- 3) Appliquer la solution anesthésique locale sur la zone à prélever (lidocaïne, lignocaïne ou xylocaïne) et attendre 2 minutes
- 4) Prélever un échantillon de peau à l'aide du punch stérile (2 à 4mm de diamètre selon la taille de la tortue) et de la pince stérile et le déposer dans le contenant prévu à cet effet
- 5) Appliquer une goutte d'eau oxygénée sur la zone cutanée prélevée sur la tortue

Conditionner l'échantillon (aluminium pour l'écotoxicologie, flacon d'éthanol) et étiqueter le contenant (Date, localité où la tortue a été trouvée, espèce, n° identifiant en rapport avec la fiche descriptive, longueur courbe de carapace, nature de l'échantillon, nom du manipulateur,) et le stocker dans l'attente de son envoi au laboratoire.

Protocole de prélèvement d'échantillons de phanère sur un spécimen de Chéloniidé

Prélever délicatement et superficiellement par raclage avec un scalpel un à deux cm² de kératine (feuillelet superficiel sur une écaille de la dossière dépourvue d'épibionte), l'emballer dans une feuille d'aluminium, et le stocker temporairement à -20°C.

Protocole de prélèvement de sang

Seules les personnes habilitées (mention figurant sur la carte verte) sont autorisées à effectuer un prélèvement de sang sur les tortues marines; ce prélèvement ne peut être effectué qu'une seule fois, avant le relâcher ou durant la période de soins, s'il est possible de mutualiser l'intervention avec les prélèvements nécessaires pour des raisons vétérinaires.

Chéloniides:

- 1) Enfiler des gants
- 2) Désinfecter la région cervicale de la tortue à l'aide de Bétadine puis alcool.
- 3) Prélever 1 à 3 ml de sang au niveau du sinus dorso-cervical (cf formation pratique) à l'aide d'une seringue et d'une aiguille adaptées à la taille de la tortue:

0,5 kg: 23/0,5"

0,5-5 kg: 21/1"

>5kg: 21/1,5"

- 4) Transférer le sang dans le tube sec (écotoxicologie) ou dans le tube contenant de l'éthanol à 70°
- 5) Etiqueter l'échantillon (Date, localité où la tortue a été trouvée, espèce, n° identifiant en rapport avec la fiche descriptive, longueur courbe de carapace, nature de l'échantillon, nom du manipulateur) et le stocker dans l'attente de son envoi au laboratoire.

Dermochéiliidés

- 1) Enfiler des gants
- 2) Désinfecter la région du sinus veineux de la palette natatoire postérieure choisie (cf formation pratique) à l'aide de Bétadine puis alcool.
- 3) Prélever 1 à 3 ml de sang à l'aide d'une seringue équipée d'une aiguille 21/1,5"
- 4) Transférer le sang dans le tube sec (écotoxicologie) ou dans le tube contenant de l'éthanol à 70°
- 5) Etiqueter l'échantillon (Date, localité où la tortue a été trouvée, espèce, n° identifiant en rapport avec la fiche descriptive, longueur courbe de carapace, nature de l'échantillon, nom du manipulateur) et le stocker dans l'attente de son envoi au laboratoire.



PROCOLES DE PRELEVEMENT D'ÉCHANTILLONS BIOLOGIQUES

TORTUES MORTES

Protocole de prélèvement de tissus pour analyse de l'ADN :

Au préalable, les outils (pinces et ciseaux) sont désinfectés comme suit: enfiler des gants chirurgicaux, plonger les outils dans une solution d'eau de javel ou de l'éthanol, puis les essuyer avec un chiffon imbibé d'éthanol (70 à 95°). Effectuer cette opération entre les prélèvements des différents spécimens.

1. Enfiler des gants
2. Prélever un morceau de tissu mou (e. g. à l'épaule ou en arrière d'une palette natatoire antérieure) d'environ 1 cm³.
3. Maintenir ce morceau avec la pince et le découper en plus petits fragments qui sont placés dans un tube.
4. Remplir le tube d'éthanol (95° si possible sinon concentration inférieure).
5. Etiqueter correctement chaque tube et le fermer hermétiquement. L'étiquetage peut se faire en plaçant directement dans le tube un morceau de papier où les informations de base (n° identifiant en rapport avec la fiche descriptive) sont inscrites au crayon à papier.
6. Stocker les tubes à température ambiante quelques heures (éviter les chaleurs élevées), puis au congélateur à – 20 °C.

Protocole de prélèvement de tissus pour la squelettochronologie :

1. Prélever une palette natatoire avant gauche (sinon droite). L'étiqueter convenablement (Date, localité où la tortue a été trouvée, espèce, n° identifiant en rapport avec la fiche descriptive, longueur courbe de carapace, nature de l'échantillon, nom du manipulateur) et la stocker au congélateur à – 20°C ou bien passer au point suivant.
2. Prélever l'humérus (recommandé) en essayant de supprimer le plus de tissus mous (muscles) associés.
3. Placer l'os dans un tube rempli d'éthanol (95° si possible sinon concentration inférieure) ou au congélateur à – 20°C. Etiqueter correctement (Date, localité où la tortue a été trouvée, espèce, n° identifiant en rapport avec la fiche descriptive, longueur courbe de carapace, nature de l'échantillon, nom du manipulateur).
4. Les tubes peuvent être conservés à température ambiante, de préférence dans une boîte hermétique à la lumière.

Annexe 4 : Feuille de soins en hospitalisation

Fiche n° :

Référence de l'individu :

Nom de l'individu :

Date d'entrée au ~~CESTM~~ : Cause de la prise en charge (capture, échouage, etc.) :

Nourrissage :	Soins :
---------------	---------

Date	Nourriture (quantité et type)		Nettoyé	Fèces	Commentaires	Réfèrent
	Donnée	Restante				
ij/mm/aa	Hareng (H) ; Sprat (S) ; Merlan (M) ; Capelan (C) ; Crabe (Cr), Autre (à préciser)		Oui/Non	Absence de fèces (Abs.)/Prélevés (P), Non Prélevés (NP)	Comportement, lésions, ingestion/rejet bille, etc.	Prénom et nom

Annexe 5 : Organigramme d'intervention des réseaux tortue marine



DECOUVERTE

Correspondants régionaux des réseaux d'observation de Tortues Marines

MANCHE/ATLANTIQUE :

Aquarium La Rochelle/Centre d'Etude et de Soins pour les Tortues Marines (C.E.S.T.M.)
Tél: 05 46 34 00 00
tortues@aquarium-larochelle.com

Tél: 05 46 34 00 00

tortues@aquarium-larochelle.com

MEDITERRANEE :

Réseau Tortues Marines de Méditerranée Française
Tél : *Continent* : 06 64 79 54 23 - *Corse* : 06 09 38 81 03
rtmmf.coord@gmail.com

SAINT PIERRE ET MIQUELON :

Réseau Tortues Marines de St Pierre et Miquelon
Tél : 55 12 53 (*St-Pierre*), 55 19 87 (*Miquelon*) ou 55 13 31.

**INFORMATION
TRANSMISSION**

Tortue vivante

Luth

Autre que Luth

**EXAMEN
SOIN**

RELACHER
Après examen et
soins sur place

Centre de transit puis centre de soins
ou
directement centre de soins

RELACHER

Tortue morte

Luth/Cadavre en
décomposition

Conditions favorables

Conditions
non-favorables

Laboratoire/structure désignée/
lieu de stockage

Localisation, mise en sécurité
puis suivi du nid

Transfert des œufs vers le
lieu d'incubation désigné

ELIMINATION
Municipalité
Société d'épuration

OUVERTURE DU NID
Après émergence ou
en cas de nid détruit

Nid

TECHNIQUES D'ETUDE ET DE PRESERVATION D'UNE ESPECE MENACEE : LA TORTUE CAOUANNE. EXEMPLE DU CENTRE D'ETUDE ET DE SAUVETAGE DES TORTUES MARINES DE MEDITERRANEE.

Auteur

BOURLIER Jean-Romain

Résumé

Les tortues caouannes (*Caretta caretta*) sont des animaux menacés d'extinction et protégés par des lois internationales. Leur inaccessibilité rend leur étude compliquée. Les centres de soins offrent un accès à ces animaux sur de longues périodes, permettent la collecte de données et la conduite d'études scientifiques. Le CESTMed est le principal centre de soins de Méditerranée française. Son action s'inscrit dans le programme scientifique officiel « Observatoire des Tortues marines : réseau d'échouage, de sauvetage et d'observation des Tortues marines en France métropolitaines ».

Mots-clés

Tortue caouanne, *Caretta caretta*, CESTMed, Méditerranée, ,

Jury

Président du jury : Pr **BOSCHETTI Gilles**
1er assesseur : Dr **BOURGOIN Gilles** Etablissement : **Vetagro Sup**
campus vétérinaire Lyon
2ème assesseur : Dr **CALLAIT-CARDINAL Marie-Pierre**